

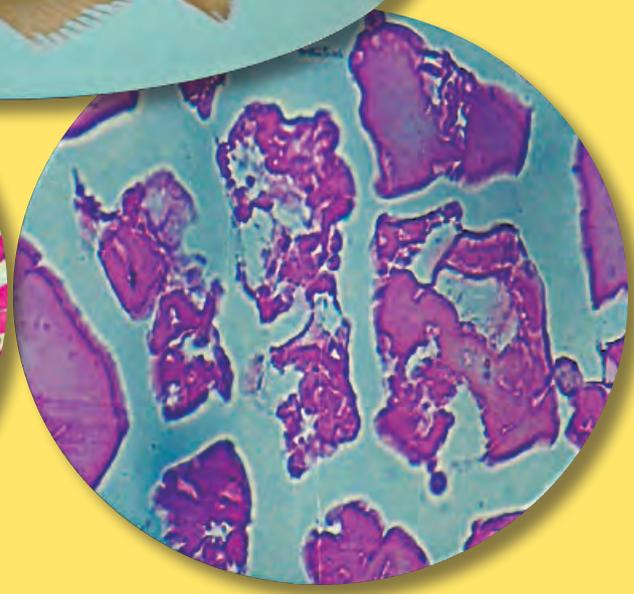
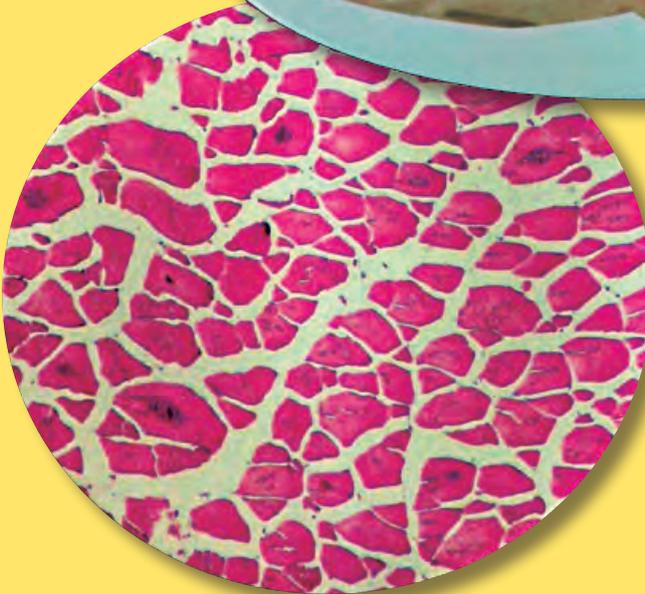
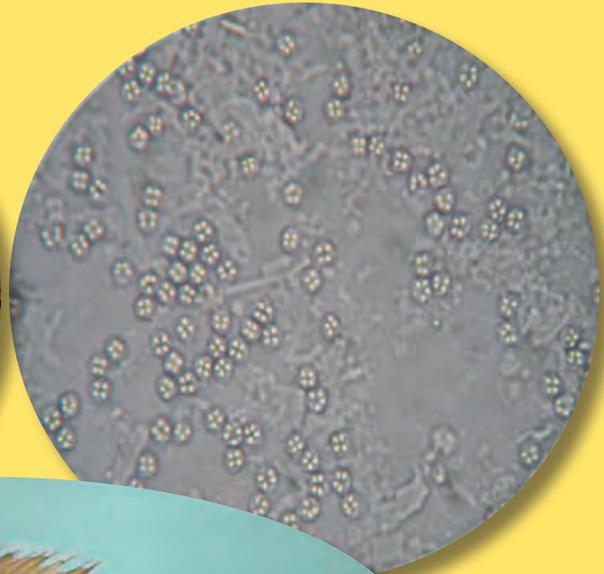


BOLETÍN

INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ

ISSN 0458-7766

VOLUMEN 32, Número 1



Enero - Junio 2017
Callao, Perú

EL INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ (IMARPE)

tiene cuatro tipos de publicaciones científicas:

BOLETÍN (ISSN 0458-7766), desde 1964.- Es la publicación de rigor científico, que constituye un aporte al mejor conocimiento de los recursos acuáticos, las interacciones entre éstos y su ambiente, y que permite obtener conclusiones preliminares o finales sobre las investigaciones. El BOLETÍN constituye volúmenes y números semestrales, y la referencia a esta publicación es: **Bol Inst Mar Perú.**

INFORME (ISSN 0378 - 7702), desde 1965.- Es la publicación que da a conocer los resultados preliminares o finales de una operación o actividad, programada dentro de un campo específico de la investigación científica y tecnológica y que requiere difusión inmediata. El INFORME ha tenido numeración consecutiva desde 1965 hasta el 2001, con referencia del mes y el año, pero sin reconocer el *Volumen*. A partir del 2004, se consigna el *Volumen 32*, que corresponde al número de años que se viene publicando, y además se anota el fascículo o número trimestral respectivo. La referencia a esta publicación es: **Inf Inst Mar Perú.**

INFORME PROGRESIVO, desde 1995 hasta 2001. Una publicación con dos números mensuales, de distribución nacional. Contiene información de investigaciones en marcha, conferencias y otros documentos técnicos sobre temas de vida marina. El INFORME PROGRESIVO tiene numeración consecutiva, sin mencionar el año o volumen. Debe ser citado como Inf Prog Inst Mar Perú. Su publicación ha sido interrumpida.

ANUARIO CIENTÍFICO TECNOLÓGICO IMARPE (ISSN 1813-2103) desde 2004.- Es una publicación anual que se considera un RESUMEN DE LOS INFORMES DE LAS DIRECCIONES Y DE LAS SEDES DESCENTRALIZADAS DEL IMARPE durante un año calendario. Estos resultados se editan para su difusión y conocimiento de la comunidad científica y empresarial. La referencia a esta publicación es Anu. cient. tecnol. IMARPE, seguida del año. Para el volumen 16 será Anu cient tecnol IMARPE Vol 16, 2017

The PERUVIAN RESEARCH INSTITUTE (IMARPE)

has four types of scientific publications:

BOLETÍN ((ISSN 0458-7766) (IMARPE BULLETIN).- Published since 1964. This is a strictly scientific journal that provides information as a contribution in the field of aquatic resources and the interactions between these and their environment. It also presents preliminary or final conclusions on these investigations. The BOLETÍN is published and numbered in volumes by semesters, and its reference will be: **Bol Inst Mar Perú.**

INFORME (ISSN 0378-7702) (IMARPE REPORT).- Published since 1965. These journals contain preliminary or final results of research activities within a specific scientific and/or technological field that requires immediate circulation. During 31 years the INFORME has had consecutive numeration from N° 1 until N° 164, without correspondence between the volume and publication year. Beginning in 2004, quarterly numbers are being published beginning with Volume 32, which corresponds to the number of years since being in print. The reference will be **Inf Inst Mar Peru.**

INFORME PROGRESIVO (IMARPE PROGRESSIVE REPORT).- Published since 1995 to 2001. This is a report that is published bimonthly and distributed nationally. It contains technical information pertaining to ongoing research, conferences and other documents of interest related to marine life in general. These reports have had consecutive numeration from N° 1 to N° 159), including the month of the year, but not the volume number. At this time, the publication of these reports has been interrupted. It must be mentioned as **Inf Prog Inst Mar Perú.**

ANUARIO CIENTÍFICO TECNOLÓGICO IMARPE (ISSN 1813-2103) (IMARPE SCIENTIFIC and TECHNOLOGICAL YEARBOOK).- Published since 2004. This is a yearly Publication edited as a *SUMMARY of the REPORTS OF THE DIVISIONS AND OF THE REGIONAL HEADQUARTERS OF THE PERUVIAN MARINE RESEARCH INSTITUTE (IMARPE)*, published each year, and distributed among the scientific and professional community in general. The reference to this publication will be **Anu cient tecnol IMARPE**, following the year. For volume 16, it will be Anu cient tecnol IMARPE Vol 16, 2017

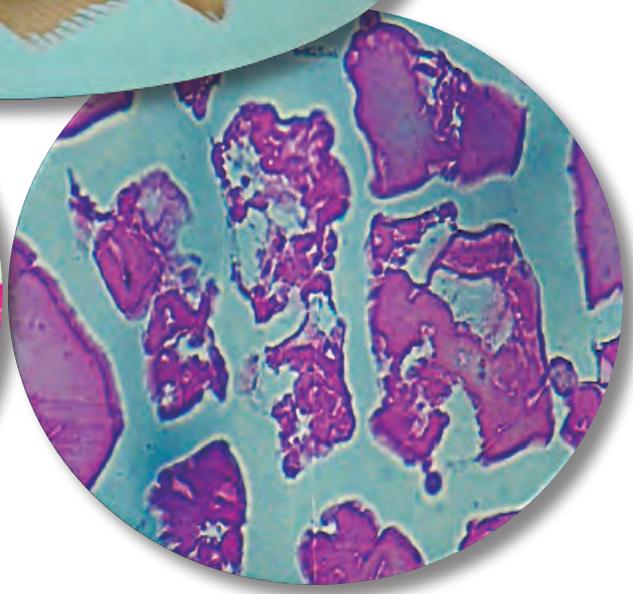
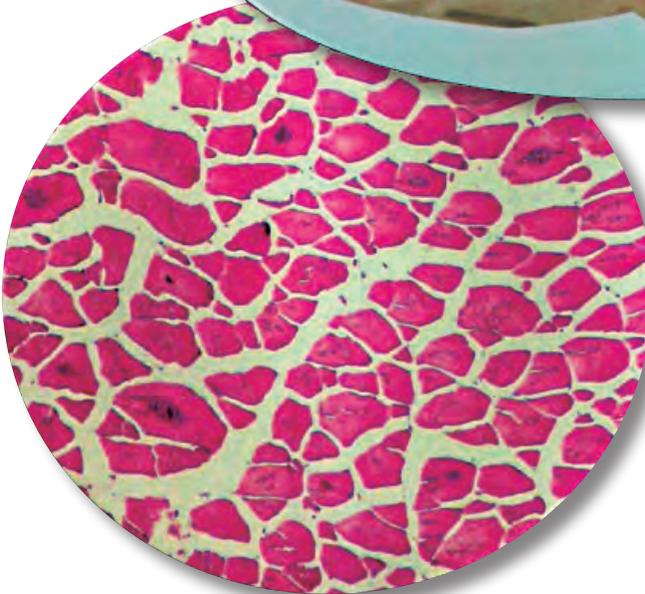
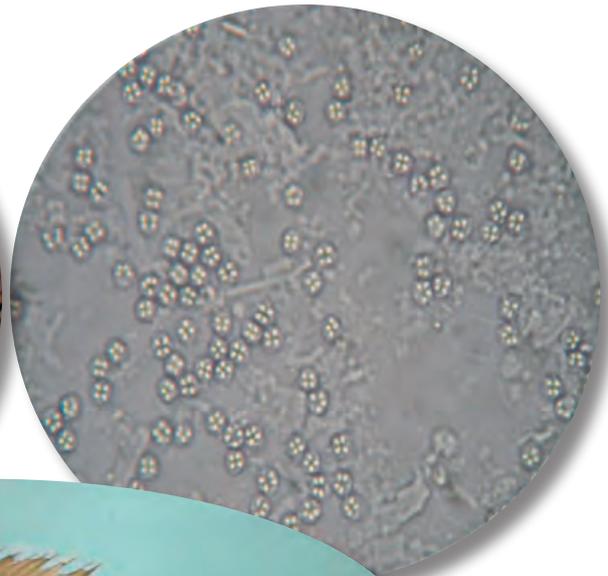


BOLETÍN

INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ

ISSN 0458-7766

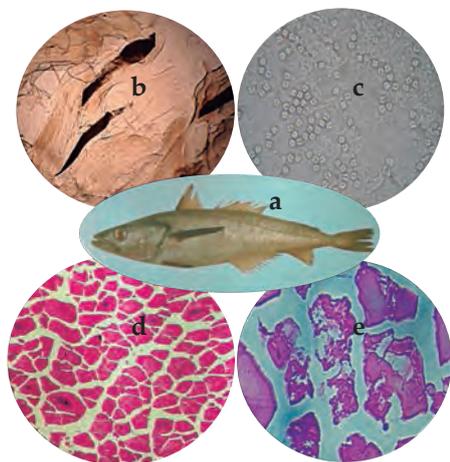
VOLUMEN 32, Número 1



Enero - Junio 2017
Callao, Perú

BOLETÍN IMARPE ISSN 0458-7766

Bol Inst Mar Perú Vol 32 N° 1, Enero - Junio 2017



PORTADA: Secuencia del protozoario *Kudoa peruvianus*

a) Merluza peruana (*Merluccius gayi peruanus*); b) Quistes hallados en músculo de merluza,
c) Esporas de *K. peruvianus* en interior de quistes, caracterizados por presentar 4 cápsulas polares
d) Corte histológico, se observan los quistes en color azul en el interior del tejido muscular,
e) Necrosis en el tejido muscular

Ilustrador: JULIO GONZALES FERNÁNDEZ

© 2017 Instituto del Mar del Perú (IMARPE)

Esquina Gamarra y General Valle s/n

Casilla postal 22. Callao, Perú

Teléfono 208 8650

Fax: 429.9811

C. electrónico: imarpe@imarpe.gob.pe

Consejo Directivo IMARPE 2017

PRESIDENTE

Calm, AP (r) JAVIER GAVIOLA TEJADA

DIRECTOR EJECUTIVO CIENTÍFICO

BLGO. RENATO GUEVARA CARRASCO

COMITÉ EDITORIAL

COORDINADORA

BLGA. SULMA CARRASCO BARRERA

EDITORA

VIOLETA VALDIVIESO MILLA

Co-EDITORAS

EMIRA ANTONIETTI VILLALOBOS

SOLEDAD GUZMAN CÁRDENAS

DIAGRAMACIÓN

ARTURO SANDOVAL NAVARRO

Indizada en Aquatic Science Fisheries Abstracts (ASEA)

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° xxxxx

Reservados todos los derechos de reproducción, publicación total o parcial, los de traducción y de la página Web.

Tiraje: 500 ejemplares

Terminado de imprimir: 2017

Distribución: canje, suscripción o compra

Impreso en: IAKOB Comunicadores y Editores S.A.C.

Calle Los Talladores 474 Urb. Ind. El Artesano, Ate, Lima - Perú

R.U.C. 20524555701

La información estadística, los mapas, figuras, términos y designaciones empleados en esta publicación científica son referenciales, no tienen valor oficial, y son de completa responsabilidad de los autores.

INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ
BOLETÍN

ISSN 0458-7766

Volumen 32, Número 1, Enero-Junio 2017
[Bol Inst Mar Perú 32 (1)]

PARASITOLOGÍA, HISTOLOGÍA, HISTOPATOLOGÍA EN ANIMALES ACUÁTICOS

CONTENIDO

Resumen, Abstract.....	5
1. Introducción.....	5
2. Material y Métodos.....	6
3. Resultados y Discusión.....	7
PECES MARINOS DE IMPORTANCIA INDUSTRIAL Y COMERCIAL	
Anchoveta peruana.....	8
Caballa.....	12
Jurel.....	17
Merluza peruana.....	21
Perico.....	26
Tiburón azul.....	28
PECES MARINOS DE IMPORTANCIA PARA EL CONSUMO HUMANO	
Ayanque.....	31
Bacalao.....	33
Bereche.....	36
Bonito.....	38
Cabrilla.....	39
Coco.....	42
Cojinoba del norte.....	44
Corvina del Atlántico.....	47
Corvina dorada.....	54
Doncella.....	58
Lorna.....	61
Mis Mis.....	64
Peje blanco.....	66
Pintadilla.....	68
Robalillo.....	70
Señorita.....	72
Viña.....	74
PECES MARINOS Y DE AGUA DULCE IMPORTANTES EN LA ACUICULTURA	
Lenguado común.....	75
Lisa común.....	80
Tilapia roja.....	85
Trucha arco iris.....	91

ORGANISMOS INVERTEBRADOS IMPORTANTES PARA EL CONSUMO Y EN LA ACUICULTURA	
Pota o Calamar gigante.....	100
Camarón gigante de Malasia.....	103
Concha de abanico.....	104
Langostino.....	109
PECES ORNAMENTALES	
Goldfish.....	112
4. Conclusiones	118
5. Referencias	118
6. Glosario	126
7. Anexos	129
Instrucciones para los autores.....	133

PARASITOLOGÍA, HISTOLOGÍA, HISTOPATOLOGÍA EN ANIMALES ACUÁTICOS

PARASITOLOGY, HISTOLOGY, HISTOPATHOLOGY IN AQUATIC ANIMALS

Julio Gonzales Fernández¹

RESUMEN

GONZALES J. 2017. *Parasitología, histología, histopatología en animales acuáticos*. Bol Inst Mar Perú. Vol 32 (1): 5-129.- El objetivo del presente trabajo, es dar a conocer los diferentes tipos de parásitos hallados en 32 especies marinas de la costa peruana y de agua dulce que incluyen peces, moluscos y crustáceos actuando como hospederos. La investigación está relacionada a la helmintofauna parasitaria, hongos, bacterias, protozoarios y algunos crustáceos. La investigación se ha desarrollado durante 30 años, mayormente en el Perú, en los Laboratorios Regionales del IMARPE, en el laboratorio de Zoología de Invertebrados de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, en el laboratorio de Sanidad Acuícola de la Universidad Nacional Agraria La Molina y, en el laboratorio de Morfología Funcional de la Fundação Universidade do Rio Grande do Sul (FURG) de Brasil. Se emplearon microscopios compuestos y la técnica de coloración Hematoxilina-Eosina para cortes histológicos en general y hematoxilina D'Lafield y bórax carmín para los helmintos. Se resalta la presencia de endoparásitos en la lisa común; de un monogeneo en la cojinoba del norte; quistes de protozoarios en la anchoveta peruana, caballa, lenguado común; el hongo *Icthyophonus hoferi* en el tejido hepático de la trucha arco iris; larvas de céstodes en el tejido muscular esquelético de la corvina del Atlántico y, el myxosporidio *Kudoa peruvianus* como endoparásito del tejido muscular de la merluza peruana, entre otros.

PALABRAS CLAVE: Parasitología, Histología, Histopatología, animales acuáticos

ABSTRACT

GONZALES J. 2017. *Parasitology, histology, histopathology in aquatic animals*. Bol Inst Mar Peru. Vol. 32 (1): 5-129.- The objective of the present work is to present the different types of parasites found in 32 marine species of the Peruvian coast and freshwater; fish, mollusks and crustaceans are included, acting as hosts. The research is related to parasitic helminthofauna, fungi, bacteria, protozoa and some crustaceans. It has been developed for 30 years, mainly in Peru, in the Regional Laboratories of IMARPE, and in the Laboratory of Invertebrate Zoology of the National University of San Marcos, in the Laboratory of Aquaculture Health of the National Agrarian University La Molina and, in the laboratory of Functional Morphology of the University of Rio Grande do Sul (FURG) in Brazil. Compound microscopes and the Hematoxylin-Eosin staining technique were used for histological sections and hematoxylin D'Lafield and borax carmine for helminths. It emphasizes the presence of endoparasites in the "grey mullet". A new genus and new species of monogeneo in the "palm fish"; protozoan cysts in the "Peruvian anchovy", "mackerel", "common sole". The fungus *Icthyophonus hoferi* in the hepatic tissue of the "rainbow trout"; larvae of cestodes in the skeletal muscle tissue of the "sea bass" and the myxosporidium *Kudoa peruvianus*, endoparasite of the muscle tissue of the "Peruvian hake", among others.

KEYWORDS: Parasitology, Histology, Histopathology, aquatic animals

1. INTRODUCCIÓN

Las enfermedades que se presentan en animales acuáticos, bien sea en ambientes naturales o controlados (acuicultura), pueden ser originadas por microorganismos (bacterias, hongos, virus y protozoarios), o por macroorganismos (helmintos, hirudíneos, crustáceos); las patologías también se pueden presentar por alteraciones medioambientales y por deficiencia o exceso de proteínas, carbohidratos, lípidos, aminoácidos y vitaminas.

El estudio de los parásitos y las alteraciones histológicas que generan en diferentes tipos de tejidos, es importante para comprender la relación hospedero-parásito, la bioecología del mismo y el daño producido en función a la intensidad de infección.

La mayor consecuencia de una enfermedad, se observa en los cultivos de peces, crustáceos o moluscos, donde la mortalidad puede alcanzar a la totalidad de los ejemplares, generando fuertes pérdidas económicas. En esos ambientes hay mayores facilidades para que las enfermedades puedan ser estudiadas, cualitativa y cuantitativamente, porque puede efectuarse el historial clínico y el estudio bioecológico de la carga parasitaria. Sin embargo, es muy importante la prevención, para lo cual debe tomarse en consideración los diferentes factores físicos, químicos y biológicos de la especie cultivada y procurar que estos factores siempre se encuentren en condiciones óptimas como para llevar a cabo el cultivo. Las enfermedades también se presentan en el medio natural de las aguas marinas o continentales.

¹ Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. jugofe@lamolina.edu.pe

En el Perú, los trabajos científicos sobre parasitología, se han desarrollado en relación a la descripción de los parásitos, bioecología, distribución geográfica etc., pero no en cuanto a los efectos que, en su mayoría, generan los parásitos (incluyendo virus, bacterias, hongos, protozoos, helmintos, etc.).

En este trabajo, las investigaciones se basaron en estudios parasitológicos e histológicos de 32 especies procedentes de ambientes marino, agua dulce y mixohalino, en las que se determinó el efecto del parasitismo.

Las especies estudiadas fueron: anchoveta *Engraulis ringens* Jenyns, 1842; ayanque *Cynoscion analis* (Jenyns, 1842); bacalao *Gadus morhua* Linnaeus, 1758; bereche *Larimus aclivis* Jordan y Bristol, 1898; bonito *Sarda chiliensis chiliensis* Cuvier, 1832; caballa *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782; cabrilla *Paralabrax humeralis* Valenciennes, 1828; calamar gigante o pota *Dosidicus gigas* d'Orbigny, 1835; coco o suco *Paralonchurus peruanus* (Steindachner, 1875); concha de abanico *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819); corvina del Atlántico *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823); corvina dorada *Micropogonias altipinnis* (Günther, 1864); cojinoba del norte *Schedophilus haedrichi* Chirichigno, 1973; doncella *Hemanthias peruanus* (Steindachner, 1875); jurel *Trachurus murphyi* Nichols, 1920; lenguado *Paralichthys adspersus* (Steindachner, 1867); lisa *Mugil cephalus* Linnaeus, 1758; lorna *Sciaena deliciosa* (Tschudi, 1846); mis mis *Menticirrhus ophicephalus* (Jenyns, 1840); merluza *Merluccius gayi peruanus* Ginsburg, 1954; peje blanco *Caulolatilus princeps* (Jenyns, 1840); perico *Coryphaena hippurus* Linnaeus, 1758; pintadilla *Cheilodactylus variegatus* Valenciennes, 1833; robalillo *Sciaena starksii* Evermann y Radcliffe, 1917; señorita *Halichoeres dispilus* (Günther, 1864); tiburón azul *Prionace glauca* (Linnaeus, 1758); viña *Menticirrhus nasus* (Günther, 1868); y de agua dulce: goldfish *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758); tilapia gris, tilapia roja *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758); trucha arco iris *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792); camarón gigante de malasia *Macrobrachium rosenbergi* (de Man, 1879) y el langostino (mixohalino) *Penaeus vannamei* Boone, 1931.

En cada una de las especies, se describen los cuadros clínicos (patología), relacionados con bacterias (*Flavobacterium* sp.); hongos (*Ichthyophonus hoferi* Plehn y Mulsow, 1911; *Fusarium* sp., *Aspergillus flavus* Link, 1809 generador de aflatoxinas); protozoarios (*Ceratomyxa* sp., *Myxobolus* sp., *Thelohanellus* sp., *Zschokella* sp., *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876; *Ambripya* sp., *Trichodina* sp., *Kudoa peruvianus* Mateo, 1972; *Zoothamnium*

sp., *Eimeria* sp.); helmintos monogéneos (*Metamicrocotyla macracantha* (Alexander, 1954)); *Dactylogyru* sp., *Gyrodactylus* sp., *Neobenedenia* sp., *Teleurysorchis gumercindae* Gonzales y Sarmiento, 1990; *Microcotyle danielcarrioni* (Martínez y Barrantes, 1977); digéneos (larvas de Hemiuridae, *Helicometrina nimia* Linton, 1910; *Ovarionematobothrium* sp., *Dydimoazon* sp.); nemátodos (*Spyrocamallanus* sp., *Anisakis* sp., *Philometra* sp.); céstodos (*Tentacularia coryphaenae* Bosc, 1802); crustáceos (*Naobranchia lizae* (Kroyer, 1863)), y otras especies de copépodos, e hirudíneos (sanguijuela).

2. MATERIAL Y MÉTODOS

Las investigaciones se desarrollaron durante 30 años, en los laboratorios de Biología de la Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión (UNJFSC) Huacho; de Zoología de los Invertebrados de la Facultad de Biología, de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM); de Sanidad Acuícola, de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM) Lima; de Biología-Acuicultura de la Facultad de Biología de la Universidad Nacional del Santa (UNS); Laboratorios del IMARPE (Tumbes, Callao e Ilo) y de Morfología Funcional del Dpto. de Ciencias Morfo-Biológicas de la Fundação Universidade do Rio Grande do Sul (FURG-Brasil). Estas actividades obedecieron a prácticas de los cursos de Ictioparasitología (Huacho), Ictiopatología y Sanidad Acuícola (UNALM), desarrollo de tesis para optar título, maestría y doctorado; de las salidas de campo (asesorías), de trabajos de investigación, así como también del taller desarrollado en cuatro zonas del Perú (Tumbes, Chimbote, Callao e Ilo).

El diseño de la investigación fue inductivo, deductivo no experimental, para determinar los parásitos que se encuentran en animales acuáticos tales como peces, crustáceos y moluscos que sirven para consumo humano directo, producción industrial de harina de pescado y ornamentales; y los efectos en cada uno de ellos como hospederos.

Con la finalidad de caracterizar la infección provocada por los parásitos en los diferentes órganos, se calcularon los índices parasitológicos (BUSH *et al.* 1997) que consideran prevalencia (Prev. %), intensidad media de infección (IM) y abundancia media de infección (AM).

El estudio consistió en el examen anamnésico (autopsia) de individuos pertenecientes a 32 especies (analizando entre 5 y 150 ejemplares por especie). Externamente se revisaron los órganos

(piel, branquias, opérculo, ojos, boca y aletas) e internamente (corazón, hígado, vesícula biliar, bazo, riñón, gónadas, vejiga gaseosa, ciegos pilóricos, intestinos delgado y grueso); y el tejido muscular esquelético con la finalidad de determinar la presencia o no de parásitos.

En el pescado, luego de ser medido, pesado y sexado, se realizaron dos cortes longitudinales: el primero, desde la abertura anal siguiendo en forma semicircular hacia el opérculo y, el segundo corte desde la cola hacia el opérculo; en ambos casos se retiró la mayor parte del músculo de los dos lados, de los que se extrajeron muestras de la región anterior media y posterior para ser revisadas con la ayuda del microscopio. También se analizaron los órganos internos. El llenado de datos se efectuó en hojas con los respectivos ítems requeridos.

El tejido muscular extraído para el trabajo de histología midió aproximadamente 2 cm³. Las muestras de tejido fueron colocadas en una bolsa plástica conteniendo formol al 10% bufferado, junto con una etiqueta con los datos sobre longitud y sexo del pez. En los cortes histológicos se empleó la coloración Hematoxilina-eosina.

Los parásitos, para el caso de los helmintos, fueron retirados de los órganos analizados, fijados en formol al 10% en caliente, aplanados y coloreados. Se empleó la coloración hematoxilina D'Lafield; borax carmín o carmín de semichon. Para el caso de los nematodos, estos fueron fijados en alcohol de 70° en caliente y estudiados directamente, empleando el lactofenol como aclarante.

En el caso de ejemplares parasitados a nivel del músculo, las secciones de tejido fueron examinadas y registradas según la patología producida por dichos parásitos.

Para la lectura, análisis de muestras y toma de microfotografías, se emplearon los microscopios

binocular Jenamed 2 de Carl Zeiss, de contraste interferencial Olympus BX 50, y el compuesto marca Olympus BH-2; también se usaron las cámaras digital para microscopio marca Gretmed de 10 MPx y fotográfica digital marca Nikon de 8 MPx. Durante la observación al microscopio y las microfotografías, se emplearon todos los objetivos (4x, 10x, 20x, 40x y 100x).

Los trabajos de histología para la merluza peruana (76 ejemplares), se realizaron en el Laboratorio de Biología Reproductiva del Instituto de Mar del Perú (IMARPE); para la corvina del Atlántico en el Laboratorio de Morfología Funcional de la FURG y el resto del material estudiado, en el Laboratorio de Sanidad Acuicola de la UNALM.

Las figuras 1, 20, 34, 45, 50, 55, 58, 65, 83, 92, 112, 115, 119, 125, 147, 161 y 198, fueron procesadas por el autor con Google. La figura 185 procede de la Lámina Moluscos y Equinodermos Comerciales del Mar del Perú, IMARPE.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 PECES MARINOS DE IMPORTANCIA INDUSTRIAL Y DE CONSUMO HUMANO DIRECTO

Las especies marinas de importancia industrial y comercial, son aquellas que abastecen de insumo a las industrias de harina, aceite y conservas de pescado, principalmente. La extracción, el procesamiento y conservación del pescado se desarrolla a través de tecnologías que permiten abastecer el mercado nacional e internacional, siendo la más importante la extracción de la anchoveta para la elaboración de harina y producción de aceite. El aprovechamiento de estas especies debería estar acompañado con el estudio de los parásitos que se encuentran en los diferentes órganos y que, en algunos casos, al ser hallados en el tejido muscular esquelético merecen mayor atención para determinar la posible zoonosis.

ANCHOVETA PERUANA



Figura 1.- *Engraulis ringens* Jenyns, 1842

Engraulis ringens Jenyns, 1842; familia Engraulidae. Especie conocida como anchoveta peruana (Fig. 1); es pelágica nerítica, vive entre 20 y 65 m de profundidad. Se distribuye desde Punta Aguja (Perú) hasta Talcahuano (Chile). Su talla puede alcanzar hasta 20 cm de longitud, forma cardúmenes muy densos. La anchoveta es un recurso muy abundante en el Perú y mayormente es utilizada en la elaboración de harina de pescado y en la extracción de aceite, por ello es la segunda actividad económica y una gran fuente generadora de divisas y de trabajo (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001; ITP 2003).

El Perú es uno de los principales países pesqueros del mundo, cuya actividad se basa principalmente en la extracción de la anchoveta. En el 2014, se desembarcó cerca de 2,3 millones de TM y, en el 2015 la extracción pasó los 3 millones de toneladas (PRODUCE 2015). En relación al consumo humano directo (CHD), menos del 10% de las especies registradas sustentan la industria para el CHD y respecto a la utilización de la anchoveta en la producción de alimentos para la población, no ha sobrepasado el 1% de la captura total.

La anchoveta, es una excelente fuente de proteína animal (14% – 18%), su contenido de lisina y otros aminoácidos esenciales la hacen adecuada para el complemento de dietas ricas en carbohidratos. Es un recurso con micronutrientes y minerales como el potasio, hierro, fósforo y calcio y vitaminas A y D en su componente graso, los que son necesarios para

el desarrollo del cerebro; también tiene ácidos grasos poliinsaturados (C20:5 Eicosapentaenoico=EPA y C22:6 Docosahexaenoico=DHA) conocidos como omega 3, importantes en la prevención de enfermedades cardiovasculares (ITP 1998).

Al ser un recurso muy importante para el país, se efectuó investigaciones sobre los parásitos que se encuentran en este organismo a fin de conocer la posibilidad de perjuicio a los consumidores directos.

En esta publicación se da a conocer, por primera vez, el hallazgo del protozooario *Kudoa* sp. en el músculo esquelético de la anchoveta, produciendo una hiperplasia.

El género *Kudoa* (Meglitsch, 1947) es un myxosporidio que se caracteriza por presentar 4 valvas (tetravalvúlida), cada una con su respectiva cápsula polar de forma piriforme y dentro de ella, el filamento polar. Las esporas pueden presentar forma estrellada, cuadrada o cuadrado redondeada en una vista apical y con una línea sutural indistinta; no presenta membrana pansporoblástica, son histozoicos y mayormente se localizan como quistes en el interior del músculo, excepcionalmente son celozoicos en peces marinos (Lom y Diková 1992). Los hospederos que han sido infectados por el género *Kudoa* son merluza, atún, perico, salmón, pez espada, caballa, etc. Este protozooario produce en el pez una proteólisis, licuefacción o ablandamiento del tejido muscular esquelético y dependiendo

de la intensidad de infección, puede generar una hipertrofia o necrosis muscular (GONZALES 2016).

Al analizar 179 ejemplares de anchoveta en estado fresco, en el tejido muscular de 9 de ellos se detectaron quistes de *Kudoa* sp., se identificó dentro del género *Kudoa* por la presencia de cuatro valvas. Se determinó Prevalencia de 5,0%, Intensidad media de infección (IMI) de 1,44 e Intensidad de Infección (II) de 4 quistes hallados en un solo ejemplar.

Los quistes fueron de color blanco, de forma ovoide, aproximadamente de 3 a 4 mm de largo por 2 mm de ancho (Fig. 2). Uno de los quistes fue presionado para observar las esporas en su interior; contabilizándose más de 1.000 esporas adultas y en movimiento (Figs. 3, 4).

En un corte del tejido muscular esquelético, en el que se empleó la coloración Hematoxilina-Eosina, se observó, con el objetivo de 40x, dos quistes de *Kudoa* sp. (Fig. 5) además de esporas sueltas muy conglomeradas (Fig. 6).

La patogenia del parásito en el músculo de la anchoveta aún no ha sido estudiada; sin embargo, es importante tener en cuenta los trabajos de KAWAI *et al.* (2012) quienes reportaron *K. septempunctata* en el músculo del lenguado japonés *Paralichthys violaceus*; MATSUKANE *et al.* (2011) describen *K. iwatai* en músculo de la perca japonesa *Lateolabrax japonicus*, y en el pargo negro *Acanthopagrus schlegelii*; *K. trachuri* en la cojinoba japonesa *Trachurus japonicus* y *K. thunni* en la albacora *Thunnus alalunga*; MATSUKANE *et al.* (2010), reportaron *K. septempunctata* en *P. olivaceus* importado de Korea.

Las diferentes especies de *Kudoa* produjeron miolicuefacción en músculo de lenguado. KAWAI *et al.*

(2012) para el caso de *K. septempunctata*, manifestaron que luego del consumo de lenguado crudo en la forma de sashimi, generó diarrea y vómitos en 1.300 personas procedentes de 24 municipios, dentro de las 2 a 20 hrs después de consumirlo; asimismo, consideran que tanto el sashimi como el sushi se están consumiendo en muchos países a nivel mundial, lo que podría estar generando un riesgo peligroso para la salud humana.

MUÑOZ y OLMOS (2007) registraron en la anchoveta procedente de aguas chilenas, presencia de *Botriocephalus* sp., *Anisakis* sp., Anisakidae no identificado e *Hysterothylacium* sp.

Considerando los estudios efectuados por KAWAI *et al.* (2012), MATSUKANE *et al.* (2011) y MATSUKANE *et al.* (2010) y, al haber determinado presencia de *Kudoa* sp. en el músculo de anchoveta, sería prioritario realizar investigaciones en la identificación de la especie, y determinar si provoca o no daño en el consumidor cuando es ingerido en crudo bajo la forma de cebiche o tiradito.

En el Perú se ha reportado *Kudoa peruvianus* en músculo de merluza peruana (GONZALES 2016, CHERO *et al.* 2015, MATEO 1972, DURÁN y OLIVA 1980, OKADA *et al.* 1981); *K. sciaenae* en el músculo de la lorna *Sciaena deliciosa*, en el burro *Sciaena fasciata*, en la mojarrilla *Stellifer minor* y en el coco o suco *Paralonchurus peruanus* (TERÁN *et al.* 1990); *K. sarmientae* en músculo del pejerrey *Odontesthes regia regia* (VERANO *et al.* 1992).

En las vísceras de dos anchovetas, se registraron dos larvas de céstodos (prevalencia de 1,11%); es importante resaltar que no comprometen al consumidor debido a que las vísceras de esta especie son descartadas.



Figura 2.- Músculo esquelético de *Engraulis ringens*, mostrando 3 quistes (señalados por las flechas) de *Kudoa* sp. Barra= 2 cm

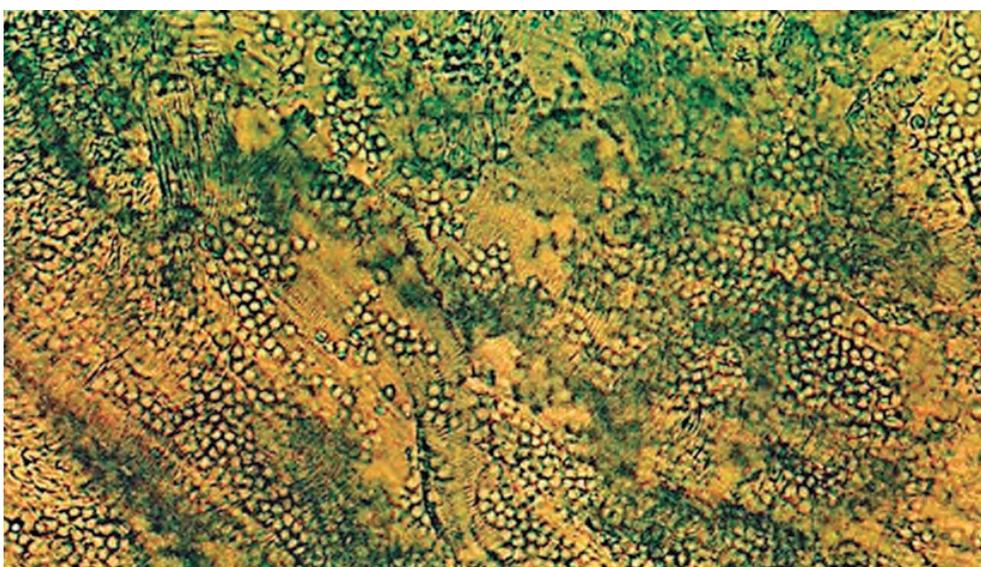


Figura 3.- Microfotografía del tejido muscular esquelético de *Engraulis ringens* y presencia de numerosas esporas de *Kudoa* sp. Barra = 100 μ m

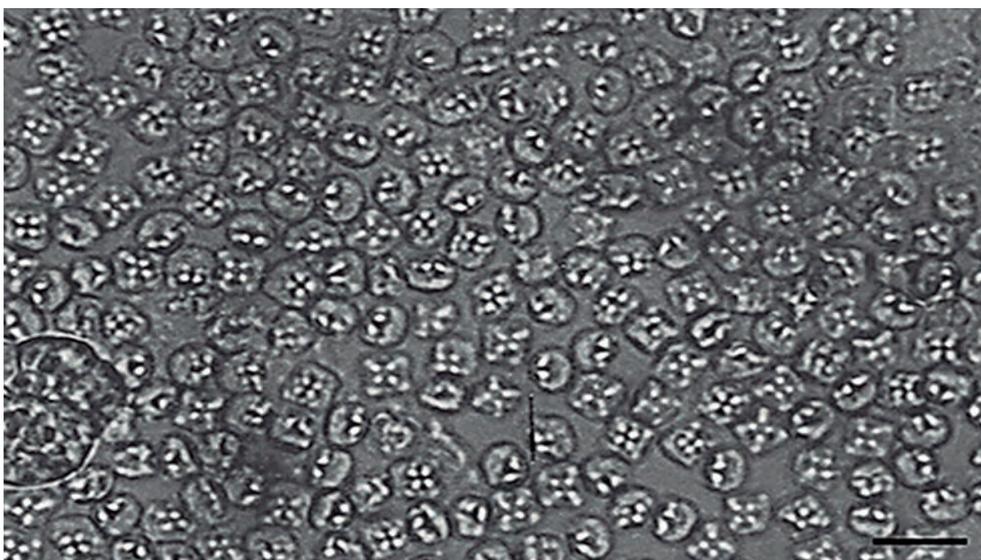


Figura 4.- Microfotografía de esporas adultas de *Kudoa* sp. en el tejido muscular esquelético de *Engraulis ringens*. Barra = 20 μ m

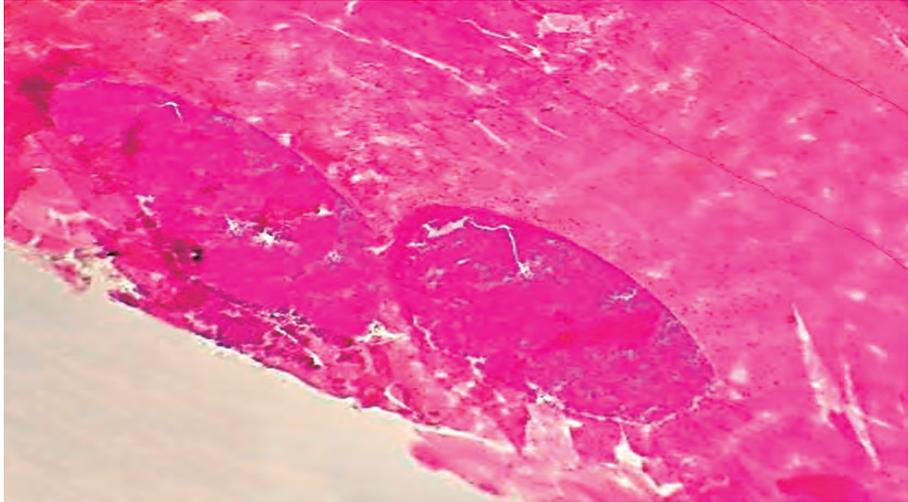


Figura 5.- Microfotografía del tejido muscular esquelético de *Engraulis ringens*, mostrando 2 quistes de *Kudoa* sp.

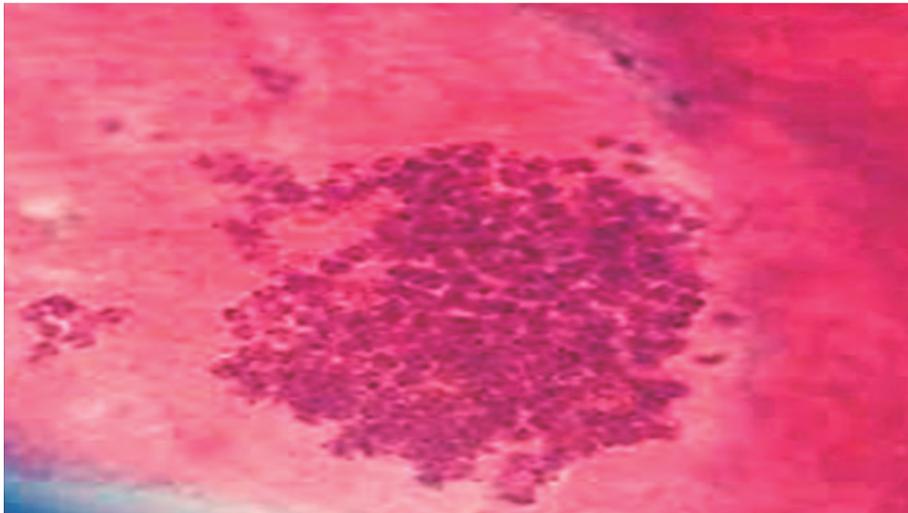


Figura 6.- Microfotografía del tejido muscular esquelético de *Engraulis ringens*, mostrando esporas de *Kudoa* sp.

CABALLA

Figura 7.- *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782

Scomber japonicus Houttuyn, 1782; sin. *Scomber japonicus peruanus* Jordan y Hubbs, 1925; familia Scombridae. Especie conocida como caballa o verle (Fig. 7), es pelágica; se distribuye desde Manta e Islas Galápagos (Ecuador) hasta el sur de Bahía Darwin en 45°S (Chile) (MIÑANO y CASTILLO 1971).

En el Perú, la caballa se encuentra a lo largo de toda la costa, sobrepasando las 100 millas; verticalmente sus mejores concentraciones se localizan sobre los 60 m; se presenta sobre los 100 m de profundidad en años normales y alcanza los 250 m en años anormales. La distribución y concentración de los cardúmenes de la caballa guardan 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) (GEF-ONUDI-IMARPE-IFOP 2002).

Se alimenta de teleósteos, entre los que destaca la anchoveta. En algunas oportunidades en el contenido estomacal se ha encontrado pequeñas caballas, lo que demuestra la existencia de canibalismo. Copépodos y Eufáusidos ocupan un segundo lugar en su dieta, constatándose además la presencia de huevos de peces (MEJÍA *et al.* 1970).

En el Perú, GONZALES (2009) reportó en el hígado de esta especie ooquistes de *Eimeria* sp. en proceso de división celular (Fig. 8 A, B); en cortes histológicos del mismo órgano observó hemorragia, centros melanomacrofágicos (CMM) y células sanguíneas distribuidas en los sinusoides hepáticos (Fig. 9 a, b). En el interior de los ciegos pilóricos registró larva de nemátodo (Fig. 10) y larvas de céstodos (Fig. 11); en el tejido esplénico reportó un quiste circular (no

identificado) rodeado de CMM y células sanguíneas, tanto externa como internamente (Fig. 12).

GONZALES (2009) en gónada hembra reportó parásitos de digeneos adultos, *Ovarionemathobotrium* sp. (Fig. 13); estos parásitos (entre 2 a 6) se encontraron enrollados a manera de fideos y en algunos casos atravesando las gónadas. El mismo parásito, se registró en gónadas de caballa procedente de Tumbes, lo que indicaría su amplia distribución. KAMEGAI (1982) encontró *Ovarionemathobotrium saba* Kamegai y Shimazu, 1982, en gónadas de *Pneumatophorus* (*Scomber*) *japonicus*, procedente de Japón.

CRUCES *et al.* (2014) estudiaron 31 ejemplares de caballa procedentes del Puerto Chicama (La Libertad, Perú) y encontraron doce especies de parásitos correspondientes a digeneos, céstodos, acantocéfalos, nemátodos, copépodos e isópodos. Las tres especies con mayor abundancia y prevalencia fueron: *Scolex pleuronectis* (Prev. 80,65%), *Ovarionemathobotrium saba* (Prev. 58%) y *Nematobothrium scombri* (Prev. 35,48%).

TANTALEÁN *et al.* (2005) registraron los acantocéfalos *Corynosoma obtuscens* Lincicome, 1943 y *Corynosoma* sp. CABRERA *et al.* (2003) reportaron larvas de *Anisakis physeteris* y *Pseudoterranova decipiens*. SARMIENTO *et al.* (1999) listaron a *Philometra* sp. y larvas de *A. physeteris*, *Anisakis* sp. y *Ps. decipiens* presentes en la caballa.

RUELAS y CÓRDOVA (1995) revisaron las branquias de 98 ejemplares de caballa procedentes del Terminal Pesquero de la ciudad de Arequipa entre 1988 y 1994, y hallaron dos especies de monogeneos: *Kuhnha scombri* y *K. indica*. IANNAONE y LUQUE (1990) contribuyeron con una lista de parásitos para el mismo hospedero, en la que incluyen a *Kuhnha scombri* y *K. sprostonae*.

TANTALEÁN *et al.* (1982) reportaron parásitos de peces marinos de la costa peruana, destacando en branquias de caballa al helminto *Kunhia* sp.; en gónadas a *Nematobothriinae* (tremátode); en vísceras a larvas de céstodos de las especies *Diphyllobothrium* sp., *Callitetrarhynchus* sp., *Tentacularia coryphaenae* y *Nybelinia* sp.; así como *Anisakis* sp. en vísceras y *Phocanema* sp. en músculo.

Gonzales en 1978, halló en el interior del opérculo de la caballa dos individuos de digeneos de la familia Dydimozoidae dentro de una envoltura de color amarillo, probablemente pertenecientes a *Didymozoon scombri* (Fig. 14). En la cavidad bucal de varios ejemplares de caballa encontró el isópodo *Cerathothoa gaudichaudii* (Fig. 15); en una caballa de 23 cm registró un isópodo de 41 mm de longitud total. Estos parásitos, por lo general, son encontrados emparejados, el macho es más pequeño que la hembra y presenta una bolsa a manera de marsupio en la zona ventral, en cuyo interior se encuentran las crías (son ovovivíparos).

En los últimos años se ha venido observando a nivel del tejido muscular esquelético, una fuerte necrosis, hiperplasia e hipertrofia (Fig. 16), detectando que el agente etiológico corresponde a un myxosporidio (Figs. 17, 18). El haber hallado este myxosporidio en el tejido muscular esquelético, induce a profundizar su estudio para descartar o no, una posible infección al consumidor. El 2016 se encontró por primera vez en el interior de una gónada macho un didimozoideo adulto (Fig. 19).

MUÑOZ y OLMOS (2007) en Chile, detectaron dos monogéneos *Kunhia scombri* y *K. sprostonae* en branquias y dos isópodos *Cerathothoa gaudichaudii* y *Cerathothoa* spp.

En Brasil, ALVES *et al.* (2003) analizaron 100 ejemplares de *Scomber japonicus* y encontraron parásitos de las clases de digeneos, monogéneos, céstodos, acantocéfalos y copépodos, resaltando que los digeneos y nemátodos fueron los de mayor prevalencia (70,5% y 20,4%), respectivamente.

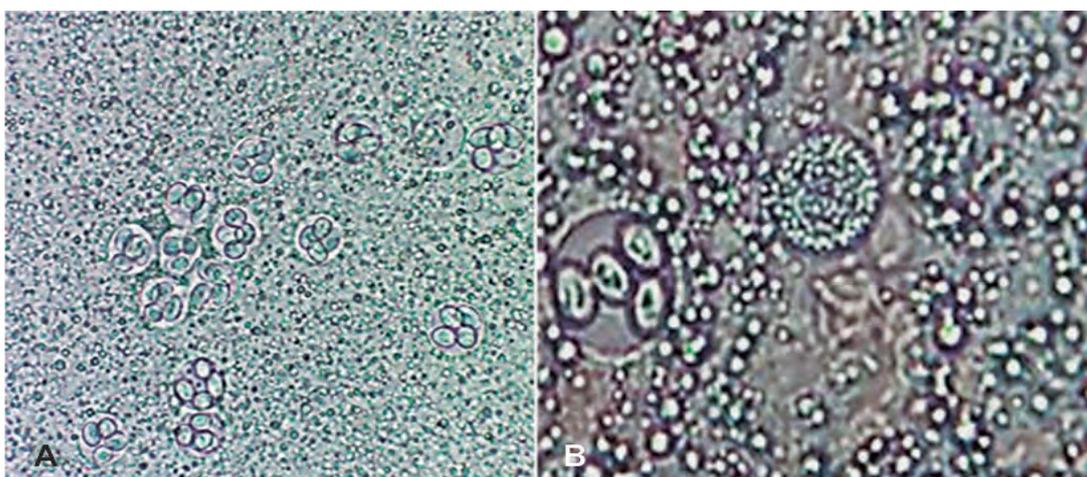


Figura 8.- Ooquistes de *Eimeria* sp. (A) en hígado, (B) en división. *Scomber japonicus*

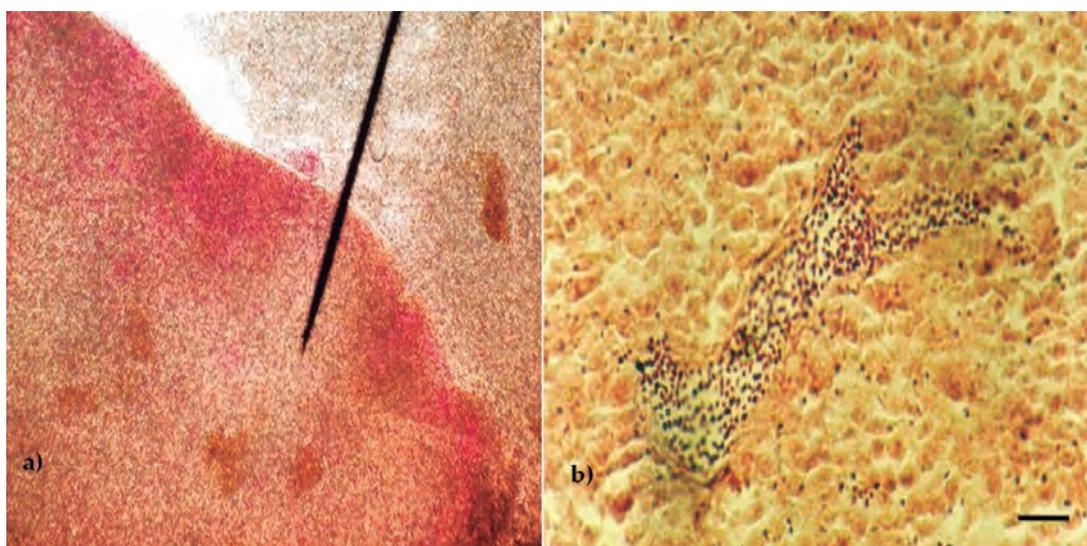


Figura 9. a) Hígado hemorrágico y presencia de células sanguíneas en los sinusoides del tejido hepático. Barra = 20µm. b) hígado hemorrágico y presencia de CMM

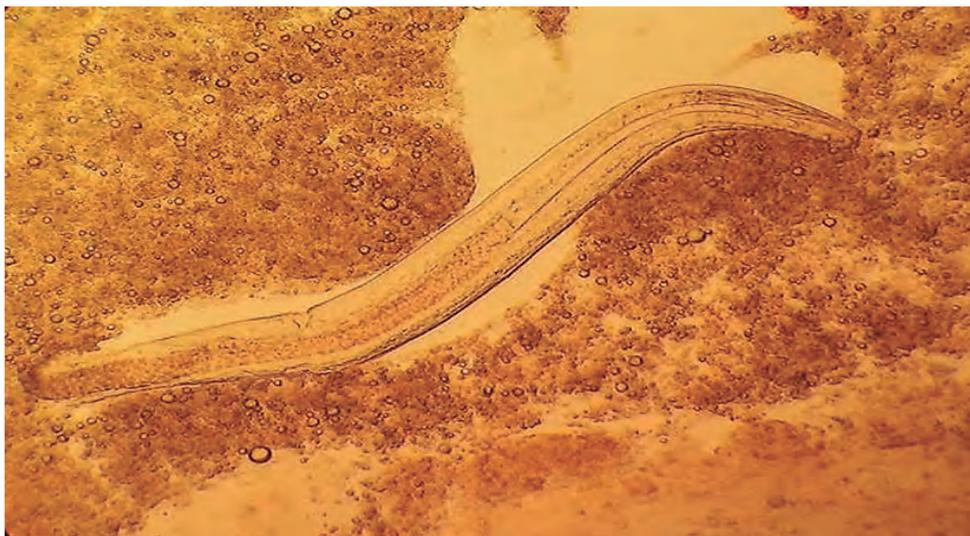


Figura 10.- Larva de nemátodo en el interior de los ciegos pilóricos. *Scomber japonicus*



Figura 11.- Larva de céstode hallado en el interior de los ciegos pilóricos

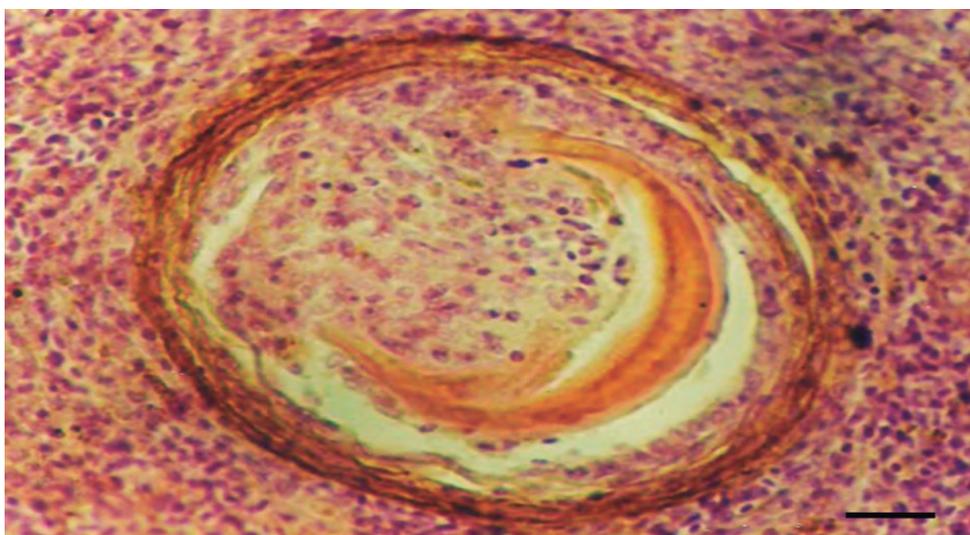


Figura 12.- Quiste en tejido esplénico de caballa. Barra= 20µm



Figura 13.- *Ovarionematobothrium* sp. y óvulos de gónadas de caballa

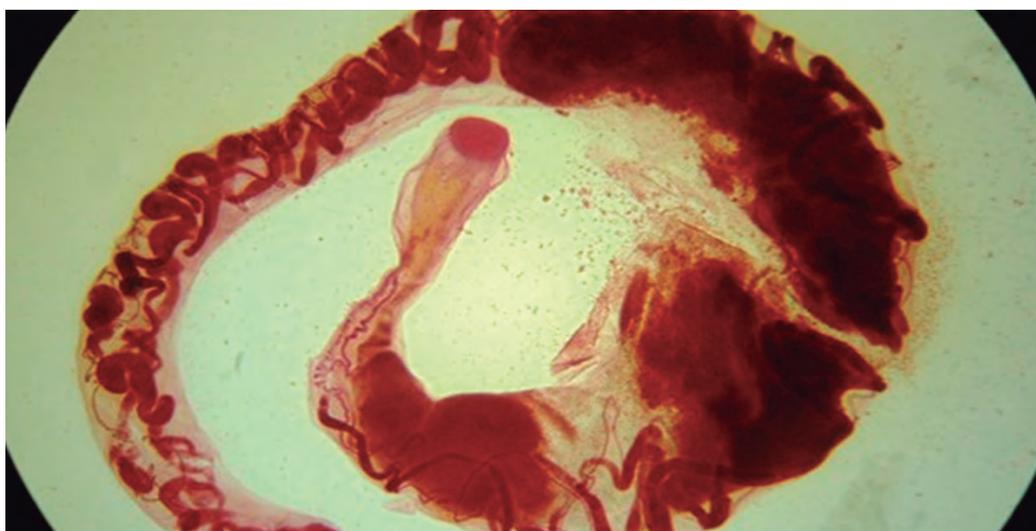


Figura 14.- *Dydimozoon scombri*, hallado en la parte interna del opérculo de caballa

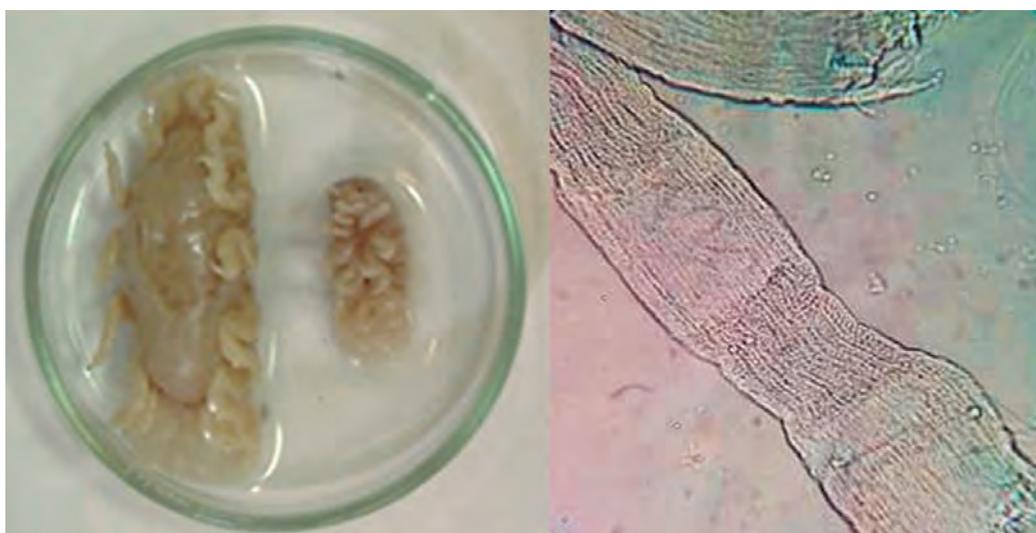


Figura 15.- Vista ventral del isópodo *Cerathotoa gaudichaudi*. En la figura de la izquierda un ejemplar hembra (más grande) y un ejemplar macho. A la derecha Fibra muscular atrofiada

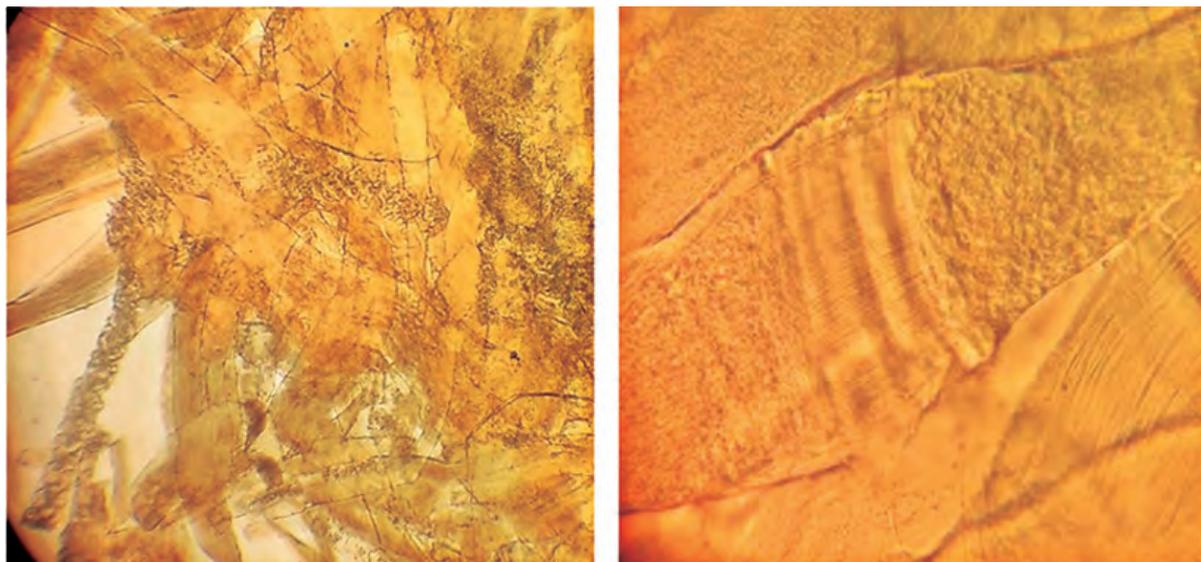


Figura 16.- Izquierda: fibra muscular con hipertrofia, derecha fibra muscular con hiperplasia e hipertrofia

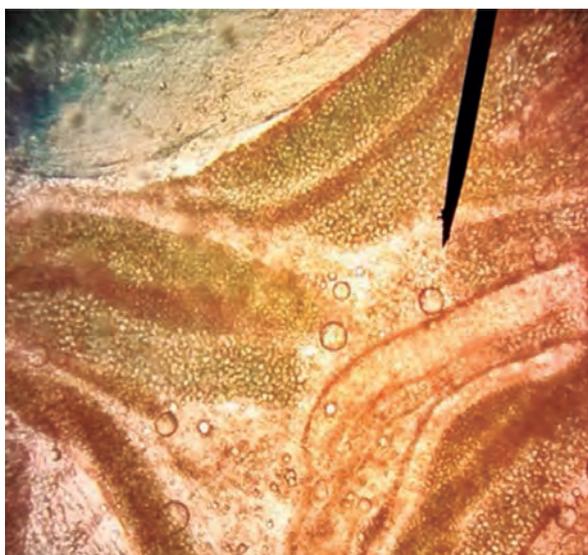


Figura 17.- Fibras musculares con quistes de myxosporidios

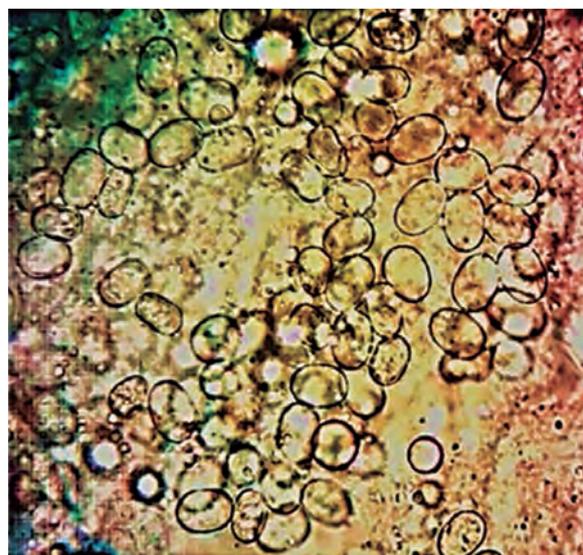


Figura 18.- Myxosporidios hallados en las fibras musculares

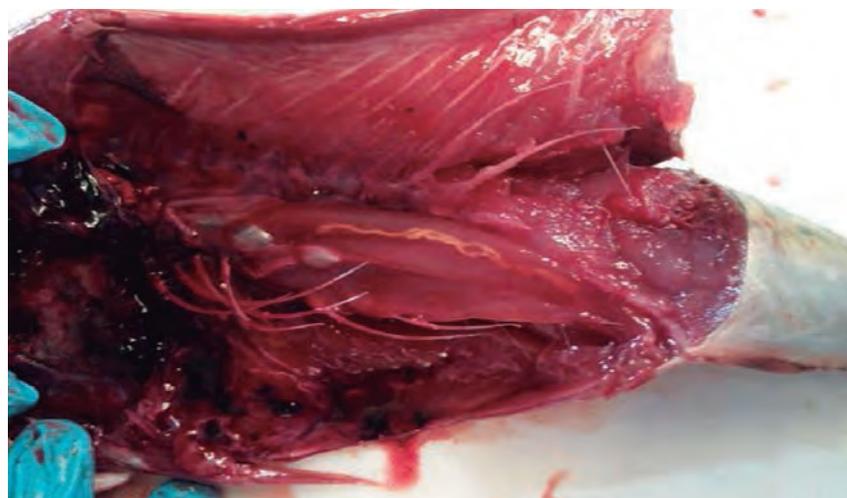


Figura 19.- Didymozoideo adulto en el interior de una gónada macho

JUREL



Figura 20.- *Trachurus murphyi* Nichols, 1920

Trachurus murphyi Nichols, 1920; familia Carangidae. Especie conocida como jurel o furel (Fig. 20); es pelágica; tiene forma hidrodinámica con el 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. Presenta coloración azul grisácea en el dorso, los lados y el vientre son plateados. Viven en ambientes relativamente cálidos, el rango de temperatura oscila entre 14 y 23 °C, la salinidad puede variar entre 34,80 y 35,25 ups. El jurel tiene hábitos gregarios formando cardúmenes. En el Pacífico sudoriental se distribuye desde el Ecuador hasta 52°S y, desde la costa de América del Sur por el este hasta aguas costeras de Nueva Zelanda e Isla Tasmania (Australia) por el oeste (GEF-ONUDI-IMARPE-IFOP, 2002).

El jurel se caracteriza por su alto grado de dispersión. Informaciones de embarcaciones científicas y pesqueras de la URSS, indican que han descubierto concentraciones comerciales de jurel entre las 200 y 350 millas frente a nuestras costas al igual que la flota de la Comunidad de Estados Independientes que las detectó, principalmente, entre las 200 y 500 millas. Verticalmente, se presenta sobre los 100 m de profundidad en años normales y sobrepasa los 200 m en años anormales. 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) (GEF-ONUDI-IMARPE-IFOP, 2002).

Durante los años en los que se ha investigado, en el hígado del jurel se han registrado ooquistes de

Eimeria sp. (Fig. 21) que se caracterizaron por presentar cuatro esporas y cada una de ellas contuvo dos esporozoitos; la infección parasitaria en el hígado fue tan intensa que a 600 aumentos, se definieron cerca de 12 ooquistes por campo (Fig. 22) observándose hepatocitos alterados y fuerte hemorragia (Fig. 23). La Intensidad de Infección fue tan marcada que se pudo registrar numerosas esporas libres en el interior del tejido hepático como parte de su ciclo biológico. En las figuras 24 y 25, se aprecian ooquistes y esporas y, dentro de cada uno de ellas, los respectivos esporozoitos.

Al interior de la cavidad bucal de un ejemplar de jurel, se determinó la presencia de ejemplares del isópodo *Ceratothoa gaudichaudii* (Fig. 26), parásito que se caracteriza por ser la hembra de mayor tamaño que el macho y presentar una bolsa o marsupio en la parte ventral, en cuyo interior se localizan cientos de crías que nacen vivas.

No se ha reportado ningún parásito localizado en el músculo del jurel y que pueda ser peligroso para el consumidor.

A nivel mundial, la lista de los parásitos presentes en las diferentes especies del género *Trachurus* es muy amplia, así tenemos que *Goussia cruciata* (Familia Eimeriidae), se halló en el hígado y algunas veces en el páncreas y ciegos pilóricos de *T. trachurus*, *T. mediterraneus* y en *T. picturatus* procedente de la costa oeste de Francia (LOM y DYKOVÁ 1992); *Kudoa quadratum* fue hallado en músculo de *T. trachurus* del Mar Negro de las costas del Océano Atlántico y del Índico (GRABDA 1991). *Anisakis* sp., fue reportado también en la cavidad abdominal de *T. novaezelandiae* de las aguas neozelandesas (EIRAS 1993).

Según SINDERMANN (1990), los anisakideos constituyen el grupo más importante de los nemátodos que parasitan peces y son encontrados en diferentes especies de peces de agua dulce y marinos, con prevalencias altas en relación a otros helmintos.

Los nemátodos que actualmente son responsables de anisakiosis o anisakiasis, pertenecen a los géneros: *Anisakis*, *Belanisakis*, *Phocanema*, *Porrocaecum*, *Paradujardina*, *Pseudoterranova*, *Cloeoascaris*, *Phocascaris* y *Contraecum* (SILVA-SOUZA *et al.* 2012) y provocan zoonosis humana. El ser humano al ingerir pescado crudo o mal cocido cuyo músculo se encuentre parasitado, corre el riesgo que los parásitos alcancen el estadio adulto produciendo dolores gastrointestinales, vómitos y diarreas.

DE ABREU *et al.* (2012), reportaron tres especies de copépodos, *Caligus mutabilis* Wilson, 1905, *Tuxophorus caligodes* Wilson, 1908 y *Lernanthropus trachuri* Brian, 1903 en *Trachurus lathami* (Nichols, 1920) del litoral del estado de Rio de Janeiro, Brasil.

OLIVA y LUQUE (2010) consideran que alrededor del 18 al 20% de las capturas mundiales provienen del Sistema de Afloramiento de la Corriente de Humboldt, estas capturas se refieren específicamente a pelágicos como anchoveta, sardina y jurel; también indicaron que existen parásitos de hospederos de ambientes acuáticos que están íntimamente ligados a las redes tróficas e inclusive tienen la capacidad de regular las poblaciones de los hospederos y podrían influir en varios procesos ecológicos que actúan a este nivel y que tiene que ver con fenómenos tales como el calentamiento global.

OLIVA (1994) reportó en *T. s. murphi* procedente de Chile, nueve especies de parásitos: *Anisakis* sp. (nemátode), *Scolex pleuronectis*, *Tentacularia coryphaenae* y *Nibelinia* sp. (Eucestoda), *Corynosoma*

australis (Acanthocephala), un Opeloelidae no identificado (Digeneo), *Caligus* sp. y *Lernanthropus trachuri* (Copepoda) y *Ceratothoa gaudichaudi* (Isópoda).

En Perú, QUIROZ (2014) registró 6 especies de parásitos en jurel, *Lernanthropus trachuri* (copépodo), *Ceratothoa gaudichaudi* (Isópoda), *Tentacularia coryphaenae* y *Dyphyllobothrium* sp. (céstodos), *Anisakis* sp. (nemátodo) y *Eimeria* sp. (Coccideo). Además, el mismo autor halló tres larvas de céstodos que no pudieron ser identificadas.

PÉREZ-PONCE DE LEÓN *et al.* (1999) evaluaron las formas larvarias plerocercoides de Diphyllbothriidae y larvas de Anisakidae en *Trachurus s. murphyi*, *Sarda s. chiliensis*, *Mugil cephalus*, *Odonthestes r. regia* y *Sciaena deliciosa* procedentes del terminal pesquero del Callao. Estos autores, consideran que las infecciones denominadas Difilobotriasis y Anisakiasis son adquiridas al consumir pescado crudo (cebiche, tiradito, sushi, sashimi), escasamente cocidos, ahumados o sometidos a congelamiento insuficiente, y que contengan las larvas infectivas de estos helmintos, obteniendo, como resultado de sus estudios, la presencia de tres larvas plerocercoides de Diphyllbothriidae, seis larvas de Anisakidae (diferentes del género *Anisakis*), cinco larvas de *A. simplex* y una larva de *A. physeteris*.

JARA (1995) reportó en el jurel los siguientes helmintos con sus respectivas prevalencias e intensidad media de infección: *Tentacularia coryphaenae* (34%, 4), *Nybelinia* sp. (68%, 3), *Scolex pleuronectis* (26%, 8), *Corynosoma obtuscens* (44%, 5) y *Anisakis* sp. (78%, 6).

TANTALEÁN *et al.* (1982) registraron como parásitos del jurel a larvas de *Tentacularia coryphaenae* y *Nybelinia* sp.; larvas de *Anisakis* sp. y de *Phocanema* sp.; *Tegorhynchus* sp., y *Rhadinorhynchus* sp.

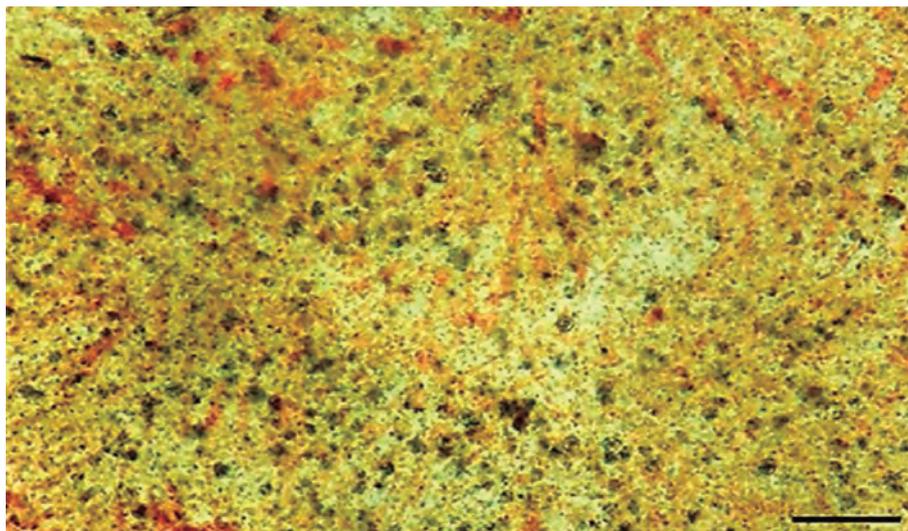


Figura 21.- Microfotografía del tejido hepático, mostrando grandes cantidades de oozuistes (manchas oscuras) de *Eimeria* sp. Barra= 150 μ m

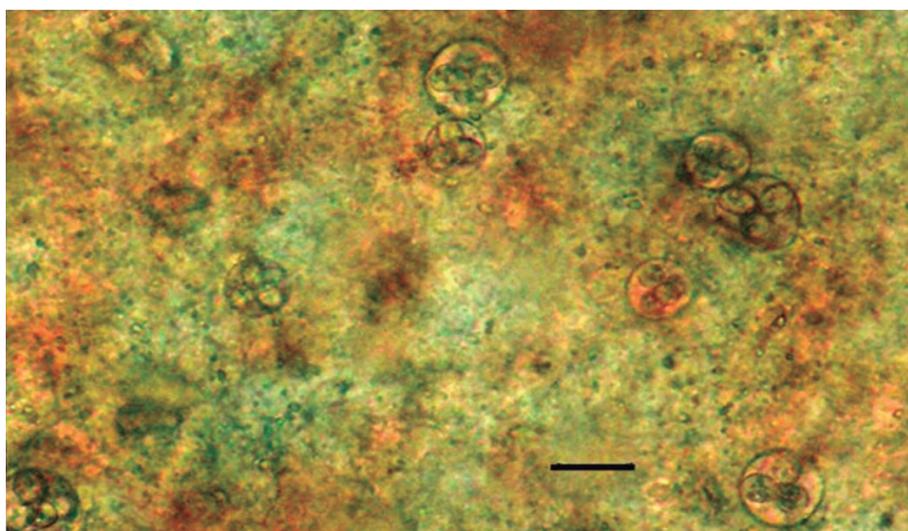


Figura 22.- Microfotografía del tejido hepático hemorrágico, mostrando 12 especímenes de *Eimeria* sp., por campo. Barra= 20 μ m

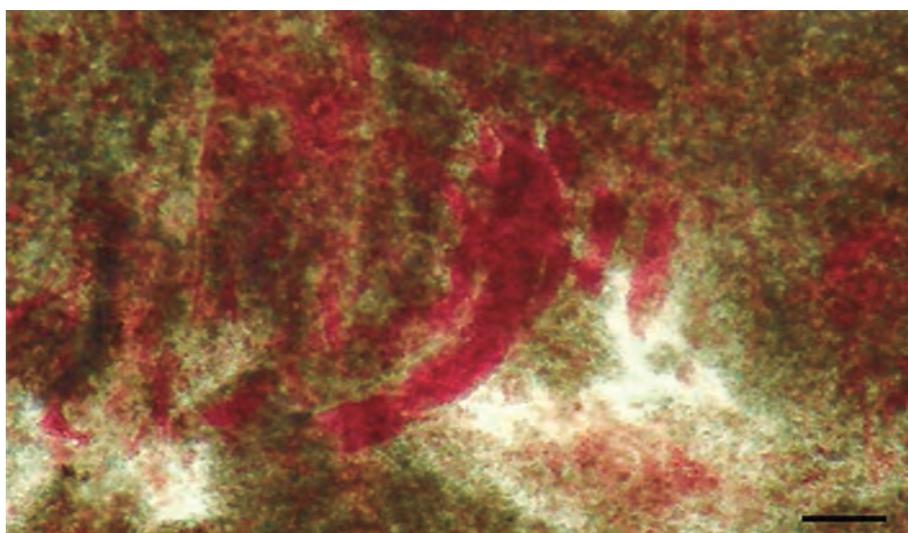


Figura 23.- Microfotografía del tejido hepático con signos hemorrágicos producido por una intensa infección de oozuistes de *Eimeria* sp. Barra= 20 μ m



Figura 24.- Tejido hepático, se observa un ooquiste de *Eimeria* sp. con cuatro esporas

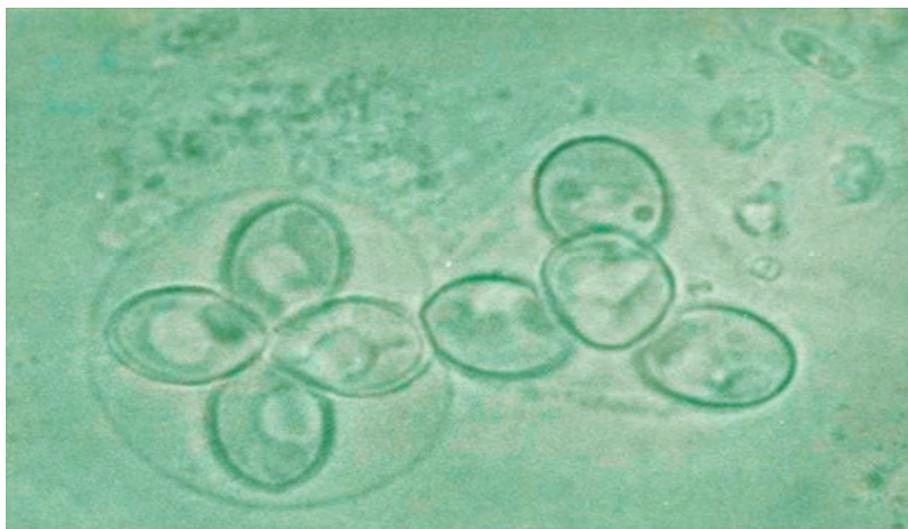


Figura 25.- Tejido hepático, con dos ooquistes de *Eimeria* sp., y sus esporas y esporozoitos



Figura 26.- Dos isópodos, la hembra de mayor tamaño que el macho

MERLUZA PERUANA



Figura 27.- *Merluccius gayi peruanus* Ginsburg, 1954

Merluccius gayi peruanus Ginsburg, 1954; familia Merlucciidae. Especie conocida como merluza peruana (Fig. 27), sustenta una importante pesquería de arrastre en la Región Paita, y en los años 1999 y 2000 se vio alterada e influenciada por los cambios observados en el ambiente en donde habitualmente se encuentra, que han producido desplazamientos latitudinales del recurso hacia el norte de los 0°30'S (Ecuador) hasta los 14°S (Perú).

Algunos autores mencionan la existencia de dos sub especies de *Merluccius gayi*: *M. gayi gayi* (Guichinot, 1848) y *M. gayi peruanus* (Ginsburg, 1954) que se localizan en aguas chilenas y peruanas, respectivamente (HERNÁNDEZ *et al.* 2000, LLORIS *et al.* 2005, GUEVARA-CARRASCO y WOSNITZA-MENDO 2009).

Es una especie demersal y carnívora, se alimenta principalmente de eufáusidos, calamares y peces como anchoveta (*Engraulis ringens* Jenyns, 1842) y sardina (*Sardinops sagax sagax* Mann, 1954). Presenta canibalismo en las tallas mayores, y juega un rol ecológico importante en el ecosistema marino (ORREGO y MENDO 2012).

Esta especie posee la ventaja de variar su forma de vida, ocupando un hábitat mesopelágico (juveniles) y demersal (adulto), ocasionando migraciones verticales nictemerales para su alimentación, desplazándose hasta 500 m de profundidad. Alcanza tallas hasta de 70 cm de longitud total, presenta dimorfismo sexual, las hembras alcanzan tallas más grandes que los machos.

La merluza constituye un importante recurso pesquero para Perú que se exporta bajo la forma

de congelado. ESPINO *et al.* (2001) mencionan que la biomasa de este recurso fluctuó entre 200 mil y 750 mil toneladas (1971-2001), biomasa que estuvo compuesta principalmente por ejemplares menores de 35 cm. Es importante resaltar que a partir del 2001 disminuyó la biomasa del recurso y, al realizar un muestreo personal en una de las empresas localizadas en Paita se notó que su talla media había disminuido y que ejemplares de tallas entre 23 y 25 cm se encontraban en estadios de madurez listos para el desove, ello demostró que esta especie con la finalidad de sobrevivir, adquiría precozmente la madurez. La disminución del recurso tiene mucho que ver por la sobrepesca en los años 2001-2003, al extremo de declararlo especie sobreexplotada y declarar su veda.

Al margen de la sobreexplotación, no se han realizado estudios para determinar como actúa el parásito *Kudoa peruvianus* en el músculo de la merluza; tampoco se conoce la influencia de la presencia del parásito en la disminución del recurso, ante una posible elevada prevalencia e intensidad media de infección.

Los estudios sobre parasitosis en la merluza peruana, se realizaron en los años 2001, 2012, 2013 y 2015 (GONZALES 2016). A nivel del tejido muscular esquelético se hallaron quistes de *Kudoa peruvianus* de color blanco, de forma alargada y de tamaño variado (3 a 5 mm) (Fig. 28), la disposición de estos quistes fue indistinta.

Tomando como referencia una microfotografía del tejido muscular sin presencia de quistes (Fig. 29) se realizó un estudio en cortes histológicos del tejido

muscular de la merluza, encontrando quistes, en algunos cortes se contó entre 10 y 13 quistes (Fig. 30); se detectó un quiste con numerosas esporas que había producido necrosis en el tejido muscular afectado (Fig. 31), además de tejidos musculares necrosados (Fig. 32).

La presencia de quistes en el músculo de la merluza, dependiendo de la intensidad de infección, puede generar la miolicuefacción o lechosidad muscular, haciendo difícil el consumo, ya que solo se podría consumir agregándole harina o pan rallado al filete. En ese sentido, se requiere realizar una investigación más intensa del parásito aplicando el PCR (reacción en cadena de la polimerasa) y determinar si las toxinas que presentan pueden ser perjudiciales o no al consumidor. A la fecha no se ha reportado que el consumo de la merluza con presencia del protozoario, haya producido zoonosis humana.

CHERO *et al.* (2014), registraron a los ectoparásitos *Anthocotyle americana* (monogeneo) y copépodos *Caligus debueni*, y *Neobrachiella insidiosa pacifica*; y a los endoparásitos *Aporocotyle wilhelmi*, *Derogenes varicus* y *Lecithochirium genypteri* (digeneos); *Diphyllobothrium pacificum*, *Diphyllobothrium arctocephalinum*, *Callitetrarhynchus gracilis*, *Grillotia dollfusi* y *Clestobothrium crassiceps* (céstodos); *Anisakis simplex* y *Contracaecum* sp. (nematodos); *Corynosoma obtuscens* y *Bolbosoma* sp. (acantocéfalos).

OKADA *et al.* 1981, estudiaron a los myxosporidios presentes en el músculo de la *Merluccius g. peruanus* en Salaverry (La Libertad) y Paita (Piura), obteniendo 14,4% (10,7% - 20,1%) en promedio de infestación para Salaverry, de un total de 6,500 ejemplares muestreados y 43,6% para Paita de un total de 2,400 ejemplares muestreados; también determinaron que los quistes de estos parásitos varían de color blanco (75% de peces infestados) al color amarillo y negro (25%). Estos parásitos provocan la licuefacción del músculo.

TANTALEÁN *et al.* (1982) dieron a conocer al monogeneo *Anthocotyle americana*, los céstodos *Diphyllobothrium* sp. (Plerocercoides) y *Clestobothrium crassiceps*, y al acantocéfalo *Corynosoma* sp. (juveniles).

MATEO (1972) describió e identificó al protozoario *Kudoa peruvianus* con una prevalencia de 39,55% (en 70 ejemplares muestreados), y considera que los myxosporidios son casi exclusivamente de peces marinos y de agua dulce y han sido hallados en casi todos los tejidos y órganos, siendo los de mayor importancia las especies de los géneros *Kudoa*, *Chloromyxum*, *Hexacapsula* y *Neochloromyxum*; estos parásitos producen una intensa histólisis muscular conocida como "milkiness" (lechosis),

que consiste en el ablandamiento y posterior licuefacción de los tejidos musculares. De la misma forma, reportó que diferentes especies de *Kudoa*, producen el ablandamiento muscular (*K. thyrssites* en la barracuda *Thyrssites atun*, en la merluza *Merluccius capensis* y en el Jhon Dory *Zeus faber*). El mismo autor menciona que en Japón *Hexacapsula neothunni* es el causante de la degeneración muscular de *Thunnus albacores* y que *Chloromyxum musculoliquefasciens* produjo la licuefacción lechosa de los músculos del pez espada *Xiphias gladius* y *Neochloromyxum cruciformum* es el causante de la destrucción muscular de *Lateolabrax japonicus*; además, consideró que el hombre consume desde hace mucho tiempo pescados parasitados con myxosporidios sin que hasta el momento se haya conocido ninguna infección humana, lo que estaría revelando la inocuidad de estos protozoos.

DURÁN y OLIVA (1980) reportaron nemátodos de la familia Anisakidae, céstodos, digeneos, monogeneo, acantocéfalo, copépodos y un parásito de branchiura, además del *Kudoa peruvianus* en el músculo de la merluza con una prevalencia de 60,7% (de 140 ejemplares procedentes del Callao).

OKADA *et al.* (1981) consideran que los quistes pueden variar de color, pasando al amarillo y negro; determinaron que el 75% de las merluzas parasitadas presentaron quistes blancos. Esta situación es diferente en *Merluccius hubbsi* ya que el mayor porcentaje de quistes poseen paredes de tejido conjuntivo de color negruzco; a nivel histológico, durante el transcurso de la incubación aumenta la lisis muscular, pero no se observaron daños mayores alrededor de los quistes con dicha coloración. La barrera conjuntivo-reaccional resulta efectiva inclusive *post-mortem*, no ocurriendo lo mismo para *Merluccius productus* ya que PATASHNIK *et al.* (1982) citan que a las 16 horas de incubación los quistes rompen sus paredes, quedando las esporas sueltas en el tejido muscular. Las esporas de *K. peruvianus* son de forma redondeada con 4 cápsulas polares (Figs. 25, 33) y en el interior de los quistes existen miles de esporas adultas.

Parásitos del género *Kudoa*, hallados en el tejido muscular esquelético de la merluza, provocaron problemas estéticos debido a la degradación de la textura del filete, resultado de la liberación de enzimas proteolíticas por el parásito, las cuales generan un aspecto lechoso sobre la superficie del músculo, proceso denominado miolicuefacción (EIRAS *et al.* 2007). KABATA y WHITAKER (1985) mencionan que durante el ciclo de vida del hospedero, las enzimas producidas por el parásito, son expulsadas por el sistema excretor para evitar su acumulación y que cause daños graves en el tejido muscular.

SANKURATHRI *et al.* (1983) encontraron parásitos en *Merluccius productus*, relacionados a Coccidea, Tremátoda, Monogenea, Cestoda, Acanthocephala, Nematoda, Copepoda y en Myxosporea, dos protozoarios, siendo uno de ellos *Kudoa thyrsites*, procedentes del Canal de Stuart y del Banco Halibut, Georgia, Columbia. El parásito *K. thyrsites* KABATA y WHITAKER, 1981, presentó elevada prevalencia (Prev. 20 – 88%), los pseudoquistes en el interior de las fibras musculares no produjo destrucción del sarcolema, por consiguiente, no hubo reacción del tejido conectivo del hospedero y no se formaron quistes verdaderos; así mismo, reportaron que el mecanismo de defensa del hospedero causa deposición de gránulos de melanina que rodean las masas de esporas en los pseudoquistes y eventualmente provocan su destrucción.

OLIVERO *et al.* (2008) analizaron 134 especímenes de *Merluccius gayi*, adquiridos en Cartagena y Barranquilla (Colombia) y encontraron miolicuefacción en el músculo ante la presencia de pseudoquistes del género *Kudoa* sp., con prevalencia de 64,7% a 92%. También hicieron referencia a la distribución biológica del *Kudoa thyrsites* en múltiples especies de importancia comercial, tales como: *Oncorhynchus* spp., *Salmo salar*, *Microstomus pacificus*, *Parophrys vetula*, *Theragra chalcogramma*, *Merluccius productus*, *Merluccius capensis*, *Engraulis*

australis, *Engraulis japonicus*, *Sardinops neopilchardus*, *Coryphaena hippurus*, *Thyrsites atun*, *Paralichthys adspersus*, etc.; así mismo, indicaron la importancia de las implicaciones en la salud humana por infección con *Kudoa* sp. presente en pescados, la que está siendo dilucidada en ratones. MARTÍNEZ DE VELASCO *et al.* (2002) consideran que la inyección subcutánea de extractos de pseudoquistes incrementan los niveles de IgE, revelando la naturaleza alérgica a los componentes de los extractos parasitarios.

SARDELLA *et al.* (1987) reportaron prevalencia de 20 a 50% del *K. rosenbuschi* con más de cinco quistes en músculo de *Merluccius hubbsi*, proveniente de Argentina, siendo la mitad anterior del filete la más parasitada. Así mismo, reportaron que la infestación comienza intracelularmente en la musculatura, ubicándose las esporas en el interior de las células musculares. El hecho de encontrarse en el interior del músculo, les permite a los parásitos pasar inadvertidos por el hospedador hasta que por multiplicación de las esporas, se ven invadidas grandes áreas del músculo; recién cuando atraviesan la membrana celular pueden ser detectados por el aparato inmunológico-defensivo de la merluza. A partir de ese momento se forman los quistes por reacción del hospedador; además los mismos autores observaron macroscópicamente quistes negros ubicados en la musculatura.



Figura 28.- Quistes (3) de *Kudoa peruvianus* en músculo de merluza

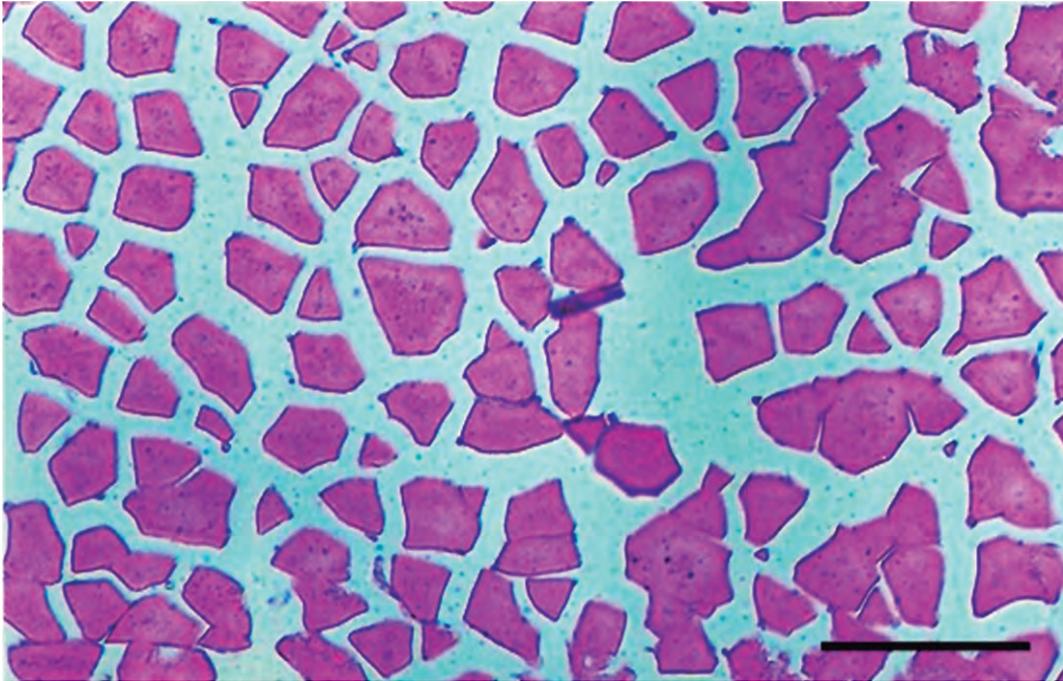


Figura 29.- Microfotografía de un corte transversal del tejido muscular esquelético de merluza sin presencia de quistes. Barra= 100 μ m

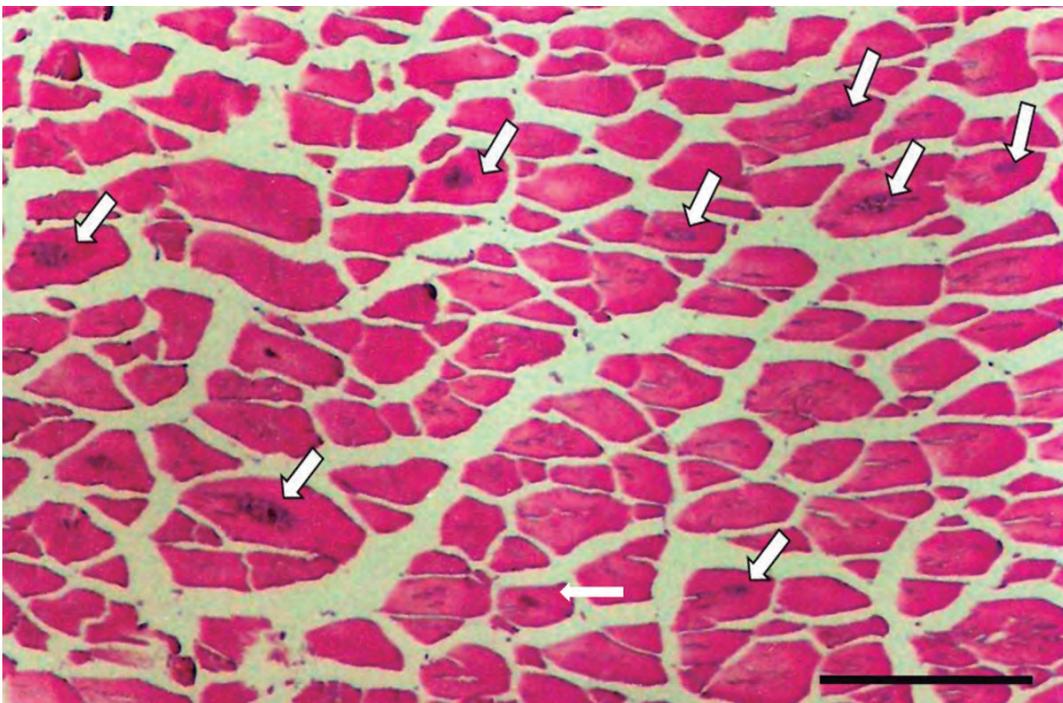


Figura 30.- Microfotografía de un corte transversal de tejido muscular esquelético con presencia de numerosos quistes de *Kudoa peruviana* (señalados con flechas). Barra= 100 μ m

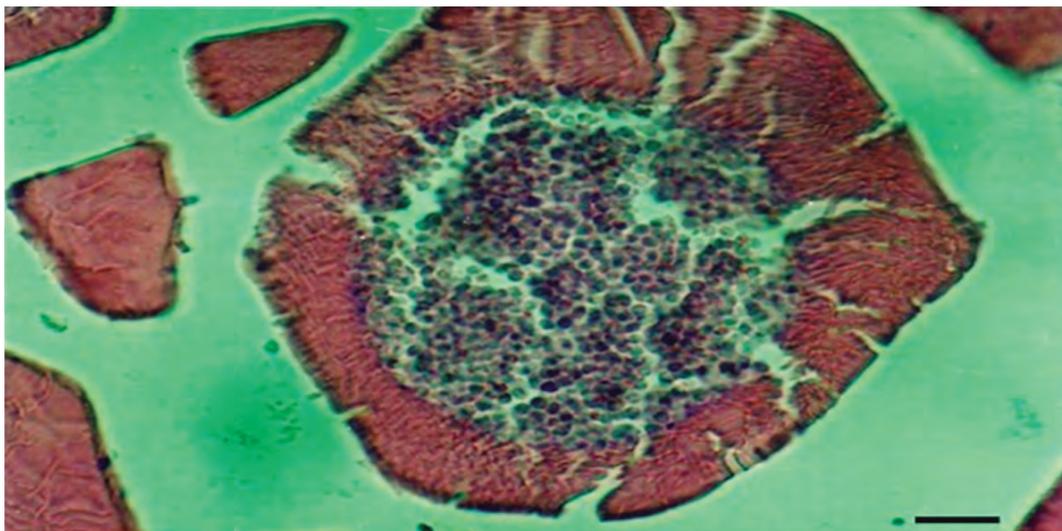


Figura 31.- Microfotografía de un corte transversal de una fibra muscular, se aprecia un quiste con numerosas esporas de *Kudoa peruviana*. Barra= 10 μ m

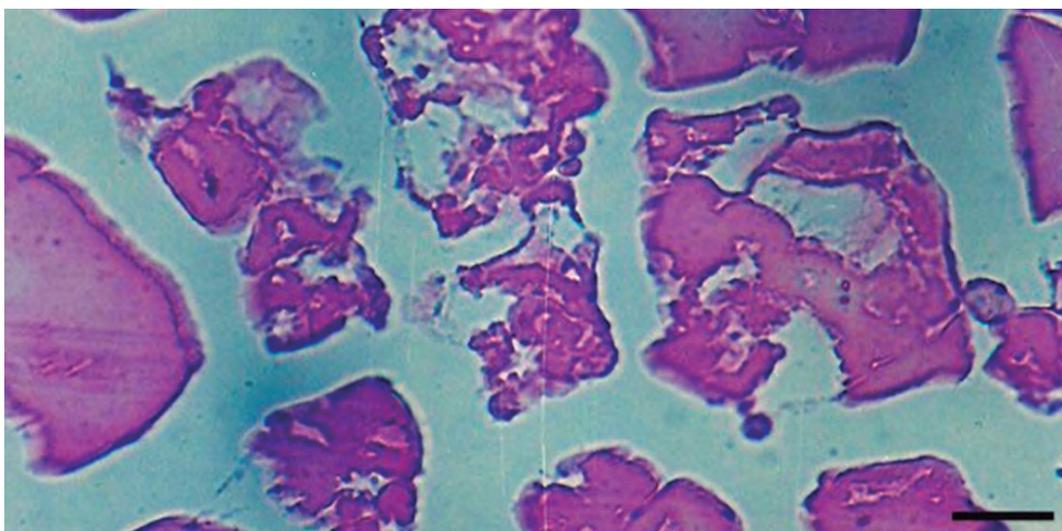


Figura 32.- Microfotografía de un corte transversal de tejido muscular esquelético, se aprecia una fuerte necrosis. Barra= 20 μ m

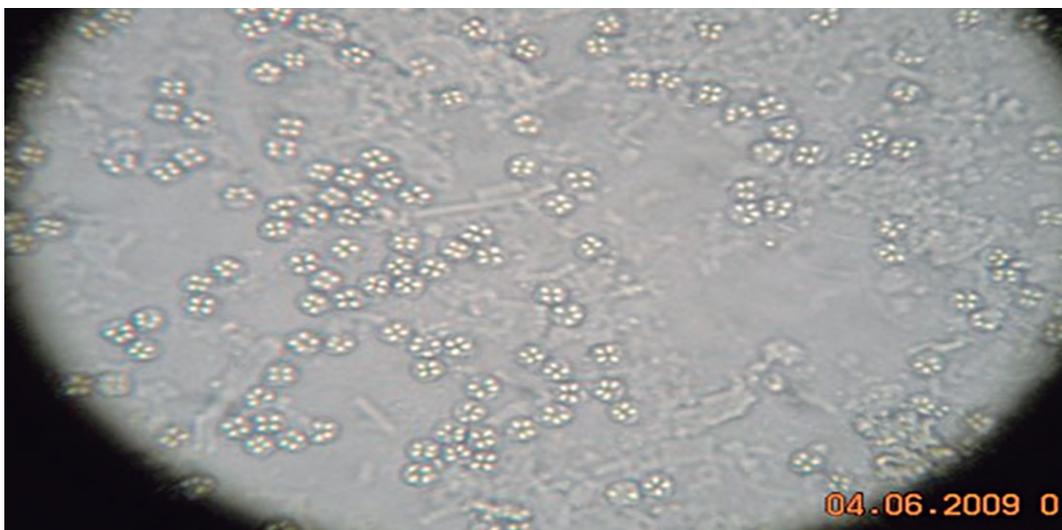


Figura 33.- Esporas adultas de *Kudoa peruviana* en músculo de merluza

PERICO

Figura 34.- *Coryphaena hippurus* Linnaeus, 1758

Coryphaena hippurus Linnaeus, 1758; familia Coryphaenidae. Especie conocida como perico o dorado (Fig. 34), es pelágica oceánica y nerítica de aguas tropicales, de cuerpo alargado y comprimido lateralmente con escamas muy pequeñas que le da apariencia de liso. Es un pez típico del mar abierto que se distribuye en áreas tropicales del mundo. Se encuentra en las aguas tropicales y subtropicales en los océanos Atlántico, Índico y Pacífico. En el Pacífico Oriental se distribuye desde San Diego – California (Estados Unidos) hasta Antofagasta (Chile), habitando el pelagial oceánico (SOLANO-SARE *et al.* 2008).

Es normal que esta especie se acerque a nuestras costas en la estación de verano en conjunto con otras especies pelágico-oceánicas. Según ELLIOT *et al.* (1998) el perico es una especie carnívora que prefiere peces de superficie (Carangidae, Balistidae, Scombridae, Diodontidae y Exocoetidae), crustáceos y moluscos cefalópodos (calamares y potas). Es un recurso pesquero ocasional de gran importancia a nivel mundial, al estar considerado en el grupo de especies transzonales y altamente migratorias. Esta especie es de interés comercial por la acogida que tiene en el consumo humano directo, es por ello que el estudio de parásitos, enfermedades o con síntomas patológicos, merece mayor atención.

En Perú, GONZALES (2012) en un muestreo realizado en cinco ejemplares, determinó la presencia de 83 larvas del cestode *Tentacularia coryphaenae* (Figs. 35, 36) (Prev. 100%, IMI 16,6) de las cuales 78 fueron localizadas en el músculo esquelético, 4 en la superficie del corazón y 1 en la piel, que fue por migración; no se ha reportado, a la fecha, que la presencia de estas larvas provoque zoonosis humana.

Es importante reportar la presencia de larvas de *Anisakis* sp. en las vísceras de la especie, las que al ser descartadas evitaría la zoonosis, salvo que en algún momento sea hallado en el músculo.

VÁSQUEZ-RUIZ y JARA-CAMPOS (2012) determinaron la prevalencia e intensidad media en 13 especímenes de *C. hippurus* capturados en los puertos de Salaverry y Paita. Encontraron *Tentacularia coryphaenae* (Prev. 100%, IMI 41,9), *Nybelinia* sp. (Prev. 38,5%, IMI 27,8), *Dinurus longisinus* (Prev. 100%, IMI 34,1), *Myzotus* sp. (Prev. 23,1%, IMI 6,3), *Hysterothylacium* sp. (Prev. 61,5%, IMI 4,6), *Anisakis* sp. (Prev. 5,4%, IMI 2), *Caligus coryphaenae* (Prev. 46,1%, IMI 2,8) y *Chondracanthus* sp. (Prev. 23,1%, IMI 2,7).

SOLANO – SARE *et al.* (2008) realizaron un estudio sobre la biología y pesquería del perico, encontrando en la cavidad abdominal y en el hígado: larvas del nematode *Contraecum* sp., larva del cestode *Tentacularia coryphaenae* que puede romper el tejido del sistema digestivo y migrar hacia gónadas y músculos enquistándose; el tremátode *Bathycotyle coryphaenae* y *Dinurus* sp. y el crustáceo *Caligus* sp. Observaron bajos valores de frecuencia e incidencia parasitaria de *Neimertia* sp. y de nemátodos. La mayor frecuencia parasitaria la presentó *Tentacularia coryphaenae* y la mayor incidencia parasitaria lo hizo *Nybelinia* sp.

TANTALEÁN *et al.* (2005) compendiaron los artículos publicados acerca de los acantocéfalos encontrados en el Perú, y para el perico registraron *Corynosoma obtusens* (juvenil) enquistados o libres en la superficie visceral. SARMIENTO *et al.* (1999) determinaron a *Spinitectus* sp. en el tracto digestivo del perico.

CABRERA y SUÁREZ-OGNIO (2002) examinaron 12 especímenes adultos de *C. hippurus*, procedentes de

Marconay y San Andrés (Ica) e Ilo (Moquegua), hallando en el parénquima hepático y en la musculatura formas larvianas de los céstodos: *Nybelinia* sp. (Prev. 5/12, IM 8,40), *Tentacularia coryphaena* (Prev. 6/12, IM 11,33); larvas de nemátodos: *Hysterothylacium* sp. (Prev. 4/12, IM 4,57) y *A. physeteris* (Prev. 7/12, IM 34,28). Esta última es patógena para el hombre y fue hallado por primera vez en esta especie.

Ökter y TRILLES (2009) examinaron 6 ejemplares de perico capturados en el mar Egeo, e identificaron 48 especímenes de *Caligus bonito* (Prev. 100%), este parásito provocó abundante mucosidad a nivel de branquias y en la superficie interna del opérculo.

En Centroamérica (México), PÉREZ- PONCE DE LEÓN *et al.* (1999) elaboraron un listado de la biodiversidad de helmintos parásitos de la Bahía de Chamela (Jalisco), registrando a los digéneos *Accacladium nematum* y *Dinurus longissimus*, y los nemátodos *Anisakis* sp. e *Hysterothylacium* sp. DYER *et al.* (1997) examinaron 13 ejemplares colectados de La Parquera, Puerto Rico (durante 1993 y 1994), identificaron nueve especies de helmintos: seis trematodos *Dinurus barbatus* (Prev. 100%), *Dinurus breviductus* (Prev. 15%), *Dinurus tornatus* (Prev. 39%), *Hirudinella ventricosa* (Prev. 39%), *Stephanostomum coryphaena* (Prev. 31%) y *Tetrochetus coryphaena* (Prev. 62%); el céstodo *Tentacularia coryphaena* (Prev. 54%), el nemátodo *Hysterothylacium pelagicum*

(Prev. 92%) y el acantocéfalo *Rhadinorhynchus pristis* (Prev. 39%).

CASTRO y RAMOS (2011) necropsiaron 68 ejemplares de perico capturados en las costas de Rio de Janeiro (entre abril 2009 y julio 2010), para estudiar las infracomunidades de parásitos metazoos. Reportaron 17 especies de estos parásitos los digéneos *Aponurus laguncula* (Prev. 92%), Didymozoidae (Prev. 1,4%), *Dinurus tornatus* (Prev. 97%), *Opecoeloides* sp. (Prev. 4,45%) y *Stephanostomum coryphaena* (Prev. 2,9%); los céstodos *Scolex pleuronectis* (Prev. 1,4%) y *Trypanorhyncha* no ident. (Pleroceroide) (Prev. 1,4%); acantocéfalo *Corynosoma* sp. (Prev. 1,4%); los nemátodos *Cucullanus* sp. (Prev. 1,5%); larva de *Hysterothylacium* sp. (Prev. 2,9%) y larva de *Raphidascaris* sp. (Prev. 13,2%); los copépodos *Caligus bonito* (Prev. 54,4%), *Caligus balistae* (Prev. 1,5%), *Charopinopsis* sp. (Prev. 14,7%), *Euryphorus brachypterus* (Prev. 22,05%); *Euryphorus nordmanni* (Prev. 35,3%) y *Pennella* sp. (Prev. 17,6%).

SÃO CLEMENTE *et al.* (2001) hallaron *Hepatoxylon trichiuri* en hígado y estómago de *Coryphaena hippurus*, con prevalencia de 4,9% e intensidad de infección 1, procedente del litoral del Rio de Janeiro, Brasil. MUÑOZ y OLMOS (2007) presentaron un resumen con una lista de especies ectoparásitas reportadas para Chile, registrando al monogéneo, *Benedenia hendorffii* en la superficie corporal del perico.



Figura 35.- Microfotografía de la parte anterior de la larva *Tentacularia coryphaena*. Se aprecian las 4 probóscidas evaginadas (Colección helmintológica de la Dra. V. Paredes)



Figura 36.- Microfotografía de la parte posterior de la larva *Tentacularia coryphaena*. (Colección helmintológica de la Dra. V. Paredes)

TIBURÓN AZUL



Figura 37.- *Prionace glauca* Linnaeus, 1758

Prionace glauca (Linnaeus, 1758); familia Carcharhinidae. Especie conocida como tiburón azul, azulejo o tiburón antropófago (Fig. 37), es un elasmobranquio que se encuentra en aguas oceánicas y neríticas de zonas templadas y tropicales alrededor del mundo (PARDO-GANDARILLAS *et al.* 2007), con una distribución amplia, principalmente en los Océanos Atlántico, Pacífico e Índico. En el Océano Pacífico habita en aguas pelágicas y neríticas de 4 a 37°N y de 104 a 157°O, con temperaturas de 14 a 27 °C; prefiriendo aquellas entre 7 y 16 °C (CRUZ-RAMÍREZ *et al.* 2012).

La mayoría de las presas del tiburón azul son pelágicas, sin embargo, dentro de su dieta figuran peces e invertebrados de aguas profundas, presentando así una amplia gama alimenticia compuesta principalmente de presas pequeñas. Predominan peces óseos como arenque, sardinas, macarelas, corvinas del Atlántico y otros clupeidos. También forman parte de su dieta pequeños tiburones, calamares, crustáceos pelágicos y ocasionalmente aves marinas.

El calamar es una presa importante en la dieta del tiburón azul, así como las jibias y los pulpos pelágicos. También forman parte de su dieta serpientes marinas, langostas, camarones, estomatópodos y cangrejos, además de grasa de ballena y músculo de delfines, todo lo cual demuestra que el tiburón azul, al igual que otras especies pelágicas, en el Pacífico central es un depredador oportunista (MÉNDEZ 2005).

GONZALES *et al.* (1997) muestrearon 44 ejemplares del tiburón azul y hallaron 345 post larvas de *Hepatoxylon trichiuri* sueltas o adheridas a órganos del sistema digestivo y gónadas, con mayor abundancia en el hígado, con prevalencia de 86,36%, procedentes de la zona sur, entre Chuí y Mostardas en el océano Atlántico.

La recolección del material de estudio estuvo a cargo del autor, colectando material para histología del hígado, intestino y gónadas lo que se realizó en el océano Atlántico, a bordo de la Nave Oceanográfica Atlántico Sul de la Fundação Universidade do Rio Grande do Sul (FURG) durante el proyecto ARGO. La experiencia personal fue muy interesante cuando se efectuó la captura de varios ejemplares del tiburón azul con tallas aproximadas de 1,50 m de longitud total.

Al revisar el hígado cuyo peso estuvo entre 3 y 3,5 kg, se hallaron larvas de *Hepatoxylon trichiuri* aislados o en pequeños grupos (Figs. 38, 39) y muy adheridos a la cápsula hepática, en cuyo alrededor se observaron zonas blanquecinas que demuestran el desplazamiento de los parásitos ante la respuesta inmunológica (anticuerpos) del hospedero; también se observó la perforación del parénquima hepático, debido a la penetración de las 4 probóscides que presenta *H. trichiuri* (Fig. 40). Asimismo, fue evidente el crecimiento desmesurado del tejido hepático (hiperplasia) con incremento de células sanguíneas (Fig. 41).

SÃO CLEMENTE *et al.* (2001) hallaron *Hepatoxylon trichiuri* en hígado del *Prionace glauca*, procedente del litoral del Rio de Janeiro, Brasil, con prevalencia de 86,4% e intensidad de infección 9,1.

ROJAS *et al.* (2001) muestrearon 13 tiburones procedentes de Costa Rica encontrando 80 especímenes del copépodo ectoparásito *Pandarus satyrus*.

En Perú son muy escasos los trabajos científicos en esta especie, SARMIENTO *et al.* (1999) publicaron una lista de especies de nemátodos, entre las cuales se encuentran larvas de *Anisakis* sp. en este hospedero; ESCALANTE (1986) halló *H. trichiuri* adherido al peritoneo del tiburón azul, procedente de Salaverry (Perú).

SIN *et al.* (1992) reportaron *Hepatoxylon trichiuri* en ejemplares de la costa de Kaikora, Nueva Zelanda.

MÉNDEZ (2005) muestreó tiburones juveniles y adultos, procedentes de Baja California del Sur, reportando parásitos de los grupos de nemátodos, digeneos y céstodos; dicho autor no halló *Hepatoxylon trichiuri*.

MUÑOZ y OLMOS (2007) resumieron una lista de ectoparásitos, en la que indicaron a los copépodos *Echthrogaleus colepstratus* y *Kroyeria carcharidae-glauci*, procedentes de agua chilenas.

BRAHM *et al.* (2003) reportaron la patología que generaron las larvas de *Hepatoxylon trichiuri* a nivel del tejido hepático.

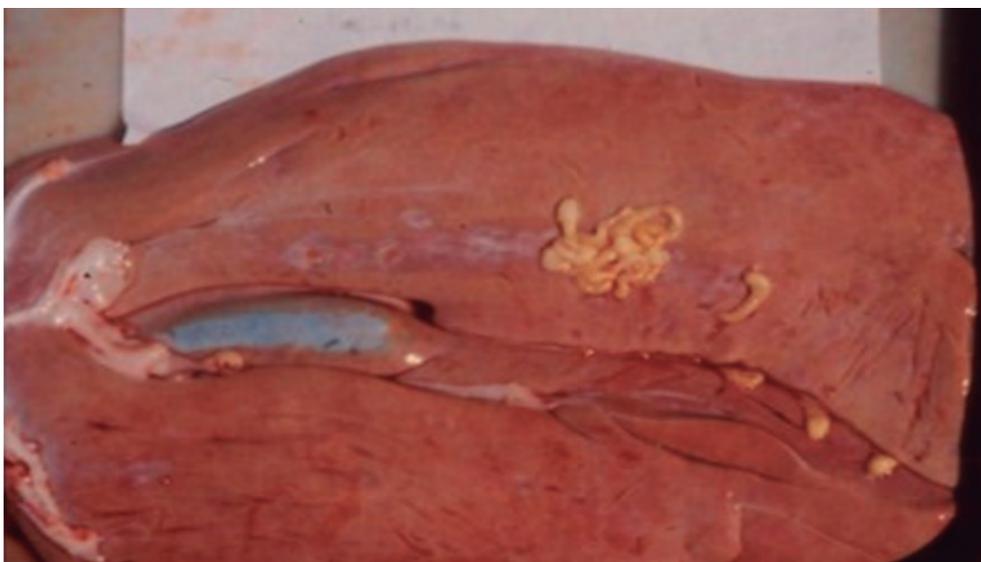


Figura 38.- Ejemplares de *Hepatoxylon trichiuri* adheridos al tejido hepático de *Prionace glauca*

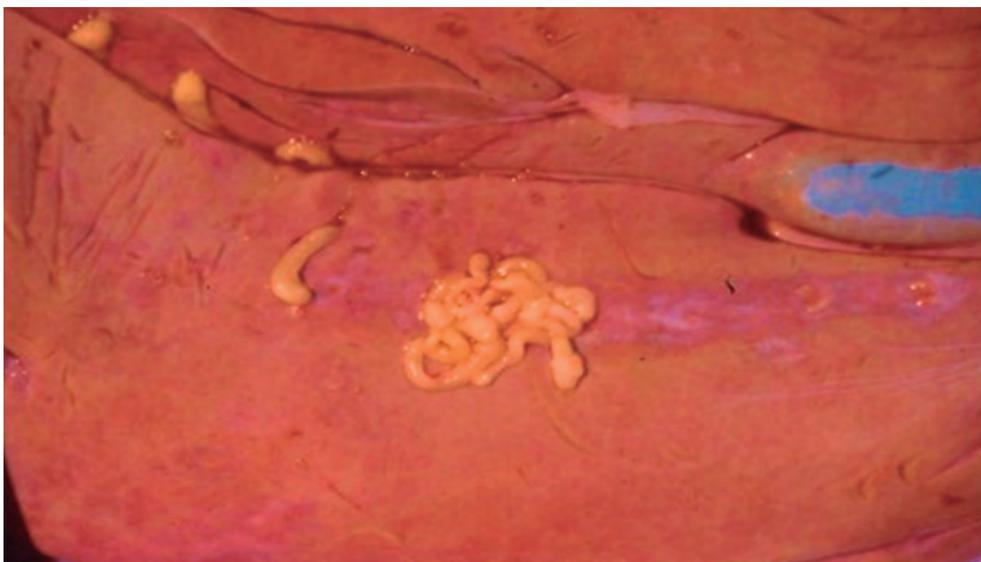


Figura 39.- Ejemplares de *Hepatoxylon trichiuri* ingresando al hígado por medio de las probóscides

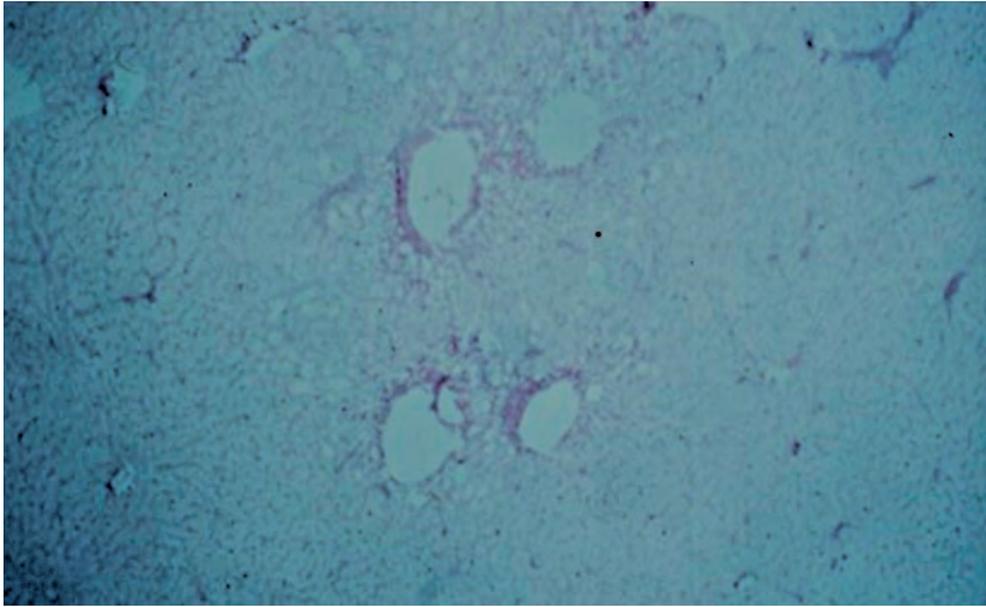


Figura 40.- Microfotografía del tejido hepático. Se observa la presencia de cuatro agujeros producidos por las proboscis de *H. trichiuri*

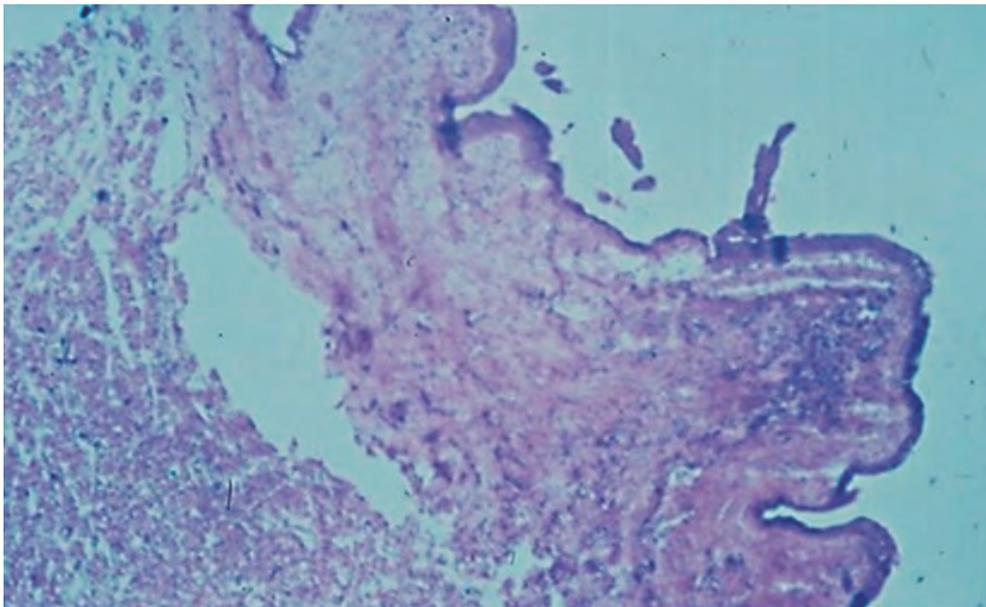


Figura 41.- Hiperplasia en hígado de *Prionace glauca* producido por *H. trichiuri*

3.2 PECES MARINOS DE IMPORTANCIA PARA EL CONSUMO HUMANO DIRECTO

Las especies marinas para consumo humano son importantes, siempre y cuando no estén comprometidas con presencia de parásitos que limiten la calidad del producto o estar eliminada del consumo si dichos parásitos generen problemas en la salud humana. En la investigación realizada en estas especies, se puso mayor énfasis en el estudio del tejido muscular esquelético (tejido somático), con la finalidad de identificar a aquellos parásitos peligrosos para el consumidor.

Es importante resaltar lo que viene sucediendo en una gran parte de peces marinos y que son consumidos por el ser humano: presencia de alteraciones del tejido muscular esquelético que se traducen en hipertrofia, hiperplasia y necrosis; se ha detectado que la especie más atacada es la caballa.

Los parásitos hallados en el tejido muscular esquelético, son larvas de céstodes las que fueron identificadas en la corvina dorada (norte del Perú) y en la corvina del Atlántico, ambos parásitos son de la misma especie a pesar de encontrarse los hospederos en océanos diferentes.

AYANQUE

Cynoscion analis (Jenyns, 1842); familia Sciaenidae. Especie conocida como ayanque o cachema (Fig. 42); es demersal costera, se localiza principalmente en profundidades someras concentrándose a menos de

100 m; son de aguas cálidas y templadas que habita fondos arenosos y fangosos, su talla se encuentra entre 16 y 36 cm de longitud estándar. Se distribuye desde Santa Elena (Ecuador) hasta Coquimbo (Chile), en el Perú se encuentra especialmente en Santa Rosa y Paita (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001). Esta especie tiene mucha aceptación en el mercado (MENDO *et al.* 1988), y es muy apreciada para el consumo humano directo, se comercializa en fresco, congelado y salado.

Estudios realizados sobre la fauna parasitaria y/o enfermedades que se hayan reportado en esta especie en el Perú son muy limitados.

TANTALEÁN *et al.* (2005) consideran a esta especie como hospedero de los acantocéfalos *Corynosoma obtuscens* y *Tegorhynchus* sp.

IANNAONE (2005) reportó la presencia de un monogeneo ectoparásito *Cynoscionicola cynoscioni* (Prev. 21,7%, IM 1,84) y el copépodo *Lernanthropus paralonchuri* (Prev. 16,70%, IM 1,26) en los filamentos branquiales de ejemplares procedentes del Terminal Pesquero de Chorrillos (Lima) Perú.

IANNAONE *et al.* (2001) analizaron 120 especímenes colectados del Terminal Pesquero de Chorrillos (Lima), Perú y hallaron los monogeneos *Cynoscionicola cynoscioni* (Prev. 21,7%), *Diplectanum* sp. (Prev. 72,5%), *Hargicotyle paralonchuri* (Prev. 2,5%) y *Neoheterobothrium cynoscioni* (Prev. 0,83%); el copépodo *Lernanthropus paralonchuri* (Prev. 16,70%); y el isópodo *Ceratothoa gaudichaudi* (Prev. 0,83%).



Figura 42.- *Cynoscion analis* Jenyns, 1842

SARMIENTO *et al.* (1999) presentaron una lista sobre nemátodos en ayanques, reportando larvas de *Anisakis* sp.

IANNAONE y LUQUE (1990) contribuyeron con una lista de parásitos, en la que incluyen a *Neoheterobothrium cynoscioni* y *Cynoscionicola cynoscioni*.

GONZALES (1996) al revisar 150 ejemplares de *C. analis* procedentes de los terminales pesqueros de Callao y Chimbote, identificó el protozoario *Ceratomyxa* sp. (Prev. 10%) hallado en la vesícula biliar, además de esporas jóvenes y estadios de trofozoitos (Figs. 43, 44).

TANTALEÁN *et al.* (1982) registraron una lista de helmintos, entre ellas al monogeneo *Neoheterobothrium cynoscioni*, larvas de céstodos de *Otobothrium* sp., y el acantocéfalo *Tegorhynchus* sp. No se ha registrado que estos parásitos generen zoonosis humana en Perú.

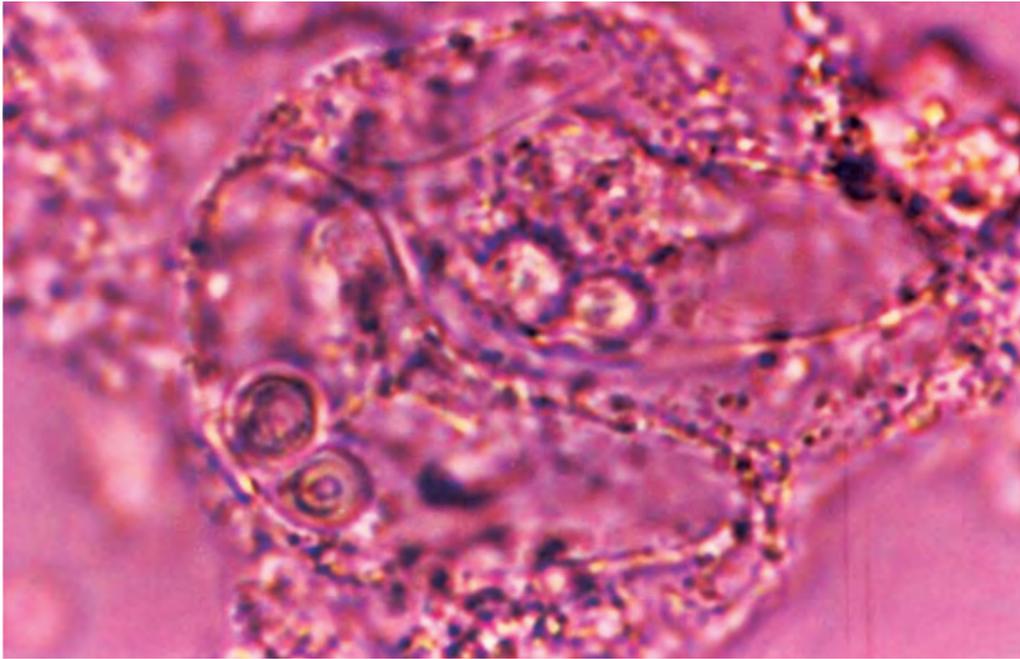


Figura 43.- Dos esporas jóvenes de *Ceratomyxa* sp. en *Cynoscion analis*

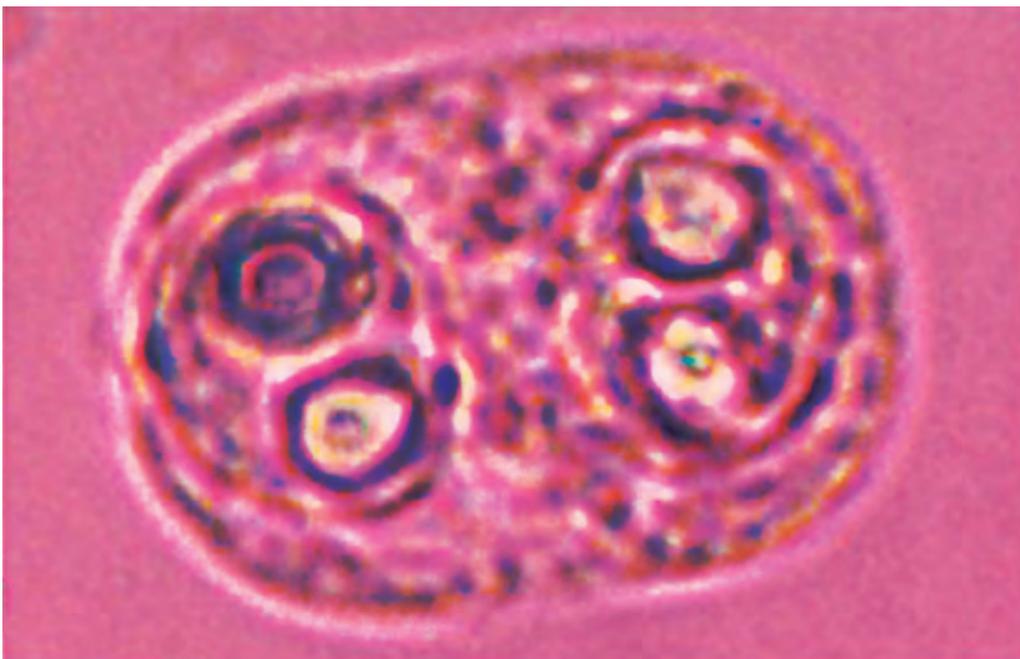


Figura 44.- Dos trofozoitos (estadios juveniles) cubiertos por una membrana, *Ceratomyxa* sp.

BACALAO COMÚNFigura 45.- *Gadus morhua* Linnaeus, 1758

Gadus morhua Linnaeus, 1758; familia Gadidae. Especie conocida como bacalao común (Fig. 45), es epibentónica y pelágica, vive en aguas frías (1 a 5 °C) y limpias, habita en el océano Atlántico, entre los 40° y 80°N, especialmente entre las costas del norte de Noruega y las islas Lofoten, Islandia, Groenlandia, Mar de Barents, Labrador, Terranova, Nueva Escocia y las costas americanas. Los principales stocks se encuentran en el Ártico noruego, Mar de Barents y en Islandia. También se encuentra presente en el Mar Báltico, Mar del Norte y oeste de Escocia; se desarrolla mejor a salinidades entre 17‰ (cerca de las desembocaduras de un río) y 35‰ (aguas oceánicas) (GONZÁLEZ 1996).

Se caracteriza por presentar cabeza grande y su boca bordeada por pequeños dientes, presenta una sola barbilla en la mandíbula inferior que hace difícil confundirla con otra especie del Mar de Finlandia. El abdomen es claro con flancos y la parte dorsal un moteado marrón muy marcado; lleva una raya clara que sigue la dirección de la línea lateral. Es uno de los pescados con menos grasa en el músculo, con gran cantidad de proteínas y con alto valor biológico. El bacalao es una especie omnívora, se alimenta de crustáceos (especialmente isópodos), moluscos y peces (capelín, arenques y abadejos jóvenes). El bacalao es apreciado por su carne y por el aceite de su hígado rico en ácidos grasos como omega 3, las vitaminas A y D. El tamaño fluctúa entre 40 y 80 cm y peso de 0,5 a 3 kg, los ejemplares grandes pueden alcanzar de 20 a 30 kg. El desove se realiza desde principios de primavera hasta fines de agosto en aguas abiertas, a profundidades de 50 a 150 m. Entre sus depredadores se tiene al delfín

blanco o beluga y a mixine (*Myxinus glutinosus*), este último es un parásito que se introduce en la piel devorándolo con sus dientes -en forma de escofina- y que puede llegar al intestino (GONZÁLES 1996).

El bacalao, se encuentra parasitado por larvas de nemátodos correspondiente a *Anisakis simplex* y *Pseudoterranova decipiens*. RELLO *et al.* (2004) mencionan el género *Pseudoterranova*, representado por *P. decipiens*, parásito de numerosos pinnípedos que se distribuyen por todo el mundo. Las larvas se han descrito en numerosas especies de peces, como hospederos intermediarios y entre ellos el bacalao (*G. morhua*).

En el 2008, en el laboratorio de Sanidad Acuícola de la Universidad Nacional Agraria La Molina, se revisó un paquete de filetes seco salados de esta especie, con la finalidad de investigar la presencia de nemátodos. Dichos filetes (Fig. 46) fueron remojados en agua, para ablandar su textura, y desmenuzados (Fig. 47), encontrándose 5 larvas de la familia Anisakidae localizados en el músculo esquelético, los que presentaron un color amarillento, de bordes lisos y se encontraron enrollados entre sí y sin cápsula (Figs. 48, 49). Estos parásitos estuvieron completamente inactivos (muertos); los que no se pudieron identificar por el tiempo que pasaron en la forma de seco salado, lo que impidió observar nítidamente la presencia del diente, característico de *Anisakis simplex*.

Se ha reportado que larvas vivas de *Anisakis* sp. halladas en músculo de peces generan zoonosis humana.



Figura 46.- Material de estudio del músculo esquelético seco salado de bacalao *Gadus morhua*



Figura 47.- Deshilachado de los filetes musculares



Figura 48.- Larva de anisakideo hallado dentro del músculo esquelético de filete seco salado de *Gadus morhua*

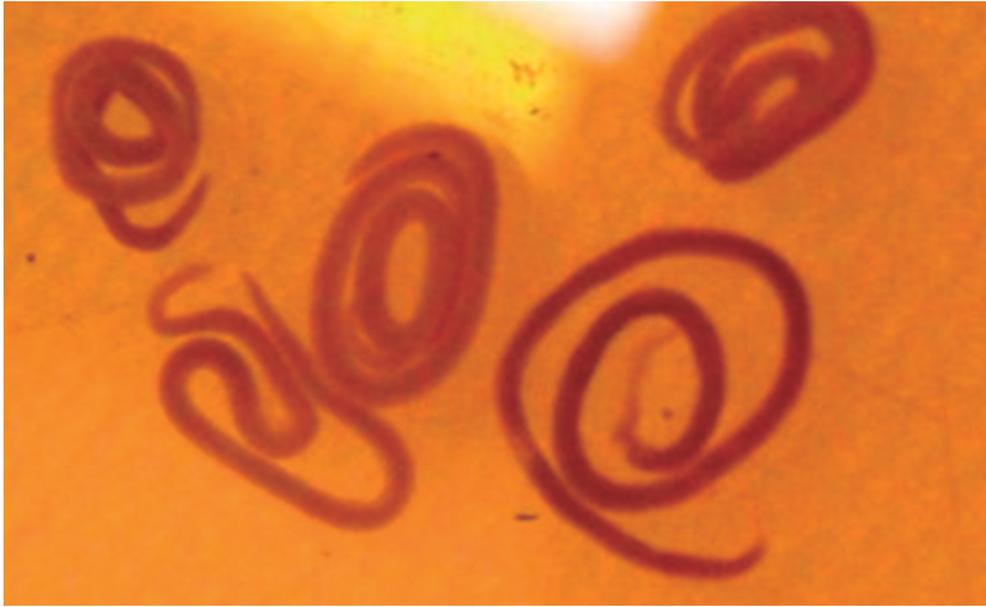


Figura 49.- Larvas de anisakideos retirados del músculo esquelético

BERECHE



Figura 50.- *Larimus aclivis* Jordan y Bristol, 1898

Larimus aclivis Jordan y Bristol, 1898; familia Sciaenidae. Especie conocida como bereche (Fig. 50), habita sobre fondos someros arenosos y areno fangosos, desde Baja California hasta Talara, Perú; alcanza tallas entre 13 y 21 cm de longitud total (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001).

GONZALES (2009) reportó *Spirocamallanus* sp. (Figs. 51, 52) en *Larimus aclivis* procedente de la zona norte del Perú. Este parásito se caracteriza por presentar una cutícula con estriaciones transversales finas, labios ausentes, papila cefálica alargada, la forma de la boca tipo barril, dorso ventralmente alargada y por tener una cápsula bucal espiralada; son de color rosado y de mayor tamaño que *Anisakis* sp.

El mismo autor, reportó *Ovarionematobothrium* sp. (Figs. 53, 54) en gónadas de dos ejemplares hembras. Este tremátodo, es un parásito que se

caracteriza por ser muy largo, con forma acintada, de borde liso, de color rosado cuando está vivo; presenta una pseudoventosa oral anterior, útero muy contorneado formando asas que llegan hasta el extremo posterior del cuerpo y, por encontrarse mayormente en gónadas hembras; cuando el parásito muere adquiere el color negro y forma de láminas irregulares, siendo muy difícil su identificación. La madurez del parásito la adquiere en relación directa a la madurez gonadal del hospedero. El hecho de encontrarse en las gónadas, debe estar generando algún efecto que podría estar relacionado con la infertilidad del pez; a la fecha no se ha investigado para determinar las posibles alteraciones histológicas que estarían ocasionando a nivel de este órgano.

No se ha reportado zoonosis humana relacionada con la larva de este género.

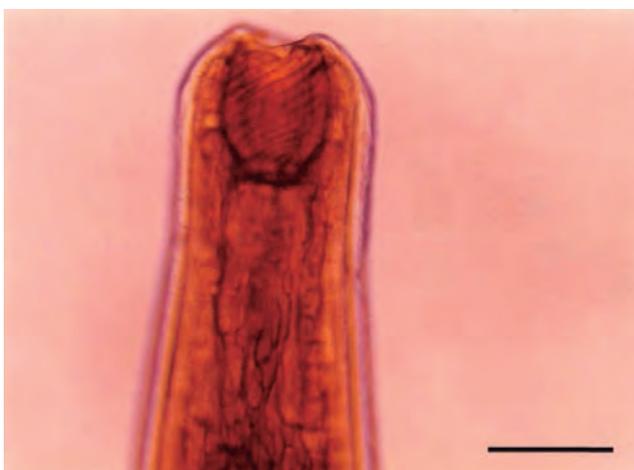


Figura 51.- Microfotografía de la parte anterior de *Spirocamallanus* sp. Barra= 100 µm

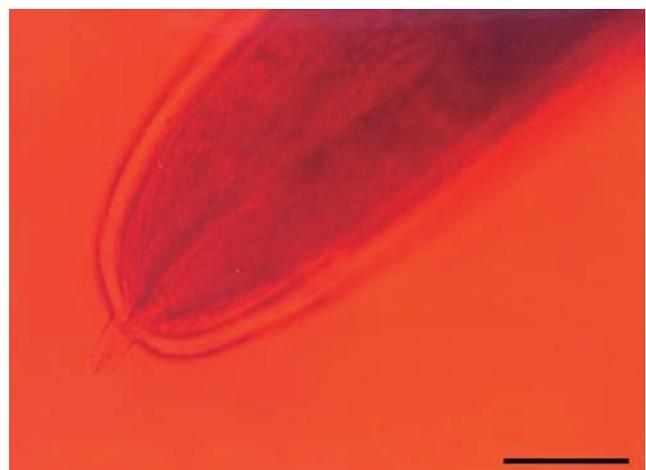


Figura 52.- Microfotografía de la parte posterior de *Spirocamallanus* sp., donde se aprecia el mucrón. Barra= 100 µm

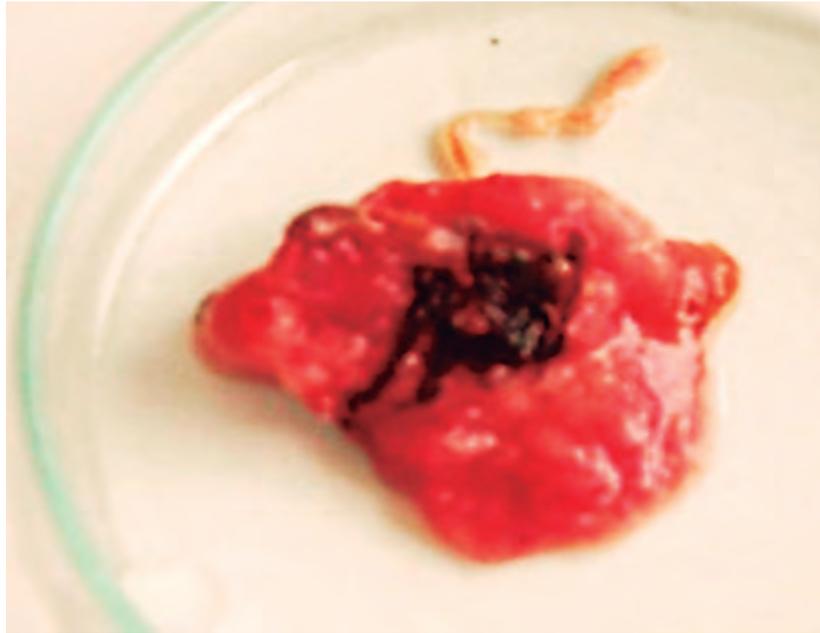


Figura 53.- *Ovarionematobothrium* sp., hallado en gónada

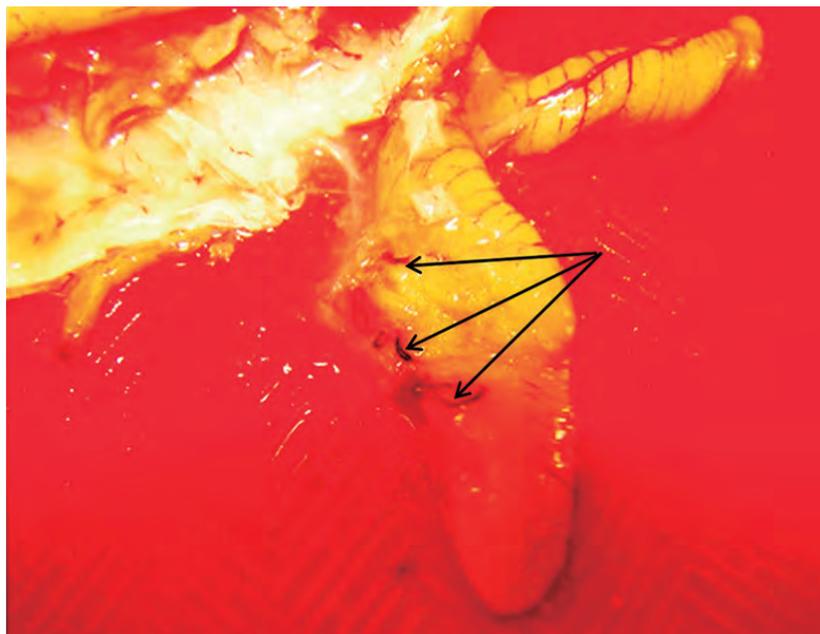


Figura 54.- *Ovarionematobothrium* sp., en el interior de la gónada

BONITO



Figura 55.- *Sarda chiliensis chiliensis* Cuvier, 1832 (Foto: IMARPE-ITP 1996)

Sarda chiliensis chiliensis Cuvier, 1832; familia Scombridae. Especie conocida como bonito, mono y chauchilla (Fig. 55), es epipelágica nerítica de aguas de la Corriente Costera Peruana. Se distribuye a lo largo del Pacífico Sudeste desde el norte del Perú hasta Talcahuano en Chile (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001). Por lo general, y en comparación con los juveniles, los individuos más viejos se encuentran alejados de la costa. Son carnívoros, se alimentan de pequeños peces (preferentemente anchoveta *Engraulis ringens*), calamares y crustáceos; tiene una larga temporada de reproducción, que incluye la primavera y el verano, el desove es discontinuo y las hembras de 3 kg pueden producir medio millón de huevos por puesta. Alcanzan su madurez sexual a los 2 años de edad; son capturados utilizando espinel, red de cerco, cortina, trasmallo y pinta; y su comercialización es preferentemente en fresco (DE LUCIO *et al.* 2013).

PÉREZ *et al.* (1999) hallaron *Anisakis physeteris* (Prev. 24,3%), *Hysterothylacium aduncum* (Prev. 34,3%) y *Nybelinia* sp. (Prev. 1,4%), en 70 especímenes de *Sarda s. chiliensis* procedentes del Terminal Pesquero del Callao en Lima- Perú, durante abril a junio de 1997.

TANTALEÁN *et al.* (1982) dieron a conocer al tremátodo *Rhipidocotyle abdaculum* y al céstodo *Diphyllobothrium* sp. (Plerocercoides).

En el Laboratorio de Biopatología Acuática de la Facultad de Pesquería de la Universidad Nacional La Molina, se analizaron dos ejemplares de bonitos juveniles encontrando en las branquias ejemplares del monogenero *Benedenia* sp. (Fig. 56); en el primer ejemplar se hallaron 500 individuos de especímenes adultos (Fig. 57) y, en el segundo ejemplar más de 600 individuos adultos y juveniles. En ambos juveniles de bonito, la elevada Intensidad de Infección provocada por este parásito, ocasionó una fuerte hemorragia en la parte interna de la mandíbula superior e inferior; además, las branquias estuvieron fuertemente inflamadas, llenas de mucosidad y acompañadas de

una fuerte hemorragia. No hay reporte a la fecha que este parásito ocasione problemas de salud en el hombre.



Figura 56.- Ejemplar adulto y juvenil (vista ventral) de *Benedenia* sp.



Figura 57.- *Benedenia* sp. (vista ventral) en branquias de bonito

CABRILLA

Figura 58.- *Paralabrax humeralis* Valenciennes, 1828

Paralabrax humeralis Valenciennes, 1828; familia Serranidae. Especie conocida como cabrilla (Fig. 58), es un pez carnívoro, bentófago y oligófago-eurífago (IANNACONE y ALVARIÑO 2009a). Se distribuye en la costa de Ecuador, islas Galápagos hasta Chile y Perú en el área comprendida entre los 04 y 06°S (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001). Habita en aguas someras hasta profundidades que bordean los 200 m, con mayor concentración en aguas costeras a profundidades de 50 a 100 m sobre fondos rocosos y arenosos (GOICOCHEA *et al.* 2012).

Como parte de la parasitofauna en esta especie, en el laboratorio de Sanidad Acuícola de la UNALM, Gonzales en el 2012 determinó a través de cortes histológicos que la elevada intensidad de infección de *Eimeria* sp. en hígado, provocó concentración de células sanguíneas en los sinusoides hepáticos y, además, hemorragia acompañada de necrosis hepática (Figs. 59, 60). En cortes histológicos de gónadas de un ejemplar macho sano, se observaron los paquetes de espermátides (Fig. 61) y en gónadas hembra, se hallaron varios especímenes de *Philometra* sp. (Fig. 62).

Los parásitos podrían generar riesgo al consumidor, cuando las larvas de *Anisakis* sp. se encuentren en el músculo de los peces.

MUÑOZ y OLMOS (2007) listaron a los ectoparásitos *Juanettia conifera* y *Hatschekia amphiprocesa* en branquias y *Caligus quadratus*, todos ellos encontrados en cabrillas procedentes de Chile.

GÁRATE *et al.* (2012) hallaron larvas de anisákidos en el tercer estadio (L₃).

IANNACONE y ALVARIÑO (2009a), reportaron diez parásitos: el monogeneo *Hemitagia galapagensis*; el tremátodo *Helicometra fasciata*; los céstodos *Diphyllobothrium pacificum* y *Trypanorhyncha* sp.; el acantocéfalo *Corynosoma obtuscens*; los nemátodos *Dycheline (Cucullanellus)* sp. y *Philometra* sp., y finalmente los copépodos *Acantholochus paralabracis*, *Caligus quadratus* y *Hatschekia amphiprocesa*.

TANTALEÁN *et al.* (2005) registraron el acantocéfalo *Corynosoma obtuscens* (juvenil).

SARMIENTO *et al.* (1999) reportaron *Dichelyne (Cucullanellus)* sp. en el intestino y *Philometra* sp. en gónadas y celoma de cabrillas procedentes de Paita, Callao y Lima.

TANTALEÁN *et al.* (1982) presentaron una lista de parásitos en la cabrilla: el monogeneo *Tagia galapagensis* en branquias; el tremátodo *Helicometra pulchella* en intestino y estómago; larvas de céstodos *Callitetrarhynchus* sp. en vísceras y, *Grillotia* sp. en pared del estómago; el nemátodo *Cucullanellus* sp. en intestino y el acantocéfalo *Corynosoma* sp. en superficie visceral, peritoneo e hígado.

ARMAS *et al.* (1978) reportaron por primera vez el hallazgo de los helmintos *Tagia* sp. y *Grillotia* sp. en hospederos del mar peruano.

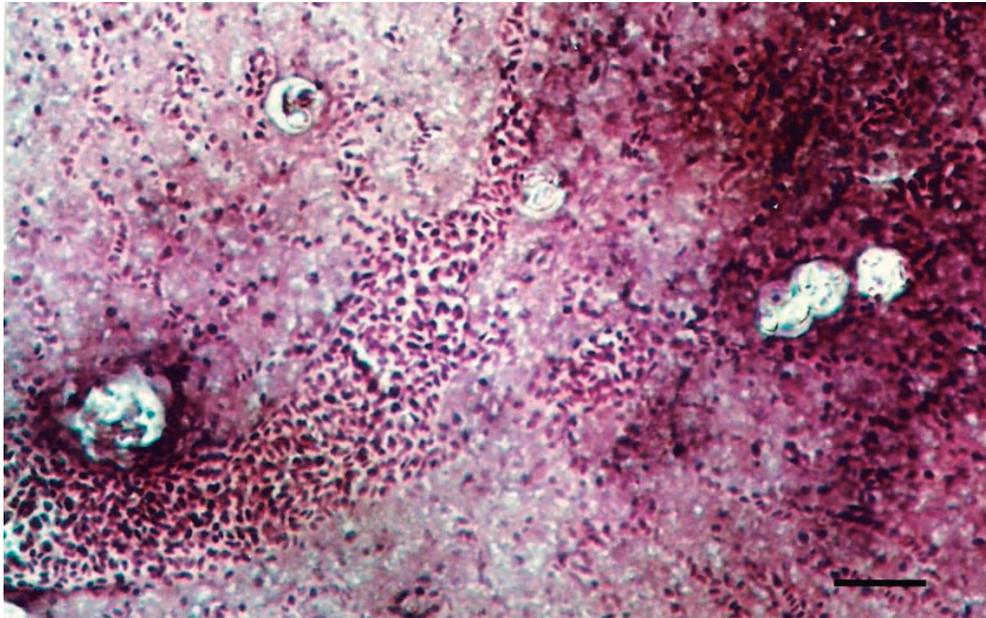


Figura 59.- Microfotografía de hígado, con seis oquistes de *Eimeria* sp. acompañado de hemorragia y numerosas células sanguíneas en los sinusoides. Barra= 20 μ m

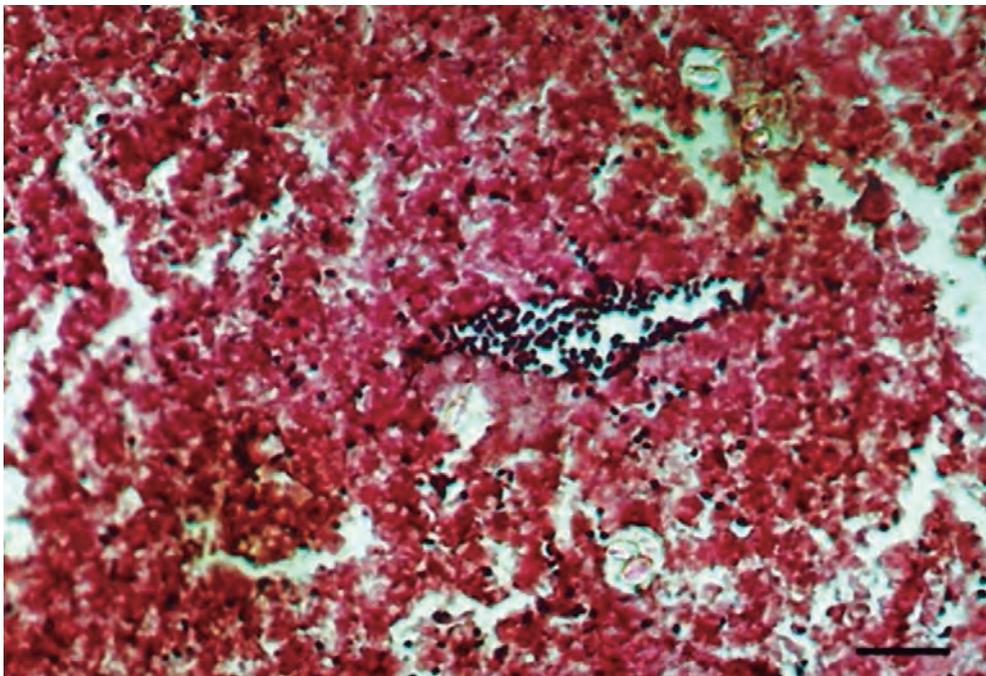


Figura 60.- Microfotografía de hígado con oquistes de *Eimeria* sp., hemorragia y necrosis hepática. Barra= 20 μ m

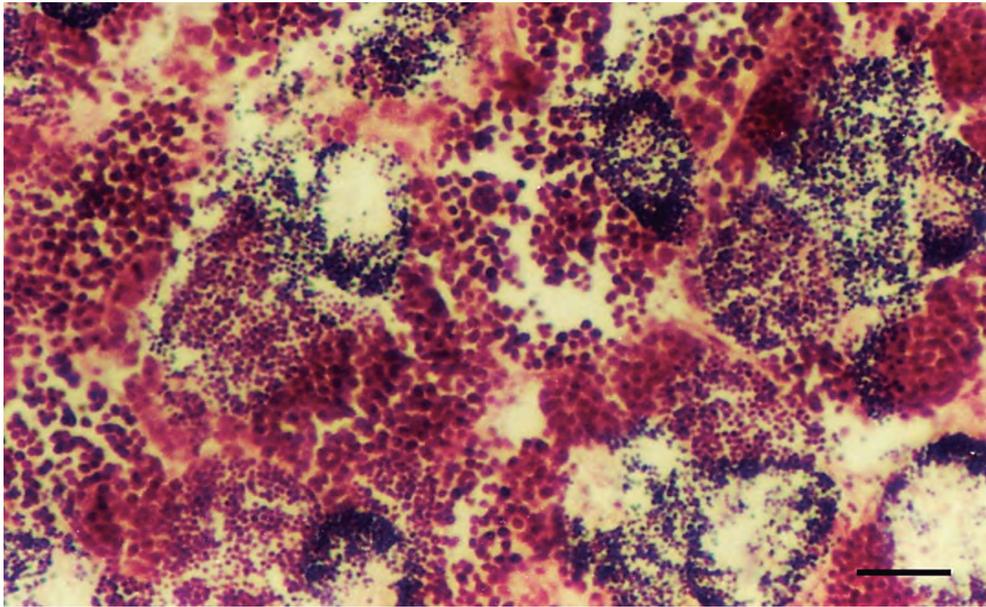


Figura 61.- Microfotografía de gónada macho, con paquetes de espermátides. Barra= 20 μ m



Figura 62.- *Philometra* sp. hallado en gónada hembra

Coco

Figura 63.- *Paralonchurus peruanus* (Steindachner, 1875)

Paralonchurus peruanus (Steindachner, 1875); familia Sciaenidae. Especie conocida como coco o suco (Fig. 63), es una especie bentopelágica costera, vive en aguas templadas de fondos arenosos, areno-fangosos y estuarios, se distribuye desde Puerto Pizarro (Perú) hasta Arica (Chile) (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001); forma parte de la fauna acompañante de la merluza en el norte del litoral peruano.

MUÑOZ y OLMOS (2007) efectuaron una revisión bibliográfica de ectoparásitos de organismos acuáticos, y mencionan a la especie *Neobrachiella chevreuxii* en estadio adulto parasitando las branquias del coco o suco en Chile.

TANTALEÁN *et al.* (2005) elaboraron para la especie *P. peruanus* una lista de acantocéfalos, destacando *Corynosoma australe* (juvenil) en la cavidad celómica, *Tegorhynchus* sp. en intestino y *Corynosoma obtuscens* (juvenil).

LLERENA *et al.* (2001) al analizar 100 ejemplares de coco procedentes del Terminal Pesquero de Ventanilla, Callao, encontraron formas larvarias de *Corynosoma obtuscens* con frecuencia del 16%.

SARMIENTO *et al.* (1999) publicaron una lista de nemátodos parásitos del hombre y de los animales en Perú. En ejemplares de coco o suco procedentes de Callao, Chorrillos, Lima y Trujillo, detectaron a los siguientes parásitos: *Anisakis simplex* en la superficie de los órganos internos; *Anisakis* sp. en estómago, gónadas, intestino, peritoneo, superficie visceral, cavidad celómica y *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *amaruincal* en el intestino.

OLIVA y LUQUE (1998) examinaron 124 ejemplares procedentes de Chorrillos y Callao y hallaron parásitos

metazoos: los monogéneos *Cynoscionicola americana* (Prev. 78,2%; IM 6,1), tres especies de la familia Diplectanidae (Prev. 82,3%; IM 14,4): *Hargicotyle paralonchuri* (Prev. 10,5%; IM 1,4) y *Pseudohaliotrema paralonchuri* (Prev. 94,4%; IM 32,5); el nematodo *Dichelyne amaruincal* (Prev. 6,5%; IM 1,1); el acantocéfalo *Corynosoma australis* (Prev. 0,8%; IM 1); los copépodos *Bomolochus peruensis* (Prev. 3,2%; IM 1,3), *Caligus callaoensis* (Prev. 1,6%; IM 1,5), *Clavellopsis* sp. (Prev. 4%; IM 3,8), *Lernanthropus paralonchuri* (Prev. 0,8%; IM 3) y *Neobrachiella chevreuxii* (Prev. 3,2%; IM 1); y un hirudíneo de la familia Piscicolidae (Prev. 0,8%; IM 1).

LUQUE (1996) examinó 124 ejemplares de coco procedentes de la costa central peruana y, en 11 individuos identificaron 11 metazoarios ectoparásitos: *Pseudohaliotrema paralonchuri* (Prev. 94,4%; IM 32,5), *Diplectanum* sp. (Prev. 82,3%; IM 14,4), *Cynoscionicola americana* (Prev. 78,2%; IM 6,08), *Hargicotyle paralonchuri* (Prev. 10,5%; IM 1,39), *Bomolochus peruensis* (Prev. 3,20%; IM 1,25), *Caligus callaoensis* (Prev. 1,61%; IM 1,50), *L. paralonchuri* (Prev. 0,81%; IM 3,0), *Clavellopsis* sp. (Prev. 4,00%; IM 3,83), *Neobrachiella chevreuxii* (Prev. 3,20%; IM 1,0), isópodo Cymothidae (Prev. 0,81%; IM 1,0) y el hirudíneo Piscicolidae (Prev. 0,81%; IM 1,0).

LUQUE y OLIVA (1993) estudiaron la comunidad parasitaria en 124 ejemplares del coco, procedentes de la costa central peruana e identificaron y colectaron los siguientes parásitos: *Henneguya* sp. (protozoo), *Pseudohaliotrema paralonchuri*, *Diplectanum* sp., *Cynoscionicola americana* y *Hargicotyle paralonchuri* (monogénea), *Helicometra fasciata* (digénea), *Corynosoma* sp. (acanthocephala), *Cucullanellus amaruincal* (nematoda), Piscicolidae no identificado (hirudínea), *Bomolochus peruensis*, *Caligus callaoensis*, *Lernanthropus paralonchuri*, *Neobrachiella chevreuxii*

y *Clavellopsis* sp. (copépodo) y un *Cymothoido* no identificado (isópodo). Dichos autores resaltan que la principal característica de la comunidad parasitaria del coco es la escasez de endoparásitos y de estadios larvales de parásitos tróficamente transmitidos.

TERÁN et al. (1990) encontraron esporas de *Kudoa sciaenae* en músculo de esciaénidos.

LUQUE y IANNAONE (1989) describieron *Pseudohaliotrema paralonchuri*, (actualmente *Euryhaliotrema paralonchuri*) en *P. peruanus* de la costa central peruana.

VERANO y SEVERINO (1977) registraron por primera vez para el Perú, el myxosporidio (Cnidaria) *Henneguya* sp. en *P. peruanus*, proveniente de ejemplares que fueron muestreados entre abril y mayo 1977 en Lima.

TANTALEÁN et al. (1982) en el *P. peruanus* determinaron tres monogeneos: *Encotyllabe callaoensis* hallado en la boca y branquias de ejemplares del Callao; *Choricotyle peruensis* y *Ch. chimboetensis* en las

branquias de ejemplares de Chimbote; cuatro céstodos: larvas Plerocercoides de *Diphyllobothrium* sp., larvas de *Callitetrarhynchus* sp. en las vísceras de ejemplares del Callao y Chimbote; *Pterobothrium* sp. en peritoneo y gónadas en ejemplares de Lima y *Nybelinia* sp.; dos nemátodos: *Cucullanellus amaruincai* en el intestino, larvas de *Anisakis* sp. en vísceras y un acantocéfalo: *Tegorhynchus* sp. en intestino de ejemplares provenientes del Callao, Lima y Trujillo.

GONZALES en 1978 al revisar varios ejemplares de esta especie, reportó al digeneo *Helicometra fasciata* en intestino de *P. peruanus* (Fig. 64). Este parásito se caracteriza por presentar el útero por debajo de la ventosa ventral (al estudiarlo se encontró lleno de huevos), un ovario irregular y un par de testículos post ováricos, las vitelógenas corren paralelamente a los ciegos intestinales y en la parte inferior se introducen hacia el centro. No se conoce que este digeneo haya provocado algún daño en el hospedero ni en la salud humana.



Figura 64.- *Helicometra fasciata* en el intestino del coco. Barra= 50 µm

COJINOBA DEL NORTE

Figura 65.- *Schedophilus haedrichi* Chirichigno, 1973

Schedophilus haedrichi Chirichigno, 1973; familia Centrolophidae. Especie conocida como cojinoba del norte (Fig. 65), es pelágica nerítica de aguas cálidas, habita sobre fondos arenosos y los juveniles a profundidades medias. Su distribución comprende desde Panamá hasta Samanco (Perú) (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001). Se encuentra de 80 a 200 m de profundidad. Normalmente, se registran individuos de 60 a 75 cm de longitud, pero también se han encontrado ejemplares con tallas de 96 cm. Es una especie carnívora y planctívora, se alimenta de peces óseos y crustáceos pelágicos (cangrejos nadadores), así como de zooplancton, larvas y huevos de peces pelágicos (ALLINKAUSAY 2013).

Otra especie de importancia comercial en el mercado peruano es la cojinoba común *Serirolella violacea* (Guichenot, 1848) conocida como cojinoba y palmerita, es pelágica nerítica del área de la Corriente Costera Peruana; se asocia con la presencia de malaguas. Se distribuye desde Ecuador, Talara (Perú) a Valparaíso (Chile). Es una especie carnívora, puede alimentarse de peces como sardina, anchoveta, jurel, así como de anfípodos y copépodos (IANNACONE 2003).

IANNACONE (2003) examinó 50 especímenes de *S. violacea* procedentes del Terminal Pesquero de Ventanilla, Callao, Perú (entre julio y octubre 2001) y reportó el monogeneo *Paraeuryorchis sarmientoi* (Prev. 14%) que mostró preferencia por el arco branquial; el

céstodo *Neobothriocephalus aspinosus* (Prev. 100%) y el copépodo *Lernanthropus trachuri* (Prev. 2%).

TANTALEÁN *et al.* (1982) registraron al monogeneo *P. sarmientoi* en *S. violacea*.

TANTALEÁN y HUIZA (1994) reportaron al nemátode *Philometra seriolellae* en gónadas de *Serirolella violacea*.

GONZALES y SARMIENTO (1990) describieron y reportaron el nuevo género y especie del parásito *Teleuryorchis gumercindae*, hallado en branquias de la cojinoba del norte, procedente de la bahía de Chimbote, Perú. El género se asemeja a *Echinopelma* Raecke 1945, *Euryorchis* Manter and Walling 1958, *Pseudoeuryorchis* Caballero y Bravo-Hollis 1962 y a *Paraeuryorchis* Tantaleán *et al.* 1982 por la presencia de ocho ventosas (Fig. 66) y se diferencia por tener el opisthaptor muy desarrollado con bordes festoneados y cuatro pares de ventosas sésiles (siendo el último par más pequeño que los demás), por presentar en uno de los cuadrantes de cada valva proximal un cojinete de borde muscular y placas esclerosadas, por tener vitelógenas atriales y post atriales (Fig. 67) y parasitar diferentes hospederos. En uno de los parásitos se observó numerosos huevos en el interior del útero (Fig. 68).

En la colección helmintológica de la Dra. Victoria Paredes, se halló *Neobothriocephalus* sp. en el intestino de *S. violacea* (Fig. 69).

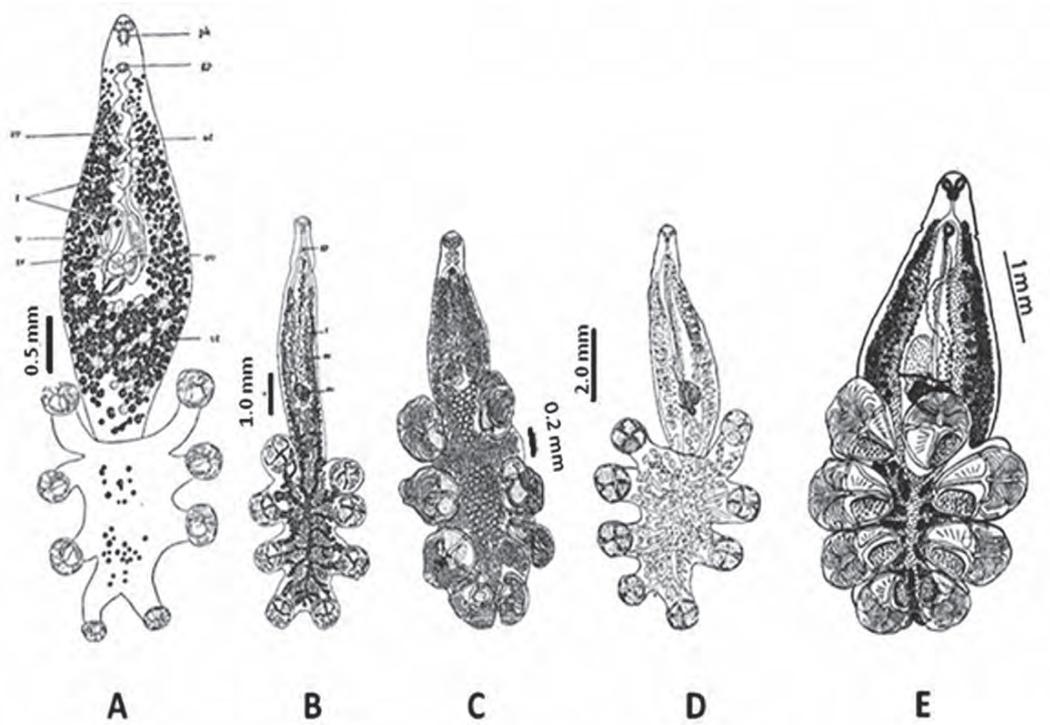


Figura 66.- A. *Echinopelma bermudae* Raecke, 1945. B. *Eurysorchis australis* (Manter y Walling, 1958). C. *Pseudoeurysorchis travassosi* (Caballero y Bravo-Hollis 1962), D. *Paraeurysorchis sarmiento* (Tantalean, Martinez y Escalante, 1982). E. *Teleurysorchis gumercindae* (Gonzales y Sarmiento 1990)



Figura 67.- *Teleurysorchis gumercindae* (vista ventral)

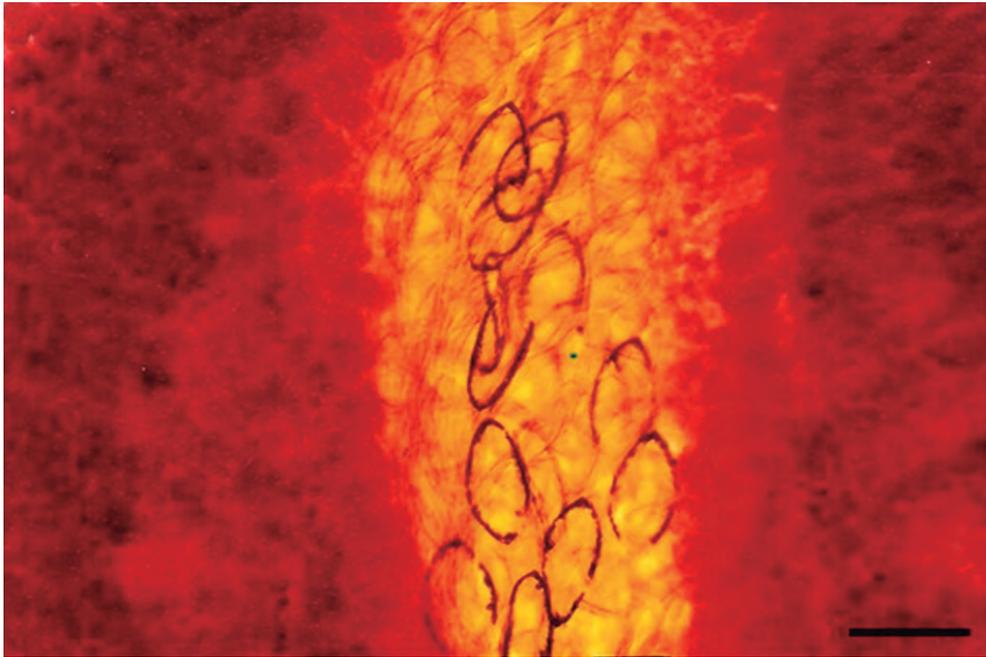


Figura 68.- Microfotografía del útero de *Schedophilus haedrichi* mostrando numerosos huevos de *Teurysorchis gumercindae*. Barra= 150 um



Figura 69.- Parte anterior (Scolex) y primeros proglótidos inmaduros de *Neobotriocephalus* sp.

CORVINA DEL ATLÁNTICO



Figura 70.- *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823)

Micropogonias furnieri (Desmarest, 1823); familia Sciaenidae. Especie conocida como corvina del Atlántico (Fig. 70), es el recurso más abundante y de mayor importancia comercial del Atlántico Sur Occidental. La corvina es una especie demersal costera eurihalina de amplia distribución geográfica, desde Veracruz, México, hasta El Rincón en la provincia de Buenos Aires, Argentina. En las costas argentinas y uruguayas la mayor concentración se localiza en la zona interna del río de la Plata y al norte de la costa uruguaya (CAROZZA *et al.* 2000). Sus hábitos alimenticios son bentónicos y ocasionalmente necto-bentónicos. Las presas más frecuentes son crustáceos, moluscos bivalvos como mejillón y almeja; poliquetos y juveniles de peces como la anchoita y lacha. Sin embargo, las proporciones, grupos y especies varían de acuerdo a la zona geográfica, tipo de fondo, talla del pez y época del año.

Esta especie ha sido intensamente investigada en cuanto a su biología, ecología, reproducción, parasitosis, captura y estructura poblacional. En el sur del Brasil, la corvina es explotada por la flota industrial durante todo el año. En el tejido muscular esquelético, se localizan blastocistos de *Poecilancistrum caryophyllum* (Fig. 74), especie cosmopolita, que por su forma alargada son llamados "spaghetti worms". Las altas infecciones parasitarias producen cambios patológicos en el tejido muscular, reducen el crecimiento e incrementan la mortalidad en los peces y las zonas del tejido infectadas se tornan flácidas y supuradas; al margen de causar estas alteraciones, podría afectar la vitalidad de los peces aumentando la susceptibilidad a la predación (GONZALES y BRAHAM 2006).

GONZALES y BRAHAM (2006, 2007) describieron la patología generada por *Poecilancistrum caryophyllum* en el músculo de *M. furnieri*, procedente de tres ambientes acuícolas del litoral de Rio Grande del Sur (Brasil). El parásito se localiza en el interior del blastocisto (Fig. 71), que tiene forma ovoide y una cola larga de cerca de 25 cm (Fig. 72); en un corte histológico se aprecia la formación de tejido conjuntivo alrededor del parásito (Fig. 73) y aislamiento de las fibras musculares acompañadas de necrosis (Figs. 74, 75) como respuesta del hospedero. En casos agudos, fue observado un aumento de irrigación sanguínea y presencia de tejido conjuntivo denso con abundante cantidad de fibras colágenas (Fig. 76).

La figura 77 permite describir la respuesta inmunológica del hospedero frente al parásito (A), presencia de células sanguíneas que inician la destrucción del parásito y presencia de los centromelanocromáticos (CMM) rodeando al parásito respectivamente (A y B), luego la destrucción del blastocisto y de la cola por su cambio al color negro (C, D y E); asimismo también se verificó el inicio de la regeneración de las fibras musculares afectadas por el parásito (Fig. 78). La prevalencia total obtenida fue de 13,15%.

En un solo ejemplar de la corvina del Atlántico, se hallaron varios isópodos (no identificados) en las branquias (Fig. 79) produciendo fuerte necrosis inclusive ingresaron hacia el interior del pez, comiéndose gran parte del tejido muscular esquelético (Figs. 80, 81, 82); a estos isópodos se les llama organismos carroñeros y/o devastadores. El total de microfotografías tomadas a esta especie

fueron desarrolladas en el laboratorio de Histología del Departamento de Ciencias Morfo-Biológicas de la Fundação Universidade do Rio Grande do Sul (FURG), Brasil.

ALVES y LUQUE (2001) analizaron cien corvinas del Atlántico, procedentes de Rio de Janeiro (Brasil) y hallaron veinte y ocho especies de parásitos: Aspidogástreo *Lobatostoma ringens* (Prev. 10%), los digeneos *Brachadena pyriformis* (Prev. 4%), *Diplomonorchis leiostomi* (Prev. 5%), Didymozoidae inmaduro (Prev. 4%), *Lecithochirium microstomum* (Prev. 26%), *Opecoeloides stenosomae* (Prev. 2%) y *Pachycreadium gastrocotylum* (Prev. 17%); los monogeneos *Encotyllabe spari* (Prev. 5%), *Macrovalvitrema sinaloense* (Prev. 41%) y *Pterinotrematoides mexicanum* (Prev. 36%); Eucestoda *Callitetrarhynchus gracilis* (larva) (Prev. 4%), *Pterobothrium heteracanthum* (larval) (Prev. 5%) y *Scolex pleuronectis* (Prev. 1%); los acantocéfalos *Corynosoma australe* (cystacanth) (Prev. 12%) y *Dollfusentis chandleri* (Prev. 4%), los nemátodos *Contracaecum* sp. (larva) (Prev. 8%), *Cucullanellus rodriguesi* (Prev. 1%), *Dichelyne elongatus* (Prev. 60%), *Pseudocapillaria* sp. (Prev. 5%) y *Pseudoterranova* sp. (larva) (Prev. 2%); hirudíneo Piscicolidae no identificado (Prev. 3%); los copépodos *Bomolochus paucus* (Prev. 4%), *Caligus haemulonis* (Prev. 10%), *Clavellotis dilatata* (Prev. 3%), *Colobomatus* sp. (Prev. 1%), *Ergasilus euripedesi* (Prev. 5%) y *Neobrachiella chevreuxii* (Prev. 7%) y el isópodo Cymothidae no identificado (Prev. 4%).

PEREIRA *et al.* (2000) examinaron ciento treinta y tres especímenes de corvina del Atlántico, procedentes del desembarcadero industrial de Río Grande del Sur (Brasil). Los autores describieron seis tremátodos: *Aponurus laguncula*, *A. pyriformis*, *Monascus filiformis*, *Opecoeloides calarinensis*, *O. stenosomae* y *Pachycreadium gastrocotylum*.

PEREIRA JR. (1992) considera que el estudio de los parásitos en la corvina es interesante de acuerdo a las gradientes latitudinales debido a que la prevalencia e intensidad media de infección y la diversidad de parásitos puede variar; el mismo autor determinó una prevalencia de 0,9% y la IMI 1,33% para *Poecilancistrum caryophyllum*, procedente de Rio de Janeiro, mientras que en Rio Grande del Sur, para el mismo hospedero, la prevalencia fue 9,83% y la IMI 3,33.

SÃO CLEMENTE (1987) analizó mil ejemplares de corvina del Atlántico, capturados en el litoral de Río de Janeiro (Brasil), y halló el 38% de prevalencia para *Poecilancistrum caryophyllum*, *Pterobothrium heteracanthum*, *Callitetrarhynchus gracilis*, *Pteropothrium* sp. y una larva plerocercarioide del mismo orden.

A pesar de encontrarse estos blastocistos en el músculo de la especie, a la fecha no hay reporte que indique que estos parásitos presenten riesgo para la salud humana.



Figura 71.- Blastocistos en el tejido muscular esquelético de *M. furnieri*



Figura 72.- Microfotografía de la cola de *Poecilancistrum caryophyllum* en medio del músculo. Se aprecia el tejido conjuntivo (TC), tejido adiposo (TA) y membrana envolvente alrededor del parásito (MEP); cisto o blastocisto (C) y desorganización de las fibras musculares con necrosis localizadas en las fibras musculares del hospedero (FH). Escala: 140 μ m

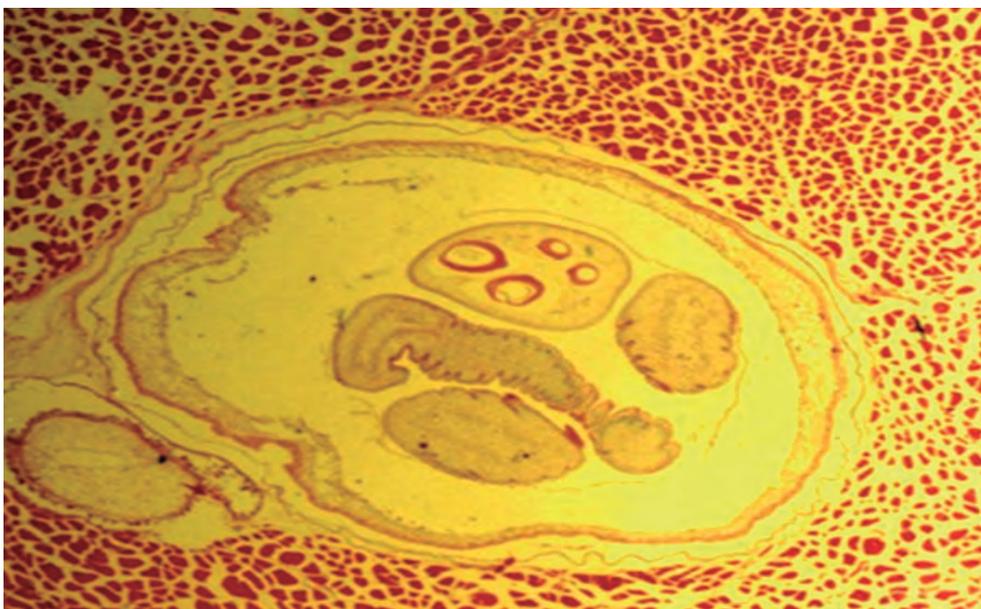


Figura 73.- *P. caryophyllum* en un corte histológico del tejido muscular

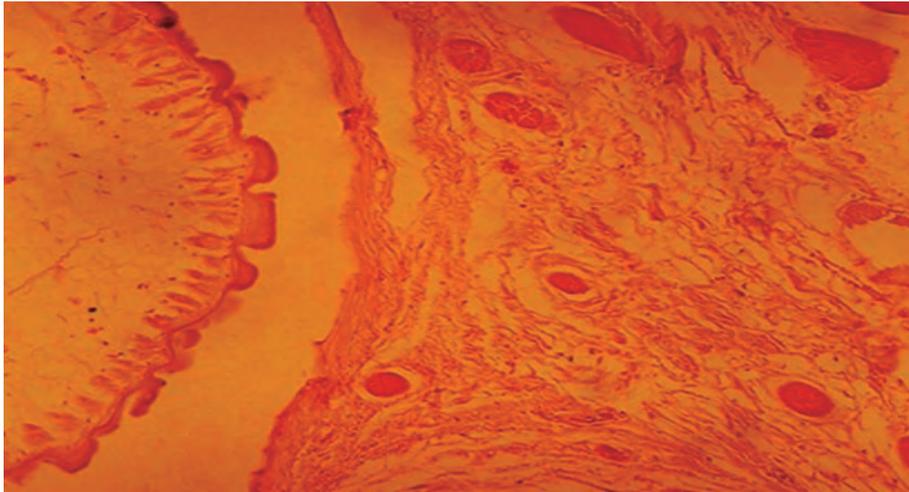


Figura 74.- Microfotografía del tejido muscular, se observan paquetes de fibras musculares aisladas y próximas a convertirse en tejido conectivo por presencia de *P. caryophyllum*

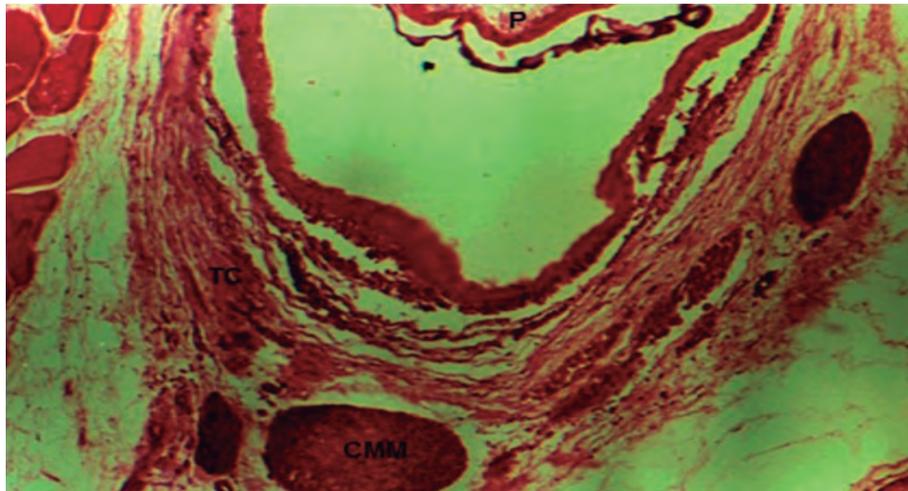


Figura 75.- *P. caryophyllum* (P) en proceso de destrucción, con formación de tejido conectivo (TC) y CMM

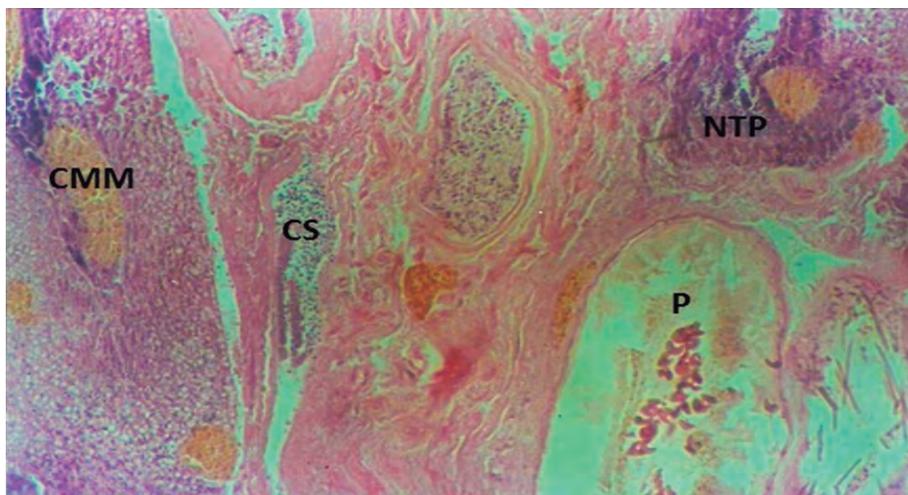


Figura 76.- Microfotografía del tejido hepático, se aprecia formación de tejido conectivo (TC), CMM, células sanguíneas (CS) y necrosis del tejido pancreático (NTP) por presencia del parásito (P)

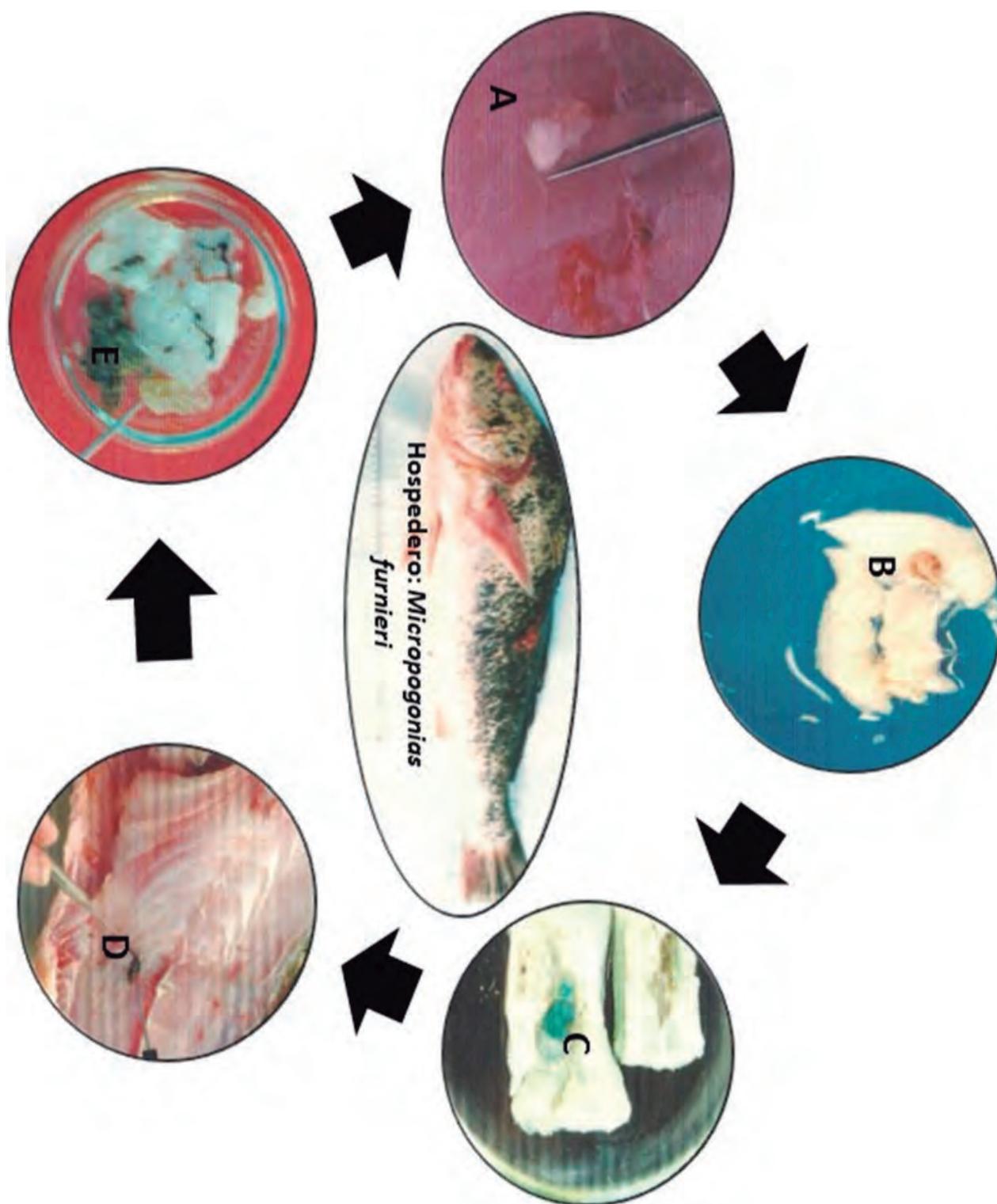


Figura 77.- Respuesta inmunológica de la corvina del Atlántico frente al parásito, *P. caryophyllum* (A – E)

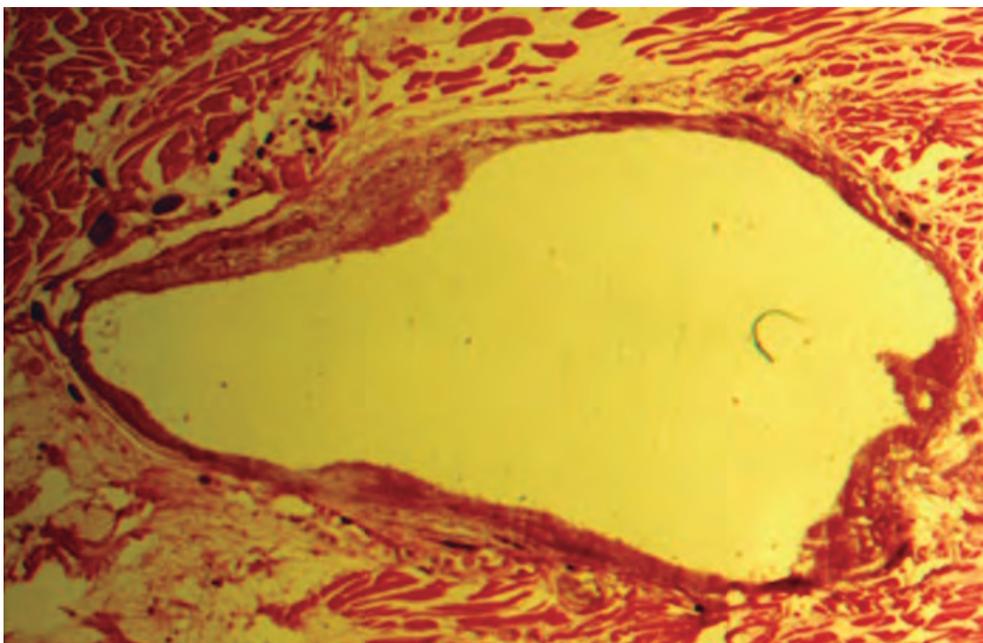


Figura 79.- Tejido muscular esquelético dañado por presencia del parásito, en proceso de regeneración

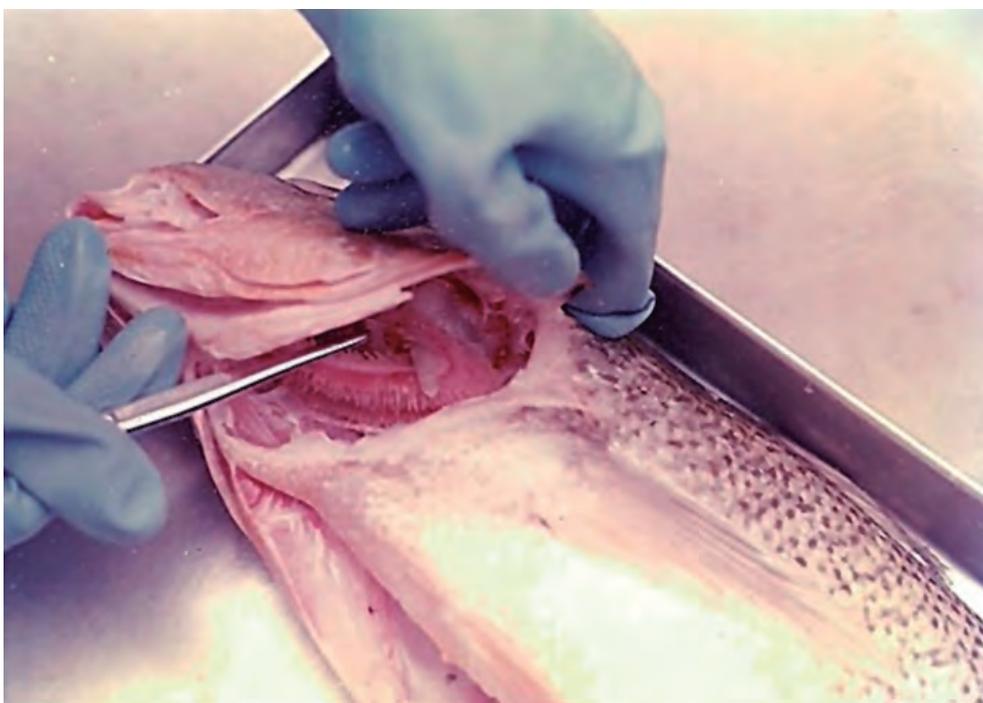


Figura 80.- Branquias devoradas por isópodos

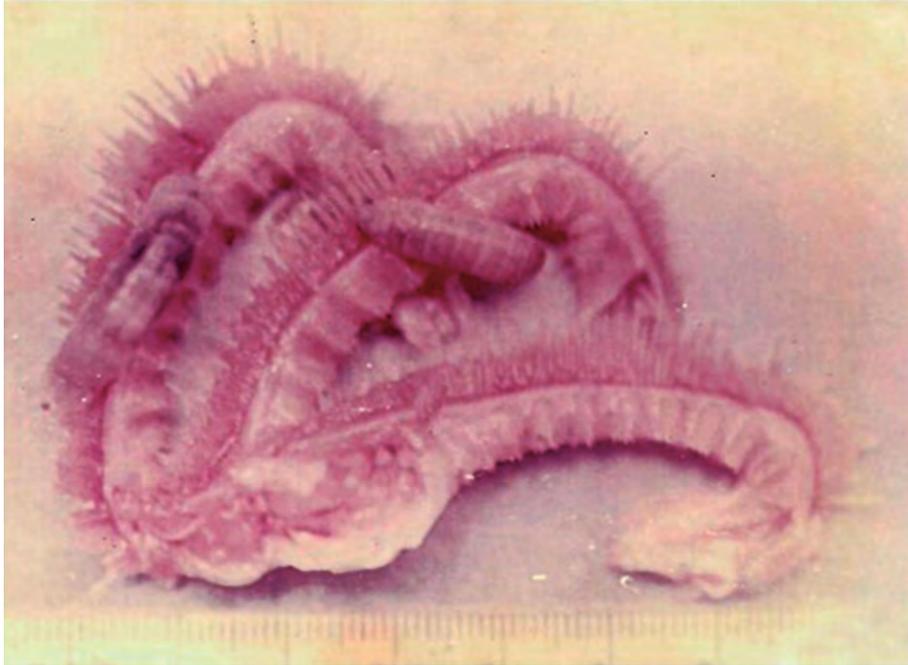


Figura 81.- Filamentos branquiales y branquiespinas carcomidas por isópodos



Figura 82.- Tejido muscular esquelético carcomido por los isópodos

CORVINA DORADA

Figura 83.- *Micropogonias altipinnis* (Günther, 1864)

Micropogonias altipinnis (Günther, 1864); familia Sciaenidae. Especie conocida como corvina dorada (Fig. 83), presenta amplia distribución geográfica, encontrándose en regiones templadas y tropicales, en aguas someras y estuarinas. Se distribuye desde el Golfo de California (Ensenada) hasta el norte del Perú (Tumbes). Presenta hábitos carnívoros, se alimenta de peces, crustáceos bentónicos (cangrejos, langostinos), moluscos (gasterópodos y bivalvos) y anélidos (CCI 2008). Es un pez bentopelágico, habita zonas arenosas cerca de la costa (en bahías) hasta profundidades de 104 m. Su talla máxima es de 90 cm, la talla que más se comercializa es de 40 cm.

La corvina dorada es muy conocida por la presencia de larvas de céstodos en el tejido muscular esquelético. El céstodo *Poecilancistrum caryophyllum* ha sido reportado en la mayoría de especies de la familia Sciaenidae, siendo considerado como un parásito cosmopolita.

Gonzales en el 2009 examinó 10 ejemplares de esta especie procedentes de Tumbes, en los músculos halló larvas de nemátodos (Prev. 20%) y en branquias una sanguijuela de la clase Hirudinea (Prev. 10%) (Fig. 84). La sanguijuela se caracterizó por ser de forma alargada, dorsoventralmente aplanada, cuerpo segmentado, con dos ventosas a ambos extremos del cuerpo, localizándose la boca con dientes afilados en la parte anterior; son ectoparásitos hemofágicos temporales y hermafroditas. Se encontró un solo ejemplar en los arcos branquiales que estuvo produciendo una fuerte pérdida de tejido (necrosis) de los filamentos branquiales (Fig. 85). La importancia de su estudio, radica en que la mayoría de estos parásitos son vectores de los parásitos hemoflagelados *Tripanosoma* sp. y *Criptobia* sp., se considera que su patogenicidad se incrementaría si se encontraran en peces cultivados.

El mismo autor, en el 2004, analizó ocho ejemplares de este hospedero; en uno de ellos y en el interior del tejido muscular esquelético, encontró tres parásitos completos (incluyendo el blastocisto o cisto y cola) (Fig. 86), mientras que en otro ejemplar solo los restos de la cola. En cortes histológicos del músculo, se observó que el parásito (Fig. 87) generó necrosis del tejido muscular esquelético, presencia de lípidos e incremento de tejido conectivo y fibras de colágeno (Figs. 88, 89, 90); además, la larva de *P. caryophyllum* se encontró sobrenadando en un líquido transparente y cubierto por la membrana del blastocisto (Fig. 91). Se determinó la Prevalencia de 37,5%. Por la presencia de un blastocisto con una cola prolongada, lo detectado corresponde a un estadio larvario, cuyo parásito se encuentra siempre en el interior del blastocisto.

Este parásito pertenece al Orden Trypanorhyncha, es cosmopolita y ha sido encontrado en el músculo de especies de la familia Sciaenidae, como en el caso de la corvina del Atlántico y a la fecha no hay reporte que pueda generar una zoonosis humana, lo que si ocasiona es el rechazo a la compra de esta especie.

AVALA y AGUIRRE (2005) con ayuda del microscopio electrónico de barrido, reportaron *Neoechinorhynchus* sp. (Acanthocephala, Neoechinorhynchidae) en el intestino de la corvina procedente de un mercado de la ciudad de Guayaquil y, probablemente sea nueva especie. El comportamiento estuarino de *M. altipinnis* y su habilidad para tolerar agua dulce puede haber facilitado la infección parasitaria de este acantocéfalo, el que es primariamente dulceacuícola, así como la posibilidad de que este parásito infecte al hombre a partir del consumo de este tipo de corvina.



Figura 84.- Sanguijuela hallada en branquias de la corvina dorada



Figura 85.- Branquias con anemia y destrucción (necrosis) de los filamentos branquiales, debido al hallazgo de la sanguijuela en dicho órgano

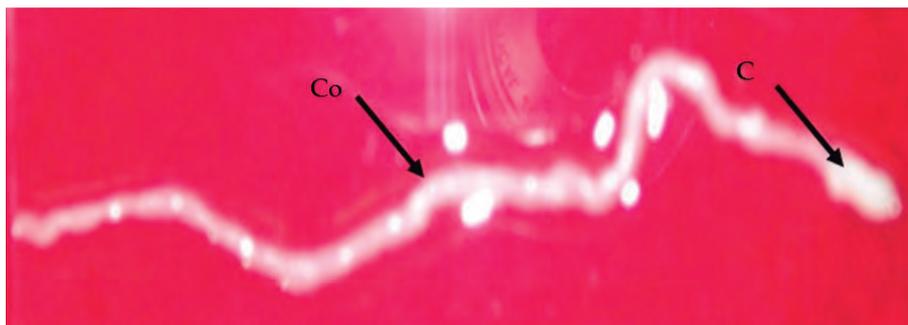


Figura 86.- Larva de cestodo en músculo de corvina dorada, incluye el cisto (C) y la cola (Co)



Figura 87.- Parte anterior (scolex), de *P. caryophillum* hallado en el músculo de la corvina dorada

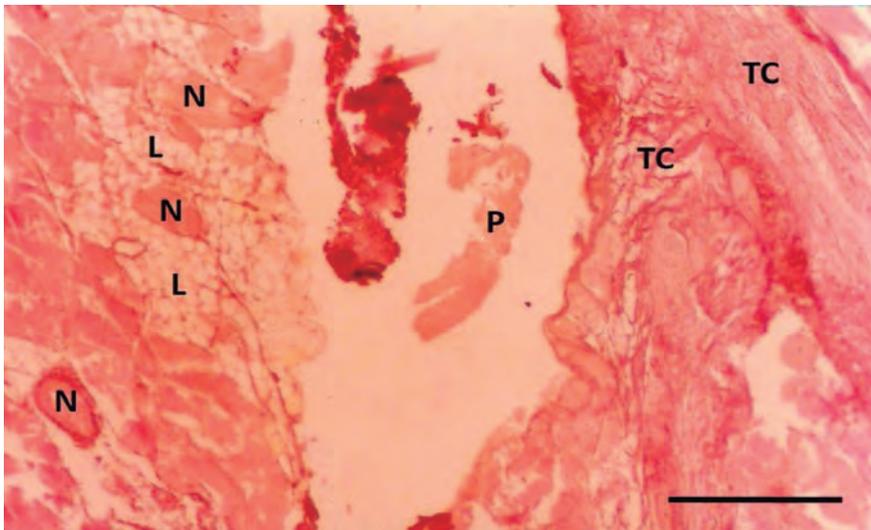


Figura 88.- Corte histológico del tejido muscular esquelético, muestra el espacio en blanco dejado por el parásito (P), una fuerte necrosis (N) y presencia de lípidos (L), tejido conectivo (TC) y fibras de colágeno (FC). Barra= 100 μ m

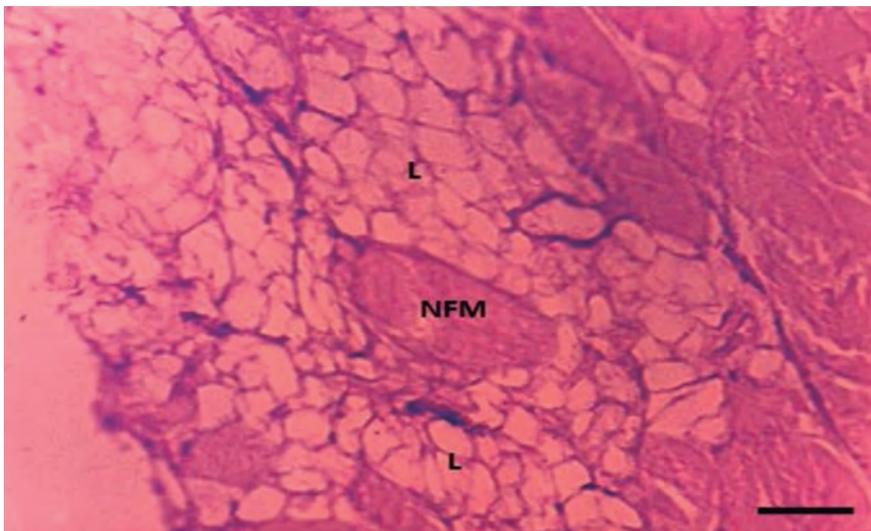


Figura 89.- Corte histológico del tejido muscular esquelético, se observa una necrosis de una fibra muscular (NFM) y gran cantidad de lípidos (L). Barra= 20 μ m

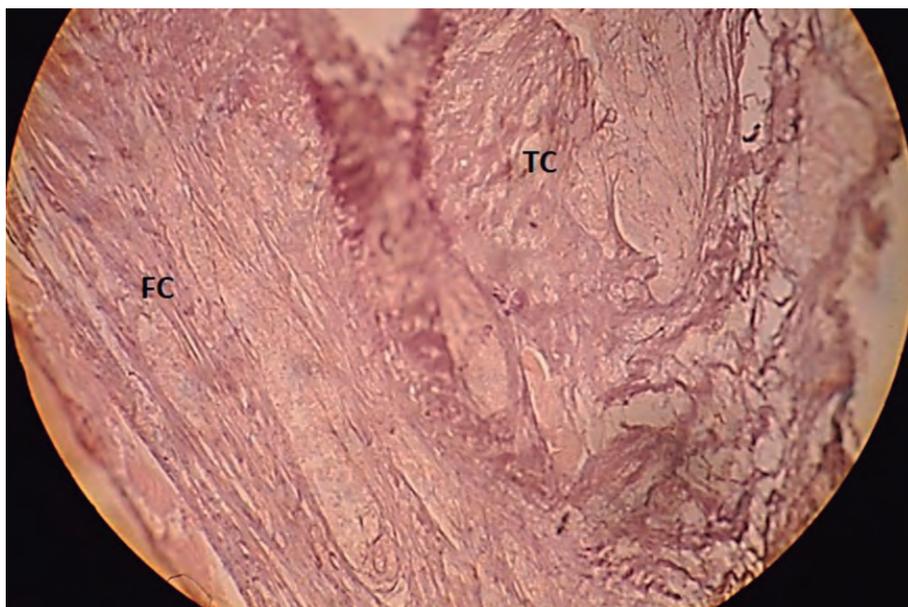


Figura 90.- Corte histológico del tejido muscular esquelético, intensamente alterado por el parásito, originando un incremento de tejido conectivo (TC) y fibras de colágeno (FC)

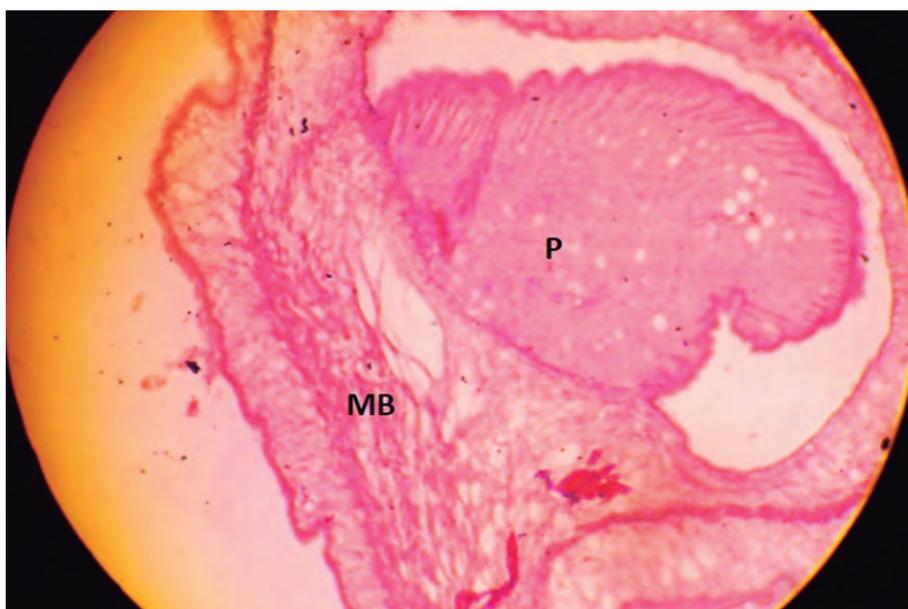


Figura 91.- Corte histológico del tejido muscular, se observa una pequeña porción del parásito (P), cubierto por la membrana del blastocisto (MB)

DONCELLA

Figura 92.- *Hemanthias peruanus* (Steindachner, 1875)

Hemanthias peruanus (Steindachner, 1875); familia Serranidae. Especie conocida como doncella (Fig. 92), bento-pelágica de áreas rocosas y se distribuye desde Redondo Beach (EE. UU), Golfo de California (México) hasta el norte de Chile (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001). Es de color rosado rojizo con manchas rojas en el dorso y parte superior de la cabeza, los costados son rosados con parches y manchas amarillas, aletas rosadas a rojo anaranjado; el tamaño máximo es de 45 cm; viven en un rango de profundidad de 20 a 120 m y lo que resalta en esta especie es presentar la tercera espina dorsal larga y filamentosa y una aleta caudal fuertemente bifurcada (www.viarural.com.pe. Peces del Perú: doncella 2015).

GONZALES (2012b), observó que esta especie presentó un hígado muy graso por la presencia de lípidos (Fig. 93),

con senos venosos de forma irregular y rodeado de CMM y melanina, con numerosas células sanguíneas en el tejido hepático y un conducto arterial cerca al seno venoso en cuyo interior se observan numerosas células sanguíneas y, también está rodeado de CMM y de cuerpos lipoides (Figs. 94, 95, 96); el bazo presentó un quiste no identificado rodeado de CMM (Fig. 97). Estos resultados se basaron en cortes histológicos y no pudo identificarse la causa de dichas alteraciones; en un corte de tejido gonadal de una hembra sana se pudo identificar los óvulos (Fig. 98).

DURÁN (1980) reportó al copépodo (ectoparásito) *Bliasis prionoti*.

A la fecha no hay reporte de parásitos que pueden estar complicando al ser humano.

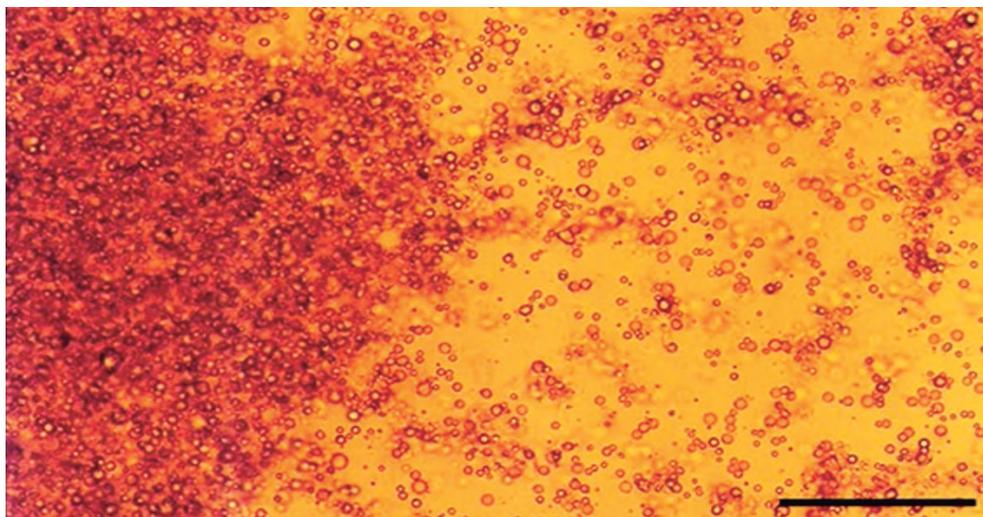
Figura 93.- Microfotografía de hígado graso. Barra= 100 μ m



Figura 94.- Microfotografía de hígado con el seno venoso alterado y rodeado de CMM y melanina. Barra= 150 μ m

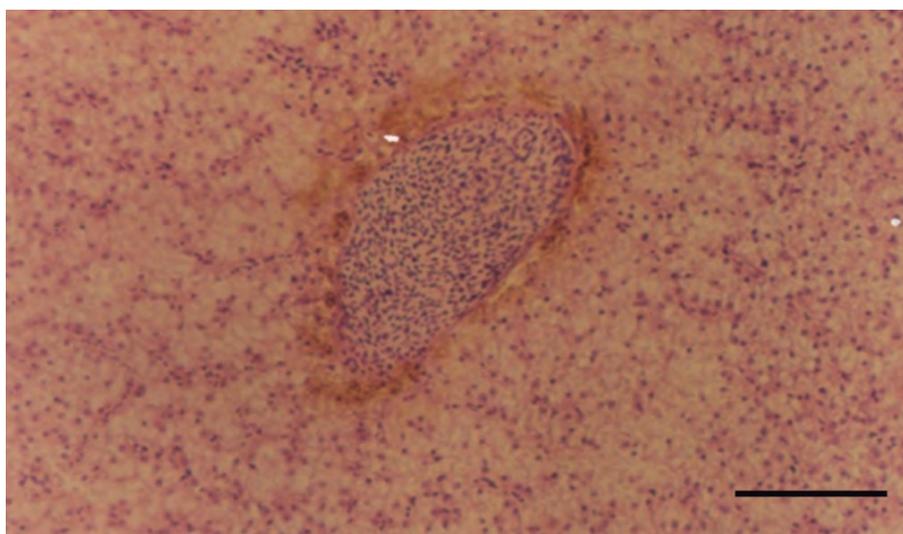


Figura 95.- Microfotografía de hígado con el seno venoso rodeado de CMM y numerosas células sanguíneas a su alrededor. Barra= 40 μ m

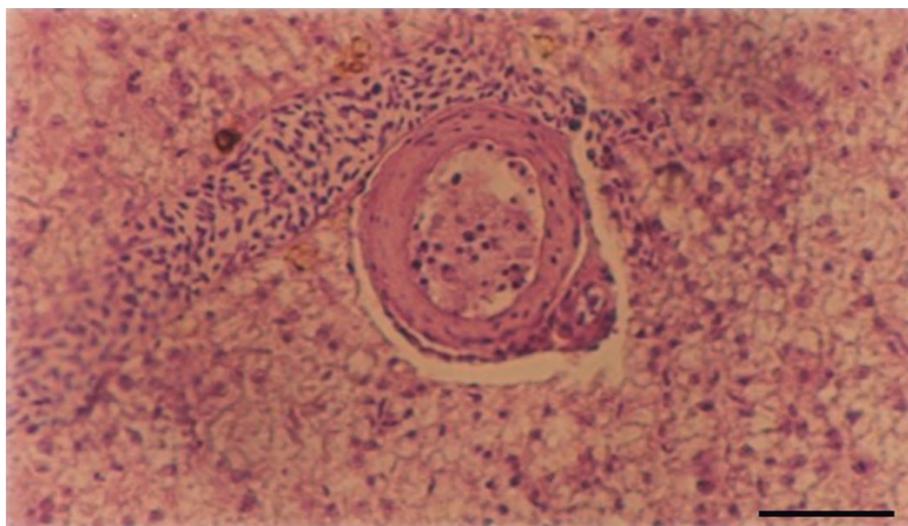


Figura 96.- Presencia de cuerpos lipoides, seno venoso y un conducto arterial. Barra= 40 μ m

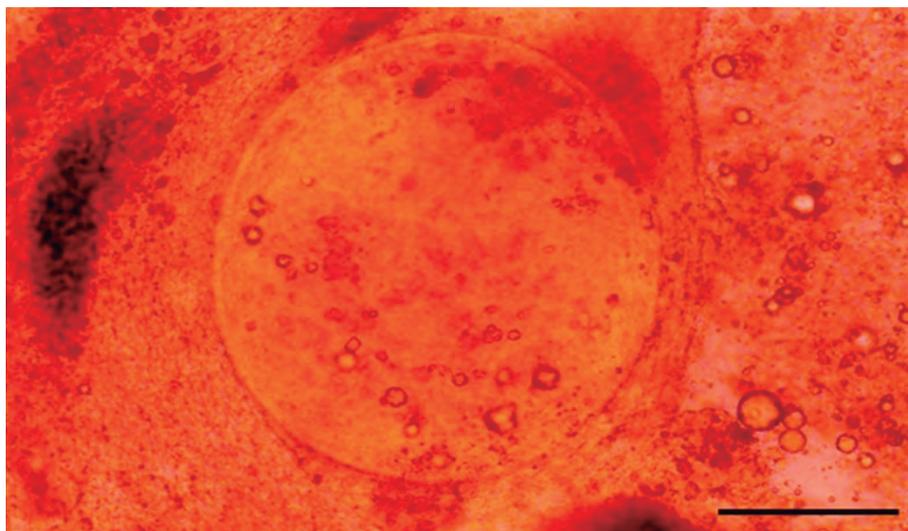


Figura 97.- Microfotografía de un quiste en el tejido hepático (NN) rodeado de CMM en el Bazo.
Barra= 100 μ m

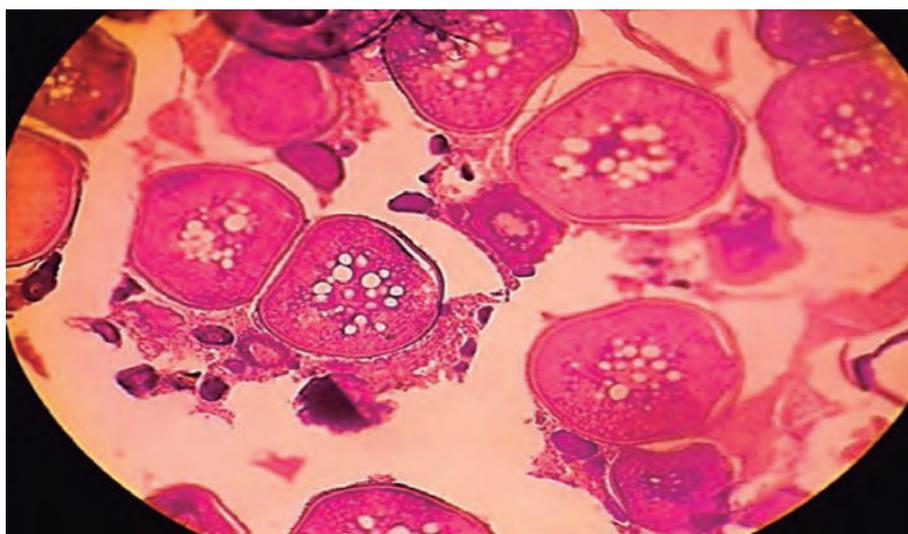


Figura 98.- Microfotografía de gónada femenina sana, se observaron óvulos en diferentes estadios

LORNA

Figura 99.- *Sciaena deliciosa* (Tschudi, 1846)

Sciaena deliciosa (Tschudi, 1846); familia Sciaenidae. Especie conocida como lorna (Fig. 99). Se distribuye desde Ecuador; Puerto Pizarro (Perú) hasta Antofagasta (Chile), observándose mayor concentración en el Perú, entre Chimbote y Pisco. Es una especie bentopelágica y localizada dentro de la plataforma continental sobre fondo somero arenoso y areno-rocoso, común en el área de la Corriente Costera Peruana y presenta una talla de 13 a 36 cm de longitud total (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001).

GONZALES (2009) examinó 18 muestras, procedentes de Chimbote y halló en el intestino al trematode *Helicometra fasciata* (Fig. 100); en el tejido renal registró varios quistes de origen desconocido (Fig. 101) y se observó la reacción del hospedero, a la altura de las asas de Henle la formación de tejido conjuntivo alrededor de estos quiste (Fig. 102).

Al revisar la colección helmintológica de la Dra. Victoria Paredes (1988), se registró al acantocéfalo *Tegorhynchus* sp. (Fig. 103) en el intestino de la lorna.

CULQUICHICÓN *et al.* (2011, 2012) consideran que esta especie alcanza tallas máximas superiores a 40 cm y presenta una tasa instantánea de crecimiento de 0,25/año para ambos sexos; en cuanto a la tasa de explotación, este parámetro muestra valores superiores a 0,50/año indicando una situación de sobreexplotación. Los mismos autores determinaron que es un recurso que sustenta la pesquería artesanal especialmente en la Región La Libertad y en el resto del litoral peruano.

MUÑOZ y OLMOS (2007) hicieron una revisión bibliográfica de ectoparásitos de organismos acuáticos en Chile y reportaron los monogeneos *Hargicotyle conceptionensis*, *H. sciaenae* y *Neobivaginopsis sciaenae*,

además de los copépodos *Neobrachiella auriculata*, *N. oralis* y *Lernanthropus guacolda*.

CHERO *et al.* (2014) evaluaron 35 especímenes de *S. deliciosa* procedentes del Terminal Pesquero de Ventanilla. Se recolectó un total de 167 parásitos: los Monogeneos *Cynoscionicola sciaenae* (Prev. 42,80%, IM 1,87), *Encotyllabe callaoensis* (Prev. 8,50%, IM 2), *Hargicotyle louisianensis* (Prev. 11,42%, IM 1) y *Macrovalvitrema* sp. (IM 2); el digeneo *Helicometra fasciata* (Prev. 22,85%, IM 6,75); los céstodos *Diphilobothrium pacificum* (Prev. 17%, IM 1,33), *D. arctocephalinum* (Prev. 3%, IM 1), *Nybelinia* sp. (Prev. 3%, IM 1); el acantocéfalo *Corynosoma obtuscens* (Prev. 20%, IM 3,43) y los nemátodos *Dycheline (Cucullanellus) amaruincai* (Prev. 31,42%, IM 3,36) y *Anisakis* sp. (larva L₃) (Prev. 5,70%, IM 1).

Los monogeneos *H. louisianensis* y *Macrovalvitrema* sp., son considerados nuevos registros para el mar peruano.

IANNAONE *et al.* (2010) evaluaron la estructura comunitaria de los parásitos de *Sciaena deliciosa* procedentes de Lima, Perú, y analizaron si la composición, riqueza, diversidad, prevalencia e intensidad media de sus comunidades parasitarias cambian entre muestras tomadas con 20 años de diferencia (agosto 1987 - julio 1988 y agosto - septiembre 2008) y en peces de similar longitud. Los parásitos metazoos fueron colectados y censados empleando las técnicas convencionales y reportaron dos monogeneos *Cynoscionicola sciaenae* y *Hargicotyle sciaenae*; un digeneo *Helicometra fasciata*; un nemátodo *Dycheline amaruincai*, un acantocéfalo *Tegorhynchus* sp., y dos copépodos *Caligus callaoensis* y *Lernanthropus huamani*. En el análisis comparativo de los parásitos entre 1987-1988 y 2008, determinaron la

disminución en la prevalencia de *Tegorhynchus* sp., *D. amaruincai*, *Bomolochus peruensis* y *Neobrachiella oralis*. La intensidad media aumentó para *Cynoscionicola americana* y *Tegorhynchus* sp., y disminuyó para *C. callaoensis*. Las diferencias entre años podrían haber sido influidas por la amplitud del periodo de estudios, el tamaño de las muestras y, las variaciones en la temperatura del agua que afectaron los estados larvales y/o la reproducción de los copépodos.

TANTALEÁN *et al.* (2005) resumieron una lista de acantocéfalos, en el que se refirieron a los estadios juveniles de *Corynosoma obtusens*, *C. australe*, *Corynosoma* sp. y *Tegorhynchus* sp. determinados en la lorna.

SARMIENTO *et al.* (1999) presentaron una lista resumen de los nemátodos parásitos del hombre y de animales, en el que reportaron para la lorna, larvas de *Anisakis simplex* en superficie de órganos internos; *Anisakis* sp., *Proleptus* sp. y *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *amaruincai* en intestino.

OLIVA y LUQUE (1998) examinaron 249 ejemplares procedentes de Chorrillos y Callao. Se encontraron parásitos metazoos: los monogeneos *Cynoscionicola sciaenae* (Prev. 22,2%, IM 1,3) y *Hargicotyle sciaenae* (Prev. 8,5%, IM 1,1); el digeneo *Helicometra fasciata* (Prev. 4,4%, IM

7,5); el nematodo *Dichelyne amaruincai* (Prev. 7,3%, IM 1,4); los acantocéfalos *Corynosoma australis* (Prev. 2%, IM 1,8) y *Tegorhynchus* sp. (Prev. 12,1%, IM 1,7); los copépodos *Bomolochus peruensis* (Prev. 4,4%, IM 5,3), *Caligus callaoensis* (Prev. 34,7%, IM 2,3), *Lernanthropus huamani* (Prev. 16,1%, IM 1) y *Neobrachiella oralis* (Prev. 34,7%, IM 2,3); y un género del hirudíneo perteneciente a la familia Piscicolidae (Prev. 2,4%, IM 1).

TERÁN *et al.* (1990) encontraron esporas de *Kudoa sciaenae* n. sp. en el músculo.

TANTALEÁN *et al.* (1982) reportaron en una lista de helmintos para la lorna: los monogeneos *Encotyllabe callaoensis* y *Cynoscionicola sciaenae*; los céstodes *Diphyllobothrium* sp. (Plerocercoides), larvas de *Callitetrarhynchus* sp., *Lacistorhynchus tenuis* y *Nybelinia* sp.; nemátodo *Anisakis* sp. y los acantocéfalos *Corynosoma* sp. y *Tegorhynchus* sp.

Es importante tener en cuenta que CHERO *et al.* 2014, hallaron *Diphyllobothrium pacificum* y *Anisakis* sp. (larva L₃) que sí provocan zoonosis humana siempre que sean hallados en el músculo; sin embargo estos parásitos fueron hallados por estos autores en la superficie visceral del pez, por lo que se recomienda revisar el músculo como una medida de prevención.

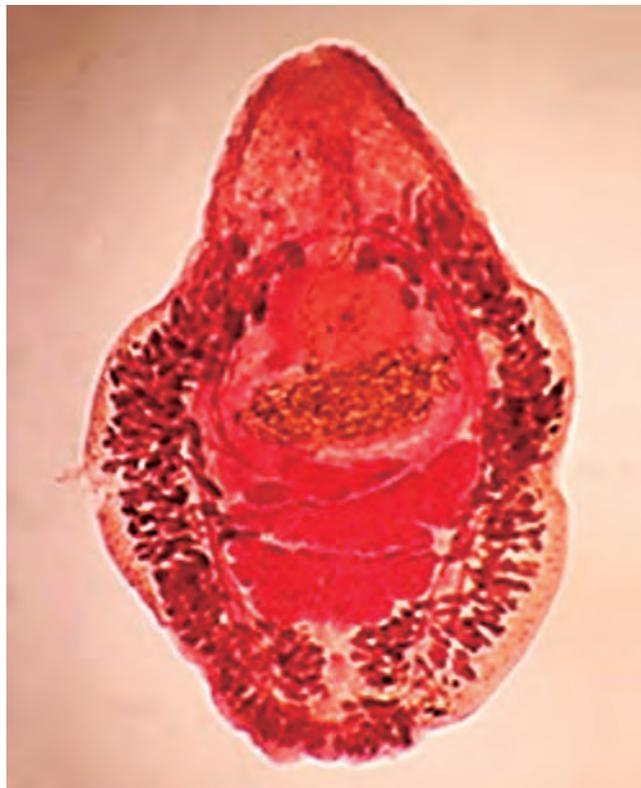


Figura 100.- Microfotografía de *Helicometra fasciata* en intestino (20x)

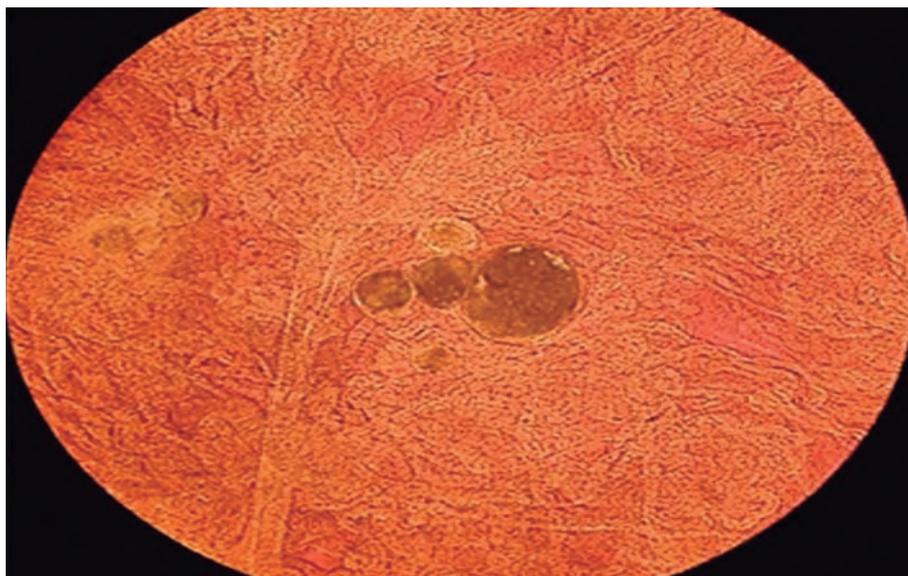


Figura 101.- Microfotografía de riñón, con varios microquistes y las asas de Henle (20x)

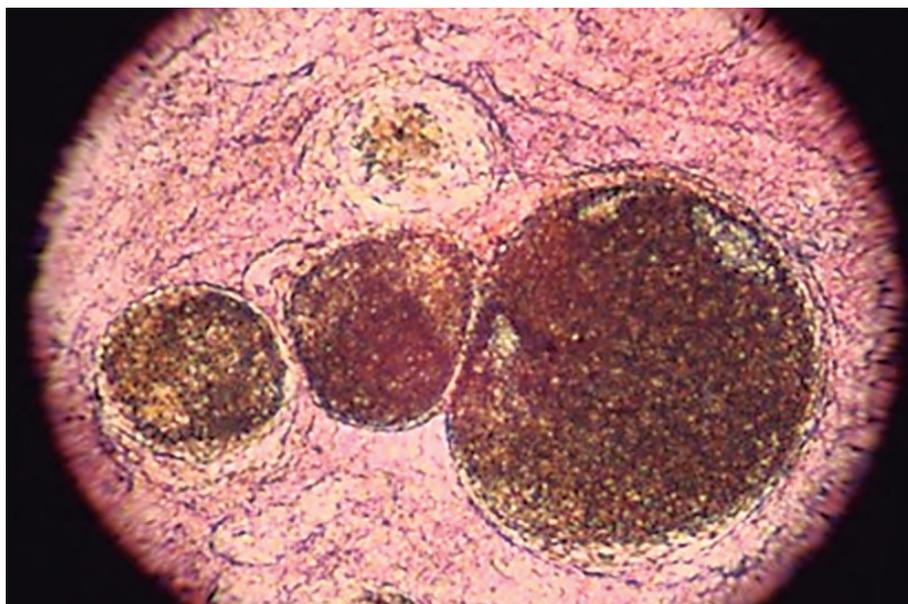


Figura 102.- Microfotografía de riñón, con microquistes cubiertos de tejido conjuntivo (40x)



Figura 103.- Microfotografía del acantocéfalo *Tegorhynchus* sp.

MISMIS



Figura 104.- *Menticirrhus ophicephalus* (Jenyns, 1842)

Menticirrhus ophicephalus (Jenyns, 1842); familia Sciaenidae. Especie conocida como mismis, misho (Fig. 104), costera, habita sobre fondos arenosos y areno-fangosos, y en bahías de aguas templadas y cálidas. Se le encuentra en Ecuador y de Máncora (Perú) a Talcahuano (Chile). En el litoral peruano, la flota artesanal realiza su extracción mediante redes cortineras, boliches y chinchorros y la captura está dirigida al consumo humano directo (GONZÁLEZ 2012b).

GONZALES y TAM (1993), describieron la presencia de *Ceratomyxa* sp. (Fig. 105) en la vesícula biliar de *M. ophicephalus* procedente de Chorrillos; y en 1996 GONZALES identificó y dio a conocer la presencia de *Ceratomyxa* sp. (Prev. 19,33%) en la vesícula biliar (Fig. 106) de la misma especie. La ocurrencia del parásito, según su estadio, fue en forma de trofozoito y esporas adultas, este último estadio, de acuerdo a su abundancia, provoca cuadros patológicos marcados como pequeñas Petequias en la parte ventral de la cabeza, ano muy inflamado y una fuerte hiperemia a nivel de branquias; internamente hígado, estomago, intestino, ciegos pilóricos y mesenterio se encuentran congestionados (Fig. 107).

No existe a la fecha, reporte alguno que indique que este parásito pueda generar un riesgo para el consumidor, mas aún si fue hallado en la vesícula biliar, órgano que es descartado.

SARMIENTO *et al.* (1999) presentaron una lista resumen de los nemátodos parásitos del hombre y de animales, en la que reportan larvas de *Proleptus* sp. en mismis.

OLIVA y LUQUE (1998) examinaron 237 ejemplares de mismis procedentes de Chorrillos y Callao en los que encontraron parásitos metazoos: A. monogéneos *Cynoscioncola americana* (Prev. 52,7%,

IM 4,2), *Hargicotyle menticirrhoi* (Prev. 16,9%, IM 1,2) y *Rhamnocercoides menticirrhoi* (Prev. 99,2%, IM 137). B. El aspidogástreo *Lobatostoma veranoi* (Prev. 46,0%, IM 5,1). C. El digeneo *Helicometra fasciata* (Prev. 18,6%, IM 10,6). D. El nemátodo *Ascarophis* sp. (Prev. 29,1%, IM 2,5). Los copépodos *Bomolochus peruensis* (Prev. 40,1%, IM 2,3), *Clavellotis dilatata* (Prev. 19,8%, IM 1,7), *Lernanthropus huamani* (Prev. 80,2%, IM 3,1) y *Neobrachiella menticirrhoi* (Prev. 10,5%, IM 1); y un isópodo de la familia Cymothoidae (Prev. 0,8%, IM 1).

LUQUE (1996) efectuó necropsias a 971 peces esciánidos (1987 y 1888), entre ellos a 237 mismis, registrando *Rhamnocercoides menticirrhoi* (Prev. 99,15%; IMI 137,42), *Cynoscioncola americana* (Prev. 52,74%; IMI 4,16), *H. menticirrhoi* (Prev. 16,87%; IMI 1,15), *Bomolochus peruensis* (Prev. 40,08%; IMI 2,26), *Lernanthropus huamani* (Prev. 78,90%; IMI 3,17), *Clavellotis dilatata* (Prev. 19,83%; IMI 1,70), *N. menticirrhoi* (Prev. 4,21%, IMI 1,10) y el isópodo Cymothoidae (Prev. 0,84%; IMI 1,0). LUQUE menciona el alto grado de asociación entre los parásitos *R. menticirrhoi* - *L. huamani* en *M. ophicephalus*.

LUQUE y IANNAcone (1991) hallaron en branquias de *Menticirrhus ophicephalus* procedentes de Chorrillos, ejemplares del monogéneo de la familia Rhamnocercidae: *R. menticirrhoi*.

IANNAcone (1991) examinó 237 ejemplares de *Menticirrhus ophicephalus* y encontró prevalencia de copépodos y monogéneos: 80,20% y 99,15% respectivamente, sin mencionar las especies de parásitos hallados.

LUQUE y FARFÁN (1990) describieron *Lernanthropus huamani* (Copépodo: Lernanthropidae) encontrado en ejemplares de mismis procedentes de Chorrillos.

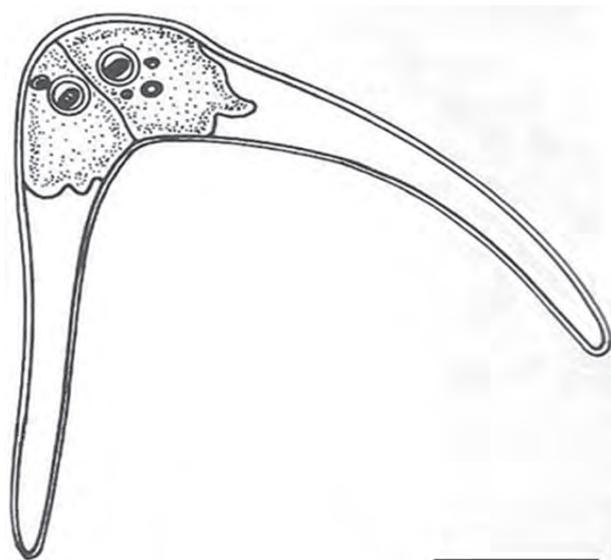


Figura 105.- Espora adulta de *Ceratomyxa* sp. Barra= 20 µm

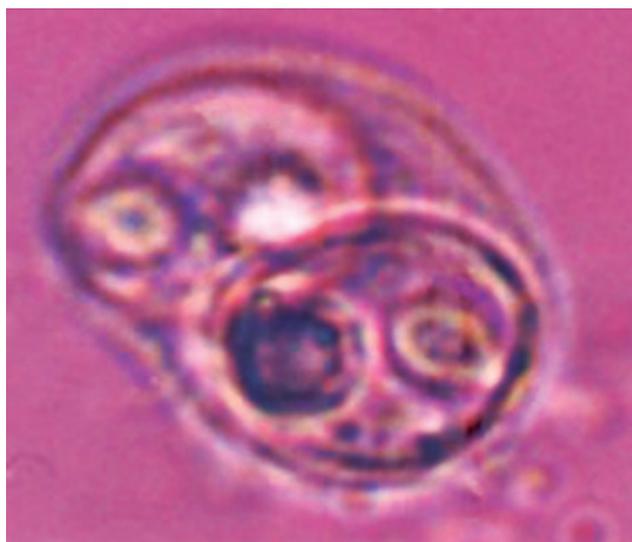


Figura 106.- Microfotografía de dos trofozoitos, dentro de una sola membrana

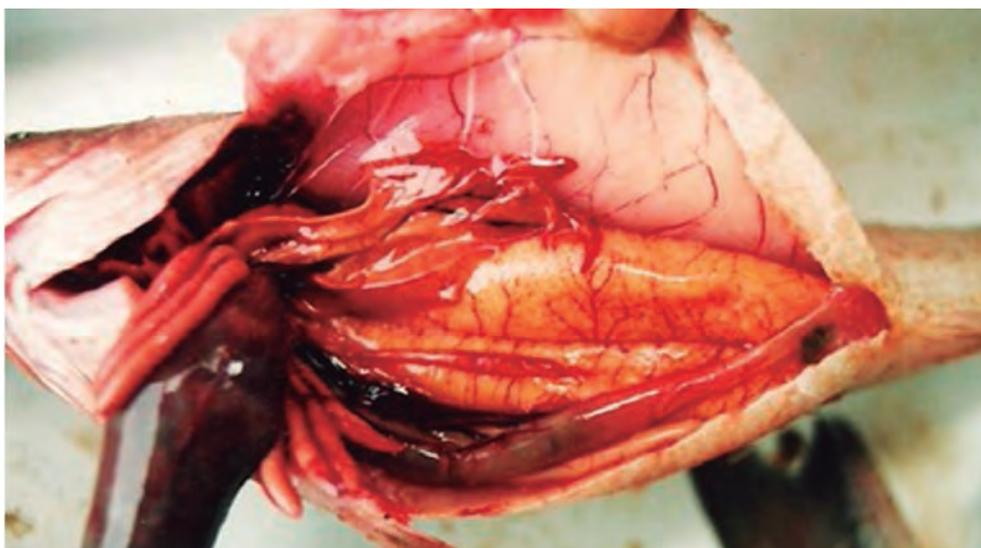


Figura 107.- Congestion de los organos internos e hiperhemia branquial, por presencia de *Ceratomyxa* sp. en la vesícula biliar

PEJE BLANCOFigura 108.- *Caulolatilus princeps* (Jenyns, 1842)

Caulolatilus princeps (Jenyns, 1842); familia Malacanthidae. Especie conocida como peje blanco o blanquillo fino (Fig. 108), es bentopelágica, normalmente habita en aguas costeras sobre fondos arenosos y zonas próximas a rocas a profundidades entre 40 y 150 m; forma cardúmenes y alcanza tallas entre 20 y 60 cm de longitud estándar. Se distribuye desde la Isla Vancouver (Canadá), isla la Plata (Ecuador) a islas Chincha (Perú) y Antofagasta (Chile) e Islas Galápagos (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001). Se alimenta de una amplia variedad de pequeños invertebrados (camarones, larvas de cangrejos ermitaños, eufáusidos, pequeños pulpos, calamares) y de algunos peces (ELORDUY-GARAY y CARAVEO-PATIÑO 1994).

Son muy escasos los estudios sobre los parásitos y/o patología en este recurso; se conoce que la patogenicidad si se encuentra en el corazón, específicamente dentro del bulbo arterial, puede causar proliferación de fibroblastos siendo un obstáculo mecánico a la circulación. Dependiendo de su prevalencia e intensidad de infección, los hospederos pueden ser presas fáciles para sus predadores o provocarles mortalidad.

TANTALEÁN *et al.* 1982 determinaron en branquias de *Caulolatilus sp.*, la presencia de los monogéneos *Choricotyle caulolatilii* y *Microcotyle caballeroi*.

GONZALES (2009) analizó 11 ejemplares de *Caulolatilus princeps* procedentes de Tumbes y halló en las gónadas hembras de un pez al

parásito *Philometra sp.* (Prev. 10%) (Fig. 109). Este parásito se caracteriza por ser ovovivíparo con la característica de presentar las larvas (L₁) dentro del útero y por encontrarse enrollados (Figs. 110, 111). Las hembras son de mayor tamaño que los machos y pueden albergar dentro del útero desde 40,000 hasta 100,000 larvas, dependiendo del tamaño de los mismos.

Este tipo de parásito hallado en las gónadas podría generar alguna patología relacionada con la fertilidad, sin embargo no hay estudios específicos sobre histopatología.

Figura 109.- Microfotografía de la parte anterior de *Philometra sp.*, se aprecia además larvas y células embrionarias. Barra= 150 μ m

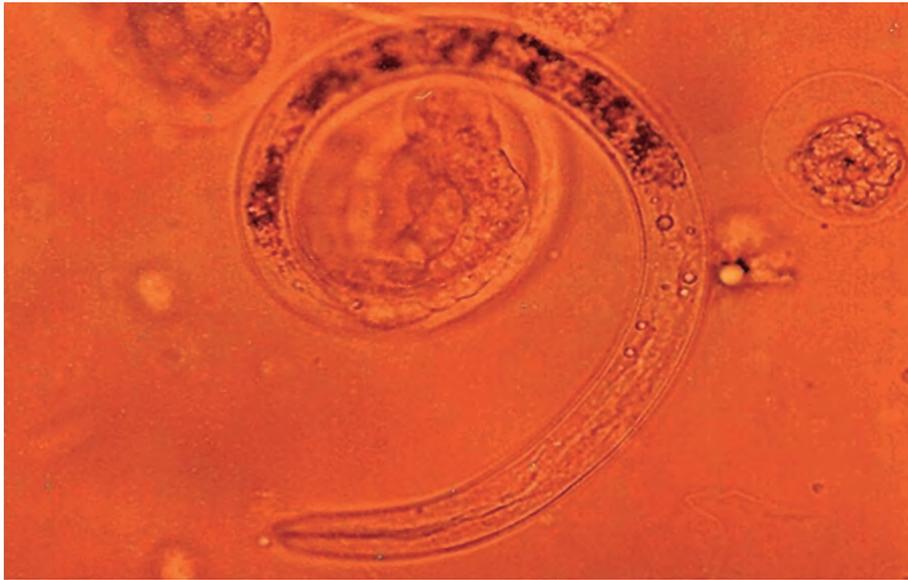


Figura 110.- Microfotografía de una larva y células embrionarias de *Philometra* sp.

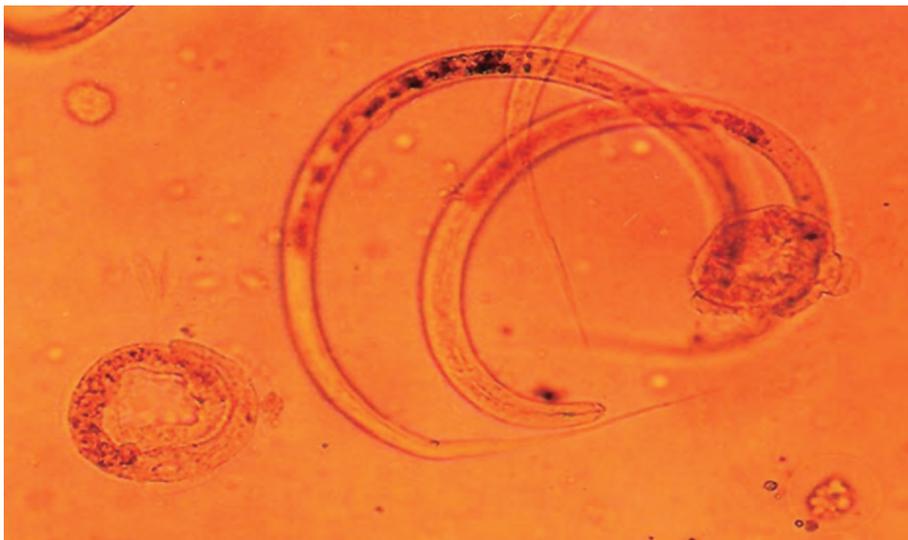


Figura 111.- Microfotografía de larvas de *Philometra* sp., enrollada y sueltas

PINTADILLA

Figura 112.- *Cheilodactylus variegatus* Valenciennes, 1833

Cheilodactylus variegatus Valenciennes, 1833; familia Cheilodactylidae. Especie conocida como pintadilla (Fig. 112), es un pez carnívoro eurífago, su dieta consta de invertebrados como poliquetos, crustáceos porcelánidos y otros crustáceos menores (IANNACONE *et al.* 2003). Su distribución abarca desde Paita (Perú) a Talcahuano (Chile), es una especie bentónica que habita áreas rocosas costeras con vegetación, arenosas, areno-rocosas y generalmente con fuerte oleaje (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001). Su captura es llevada a cabo por la pesca artesanal dentro de las 5 millas usando redes cortina, anzuelos, arpón y buceo (GONZÁLEZ 2012a).

MUÑOZ y OLMOS (2007), presentaron un listado de las especies parasitarias de *Cheilodactylus variegatus* procedentes de Chile, entre ellas al monogeneo *Microcotyle nemadactylus* en branquias, y los copépodos *Clavellotis dilatata* en branquias, *Caligus cheilodactyli*, *Lepeophtheirus chilensis* y *Lepeophtheirus frecuens*, estos últimos en la superficie corporal.

En un estudio realizado sobre las comunidades de ectoparásitos branquiales IANNACONE *et al.* (2003) revisó 80 ejemplares obtenidos en el mercado de Chorrillos, Lima, Perú entre mayo y julio de 1996, e identificaron tres especies de ectoparásitos: *Paramicrocotyle nemadactylus* (Prev. 36,3%); *Clavellotis dilatata* (Prev. 36,3%) y *Caligus*

cheilodactylus (Prev. 2,5%). Los autores resaltan la asociación entre sexo y longitud del pez y la prevalencia y abundancia de las infestaciones en los dos primeros ectoparásitos.

Gonzales en 1985 analizó cinco ejemplares de pintadilla procedentes de Huacho, registrando al monogeneo *Paramicrocotyle danielcarrion* (Prev. 100%) en branquias y, en dos ejemplares encontró más de 200 especímenes de diferente tamaño en cada uno de ellos (Fig. 113). También observó presencia de huevos del monogeneo (Fig. 124) cerca del atrio genital.

MARTÍNEZ y BARRANTES (1977) describieron a *Paramicrocotyle danielcarrioni* como nueva especie.

ESPINOZA (1991) registró variedades de ectoparásitos en la pintadilla, como son los monogeneos, *Paramicrocotyle nemadactylus*, *Encotyllabe* sp., y los copépodos *Clavellotis dilatata* y *Caligus cheilodactylus*.

En relación a estos parásitos que fueron hallados en branquias o piel, el peligro para la salud humana quedó descartado por su localización en el hospedero; es probable que el perjuicio se presente al impedir una buena captación de alimentos cuando se encuentran en las branquias, además que dependería de la intensidad de infección.

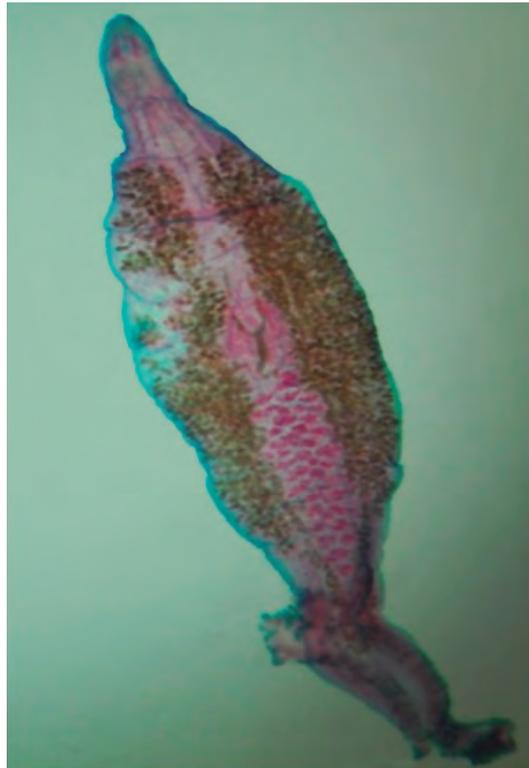


Figura 113.- *Paramicrocotyle danielcarrioni*, vista ventral

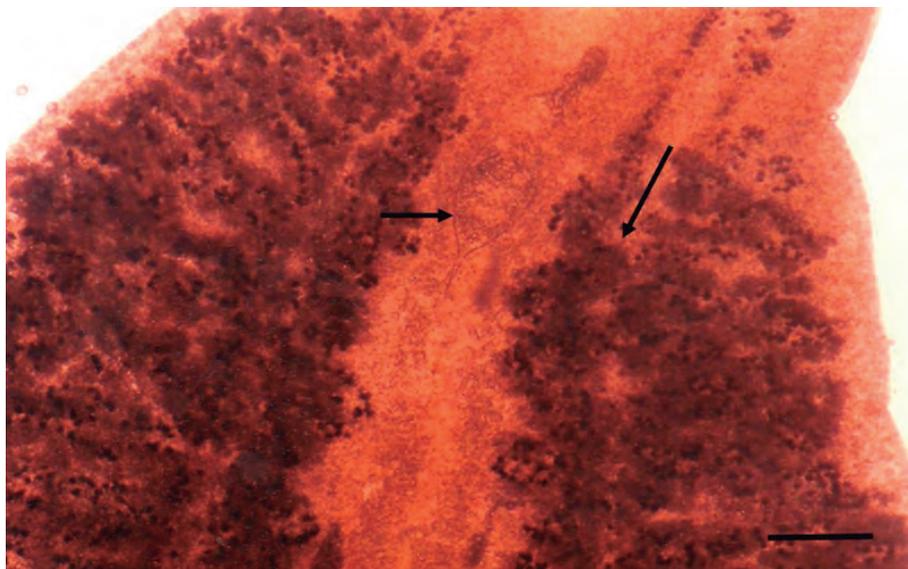


Figura 114.- Parte anterior de *P. danielcarrioni*, se aprecian el huevo y vitelógenas, señalados con flechas. Barra= 150 μ m

ROBALO O ROBALILLO

Figura 115.- *Sciaena starksii* Evermann y Radcliffe, 1917

Sciaena starksii Evermann y Radcliffe, 1917; familia Sciaenidae. Especie conocida como robalo o robalillo (Fig. 115); se distribuye de Huanchaco a Pisco en la costa peruana. Habita los fondos arenosos y arenorocosos (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001).

En estudios realizados en el Laboratorio de Sanidad de la UNAL, Gonzales en el 2010, no halló parásitos en este hospedero. El autor efectuó cortes histológicos para conocer los tejidos hepático y pancreático; así como, la presencia de lípidos, CMM y concentración de células sanguíneas (Fig. 116). En otro corte del mismo tejido, determinó presencia de

un conducto arterial cubierto de tejido conectivo, de CMM, gran cantidad de células sanguíneas y lípidos con mayor nitidez (Fig. 117), también se pudo apreciar los acinos pancreáticos (Fig. 118).

SARMIENTO *et al.* (1999) resumieron en una lista de nemátodos presencia de larvas de *Anisakis* sp. TANTALEÁN *et al.* (1982) reportaron larvas del céstode *Callitetrarhynchus* sp. en vísceras de esta especie.

Si se detectara *Anisakis* sp. en músculo, el recurso sería peligroso para la salud humana.

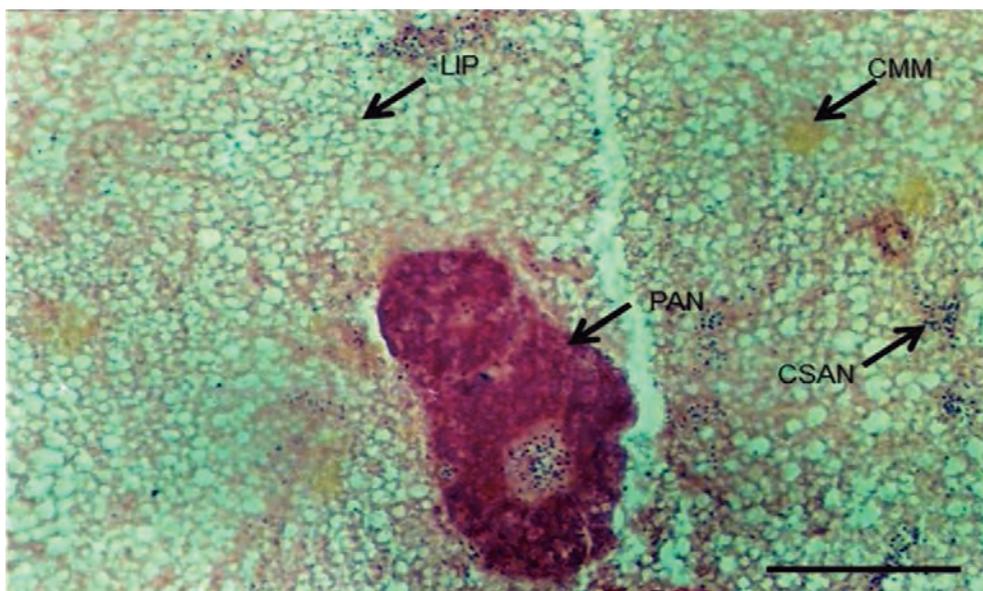


Figura 116.- Microfotografía del tejido hepático, se observan el tejido pancreático (PAN), CMM, lípidos (LIP) y células sanguíneas (CSAN). Barra= 100 μ m

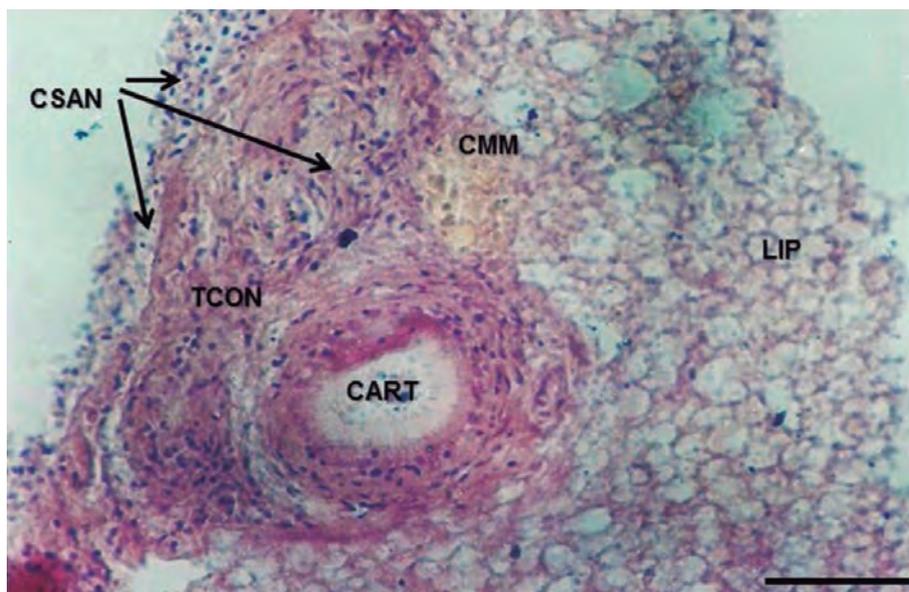


Figura 117.- Microfotografía del tejido hepático, se aprecia el conducto arterial (CART), CMM, lípidos (LIP), células sanguíneas (CSAN) y tejido conectivo (TCON). Barra= 40 μ m



Figura 118.- Tejido hepático lleno de lípidos y tejido pancreático con los acinos pancreáticos (APAN)

SEÑORITA

Figura 119.- *Halichoeres dispilus* (Günther, 1864)

Halichoeres dispilus (Günther, 1864); familia Labridae. Especie conocida como señorita, san pedrano o congella (Fig. 119), se caracteriza por presentar manchas rojizas a ambos lados del cuerpo y la cola de color amarillento. Su distribución comprende desde el Golfo de California (México) a la bahía Independencia (Perú) e islas Galápagos (Ecuador); viven sobre fondos someros rocosos y con algas; presenta una talla promedio de 20 cm de longitud estándar (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001).

En la actualidad existen escasos estudios sobre parásitos y enfermedades que se puedan presentar en esta especie.

GONZALES (2007), reportó la presencia de parásitos nemátodos en el interior del hígado (Fig. 120), así como también otro tipo de nemátodo en el interior de las gónadas (Fig. 121). Es importante realizar estudios a nivel de estos órganos con la finalidad de dar a conocer la reacción del hospedero en dicho órgano, más aún a nivel de las gónadas por cuanto podría estar afectando en la fertilidad del pez. También se pudo determinar presencia de isópodos (Fig. 122) en el interior de la cavidad bucal. Estos parásitos son de sexo separado y por

lo general, la hembra que es de mayor tamaño que el macho, presenta una bolsa o marsupio en la zona ventral del cuerpo en cuyo interior, se localizan numerosas crías.



Figura 120.- Nemátodo en interior del hígado



Figura 121.- Nemátodo en interior de gónadas

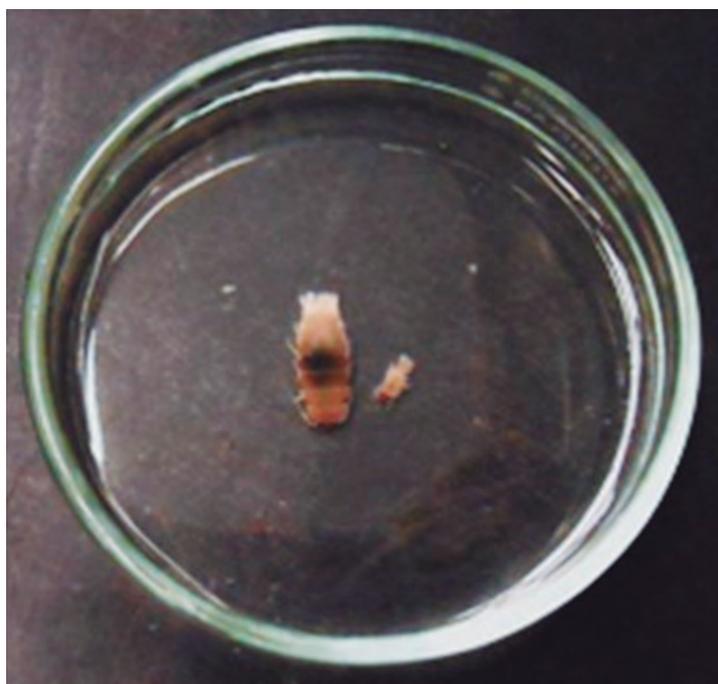


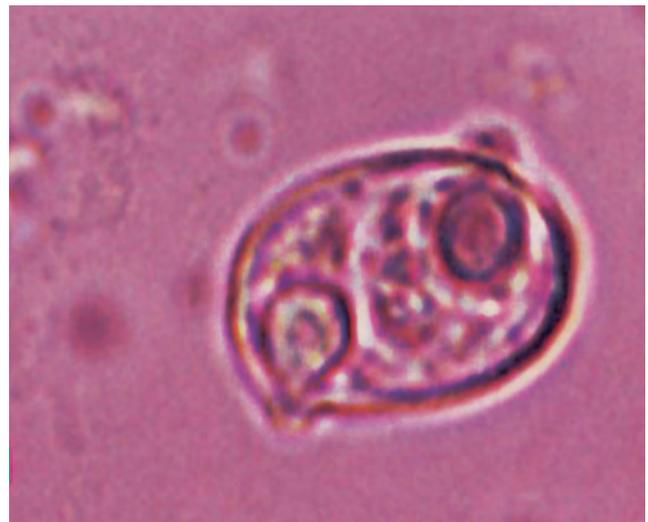
Figura 122.- Isópodos localizados en la cavidad bucal

VIÑA

Figura 123.- *Menticirrhus nasus* (Günther, 1868)

Menticirrhus nasus (Günther, 1868); familia Sciaenidae. Especie conocida como viña (Fig. 123), es costera que vive sobre fondos arenosos, arenofangosos, estuarios de aguas cálidas y bahías; presenta una talla de 28 cm y puede llegar hasta 50 cm de longitud total; se distribuye desde Mazatlán (México), Ecuador a caleta La Cruz en Perú (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001).

GONZALES (1996) identificó trofozoitos (estadios juveniles) de *Ceratomyxa* sp. en la vesícula biliar de esta especie procedente de Chimbote (Fig. 124) y determinó una prevalencia del 12%. Sus síntomas clínicos no han sido tan marcados, algunos ejemplares presentaron congestión en los órganos internos y en un ejemplar, donde se observaron pocas esporas adultas, presentaba el ano ligeramente inflamado. Este tipo de parásito no ha sido reportado que tenga relación con una posible zoonosis humana.

Figura 124.- Microfotografía de un trofozoito de *Ceratomyxa* sp. hallado en vesícula biliar de viña

3.3 PECES MARINOS Y DE AGUA DULCE DE IMPORTANCIA EN LA ACUICULTURA

La sobre explotación de las especies marinas, la contaminación del ecosistema marino y la escasez del alimento en la cadena trófica, conlleva a direccionar toda esta problemática hacia el cultivo de especies marinas y de agua dulce, mejorando en parte la desnutrición debido a que estas especies pueden contener las sustancias requeridas para una buena dieta. El pescado proporciona agua, proteínas, grasas, vitaminas y minerales y depende mucho según la especie, el tamaño, donde vive y el estado de madurez sexual. En el Perú, el desarrollo de la acuicultura todavía es incipiente y son pocas las especies cultivadas; sin embargo, se puede verificar que hay especies foráneas que fueron introducidas al Perú sin control sanitario y, muchas de ellas tienen una carga parasitaria que puede ser perjudicial para las especies nativas.

Lenguado común

Paralichthys adspersus (Steindachner, 1867); familia Paralichthidae. Especie conocida como lenguado común, lenguado fino o lenguado (Fig. 125), se distribuye principalmente desde Paita (Perú) hasta el Golfo de Arauco e islas Juan Fernández (Chile) (IANNACONE *et al.* 2012, SILVA y OLIVA 2010). Su hábitat común corresponde a golfos y bahías someras, con fondos blandos de arena, buscando protección frente a la depredación, temperaturas más adecuadas y abundancia de alimento (SILVA y OLIVA 2010). En condiciones naturales el lenguado, se alimenta mayormente de peces costeros que comparten su hábitat y crustáceos (IANNACONE *et*

al. 2012). La alimentación de esta especie depende de la localidad y abundancia de las presas en las diferentes estaciones (COTA 2012).

GONZALES (1995) al revisar tres ejemplares de lenguado procedentes de una empresa de cultivo, observó que los individuos presentaron hemorragia en el opérculo y en la base de las aletas dorsal y pectoral; además, incremento de la mucosidad y concentración de manchas oscuras en la parte ventral. Interiormente, la vesícula biliar de forma globular presentó abundante líquido amarillo-verdoso, y detectó en ella al parásito *Ceratomyxa* sp. en estadio trofozoito con forma de triada y dentro de una membrana (Figs. 126, 127, 128), esporas jóvenes (Fig. 129) y esporas adultas (Fig. 130). La frecuencia de esporas adultas fue de 10 a 15 en los diferentes campos observados; en algunos adultos no se observó el esporoplasma pero sí los filamentos polares evaginados (Fig. 131), lo que indicaba que las toxinas del esporoplasma fueron eliminadas por medio de estos filamentos, provocando alteración de los tejidos y mortalidad en el hospedero. En cortes histológicos del riñón, observó concentración de pigmentaciones, necrosis renal, las asas de Henle y los glomerulos de Malpighi muy alterados (Figs. 132, 133, 134). En el tejido esplénico se observó un cuerpo extraño rodeado de células sanguíneas y CMM (Fig. 135). Al revisar ejemplares procedentes de ambientes naturales, se ha detectado al mismo parásito en estadio de trofozoito y adulto con frecuencia de 1 a 2 ejemplares por campo, en todas las esporas adultas se visualizó el esporoplasma y no presentaron los cuadros sintomáticos antes descritos.



Figura 125.- *Paralichthys adspersus* (Steindachner, 1867)

IANNACONE *et al.* (2012) investigaron la parasitofauna de 30 ejemplares procedentes del Terminal Pesquero de Chorrillos (Lima) y hallaron cuatro especies de parásitos: un tremátodo *Cainocraedium* sp. (Prev. 3,3%) en ciegos pilóricos e intestino, dos nemátodos *Contracaecum* sp. (Prev. 3,3%) e *Hysterothylacium* sp. (Prev. 3,3%) ambos en el estómago y un copépodo *Bomolochus* sp. (Prev. 10%) en branquias.

TANTALEÁN *et al.* (2005) resumieron una lista de acantocéfalos encontrados en lenguado común donde se menciona a *Corynosoma obtuscens* enquistado o libre en la superficie visceral.

SARMIENTO *et al.* (1999) publicaron una lista de especies de nemátodos que parasitan a *Paralichthys adspersus*, entre ellas larvas de *Anisakis* sp. y *Philometra* sp. en gónadas.

KAWAI *et al.* (2012), YOKOYAMA *et al.* (2011) determinaron que el consumo de lenguado japonés (*Paralichthys violaceus*) crudo y parasitado por *Kudoa septempunctata*, generó diarrea y vómitos en 1.300 personas después de consumirlo bajo la forma de sashimi; asimismo, consideraron que tanto el sushi como el sashimi se consumen en muchos países, por lo que se estaría generando un riesgo para la salud humana, sin embargo no mencionan si las esporas provocaron licuefacción muscular.

MUÑOZ y OLMOS (2007) hicieron una revisión de los parásitos registrados en *P. adspersus* en Chile, reportando un anélido hirudíneo no identificado; los monogéneos *Entobdella braststroemi*, *E. squamula* y *E. hippoglossi*; los copépodos *Bomolochus* sp., *Chondracanthus psetti*, *Lepeophtheirus edwardsi* y *Neobrachiella paralichthyos*, y un isópodo no identificado.

CASTRO y BURGOS (1996) determinaron la presencia de *Kudoa thyrsithes* en *P. adspersus*, este parásito produjo licuefacción muscular o una "condición lechosa" o aspecto gelatinoso y una lenta necrosis con cambios en la textura del músculo, resultando en un producto de pobre calidad para el mercado; dicho parásito está presente en diferentes océanos

y en diferentes hospederos, tanto en el ambiente natural como en cautiverio.

KHAN *et al.* (2001) en ejemplares de *P. adspersus* procedentes de la costa de Chile, describieron a *Cryptobia neghmei*, un protozoo sanguíneo. Se observaron otros estados de desarrollo de protozoos kinetoplásticos en la sanguinuela *Glyptonotobdella* sp., que parasita a los lenguados y que probablemente sea el vector del protozoo.

OLIVA *et al.* (1996) analizaron 179 ejemplares de peces planos procedentes de Antofagasta, Chile (abril 1993 - junio 1994), y obtuvieron veinticinco especies de parásitos (Protistas: 3, Metazoos: 22). Los Protistas *Ceratomyxa* sp. (Prev. 67,9%; IM 0,79), *Sinuolinea* sp. (Prev. 48,2%; IM 0,58) y *Chloromyxum* sp. (Prev. 11,3%; IM 0,13). Monogéneo *Entobdella hippoglossi* (Prev. 3,4%; IM 0,06). Copépodos *Lepeophtheirus edwardsii* (Prev. 18,8%; IM 0,43), *Neobrachiella paralichthyos* (Prev. 8,0%; IM 0,17), *Bomolochus* sp. (Prev. 2,1%; IM 0,05) y *Chondracanthus psetti* (Prev. 12,5%; IM 0,18). Un isópodo de la familia Aeglidae (Prev. 2,3%; IM 0,02); un anélido de la familia Hirudinea (Prev. 2,1%; IM 0,01). Digéneos *Cainocraedium* sp. (Prev. 54,5%; IM 3,96), *Proisorhynchus* sp. (Prev. 18,2%; IM 3,12) y de la familia Opecoelidae (Prev. 21,6%; IM 1,7). Eucestoda de la familia Pseudophyllidae (Prev. 4,5%; IM 0,07), *Nybelinia surmenicola* (Prev. 9,1%; IM 0,12), *Scolex pleuronectis* (Prev. 5,7%; IM 0,29) y *Lacistorhynchus dollfussi* (Prev. 8,0%; IM 1,58). Acantocéfalos *Corynosoma australis* (Prev. 56,3%; IM 11,37), un acantocéfalo no identificado (Prev. 0,56%; IM 0,006); y los nemátodos *Anisakis physeteris* (Prev. 2,1%; IM 0,01), *Capillaria* sp. (Prev. 18,8%; IM 2,37), *Philometra* sp. (Prev. 17,6%; IM 0,57), *Pseudoterranova decipiens* (Prev. 9,1%; IM 0,26), *Hysterothylacium* sp. (Prev. 1,7%; IM 0,05) y *Anisakis* sp. (Prev. 16,5%; IM 0,33).

Los resultados hallados en *Paralichthys violaceus* de Japón y *P. adspersus* en Perú, (teniendo en cuenta que presentan especies parásitas del género *Kudoa*) permiten considerar que es muy importante profundizar un estudio de bioensayo para confirmar el efecto que puede causar el parásito en animales de laboratorio y posiblemente en el ser humano.



Figura 126.- Trofozoito de *Ceratomyxa* sp. en vesícula biliar de *Paralichthys adspersus*

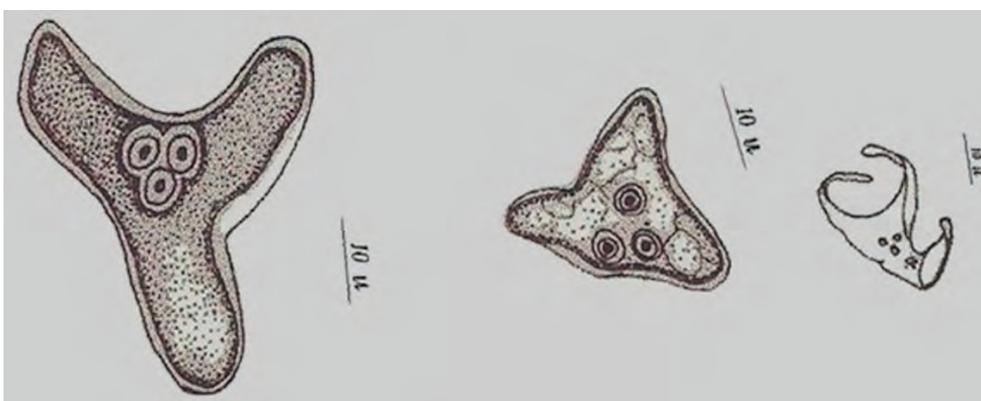


Figura 127.- Trofozoitos de diferentes formas de *Ceratomyxa* sp., en vesícula biliar

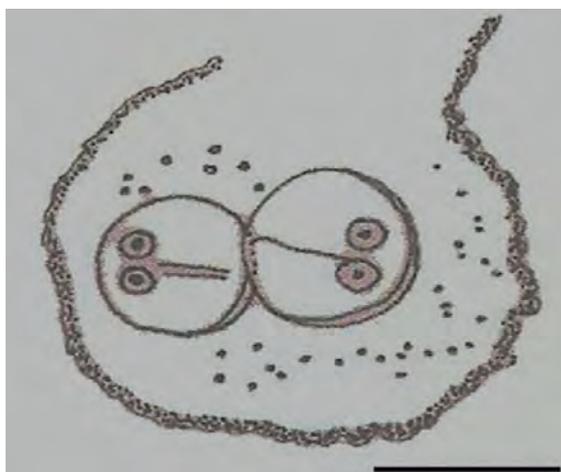


Figura 128.- Trofozoito en su membrana pansporoblástica. Barra= 100 μm



Figura 129.- Esporas jóvenes en vista sutural y valvar. Barra= 100 μm

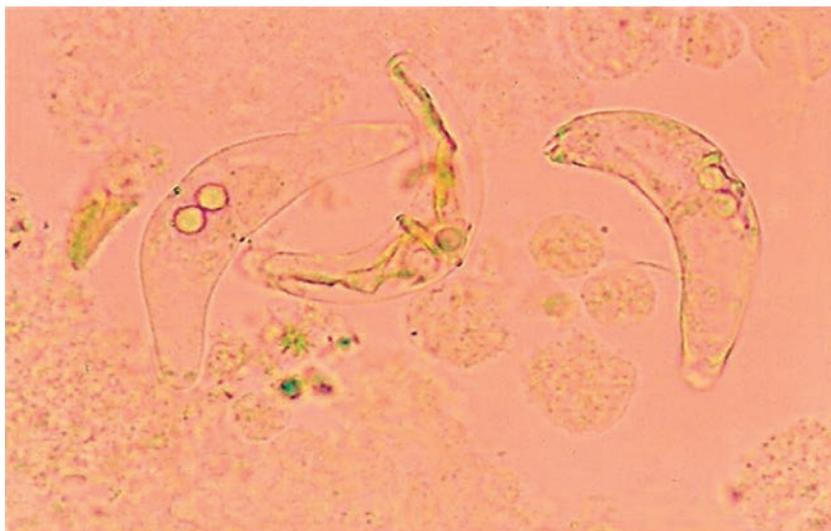


Figura 130.- Esporas adultas de *Ceratomyxa* sp, en el interior de la vesícula biliar



Figura 131.- Esporas adultas de *Ceratomyxa* sp. con el filamento polar evaginado

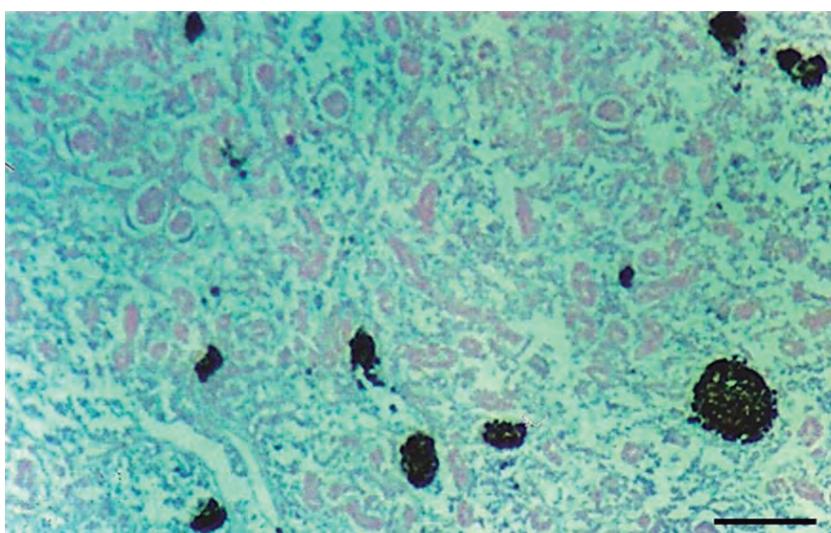


Figura 132.- Microfotografía del tejido renal con pigmentaciones y necrosis, además los glomerulos de Malpighi muy alterados. Barra= 150 μ m

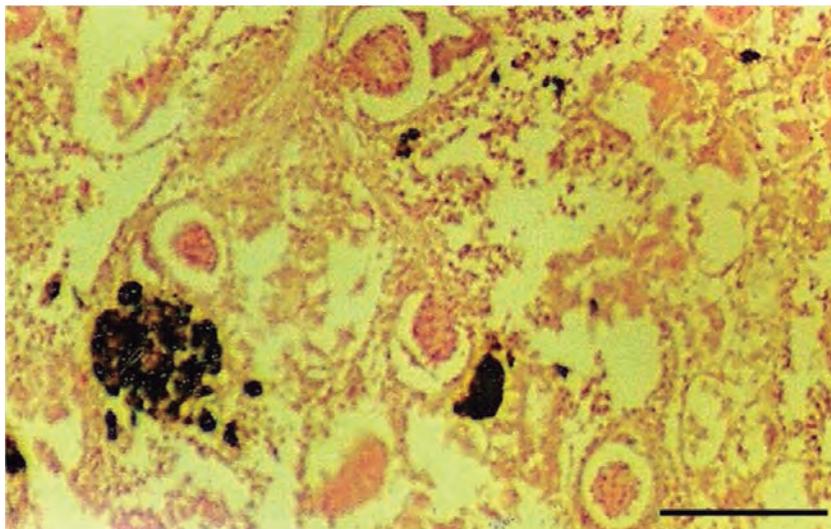


Figura 133.- Microfotografía del tejido renal, con fuerte necrosis renal y reducción de los glomérulos de Malpighi. Barra= 100 μ m

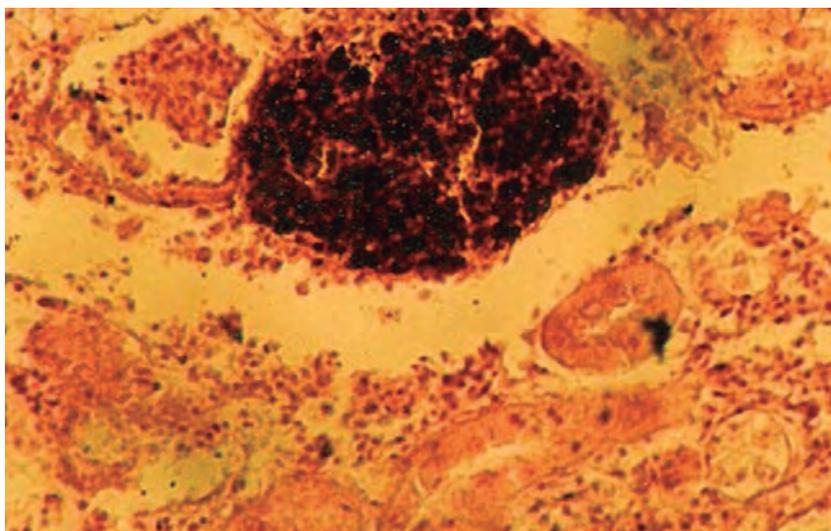


Figura 134.- Microfotografía del riñón, con una pigmentación muy grande, asas de Henle y glomérulos de Malpighi muy alterados

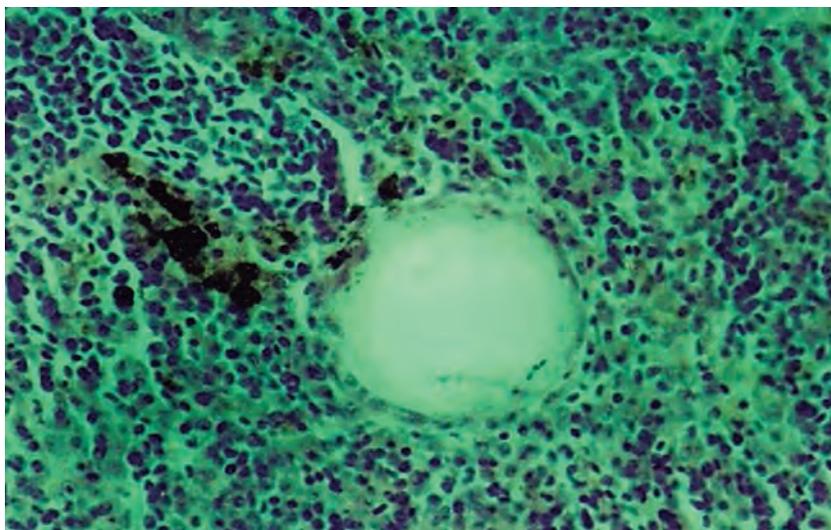


Figura 135.- Bazo con un cuerpo extraño, gran cantidad de células sanguíneas y CMM

LISA COMÚN

Figura 136.- *Mugil cephalus* Linnaeus, 1758

Mugil cephalus Linnaeus, 1758; familia Mugilidae. Especie conocida como lisa común, lisa rayada o mújol (Fig. 136), es cosmopolita, pelágica costera; vive sobre fondos arenosos, areno-fangosos, ríos, lagunas y estuarios; son de zonas tropicales y subtropicales. Se distribuye desde la bahía de San Francisco (EE. UU.) a Valdivia (Chile) e islas Galápagos, forman cardúmenes (CHIRICHIGNO y VELEZ 1998). Se puede concentrar en aguas contaminadas de los puertos marinos; es una especie catádroma que presenta migraciones, remontando los ríos y retirándose hacia el mar a una distancia variable del litoral para desovar. La lisa es una especie de gran importancia en la pesquería comercial, pesca deportiva y en acuicultura (BUNKLEY y WILLIAMS 1995). Esta especie ha sido muy estudiada en el campo de la parasitología y patología.

Es uno de los recursos que sustentan la pesquería artesanal en el Perú. A pesar de su importancia, son escasos los estudios relacionados con su biología. Esta especie se distribuye en toda la costa del Perú, con mayores volúmenes de captura en el norte del país (5 a 7°S). Presenta una longitud total entre 29 y 34 cm (GÓMEZ *et al.* 1995).

GONZALES (1977) describió cuatro parásitos, dos Monogeneos ectoparásitos: *Neobenedenia* sp. (Fig. 137) hallado en la base de la aleta dorsal donde produjo una fuerte erosión del tejido epitelial, debido a la presencia de dos macroganchos (áncoras) en el opisthaptor y *Metamicrocotyla macracantha* en branquias con una intensidad de infección de 11 especímenes, y dos Digeneos endoparásitos: *Hymenocota manteri* y *Lasiotocus glebulentus* en el intestino de ejemplares de lisa procedentes de Ancón, Chorrillos, Callao y Chimbote.

En un espécimen de *M. macracantha* se observaron dos huevos (el inferior completo, el superior sin el micrópilo) y un embrión libre en vías de ser expulsado a través del atrio genital (Fig. 138), y en otro ejemplar de la misma especie, se encontró un huevo sin el micrópilo (Fig. 139) y con un filamento posterior largo.

En los años 2010 - 2012, en el Laboratorio de Biopatología Acuática analizando lisas, el autor determinó quistes de *Myxobolus* sp. (Fig. 140) en forma de puntitos blancos incrustados en la lengua y de *Trichodina* sp. (Fig. 141) en branquias las que presentaron incremento de mucosidad. También se encontró en los filamentos branquiales de los tres primeros arcos branquiales, doce especímenes del copépodo *Naobranchia lizae* (Figs. 142 A, B) y en la parte externa del opérculo un copépodo ectoparásito *Neobrachiella exilis* (Fig. 143). Estos dos copépodos fueron descritos por KNOFF *et al.* (1994) en los filamentos branquiales y en las aletas pectorales y pélvicas de *Mugil platanus* "Tainha" procedentes de la zona costera de Rio de Janeiro en el océano Atlántico. También se halló *Caligus* sp. (Fig. 144) a nivel de branquias.

En la figura 145, se aprecian cortes histológicos del hígado, que muestra una fuerte hemorragia acompañado del centro melanomacrofágico (CMM) y de células sanguíneas en los espacios sinusoides, debido a la presencia de *Eimeria* sp. y, en la figura 146, se observan dos conductos biliares rodeados de tejido conectivo y de numerosas células sanguíneas; los hepatocitos presentaron una ligera necrosis, pero no se pudo identificar al agente etiológico.

VÁSQUEZ-RUIZ y JARA-CAMPOS (2012) trabajaron en 393 especímenes de *M. cephalus* procedentes de los puertos de Salaverry y Paita y hallaron 358 especímenes del copépodo *Lernanthropus pacificus* (Prev. 91,1%; IMI 2,4), 319 monogéneos *Metamicrocotyla macracantha* (Prev. 81,2%; IMI 2,3) y 203 larvas de nemátodos en tercer estadio *Contracaecum micropapillatum* (Prev. 51,6%, IMI 2,1).

IANNACONE y ALVARIÑO 2009 evaluaron ejemplares de lisa procedentes del terminal pesquero de Chorrillos, Lima, Perú y reportaron tres ectoparásitos: *Metamicrocotyla macracantha* y los copépodos *Bomolochus nitidus* y *Naobranchia lizae*; así como dos endoparásitos: el digéneo *Hymenocottoides manteri* y el nemátodo *Contracaecum multipapillatum*.

PÉREZ *et al.* (1999) estudiaron la carga parasitaria de cinco especies marinas colectadas del terminal Pesquero del Callao, Lima-Perú., entre ellas a la lisa y hallaron en el hígado larvas de *Anisakis simplex* y *Contracaecum sp.*

SARMIENTO *et al.* (1999) presentaron una lista de los nemátodos parásitos del hombre y de animales registrados en mayo del 1998, en la que reportaron larvas de *Contracaecum sp.* para la lisa.

MATEO (1985) reportó la presencia de metacercarias de *Ascocotyle arnaldoi* en corazón, riñón, hígado, bazo y mesenterio alcanzando una prevalencia entre 75% y 100% en lisas procedentes de la laguna de Medio Mundo (175 km al norte de Lima).

HIDALGO y NICOLAS (1986) en un criadero particular de lisas (Chaviño cerca de Huaura), determinaron presencia de *Contracaecum sp.* en riñón, hígado y mesenterio y *Ergasilus sp.* en branquias, con prevalencia del 47% para ambos parásitos.

TANTALEÁN y HUIZA (1975) reportaron larvas de *Contracaecum sp.* en la zona visceral, pared del cuerpo y músculo de la lisa procedentes del Callao, Lima y Trujillo.

MUÑOZ y OLMOS (2007) realizaron una revisión de los parásitos registrados en peces de Chile, reportando para la lisa, tres monogéneos *Ligophorus witrempe*, *Metamicrocotyla macracantha* y *Microcoyle pseudomugilis*; cinco copépodos *Bomolochus halguanus*, *Ergasilus lizae*, *E. versicolor*, *Naobranchia lizae* y *Neobrachiella exilis* y el isópodo *Nerocila acuminata*.

SALINAS *et al.* (2010) encontraron en ejemplares de lisa, procedentes de diferentes centros comerciales

del Área Metropolitana de Monterrey, México, 205 nemátodos (hígado 120, músculo 49, riñón 36), que correspondían a *Contracaecum sp.* Dentro de la dinámica trófica del ecosistema estuarino, la lisa cabezona juega un papel importante en el flujo de energía, ya que se alimenta de microalgas, microinvertebrados y detritus que abundan sobre los fondos fangosos y arenosos (VALLES-RIOS *et al.* 2000). Además, realizaron estudios sobre parásitos en la lisa cabezona, durante un ciclo anual (febrero 1994 - febrero 1995) en Baja California, México, reconociendo dos especies de parásitos *Contracaecum multipapillatum* (Prev. 30% estadio A y 14,5% estadio B; IMI 6,18 y 2,37 respectivamente) y *Ergasilus versicolor* (Prev. 72,7% y IMI 4,01).

MENDOZA-GARFIAS y PÉREZ-PONCE DE LEÓN (1998) reportaron *Metamicrocotyla macracantha* en un ejemplar de lisa procedente de la Bahía de Chamela, Jalisco, México.

PAPERNA y OVERSTREET (1981) estudiaron los parásitos y enfermedades de lisa, y consideraron que microorganismos como *Aeromonas hydrophilia*, *Mycobacterium marinum*, *M. fortuitum*, *Vibrio parahaemolyticus*, *Erysipelothrix rhusiopathiae* y *Leptospira icterohaemorrhagiae* causan enfermedades en el hombre; asimismo indicaron que la lisa podría también actuar como vector del cólera, salmonelosis y shigelosis.

NOOR *et al.* (2012) realizaron un estudio histopatológico en 56 lisas procedentes de la piscigranja Kafr El Sheikh en Egipto, encontrando las branquias infestadas con el parásito *Caligus sp.*, que habían producido lesiones, reacciones inflamatorias severas en los arcos branquiales, cambios degenerativos, congestión de los vasos sanguíneos, adherencia de los filamentos branquiales e hiperplasia avanzada.

DIAMANKA *et al.* (2008) identificaron al parásito myxosporidio *Myxobolus episquamalis*, en una muestra de 529 especímenes de *M. cephalus* procedentes de la costa senegalesa con una prevalencia general de infección de 4,7%.

BAHRI y MARQUES (1996) reportaron cuatro especies del género *Myxobolus* en 276 ejemplares de lisas procedentes de laguna Ichkeul en el norte de Túnez. Ellos encontraron *Myxobolus episquamalis*, *M. bizerti* n. sp., *M. ichkeulensis* n. sp. y *M. spinacurvatura*.

No hay registro actual que indique que algún parásito en el interior del músculo de la lisa pueda provocar riesgo a la salud humana.

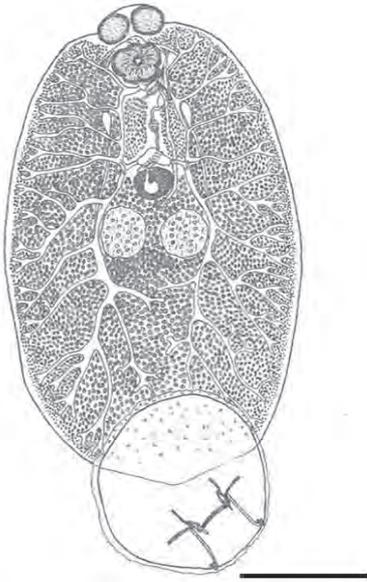


Figura 137.- Vista ventral del monogéneo *Neobenedenia* sp., con un par de macroganchos en el opisthaptor. Barra= 2 mm

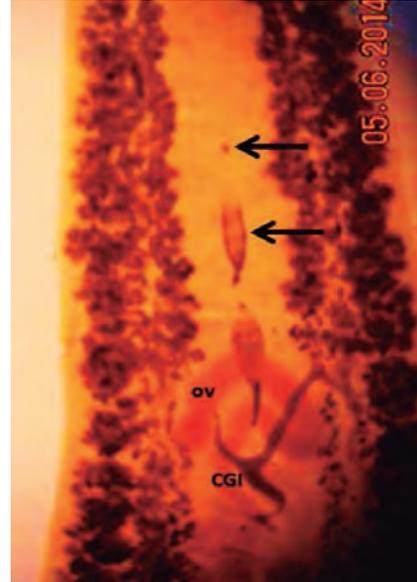


Figura 138.- Microfotografía de *M. macracantha*, se aprecia el ovario (OV), el conducto genitointestinal (CGI), 2 huevos (señalados con flecha) y un embrión

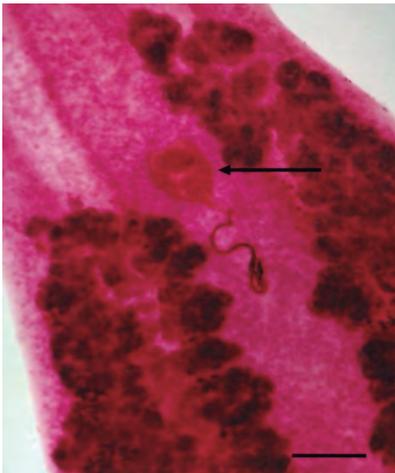


Figura 139.- Parte anterior de *M. macracantha*, se aprecian el huevo y el oncomiracidio (flecha) en vía de ser expulsado. Barra= 150 µm

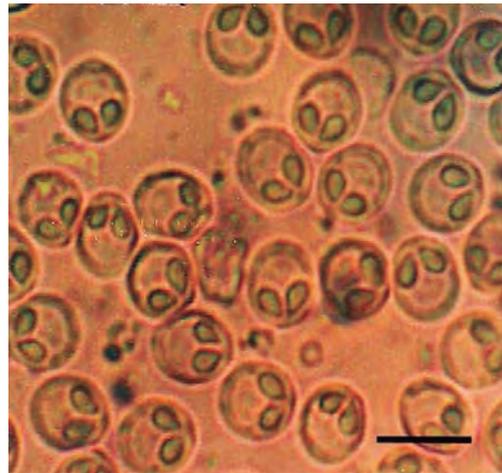


Figura 140.- *Myxobolus* sp. hallado en la lengua. Barra= 20 µm



Figura 141.- *Trichodina* sp., parásito hallado en branquias



Figura 142.- *Naobranchia lizae*, copépodo en branquias (A), el espécimen completo (B)

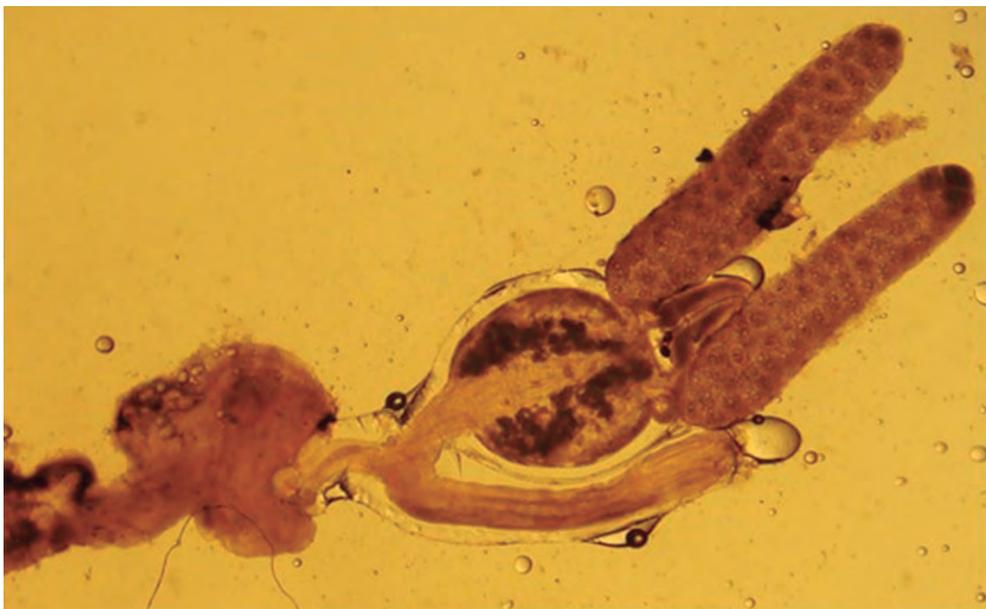


Figura 143.- *Neobrachiella exilis*, copépodo ectoparásito hallado en la parte externa del opérculo

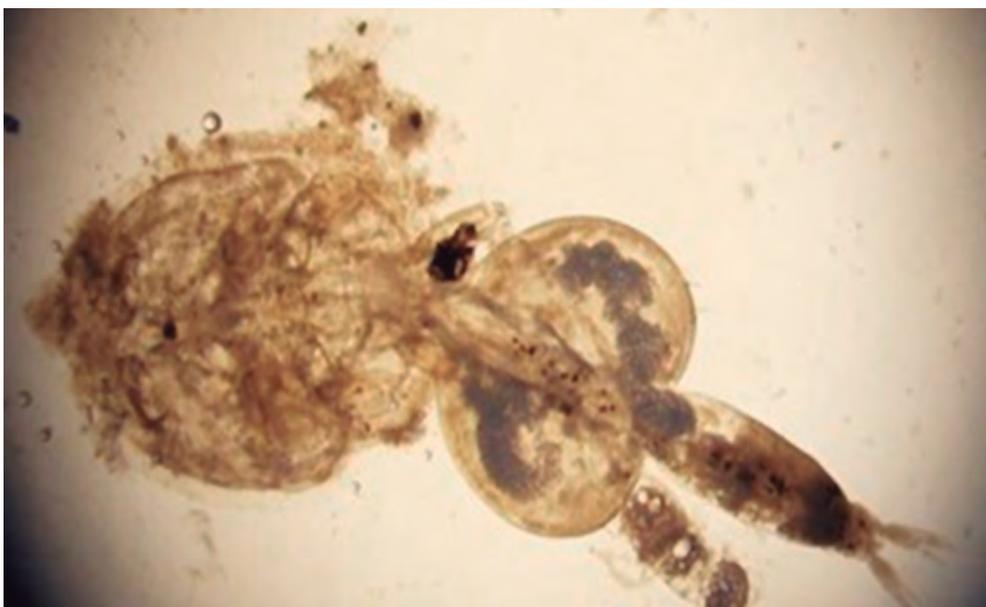


Figura 144.- Copépodo hallado en branquias, *Caligus* sp.

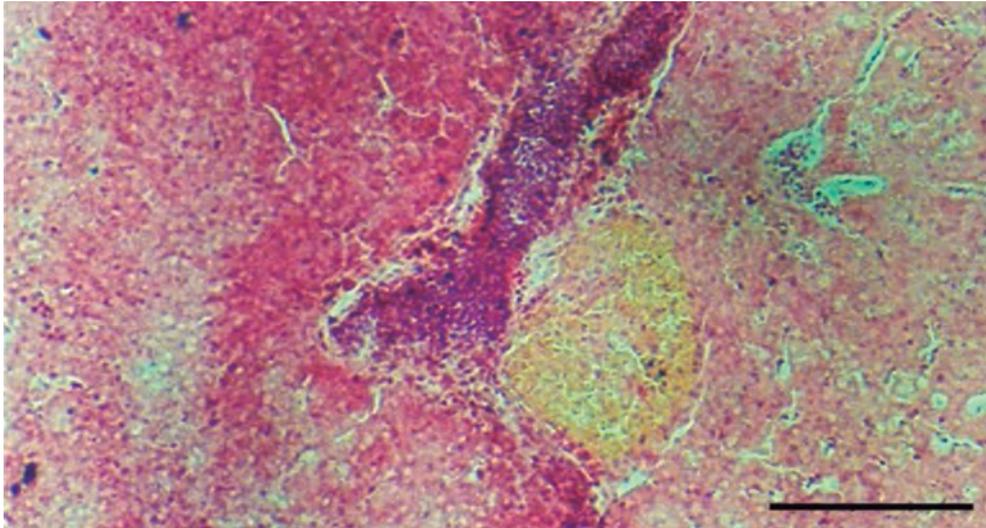


Figura 145.- Hígado con células sanguíneas en el sincitio, además un CMM.
Barra= 100 μ m

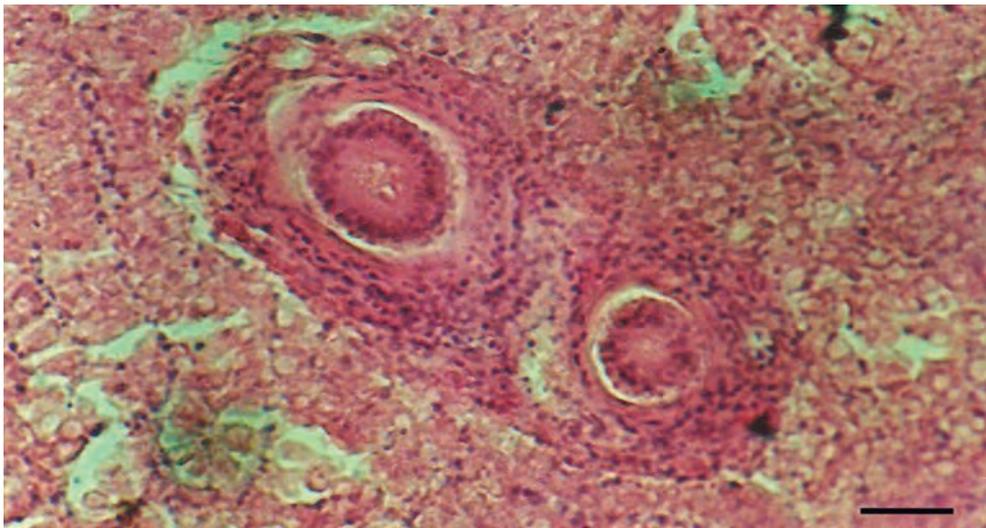


Figura 146.- Conductos biliares en el tejido hepático. Barra= 20 μ m

TILAPIA ROJA

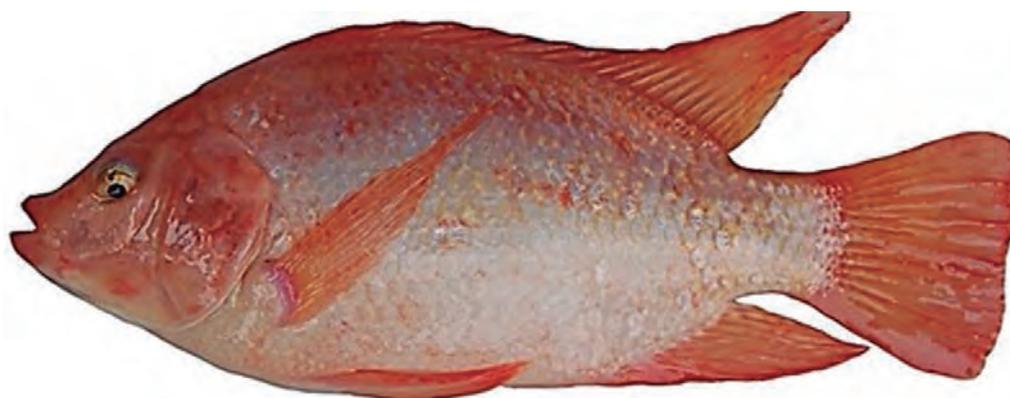


Figura 147.- *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758)

Oreochromis niloticus spp.; familia Cichlidae. Especie conocida como tilapia roja (Fig. 147). Es un pez teleósteo, del orden Perciforme originario de África y el cercano Oriente. Habita la mayor parte de las regiones tropicales del mundo, donde las condiciones son favorables para su reproducción y crecimiento, viven en ambientes en donde las temperaturas oscilan entre los 25 y 30 °C (BALTAZAR *et al.* 2003). Habita preferentemente ambientes lénticos (lagos, lagunas e incluso reservorios), aunque también se le encuentra en algunos ambientes lóticos. Se desarrolla en aguas dulce y salobre, son especies rústicas y de alimentación omnívora. Se reproduce a partir de los cuatro meses de edad y desova parcialmente cada dos o tres meses, los machos crecen mejor que las hembras, por lo que es preferible los cultivos monosexados (web PRODUCE).

Debido a la gran diversidad de especies pertenecientes al grupo de las tilapias, su clasificación taxonómica resulta muy compleja. En la actualidad, se ha aceptado dividir a las tilapias en tres géneros, atendiendo a su origen, morfología, hábitos alimenticios y reproductivos (AGUILERA y NORIEGA 1985).

Los géneros son: *Oreochromis* (los huevos fertilizados son cuidados por la madre manteniéndolos en su boca), *Tilapia* (los huevos fertilizados son cuidados en nidos excavados en el fondo del estanque) y *Sarotherodon* (los huevos fertilizados son mantenidos en la boca del progenitor macho o hembra) (BALTAZAR 2007). En el primer género destacan la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*), la tilapia azul (*O. aureus*) y la tilapia de Mozambique (*O. mossambicus*). En el segundo género se encuentra la variedad formada por (*Oreochromis mossambicus* x *O. nilotica*).

La tilapia roja es un híbrido que se caracteriza por presentar una coloración rojiza con zonas blanquecinas a rosadas; hábitos alimenticios omnívoros, planctófagos, pero acepta alimentos artificiales. Para

reproducirse necesitan temperaturas superiores a los 20 °C, son incubadores de huevos, cuyo número y tamaño es proporcional al peso corporal de la hembra, las que protegen a sus alevinos en la cavidad bucal mientras que los machos permanecen en el área de nidación, delimitando y protegiendo su territorio; soportan amplios rangos de salinidad y pueden vivir en cantidades mínimas de oxígeno. PÉREZ *et al.* (2004) consideran un riesgo para Chile cultivar tilapias machos (mosexados) y sugieren que el cultivo se desarrolle en ambiente marino, pero previamente debe demostrarse que ello no sería un peligro para la biodiversidad de las especies nativas.

Por ser un híbrido que se cultiva a gran escala en Centroamérica y Sudamérica, es importante dar a conocer los parásitos hallados a la fecha y las posibles enfermedades que se presentan en este hospedero. JIMÉNEZ *et al.* (1988), describieron *Ichthyophthirius multifiliis* y *Trichodina* sp. en tilapias procedentes de aguas mexicanas.

Se han efectuado estudios sobre los copépodos ectoparásitos de los géneros *Lernaea* y *Argulus*. *Lernaea* sp. presenta en la parte anterior un par de astas menores y un par de astas mayores que son las que atraviesan el tejido epidérmico y que a veces llegan al corazón; *Argulus* sp. posee dos ventosas en la parte ventral y un estilete entre estas dos ventosas, pueden matar a peces pequeños o paralizarlos por las toxinas que eliminan.

GONZALES (2012c) reportó el ciliado *Trichodina* sp. (Fig. 148), caracterizado por tener una corona de dientes dicotómicos; el monogeneo *Gyrodactylus* sp. presenta un embrión (son de ciclo directo o monoxeno y vivíparos) en el interior del útero (Fig. 149) y cuando se localizan en las branquias de las tilapias incubadoras, el monogeneo invade la boca y transmiten la infección a las larvas incubadas, además son más agresivos

cuando la tilapia está en proceso de reversión sexual.

El mismo autor al examinar ejemplares de alevinos de tilapia roja procedentes de una empresa privada y del Centro de Investigación Pesquera (CINPIS-UNALM), reportó el ciliado *Ambyphrya* sp. (Figs. 150, 151). La presencia de gran cantidad de parásitos juveniles y adultos bloqueó las branquias, generando hipertrofia, distanciamiento muy marcado entre los filamentos branquiales (Figs 152, 153) y aneurismas (Figs. 154, 155). La mortalidad en juveniles de tilapia fue muy marcada.

Gonzales revisó ejemplares de tilapias azul y gris, efectuando cortes histológicos del tejido hepático en el que observó lípidos (Fig. 156), los conductos biliares, acompañados de CMM y hepatocitos; en el tejido pancreático observó los acines pancreáticos con presencia de lípidos (Figs. 157, 158, 159). En un ejemplar, se halló un quiste de origen desconocido en el tejido esplénico (Fig. 160).

SALGADO-MALDONADO y RUBIO-GODOY (2014) presentaron una lista de especies de helmintos registrados en los peces dulceacuícolas de México. Para la especie *Oreochromis niloticus* registraron los monogeneos *Cichlidogyrus dossoui*, *C. haplochromii*, *C. longicornis*, *C. sclerosus*, *C. tilapiae*, *Dactylogyrus* sp., *Enterogyrus malmbergi*, *E. niloticus* y *Scutogyrus longicornis*.

PANTOJA *et al.* (2012) analizaron la parasitofauna de 123 peces, de cuatro granjas piscícolas del Estado del Amapá, Brasil (agosto 2009 a marzo 2010). De los peces examinados, 64,2% estaban con las branquias infectadas por *Cichlidogyrus tilapiae* (Monogeneoidea:

Dactylogyridae), *Ichthyophthirius multifiliis* (Protozoa: Ciliophora), *Trichodina* y *Paratrichodina africana* (Protozoa: Trichodinidae). La mayor prevalencia fue del monogeneo *C. tilapiae*, mientras que la menor fue de los protozoos ciliados de la familia Trichodinidae. Sin embargo, *I. multifiliis* fue el parásito que mostró la mayor intensidad y abundancia.

PRATS *et al.* (2012) estudiaron la prevalencia e intensidad media en 20 muestras de *Oreochromis aureus*, 10 muestras de *Oreochromis niloticus* y 20 muestras de tilapia roja provenientes de diferentes embalses dulceacuícolas en Cuba (entre mayo y junio del 2009) y determinaron la presencia de *Enterogyrus malmbergi* con Prev. 25%, IM 2 en *Oreochromis aureus*, Prev. 33,3%, IM 2 en *Oreochromis niloticus* y Prev. 40%, IM 2 en tilapia roja. Así mismo, se encontró *Enterogyrus coronatus* (Prev. 30%, IM 3) en 10 muestras de tilapia roja.

Con respecto a las enfermedades producidas por bacterias, los géneros más importantes son: *Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Corynebacterium*, *Vibrio*, *Flexibacter*, *Cytophaga*, *Mycobacterium*, *Nocardia*, etc. En hongos, los géneros más importantes son: *Saprolegnia*, *Ichthyophonus*, *Branchiomyces* y *Dermocystidium* y, son los responsables de enfermedades fúngicas de la piel, branquias, hígado, corazón y otros órganos que se infectan a través de la corriente sanguínea (CONROY y CONROY 1998).

A la fecha no hay registro en el que se indique que ha sido encontrado algún endoparásito (digéneo, nematodo o cestodo) en el interior del músculo y que pueda ser peligroso para el consumidor.

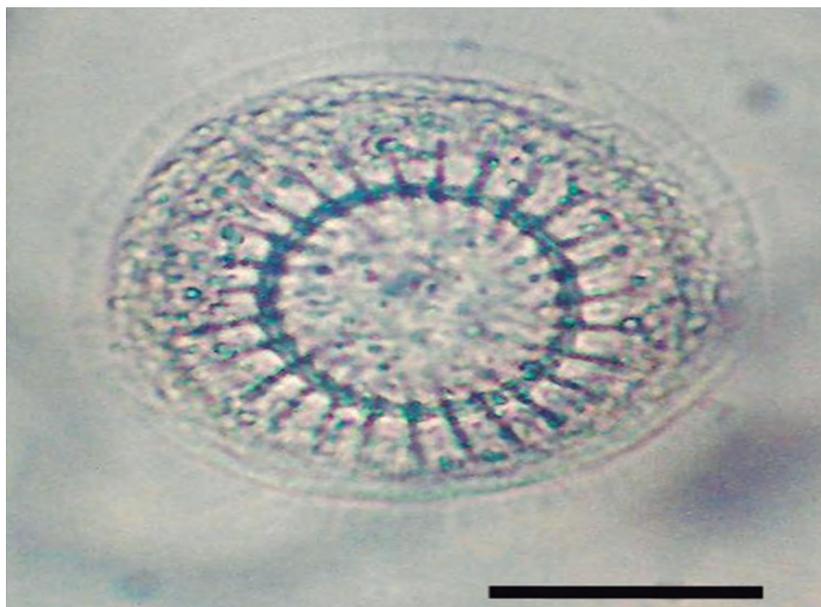


Figura 148.- Espora adulta del ciliado *Trichodina* sp. Barra= 20 μ m

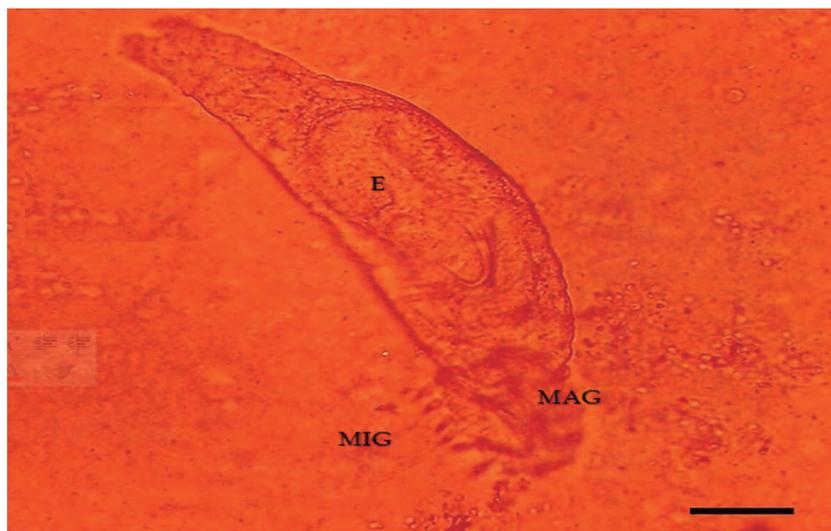


Figura 149.- *Gyrodactylus* sp. con el embrión (E), macroganchos (MAG) y microganchos (MIG) laterales. Barra= 20 μ m

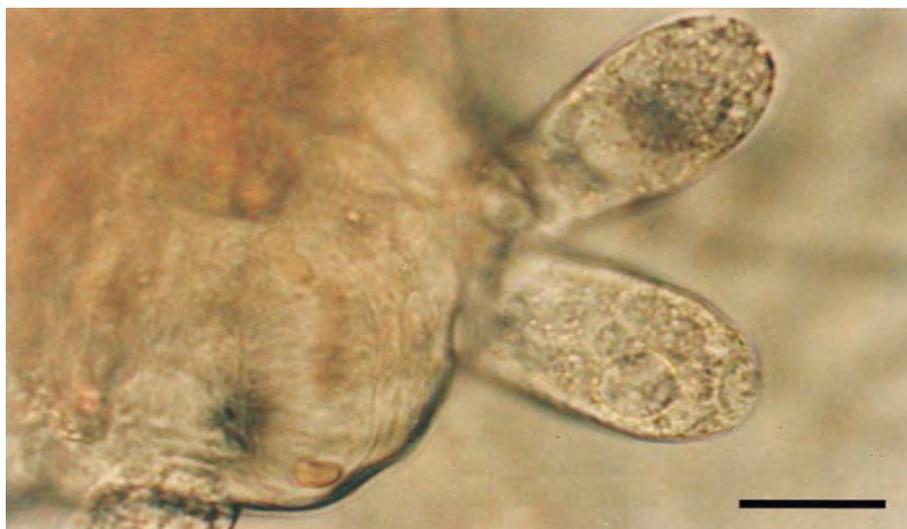


Figura 150.- Dos esporas adultas de *Ambiphrya* sp., adheridos fuertemente en el vértice del filamento branquial. Barra= 20 μ m

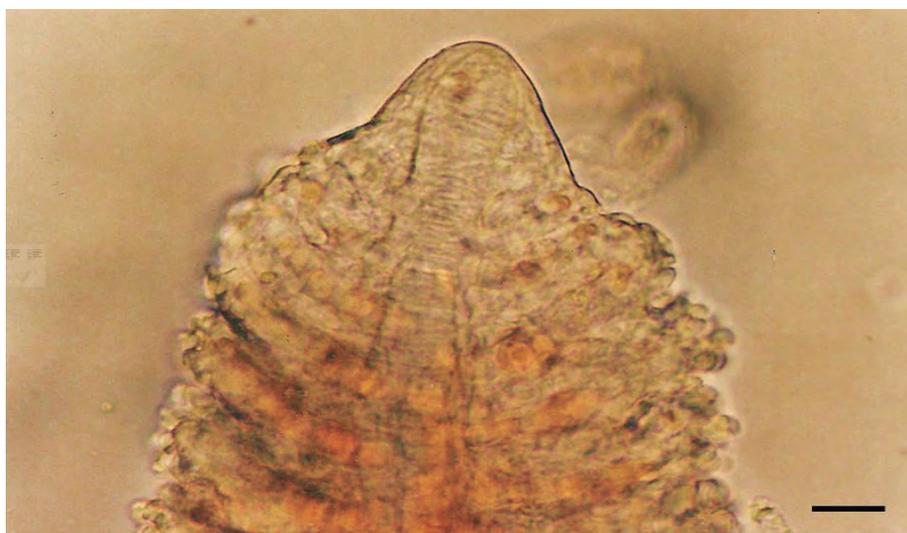


Figura 151.- Filamentos branquiales intensamente infectados (hipertrofia) por esporas jóvenes y adultas de *Ambiphrya* sp. Barra= 20 μ m

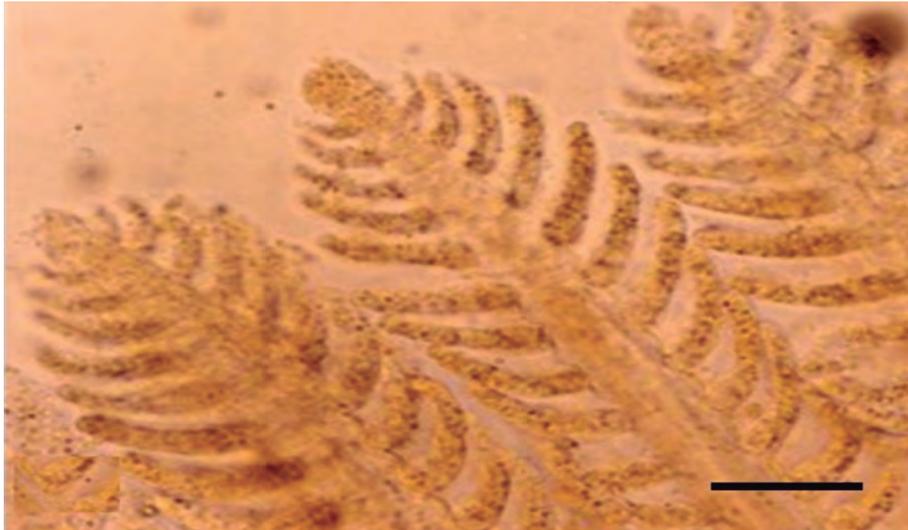


Figura 152.- Filamentos branquiales con esporas jóvenes de *Ambiphrya* sp. Barra= 50 μ m

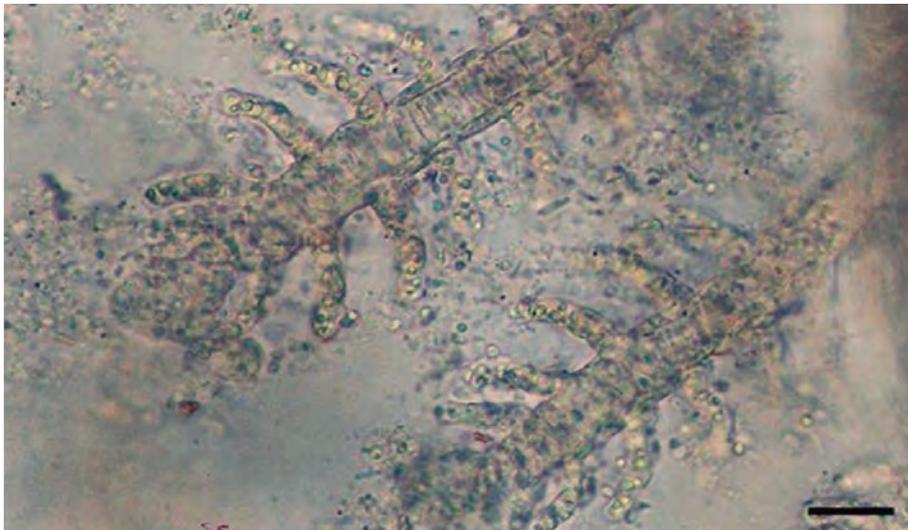


Figura 153.- Filamentos branquiales con hiperplasia e hipertrofia por esporas de *Ambiphrya* sp. Barra= 20 μ m

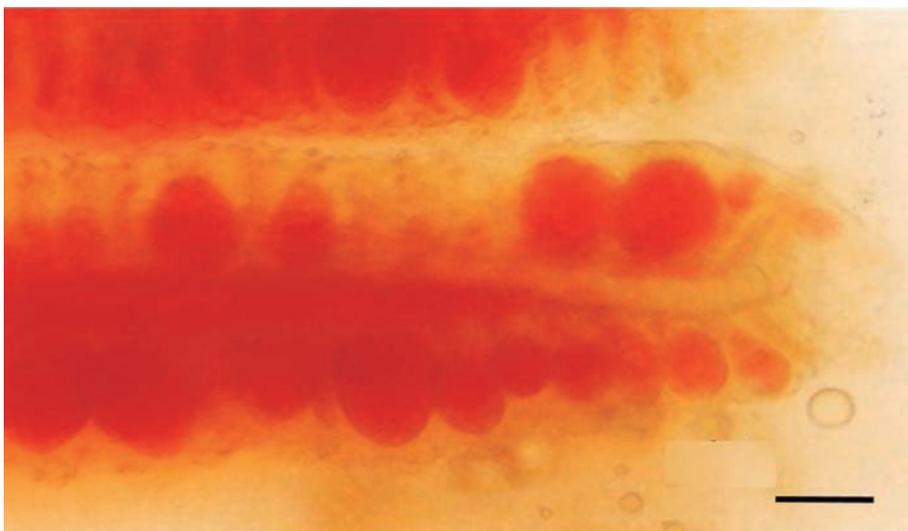


Figura 154.- Filamentos branquiales con telangiectasis (aneurisma) en alevinos de tilapia roja, por presencia de *Gyrodactylus* sp. y *Trichodina* sp.



Figura 155.- Filamentos branquiales con aneurisma e hipertrofia, por esporas adultas de *Ambiphrya* sp. Barra= 20 μ m

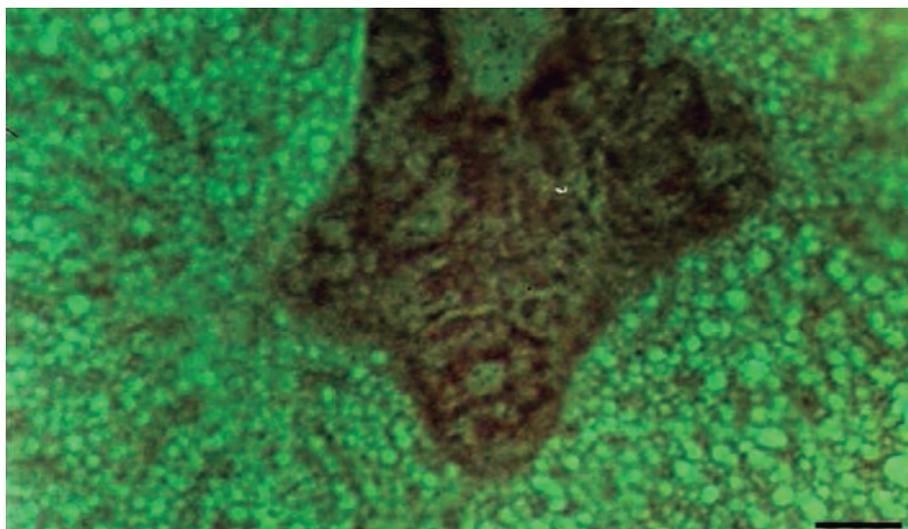


Figura 156.- Tejido pancreático con presencia de lípidos en el tejido hepático. Barra= 20 μ m

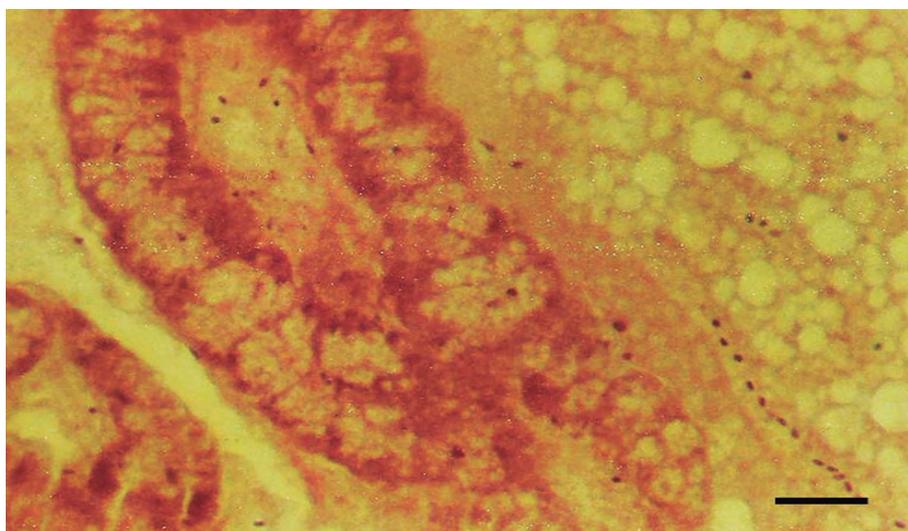


Figura 157.- Tejido pancreático con los acines pancreáticos y presencia de lípidos en el tejido hepático. Barra= 20 μ m

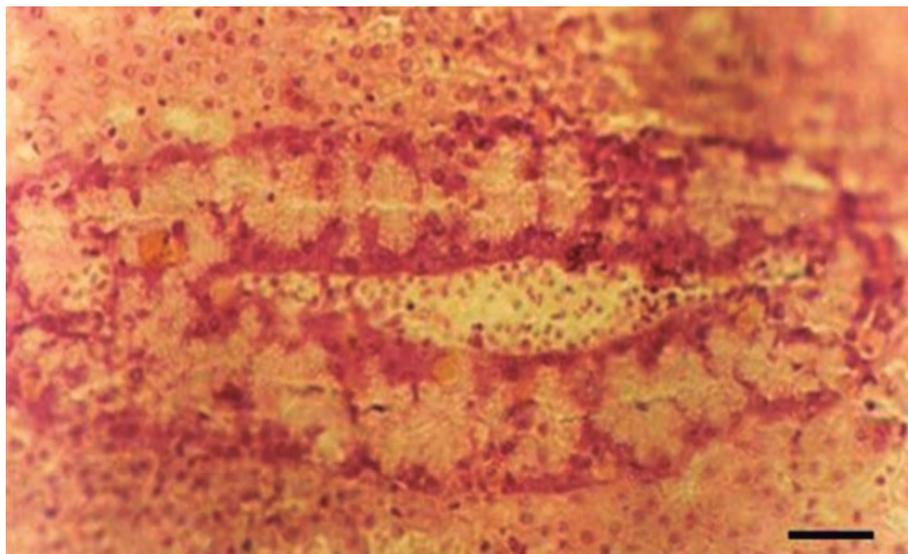


Figura 158.- Tejido pancreático con acines pancreáticos y CMM en su interior. Barra= 20 μ m

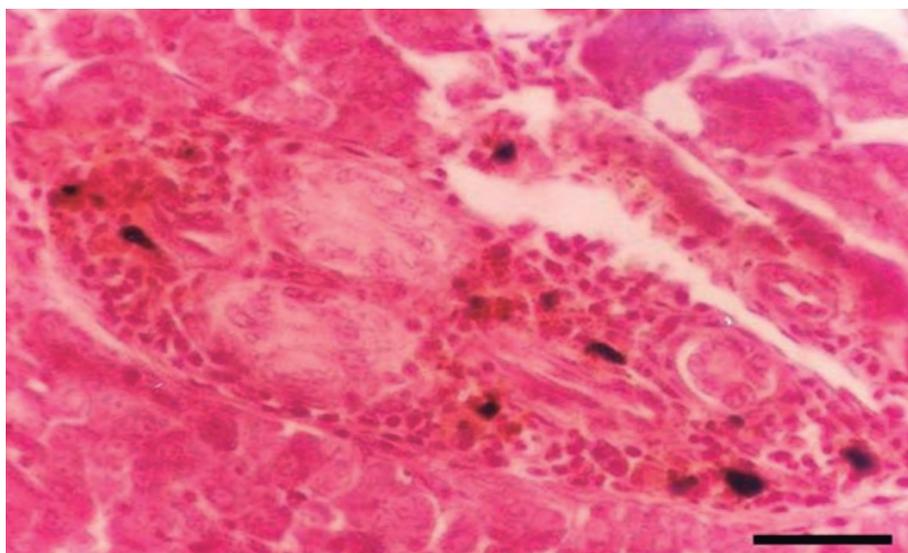


Figura 159.- Conductos biliares con presencia de CMM, y hepatocitos. Barra= 20 μ m

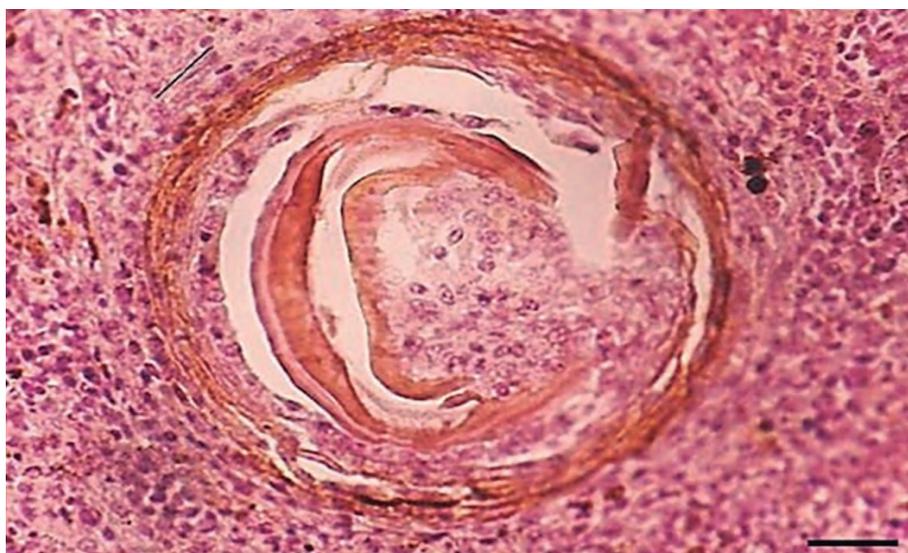


Figura 160.- Quiste en tejido esplénico. Barra= 20 μ m

TRUCHA ARCO IRIS



Figura 161.- *Oncorhynchus mykiss* (Walbaun, 1792)

Oncorhynchus mykiss (Walbaun, 1792); familia Salmonidae. Especie conocida como trucha y trucha arco iris (Fig. 161). Se caracteriza por presentar una banda rosada iridiscente a ambos lados del cuerpo, que se hace más notoria en época de reproducción. Es una especie que fue introducida al Perú en 1928 en la sierra central (Cerro de Pasco y Junín) y en 1942 en la cuenca del lago Titicaca; está adaptada a la región andina (ríos, lagos y lagunas de aguas frías y bien oxigenadas). El cultivo de esta especie se desarrolla en casi toda la serranía del Perú, desde Cajamarca hasta Puno; la talla comercial varía entre 25 y 30 cm y puede alcanzar hasta 100 cm de longitud total (ZEBALLOS *et al.* 2010).

CASTRO *et al.* (2014) analizaron 54 alevines de truchas procedentes de Quichuay - Junín y Lago Titicaca-Puno y determinaron entre los síntomas clínicos: aletargamiento, oscurecimiento de la piel y con frecuencia exoftalmia y abdomen distendido; internamente presentaron el hígado, bazo y riñón generalmente pálidos, con frecuencia ascitis en la cavidad visceral y, el tracto digestivo sin alimentos pero con una sustancia gelatinosa. Diferencialmente, las truchas de Junín presentaban hemorragias petequiales en el mesenterio y la pared muscular de la cavidad peritoneal; las de Puno presentaban múltiples petequias en el área de los ciegos intestinales y en algunos peces se observó que al presionar el abdomen salía un mucus blanco amarillento por el ano. En el estudio histopatológico se evidenciaron lesiones patognomónicas de la infección hematopoyética necrótica (IHN) en los ejemplares de Junín y la infección pancreática necrótica (IPN) en los ejemplares de Puno, ambas enfermedades de etiología viral.

SIRVAS-CORNEJO *et al.* (2011) muestrearon 20 ejemplares (alevines y juveniles) de trucha cultivados en la piscifactoría Acochinchán (Canta, Lima, Perú) aplicando la técnica Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR), confirmando, en 19 de los 20 ejemplares, la presencia del patógeno *Yersinia ruckeri*, causante de la Enfermedad Entérica de la Boca Roja (EEBR).

GONZALES (2013) determinó en adultos procedentes de Puno, la presencia de la enfermedad Flavobacteriosis y según los signos clínicos el causante fue *Flavobacterium* sp.

LEÓN *et al.* (2009), diagnosticaron la presencia de *Flavobacterium psychrophilum* en alevines de trucha del centro piscícola de El Ingenio, Huancayo, Junín.

GONZALES y ARTADI (2000) examinaron 30 ejemplares, entre alevinos y juveniles, procedentes de una zona de cultivo de Canta, Lima, Perú. El resultado, mostró ennegrecimiento del lado dorsal del cuerpo en alevinos, exoftalmia bilateral y ceguera total. Los juveniles, además del ennegrecimiento sobre el dorso, mostraron movimientos lentos en forma de S, piel con abundante mucosidad, branquias pálidas, falsas heces de color blanco-amarillento y ojos con hemorragia en la zona periorbital. Internamente, se observó el hígado muy desarrollado (hepatomegalia) y de color beige amarillento, estómago lleno de mucus y riñón de color marrón oscuro y con indicios de necrosis (Fig. 162 A, B), al microscopio se observó hifas del hongo *Fusarium* sp. en la mucosa de la piel y escamas; este tipo de hongo también se observó en truchas procedentes de Yauyos (Figs. 163, 164). El alimento comercial que recibieron las truchas de Canta, fueron analizadas

en el Laboratorio de Nutrición de la UNALM, determinando la presencia de aflatoxinas.

Esta especie presenta enfermedades y patologías, como la que se detectó en el 2000 cuando se realizó en el laboratorio de la UNALM necropsia a ocho ejemplares y se halló anemia a nivel branquial, rasgos hemorrágicos cerca de la línea lateral y coloración blanquecina a ambos lados del cuerpo (Fig. 165), los ejemplares fueron extraídos de una laguna localizada muy cerca a un centro minero y posiblemente estas características se hayan debido a contaminación minera.

Las truchas pueden presentar parásitos y enfermedades producidas por microorganismos (virus, bacterias, hongos, protozoarios), macroorganismos (helmintos, crustáceos, etc.) y por exceso o deficiencia de macro y/o micro nutrientes; asimismo, también pueden presentar signos patológicos por factores externos, como son: envenenamiento por pesticidas, plaguicidas, saponinas, aflatoxinas, rotenona, etc.

GONZALES (2013) en un centro de cultivo de la localidad de Churín-Rapaz, realizó evaluaciones de los ejemplares en cultivo, detectando en el hígado presencia de lípidos y hemorragia, posiblemente por el tipo de alimento recibido en cuya formulación pudo haber exceso de contenido graso (Figs. 166, 167). En truchas procedentes de un criadero de La Libertad, observó "gotas aceitosas" (Fig. 168). La trucha también puede presentar pigmentaciones como respuesta a la contaminación por productos químicos, como se ha observado en el bazo (Fig. 169).

GONZALES (2012), debido a una elevada tasa de mortalidad ocurrida en un centro de cultivo de Cerro de Pasco, analizó en el laboratorio de Sanidad Acuícola (UNALM), doce ejemplares. En el tejido branquial observó restos de tejido vegetal y "gotas aceitosas" (Fig. 170) las que también se presentaron en el bazo (Fig. 171), riñón (Fig. 172) e intestino grueso (Fig. 173). Además, en el riñón observó glóbulos rojos nucleados y anucleados (Fig. 174). Con la finalidad de llegar a determinar la causa de la mortalidad, se conversó con los responsables del centro de cultivo quienes comunicaron que probablemente habrían vertido rotenona a los estanques.

Las mortalidades pueden tener otras causas, sobresaliendo la flavobacteriosis que es producida por la bacteria *Flavobacterium* sp., que se caracteriza por la formación de "sellos" en la piel y congestión de los órganos internos (Fig. 175) (GONZALES 2013). En un viaje realizado el 2014 a la ciudad de Huaraz, se realizó un examen anamnésico "in situ" a cinco ejemplares de trucha, procedentes de un criadero de Catac y se registraron algunos ejemplares con

síntomas semejantes a la "enfermedad de la boca roja" producida por *Yersinia ruckeri*, caracterizado por presentar hemorragia en los órganos internos y hepatomegalia y esplenomegalia (Fig. 176), lo que se confirmó con el personal de la zona, debido a que habían ingresado un lote de ovas infectadas con *Y. ruckeri*, que ocasionaron las mortalidades.

Los hongos se muestran como parásitos facultativos al aparecer como invasores secundarios, tras la aparición de una herida o un cambio hormonal, pero una vez que se presentan pueden continuar propagándose e incluso causar la muerte del hospedero. Existen otros tipos de hongos que se comportan como invasores primarios y tienen predilección por los órganos internos y son, casi siempre, muy patógenos, estos son los más peligrosos y uno de ellos es *Ichthyophonus hoferi*, causante de una de las enfermedades micóticas más severas como es la ictiofonosis (MATEO 1996).

MATEO (1996) determinó la prevalencia del hongo en diferentes criaderos de truchas de Huancayo y estableció que existe relación directa entre la densidad del hongo en los órganos internos y desarrollo corporal deficiente, expresado como factor de condición. El hongo *Ichthyophonus hoferi*, presenta hifas que al perforar el tejido hepático producen numerosas cavernas provocando necrosis y formación de tejido conjuntivo fibroso (Fig. 177), también presentan concentraciones de células sanguíneas y tejido conjuntivo, acompañado de necrosis (Fig. 178).

GONZALES (2005) registró infección en el hígado de truchas que se debieron a esporas juveniles y adultas de este hongo, que generaron incremento de células sanguíneas, formación de tejido conjuntivo alrededor de las esporas y también formación de tejido colágeno (Figs. 179, 180), la respuesta del hospedero se detectó con la presencia de los CMM y de células sanguíneas tanto fuera como en el interior de las esporas provocando, en algunos casos, la destrucción de dichas esporas (Fig. 181).

MUÑOZ y OLMOS (2007) resumieron una lista de ectoparásitos de la trucha, entre los cuales se mencionan a copépodos *Caligus rogercresseyi* y *Caligus teres* en la superficie corporal y los isópodos *Anilocra montti* en boca y branquias y *Ceratothoa gaudichaudii* en cavidad bucal, sobre la base de los arcos branquiales y cámara branquial.

Se conoce que las larvas de algunos trematodos (*Paragonimus* sp., *Anisakis* sp. y *Dhyphillobothrium* sp.) son los más importantes y que producen zoonosis humana. En esta especie no se han encontrado aún estas larvas; sin embargo es importante conocer que han sido reportadas en la misma especie pero en otros países.

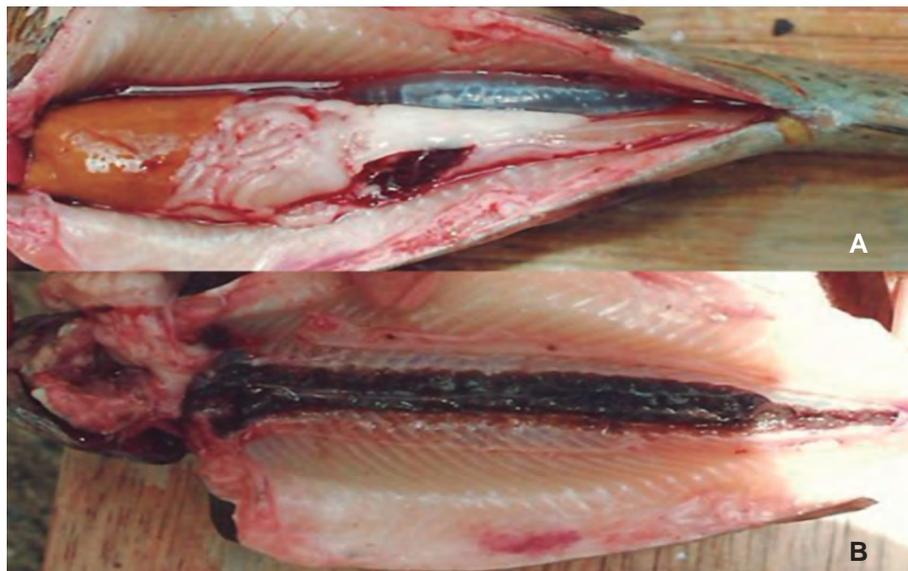


Figura 162.- Truchas con patología marcada en hígado (A) y riñón (B)

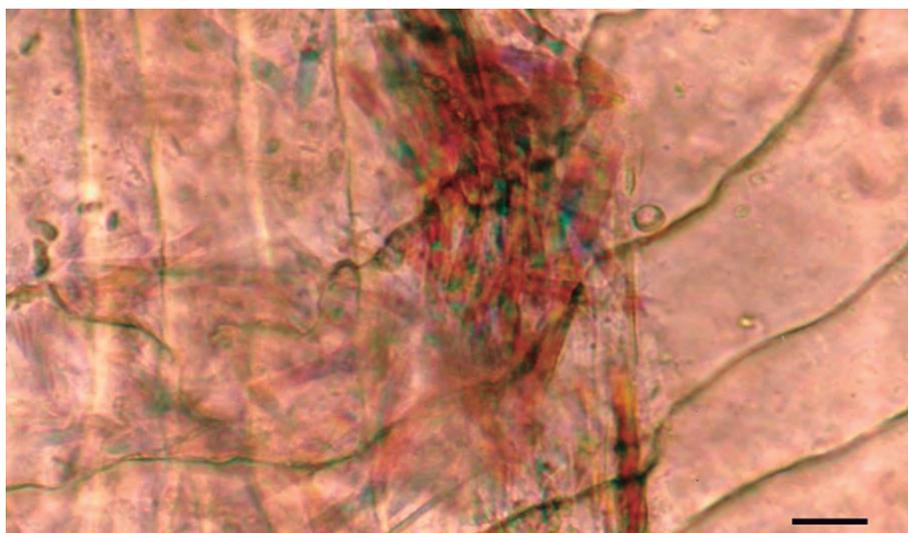


Figura 163.- Escamas con *Fusarium* sp. Barra= 20 μ m

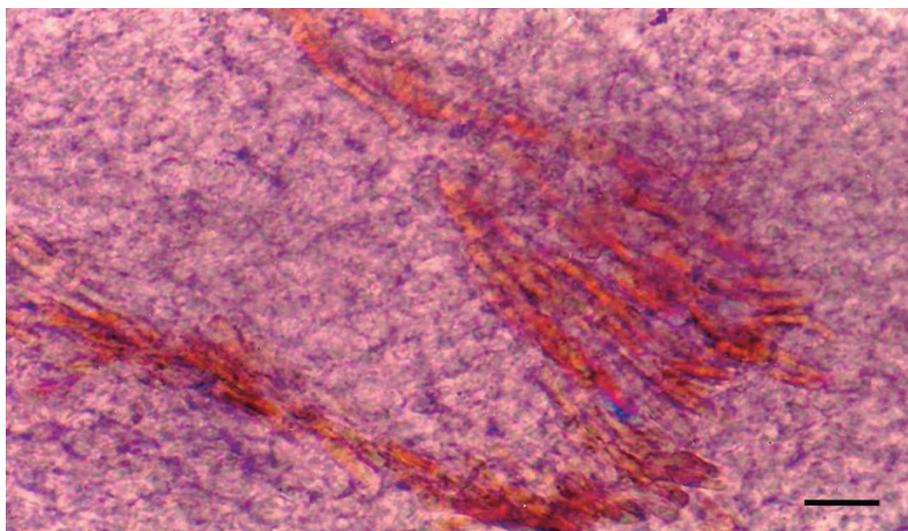


Figura 164.- *Fusarium* sp. en piel de truchas de Yauyos. Barra= 20 μ m



Figura 165.- Trucha de color blanquecino y hemorragia en la piel. Barra= 2 cm

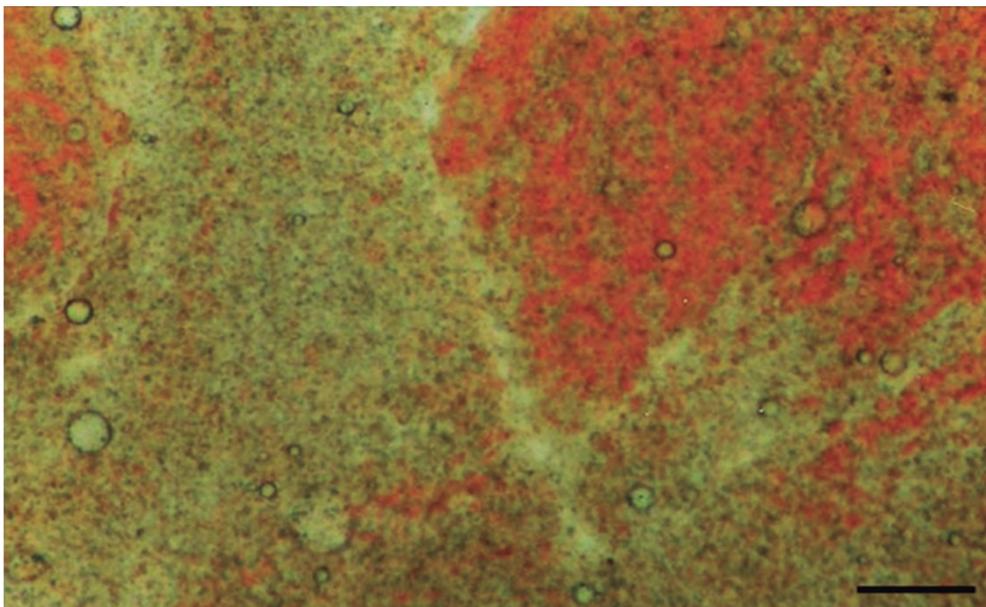


Figura 166.- Hígado con hemorragia y numerosas macrogotas de lípidos y tejido hepático alterado. Barra= 150 μ m

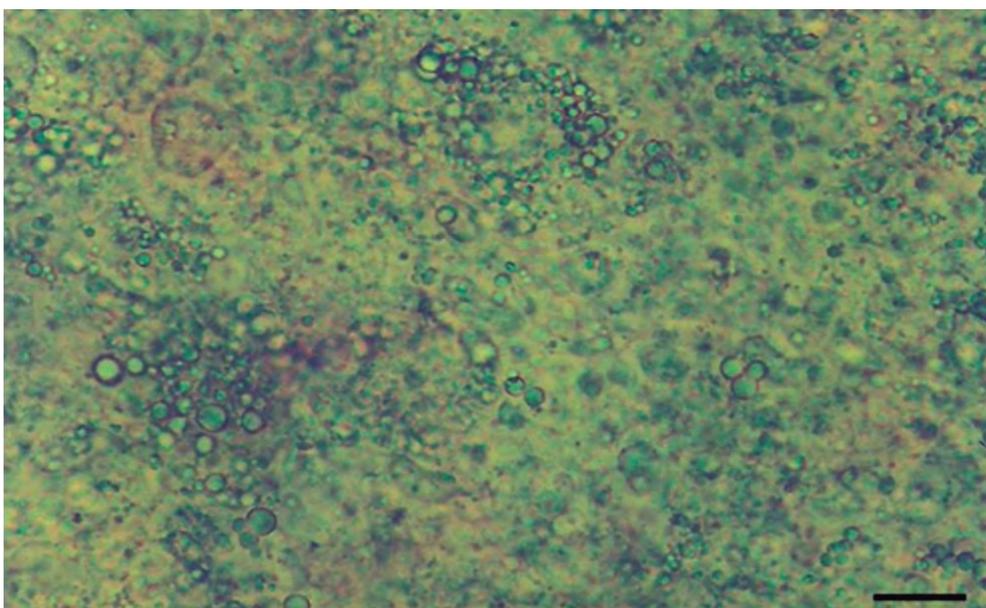


Figura 167.- Hígado intensamente graso y con rasgos hemorrágicos. Barra= 20 μ m

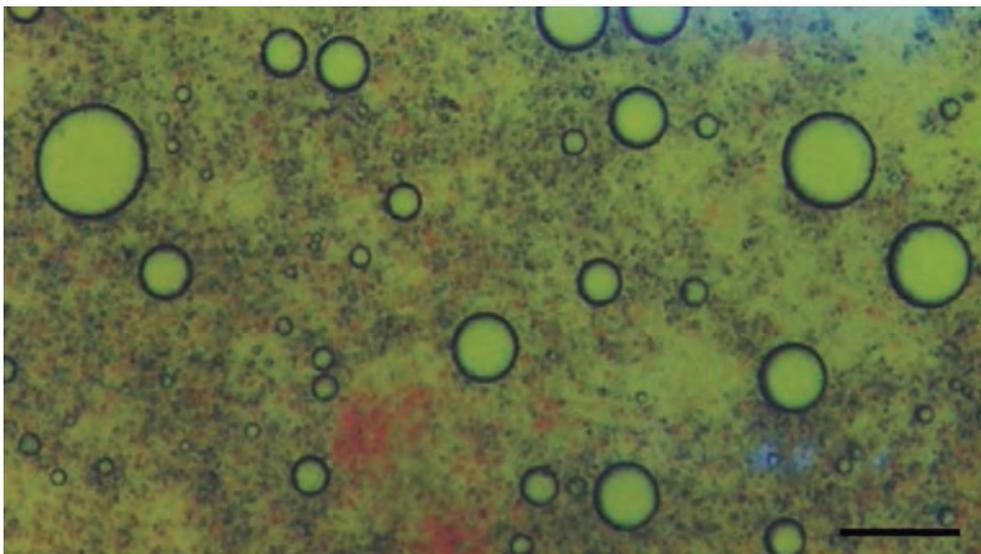


Figura 168.- Tejido hepático con gotas aceitosas, hemorragias y alteración de la arquitectura de los hepatocitos. Barra= 150 μ m

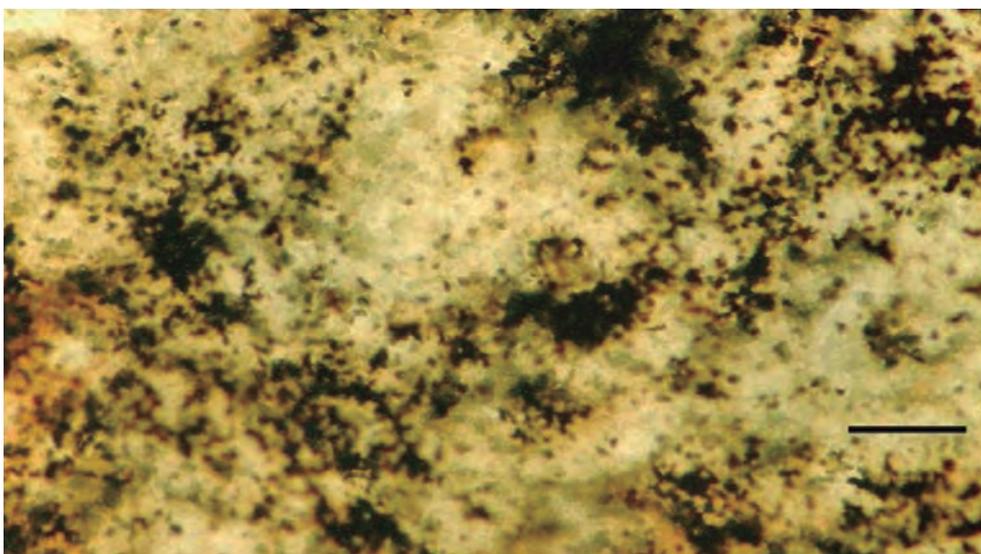


Figura 169.- Bazo con numerosas pigmentaciones. Barra= 150 μ m

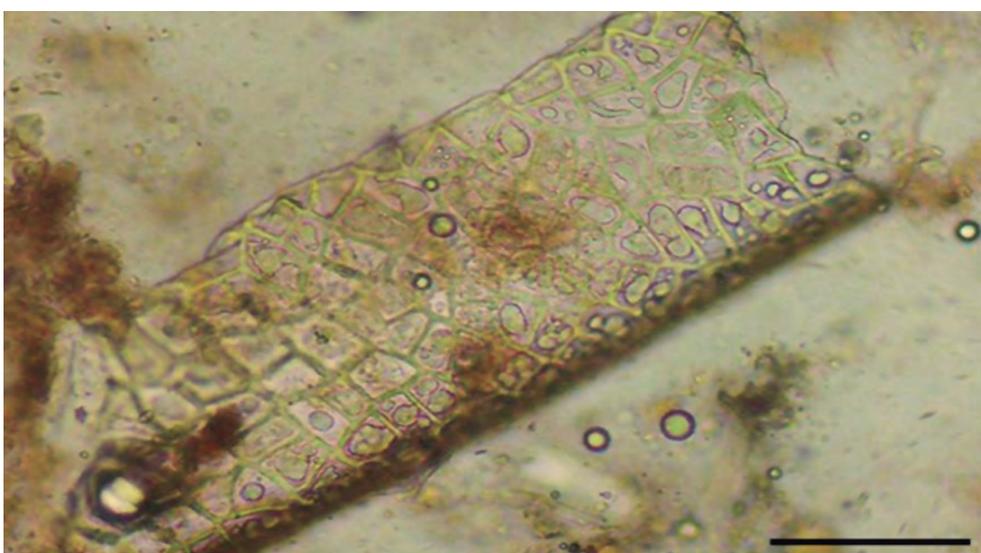


Figura 170.- Restos de tejido vegetal en branquias y presencia de gotas aceitosas. Barra =100 μ m

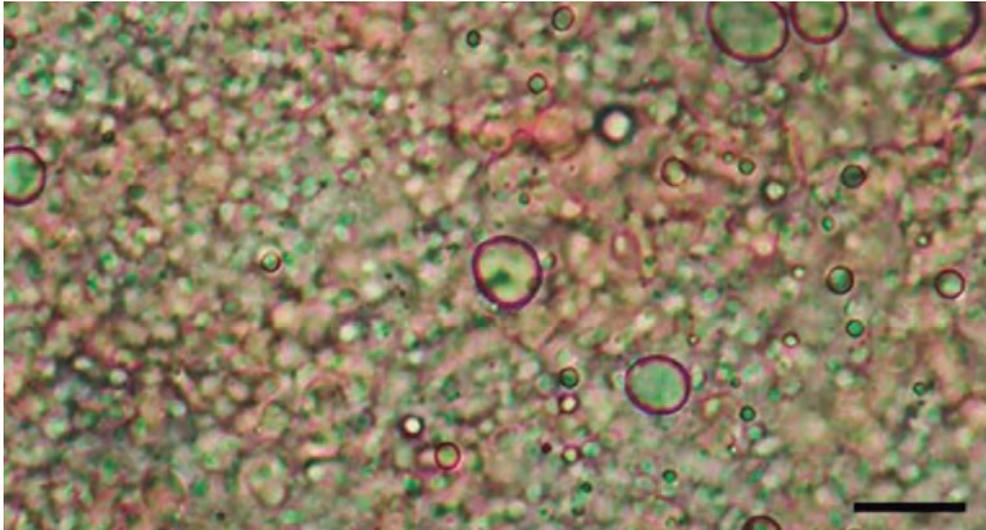


Figura 171.- Impronta del bazo, con presencia de gotas aceitosas y células sanguíneas. Barra= 20 μ m

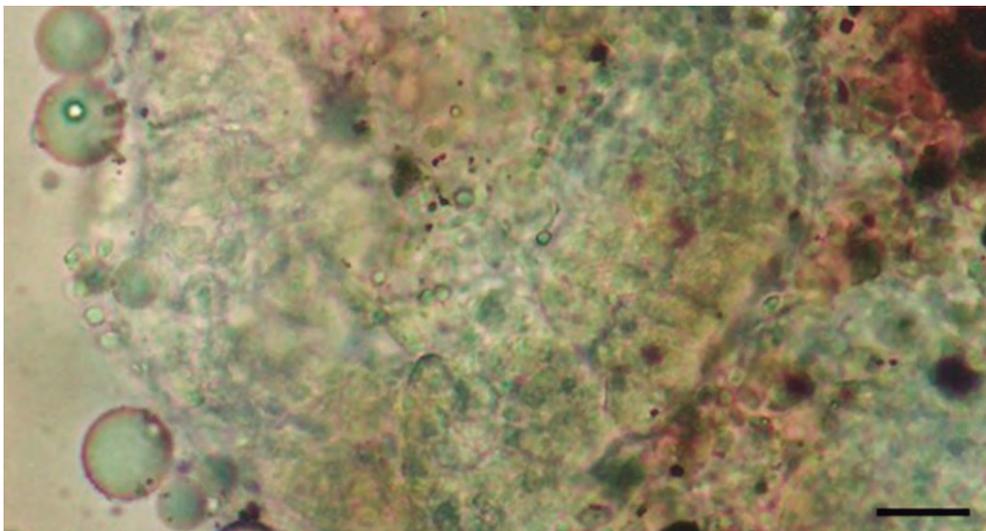


Figura 172.- Impronta del riñón, se observa gotas de aceite, pigmentos y, asas de Henle alterados. Barra= 20 μ m

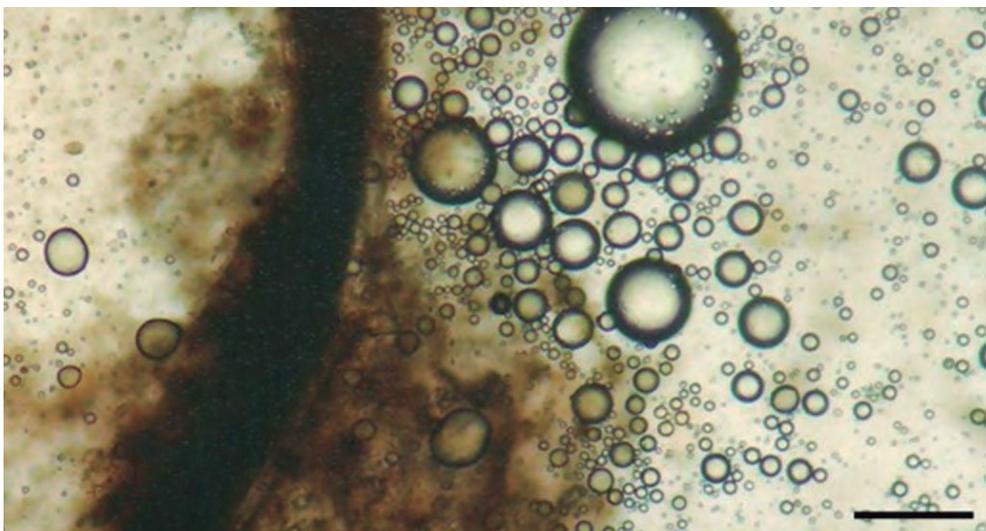


Figura 173.- Impronta del intestino grueso, se observan gotas aceitosas más restos de tejido vegetal. Barra= 150 μ m

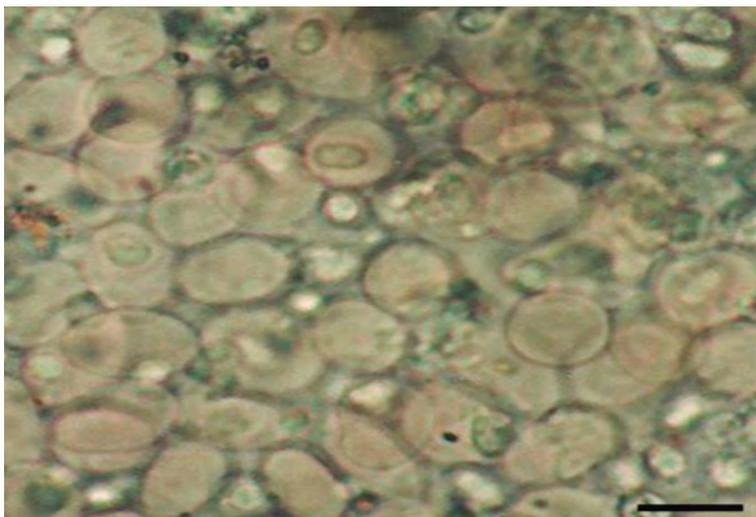


Figura174.- Impronta del riñón, se observan glóbulos rojos nucleados y anucleados. Barra= 10 μ m



Figura 175.- Presencia de "sellos", a manera de úlceras en la piel, causado por *Flavobacterium* sp.



Figura 176.- Órganos internos muy congestionados con una esplenomegalia muy notoria, cuyos síntomas son muy semejantes a la "enfermedad de la boca roja"

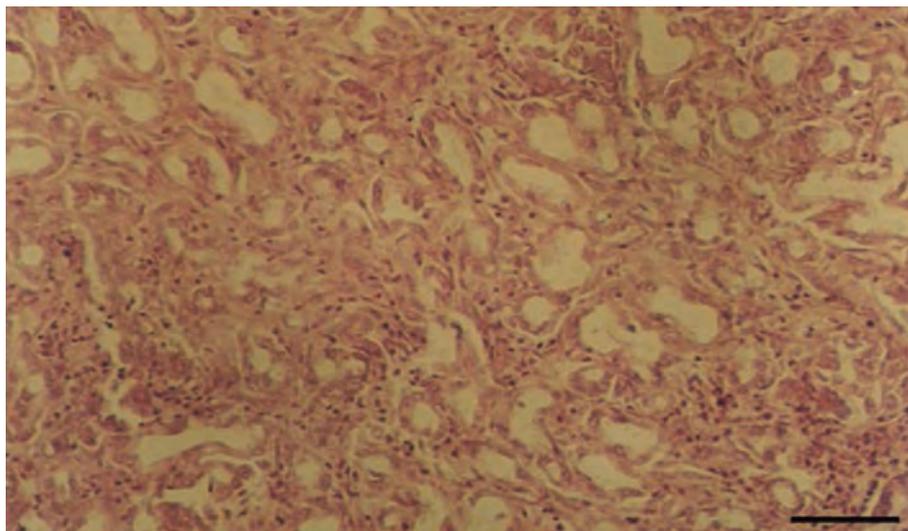


Figura 177.- Corte histológico del tejido hepático, intensamente infectado por hifas de *Ichthyophonus hoferi*, provocando pequeñas "cavernas", en truchas de Ingenio (Huancayo). Barra= 150 μ m

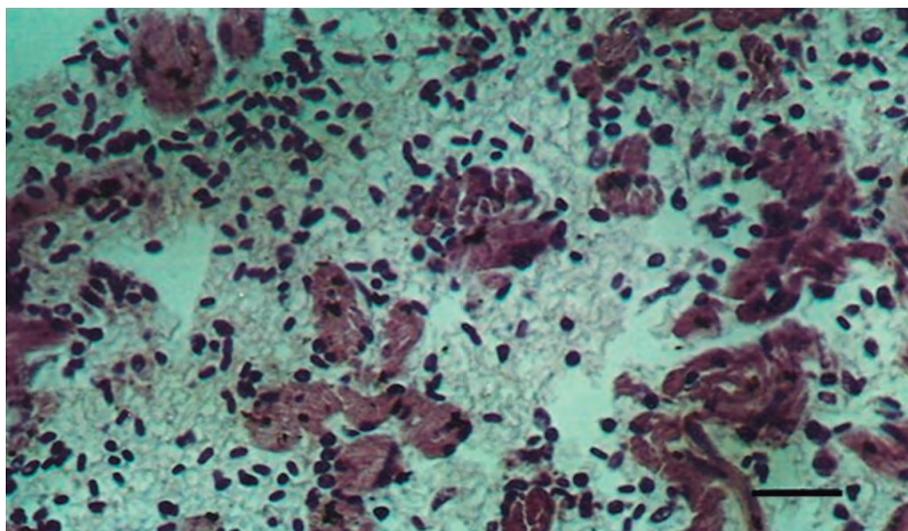


Figura 178.- Corte histológico del tejido hepático, se aprecia una fuerte necrosis y numerosas células sanguíneas. Barra= 20 μ m

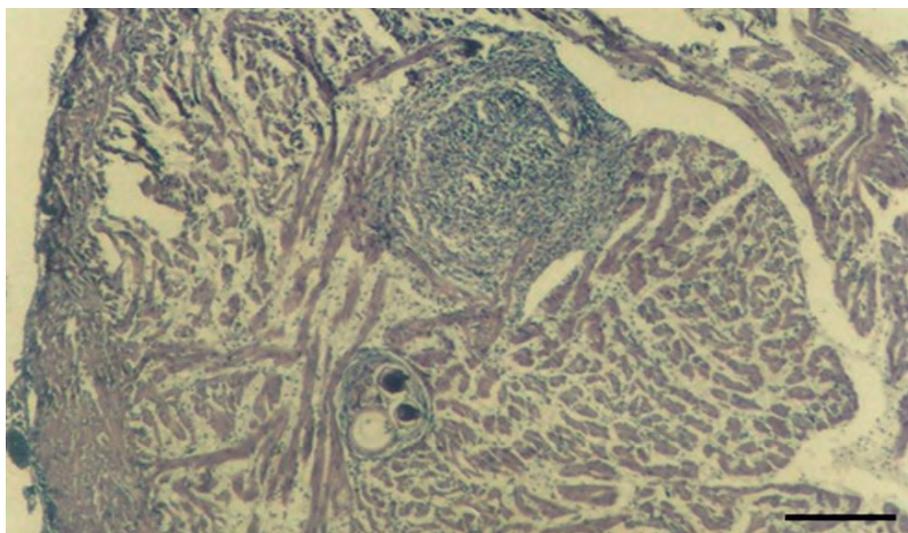


Figura 179.- Microfotografía de un corte de tejido hepático, se observan esporas juveniles de *I. hoferi* y un vaso sanguíneo lleno de células sanguíneas. Barra= 150 μ m

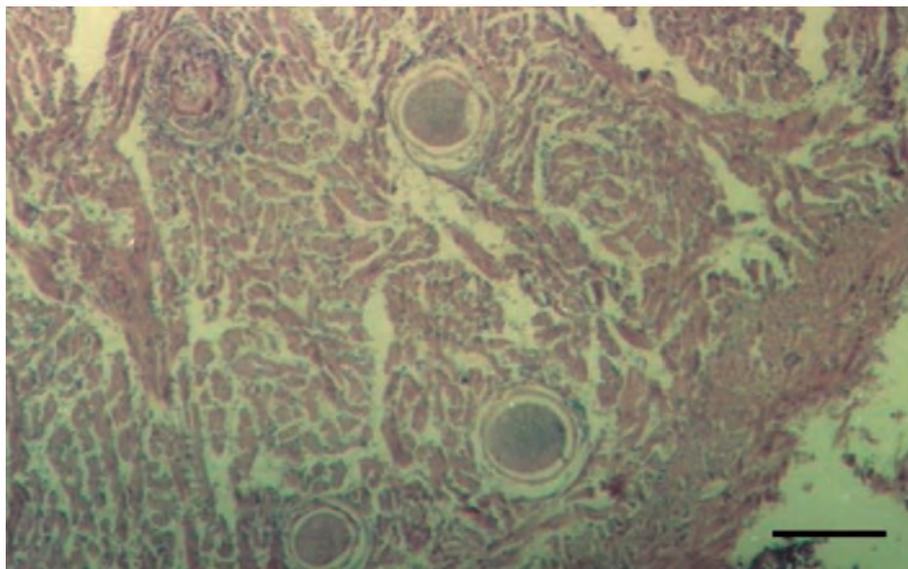


Figura 180.- Microfotografía del tejido hepático, se aprecian varias esporas adultas de *I. hoferi*. Barra= 20 μ m

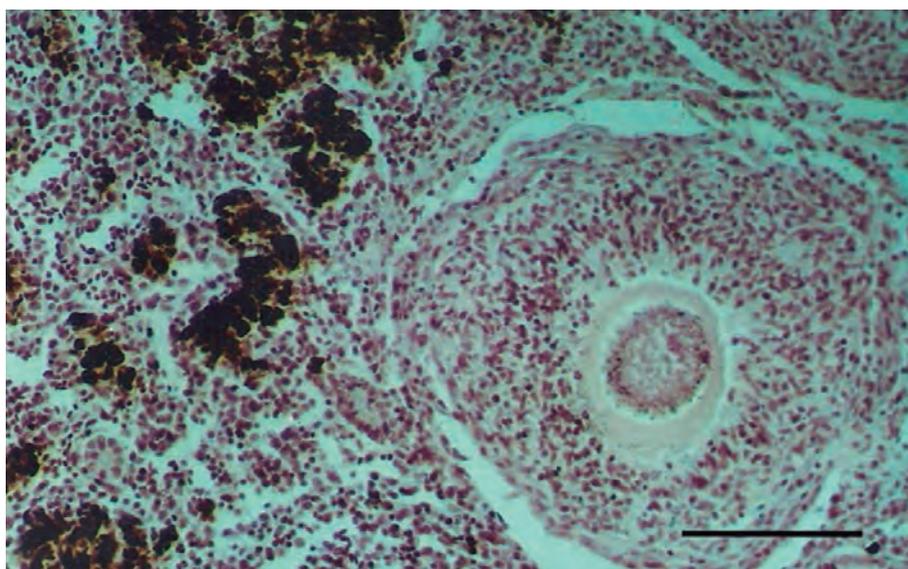


Figura 181.- Microfotografía del tejido hepático con una espora de *I. hoferi* e invadido de células sanguíneas dentro y fuera de la espora, y presencia de CMM. Barra= 20 μ m

3.4 INVERTEBRADOS DE CONSUMO HUMANO DIRECTO Y DE IMPORTANCIA EN LA ACUICULTURA

CALAMAR GIGANTE O POTA



Figura 182.- *Dosidicus gigas* d'Orbigny, 1835

Dosidicus gigas d'Orbigny, 1835; familia Ommastrephidae. Especie conocida como calamar gigante o pota (Fig. 182), es uno de los cefalópodos de mayor tamaño y de los más abundantes en los ambientes pelágico-oceánicos. *Dosidicus gigas* alcanza 120 cm de longitud dorsal de manto (LDM) y 2,5 m de longitud total, presenta madurez sexual entre 50 a 70 cm de LDM y llega a pesar hasta 50 kg. Tiene un periodo de vida entre los 16 y 24 meses cuando los machos alcanzan su madurez sexual y mueren luego de fecundar a las hembras, mientras que las hembras tienen un mayor tiempo de vida debido a que deben depositar los huevos fecundados en lugares aparentes y después también mueren. Esta especie neotónica es migratoria y endémica del Pacífico sureste, distribuyéndose entre los 37 - 40°N y 45 - 47°S y entre los 125 y 140°W, (IANNACONE y ALVARIÑO 2009c).

Es una especie de gran movilidad y distribución; se desplazan desde la superficie hasta los 1,200 m de profundidad, es un predador importante de peces (anchoveta, sardina, jurel, caballa, merluza, anguila, congrio, pez volador, etc.) que en sus diferentes estados constituyen su principal alimento. Son de vida corta y seméparos (desovan 1 vez y mueren), oportunistas que responden rápidamente a los cambios ambientales, lo que determina que sus poblaciones muestren grandes variaciones entre generaciones, lo cual es reflejo de los cambios en los reclutamientos (NIGMATULLIN *et al.* 2001).

Esta especie ha sido muy bien estudiada en relación a presencia de parásitos, y es importante conocer

la biofauna parasitaria sobre todo, lo referente a los nemátodos anisakideos que provocan zoonosis humana.

MATTIUCHI y D'AMELI (2014) consideran que los nemátodos anisakideos son localizados en los mamíferos marinos (cetáceos) como hospederos definitivos, mientras que los crustáceos krill, peces y calamares actúan como hospederos paraténicos o intermediarios durante su ciclo de vida. Además, consideran que existen nueve especies identificadas genéticamente como pertenecientes al género *Anisakis*; entre estos *A. simplex* (*sensu stricto*) y *A. pegreffii* juegan un rol zoonótico en humanos. Los mismos autores consideran que la ingestión de alimentos marinos infestados puede provocar anisakiasis gástrica (GA), anisakiasis intestinal (IA), anisakiasis gastro- alérgica. También fueron reportados *Anisakis* sp. en *D. gigas* procedentes del Océano Pacífico sureste (CÉSPEDES *et al.* 2011). P

IBÁÑEZ *et al.* (2005), reportaron tres céstodos: *Hepatoxylon trichiuri* (Prev. 69,3%), *Tentacularia coryphaenae* (Prev. 5,6%), *Phyllobothrium* sp. (Prev. 83,1%) y un nemátodo *Anisakis simplex* (Prev. 24,2%); además, resaltaron que *D. gigas* podría ser un hospedero potencial para otras especies de parásitos (digéneos y nemátodos).

NIGMATULLIN *et al.* (2005) determinaron nueve especies de helmintos parásitos con una prevalencia total de 75,5%; un tremátodo de la familia Didymozoidae mtc (Prev. 13%); céstodos: *Pelichnibothrium speciosum* (Pre.

75,2%), *Phyllobothrium* sp. (Prev. 1,2%), *Tentacularia coryphaenae* (Prev. 6,6%); nemátodos: *Anisakis simplex* (Prev. 9,2%), *A. physeteris* (24,2%), *Porrocaecum* sp. (Prev. 29,4%), *Contracaecum* sp. (Prev. 0,5%) y *Spinitectus* sp. (Prev. 0,4%).

PARDO-GANDARILLAS *et al.* (2009) describieron y cuantificaron la fauna parasitaria de 124 calamares capturados en aguas oceánicas y costero - central de Chile; el 97% de los calamares presentó al menos un taxón parásito. Así mismo, determinaron que la fauna parasitaria estuvo compuesta por céstodos larvales *Hepatoxylon trichiuri* (Prev. 70,2%), *Tentacularia coryphaenae* (Prev. 5,6%), plerocercos Tetraphyllidea (Prev. 83,1%), *Pelichnibothrium speciosum* y los nemátodos *Anisakis* Tipo I (Prev. 6,5%) y Tipo II (Prev. 17,7%); registraron que también el parásito *H. trichiuri* es un nuevo registro para *D. gigas* en estas latitudes del Pacífico Sur, comprendiendo el límite sur de su rango de distribución.

CÉSPEDES *et al.* (2011), cuantificaron la fauna helmintológica parasitaria del calamar gigante con énfasis en aquellos de importancia zoonótica y sanitaria de 254 individuos frescos y eviscerados capturados en aguas oceánicas del Pacífico Sur y desembarcados en Puerto Lomas, Arequipa (15°26'S a 75°03'W) durante el año 2009, encontrando cinco taxones larvales de helmintos Didimozoida (Prev. 0,39%); dos céstodos *Hepatoxylon trichiuri* (Prev. 0,78%) y *Tentacularia coryphaenae* (Prev. 56,29%), y dos nemátodos *Anisakis simplex* tipo I (Prev. 15,74%), *A. physeteris* tipo II (Prev. 50,00%).

IANNAONE y ALVARIÑO (2009c) estudiaron 42 ejemplares de pota procedentes de Sechura, Paita, Chimbote y Bayóvar, la LDM varió entre 53,5 y 93,0 cm. Registraron cinco helmintos larvales en el manto y fibras musculares: *Tentacularia coryphaenae* (Prev. 90,4%), *Anisakis physeteris* (Prev. 19,1%), *Anisakis simplex* (Prev. 4,7%), *Porrocaecum* sp. (Prev. 2,3%), *Contracaecum* sp. (Prev. 2,3%). Estos autores consideran que las dos especies de *Anisakis* emplean a la pota como hospedero paraténico (transporte ciclogénico) y pueden producir anisakiosis (o anisakiasis), una parasitosis zoonótica humana del tracto digestivo. El término anisakiosis se refiere a la patología producida por *Anisakis simplex*, mientras que el término anisakidosis se refiere a las enfermedades producidas por las diferentes especies de la familia Anisakidae: *A. simplex*, *Pseudoterranova decipiens* y *Contracaecum osculatum*. Los mismos autores consideran al calamar como segundo hospedero intermediario o paraténico, y para *A. physeteris* (*A. simplex* tipo I), los hospederos

definitivos serían especies de ballenas (*Physeter macrocephalus*, *Tursiops truncatus*) o el delfín (*Delphinus delphis*). De las diferentes especies que causan la anisakiosis, la más frecuente en el hombre es *A. simplex* siendo de amplia distribución geográfica (CABRERA y TRILLO 2004).

SIERRALTA y MATEO (2005) visualizaron la presencia de larvas (L₃) de *Anisakis* sp., enquistadas en la cavidad celómica, en la parte final del manto, en la pared del estómago y en las gónadas con una elevada prevalencia (cerca del 100%), en los rangos de talla entre 620 – 660 mm y 720 – 760 mm. En relación a *Tentacularia* sp. presentó mayor prevalencia, IMI e intensidad de infección mayor que para *Anisakis* sp.

GONZALES y MENDO (1998) revisaron 260 ejemplares de pota (130 machos, 130 hembras) capturados frente a la costa peruana entre 03°33'-05°54'S y 81°20'-82°08'W, durante agosto y septiembre de 1993. Detectaron en 192 (73,84%) ejemplares larvas de *Anisakis* sp. y *Tentacularia* sp. La intensidad de infección fue de hasta 18 larvas de *Anisakis* sp. en un macho de 370 mm y de 5 larvas de *Tentacularia* sp. en un macho de 350 mm. Por clase de tamaño, la mayor prevalencia fue en machos (390 mm – 420 mm) y, también mayor IMI por larvas de *Anisakis* sp. Según el sexo, los machos presentaron el mayor porcentaje de infección para ambas larvas. Según el estadio sexual, los machos fueron más parasitados por larvas de *Anisakis* sp. en estadio II y las hembras por larvas de *Tentacularia* sp. en estadio III. Ambos parásitos se localizaron en la cavidad interna del cuerpo, a ambos lados de la glándula nidamentaria, del testículo o interiormente (debajo de la membrana que envuelve a dichos órganos); en dos casos se halló una larva de *Tentacularia* sp. en el vértice dorsal del manto por debajo de la piel y la otra cerca del ojo izquierdo; en ambos se verificó el ingreso hacia el tejido muscular. Las larvas de *Anisakis* sp. de color rosado (Figs. 183, 184), estaban enrolladas en una cápsula membranosa de tejido conjuntivo y se presentó un sola larva por quiste, mientras que las larvas de *Tentacularia* sp. (Fig. 185), no presentaron cápsula y son de color blanquecino, esta especie probablemente corresponde a *T. coryphaenae*.

SEVERINO *et al.* (1994) en 327 ejemplares procedentes de la zona norte del Perú, recolectaron 2.381 larvas de *Anisakis* sp. (larvas estadio III, Prev. 77,06%) y 761 larvas de *Tentacularia* sp. (Prev. 55,35%).

Las larvas de *Anisakis* sp. han sido reportadas en las vísceras de la pota, por lo que no es un riesgo consumir el recurso.

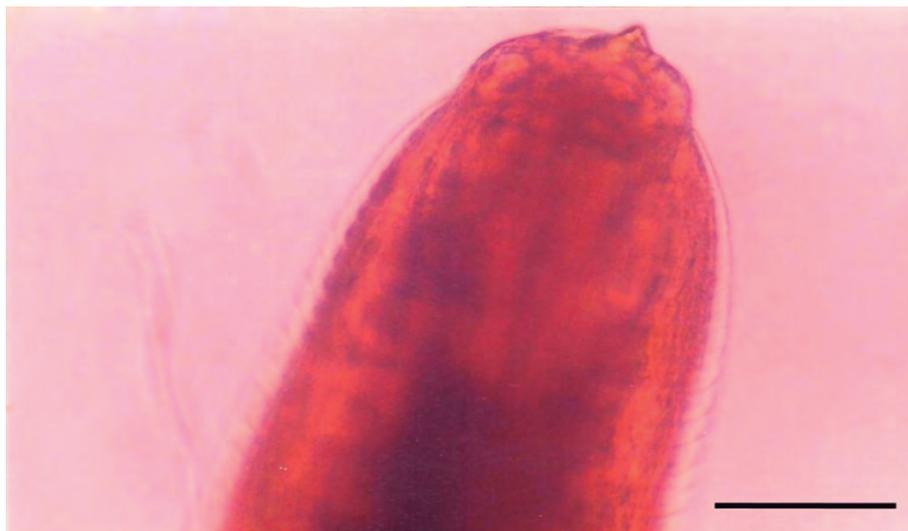


Figura 183.- Microfotografía de la parte anterior de *Anisakis* sp., donde se aprecia el pequeño diente. Barra= 20 μ m



Figura 184.- Microfotografía de la parte posterior de *Anisakis* sp., se aprecian las papilas genitales del macho. Barra= 20 μ m

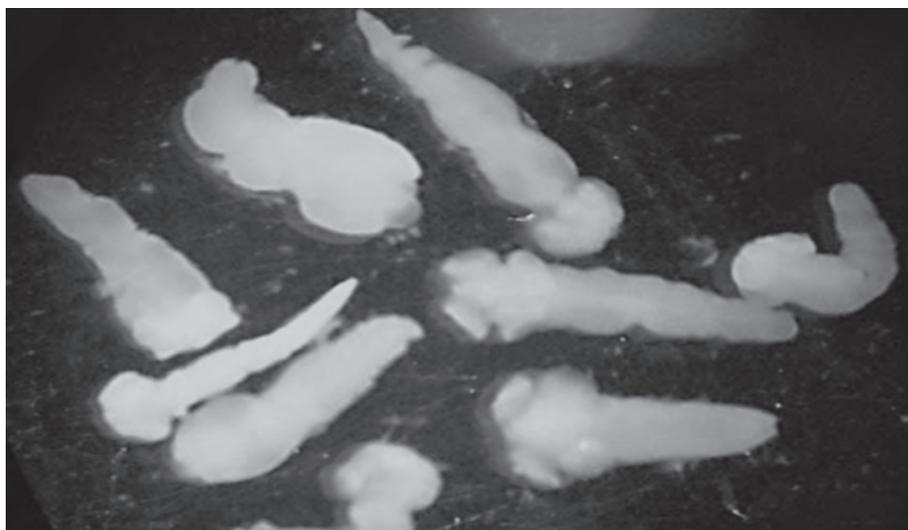


Figura 185.- Larvas plerocercoides de *Tentacularia* sp.

CAMARÓN GIGANTE DE MALASIA



Figura 186.- *Macrobrachium rosenbergii* (de Man, 1879)

Macrobrachium rosenbergii (de Man, 1879); familia Palaemonidae. Especie conocida como camarón gigante de Malasia (Fig. 186), los individuos del género *Macrobrachium* están clasificados en el orden Decapoda, clase Crustacea y comprenden un grupo de más de cien especies (ARANA-FLORES *et al.* 2013), las que están distribuidas por todas las zonas tropicales y subtropicales del mundo (MAGUIÑA, 2007). El camarón gigante de agua dulce *Macrobrachium rosenbergii* es originario de los ríos de Malasia, sur de Asia, norte de Oceanía y de las islas del oeste del Pacífico y es la especie en la que se sustenta casi todo el comercio mundial de camarones de agua dulce, con una producción global para el año 2010 de 225.830 toneladas, en un 95% derivado de cultivos (MORENO *et al.* 2012).

En la naturaleza, los adultos de *Macrobrachium rosenbergii*, permanecen en agua dulce, migrando hacia las aguas estuarinas con características salobres, para su reproducción. Al nacer las larvas, ellas dependen exclusivamente de este ambiente (salobre) durante sus primeros 40 días de vida. En ese período pasan a través de diferentes fases, hasta completar esta parte del ciclo y alcanzar el estadio de post-larva (PL). Las post-larvas son adultos en miniatura que completan su ciclo de vida en agua dulce (WICKY 1998).

Tiene hábitos omnívoros, en cultivo se adaptan muy bien a dietas artificiales balanceadas en forma de ración diaria, las que deben cumplir con los requisitos básicos nutricionales de la especie (MORENO *et al.* 2012).

Los parásitos que con mayor frecuencia se encuentran son protozoarios y pueden actuar también como patógenos o ser simples ectocomensales de las especies en cultivo, siendo estos últimos muy perjudiciales ya que pueden ocasionar mortandades muy severas sobre todo a nivel de larvas o post larvas.

Entre los protozoos que actúan como ectocomensales tenemos: *Epistylis* sp., *Lagenophrys* sp., *Thelohania* sp., *Pleistophora* sp., *Carchesium* sp. y *Zoothamnium* sp.

En una evaluación a una hatchery privada de camarón de Malasia en 1992, el autor determinó; como posible causante de las mortandades de larvas y post larvas del camarón en cultivo, al protozoo ectocomensal o epibionte *Zoothamnium* sp. Este parásito vive en colonias, conformando los trofontes que contienen más de 45 individuos, y que pueden presentarse más de 2 o hasta 10 colonias. La célula individual (*Zoothamnium* sp.), recibe el nombre de zooide y mide aproximadamente 43 x 25 µm; se caracteriza por presentar mionemas en el interior del tallo que le permiten contraerse y que se diferencia del *Epistylis* sp. por carecer de mionemas y, por tanto, no se contraen; aunque algunos investigadores los consideran sinónimos. Se localizan principalmente en las branquias, así como también en los periópodos, exoesqueleto y en la base de los ojos. Puede limitar el intercambio gaseoso por fijarse en la superficie de las branquias causando mortandad por asfixia y se incrementa durante la muda o ecdisis, por ser más susceptibles las post larvas; además generan dificultad al hospedero en la locomoción, en el alimento, muda y en la respiración.

El autor considera que las causas que originaron la presencia del parásito y produjeron la enfermedad se atribuyeron al incremento en la turbidez del agua, disminución en el nivel de oxígeno y de salinidad cuando es menor de 20‰. Las larvas y post larvas presentaron un bloqueo a nivel de los filamentos branquiales por la presencia de colonias (3 a 5 por hospedero), de *Zoothamnium* sp. Este ciliado se caracteriza por presentar forma de "botella invertida" cuando están vivas, mientras que al preservarse en formol, adquieren forma redondeada, las colonias presentan un "muñón" en la base que le permite fijarse en los filamentos branquiales; los zooides que constituyen las colonias se dividen dicotómicamente. Se recomendó seguir un tratamiento con baños de formol 25 ppm por 24 horas o 150 ppm por 1 hora y elevar el nivel de oxígeno, obteniéndose buenos resultados y disminuyendo la mortalidad.

CONCHA DE ABANICO



Figura 187.- *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819)

Argopecten purpuratus (Lamarck, 1819); familia Pectinidae. Especie conocida como concha de abanico (Fig. 187), es un molusco bivalvo filtrador, cuya distribución es desde Paita, Perú (5°S, 81°W) hasta Valparaíso, Chile (33°S, 71°W) (MENDO 2009). Viven en bahías someras entre los 5 y 40 m de profundidad, en el Perú existen áreas tradicionales donde se forman bancos naturales y cuyo asentamiento larval y, por lo tanto, el reclutamiento de este bivalvo varía de acuerdo a las condiciones ambientales. Destacan por su alta productividad los bancos de Bahía Independencia (Ica), Bahía Sechura (Piura) y la isla Lobos de Tierra. Debido a la demanda que tiene a nivel internacional, su cultivo se ha extendido en casi toda la costa peruana, y es llevado a cabo por empresarios privados y pescadores artesanales (MENDO *et al.* Edit. 2009).

MATEO *et al.* (1985) en ejemplares de Laguna Grande, Bahía Independencia, Pisco, describieron los sacos germinales y cercarias de un digeneo de la superfamilia Hemiuroidea en las gónadas que producen la castración de este órgano.

GONZALES (2000) revisó 302 ejemplares de concha de abanico, procedentes de varias zonas de Pisco y Pucusana (Tabla 1). Determinó mayor prevalencia parasitaria (44,44%) para muestras de Laguna Grande e identificó 4 diferentes tipos de parásitos:

1. Numerosos esporoquistes (sacos germinales) de la familia Hemiuridae, en los filamentos branquiales (Fig. 188), también observó

numerosos puntos de color anaranjado (larvas vivas), marrón grisáceo y negro (larvas totalmente destruidas), tanto en las gónadas como en el músculo abductor o "talo" (Fig. 189). Al microscopio se verificó que el recurso respondió positivamente en base a sus anticuerpos. Los esporoquistes se caracterizaron por su forma alargada (Fig. 190), medían entre 500 a 800 μm , son de color blanco amarillento y en su interior se encontraron otros estadios larvarios (redias, esporoquistes hijos y cercarias) (Figs. 191, 192, 193). Los puntos negros observados en gónadas y en el músculo abductor (talo), son conocidos como "arenillas parasitarias" y son rechazados para el consumo humano.

2. Una especie de poliqueto, que se caracteriza por parasitar las valvas y generar "pequeñas cavernas" blanquecinas en cuyo interior se localizan varios individuos; el molusco se afecta por la reducción de las gónadas (Fig. 194). También presentaron valvas con grietas perforadas por poliquetos (Fig. 195 A, B), generando el "efecto galleta", lo que facilita que las valvas se rompan.
3. Un quiste de microsporidio (Fig. 196) hallado en los bordes del manto; el quiste midió 900 μm de diámetro, presentó color gris con una zona central más oscura de 450 μm . En el interior del quiste se registraron numerosas esporas en forma de pera, que no se pudieron identificar.

4. Un quiste hallado en las gónadas, en cuyo interior se detectaron dos larvas de céstodos en pleno movimiento (vivas) que pertenecen a *Echeneibothrium* sp. (Fig. 197), tal como fue descrito por SPARKS y CHEW (1966), quienes reportaron *Echeneibothrium* sp. en la almeja *Venerupis staminea*; también se determinó presencia de larvas de este parásito en el interior de las gónadas del bivalvo *Argopecten gibbus* que provocó cambios morfológicos en la pared del tejido intestinal alrededor del quiste (Singhas et al. 1993, citado por CÁCERES-MARTÍNEZ 2002).

Con la finalidad de poder conocer si estas larvas (esporoquistes de digeneo) podrían generar una

zoonosis humana, se adquirieron cuatro “cabrillas” que fueron mantenidas en una pequeña poza, a las que se le dieron como alimento las conchas de abanico sin valvas y con los parásitos. Después de 15 días, las “cabrillas” fueron examinadas externa e internamente y se pudo observar que en el interior del intestino, estos esporoquistes se encontraban totalmente destruidos, y no se encontró rastro de estas larvas en los músculos.

El resultado de estas observaciones, permitió deducir que no sería peligroso para la salud humana; sin embargo, queda el interés por intensificar el estudio sobre el ciclo biológico de esos parásitos.

Tabla 1.- Prevalencia (Prev. %) e Intensidad Media de Infección (IMI) por larvas de digeneos en filamentos branquiales y gónadas, según localidades.

Localidades	Diámetro (mm)	Órganos	Muestra	(+)	Prev. (%)	IMI
Laguna Grande	70-100	Filam.branq	54	24	44,44	0,44
La Tunga	30-60	Filam. branq	56	0	0	0
Mercado	60-75	Filam. branq	48	0	0	
AESA	20-35	Talo	18	5	27,78	0,20
Pucusana	22-95	Filam. branq.	126	1	0,79	0,01
Total			302	30	9,93	0,10



Figura 188.- Filamentos branquiales con esporoquistes de digeneos. Barra = 3 cm

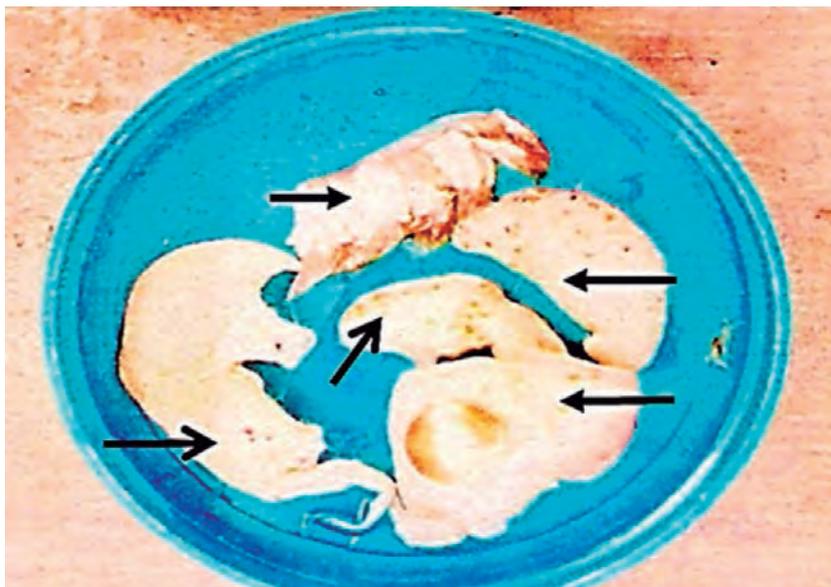


Figura 189.- Esporoquistes, puntos marrones en las gónadas y el talo



Figura 190.- Esporoquiste extraído de los filamentos branquiales

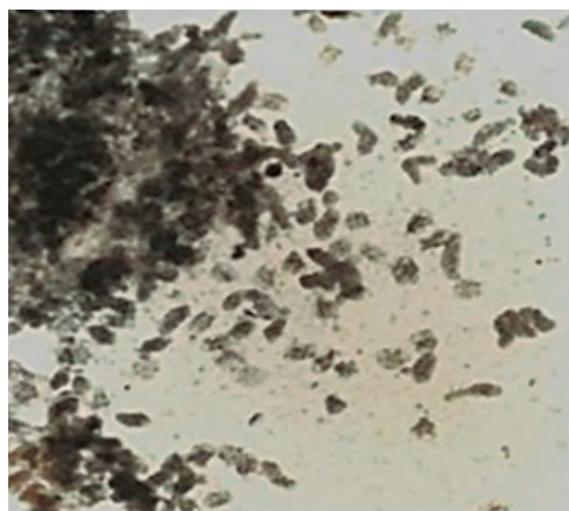


Figura 191.- Esporoquistes hijos, redias y cercarias



Figura 192.- Cercaria joven

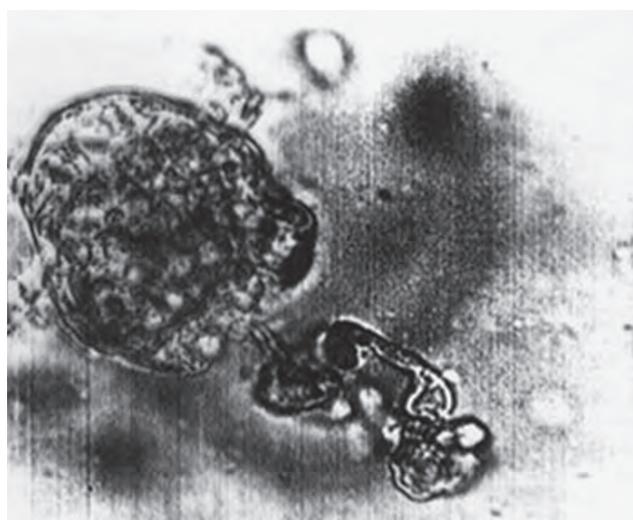


Figura 193.- Cercaria adulta



Figura 194.- Poliquetos construyendo sus propias cavernas en valvas de concha de abanico



Figura 195.- Valvas perforadas de concha de abanico (A), poliquetos perforadores (B) de valvas de concha de abanico

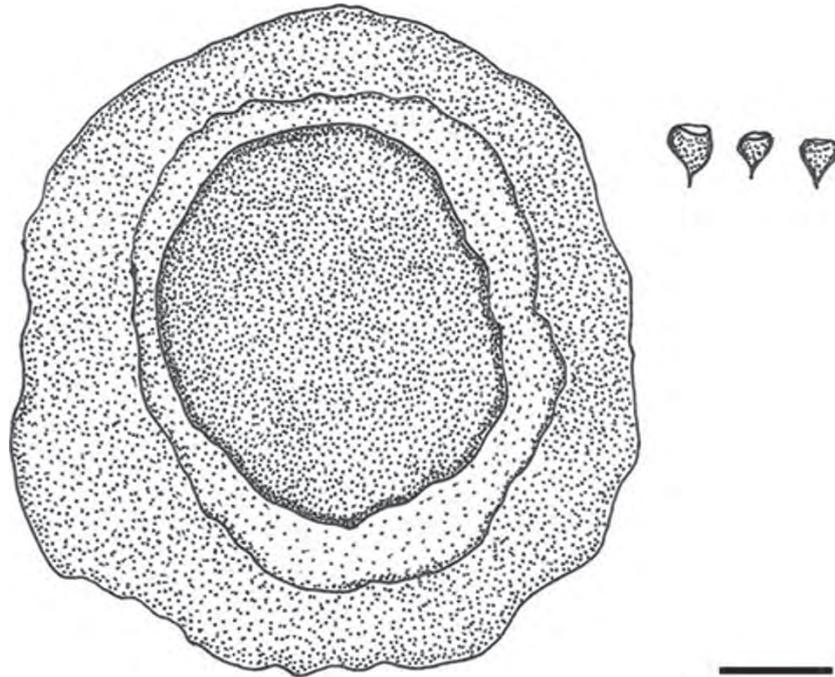


Figura 196.- Quiste de microsporidio hallado en el manto. Barra= 150 μ m

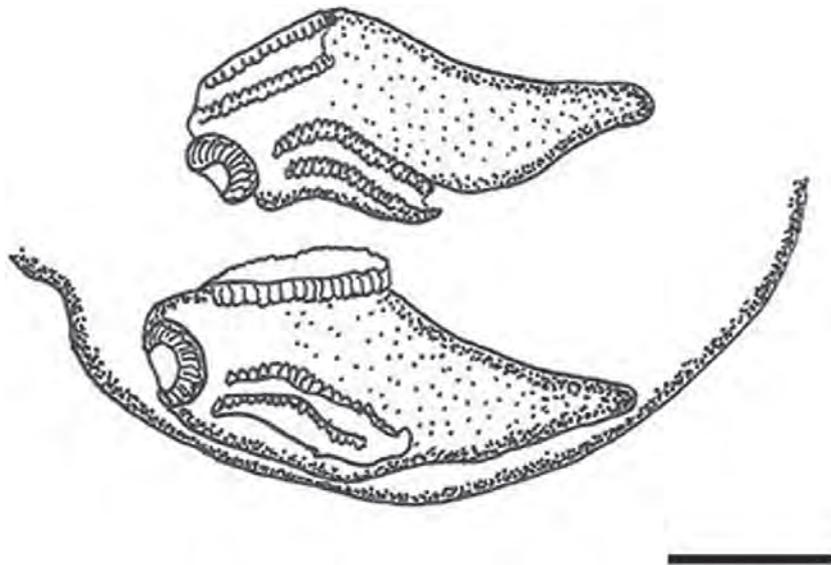


Figura 197.- Quiste de *Echeneibothrium* sp. hallado en gónadas.
Barra= 150 μ m

LANGOSTINO



Figura 198.- *Penaeus vannamei* Boone, 1931

Penaeus vannamei Boone, 1931; familia Penaeidae. Especie conocida como langostino (Fig. 198), son bentónicos de hábitos detritívoros y pasan su vida adulta en el mar, las hembras migran y desovan en determinadas áreas en el mar, los estadios larvales son planctónicos y desplazados por las corrientes marinas y las postlarvas migran hacia aguas interiores como zonas estuarinas y canales de marea (esteros), en donde viven hasta los últimos estadios juveniles en que retornan a aguas oceánicas (MÉNDEZ 1981). El mismo autor describe que en esta especie existe dimorfismo sexual, en los ejemplares machos se aprecia una estructura denominada petasma ubicada en el primer par de pleópodos que le sirven para transferir los espermatóforos al receptáculo seminal de la hembra o télico, estas estructuras tienen carácter taxonómico al permitir la identificación de las especies.

Su distribución comprende desde el Golfo de California hasta Paita e inclusive el Callao (en el caso de *Penaeus californiensis*). En el norte del Perú, los langostinos de color blanco y azul son capturados generalmente en aguas someras de 1 a 30 m de profundidad; mientras que los langostinos de color café y rojo se presentan en mayor abundancia en aguas más profundas de 30 a 50 m (MÉNDEZ 1981).

Uno de los aspectos de mayor relevancia en el cultivo de esta especie está relacionado al cuidado de la salud de los langostinos. Con el creciente desarrollo de la acuicultura y del langostino, la importación de semilla y el deterioro ambiental de los ecosistemas acuáticos costeros facilita el establecimiento de diversos agentes

patógenos tales como virus, bacterias, hongos, protozoos y algunos metazoos, afectando de manera significativa la producción (VALLEJO y NEWMARK 1999).

RUBIO *et al.* (2012) consideran que los patógenos bacterianos generalmente se encuentran en el ambiente marino de forma natural, comportándose como oportunistas y, cuando el langostino se encuentra estresado o debilitado puede ser atacado por esos microorganismos y provocar una enfermedad relacionada con infecciones bacterianas o fúngicas en la cutícula, apéndices o branquias; también resaltaron la enfermedad de la mancha del caparazón caracterizado por presentar un color café a negro.

Entre las enfermedades de origen viral (se conocen 20 agentes virales) de las cuales se sabe que solo cuatro tienen impacto en América. Entre ellas se encuentran: 1) el Síndrome del Taura (TSV) provocado por el virus con el mismo nombre, afecta a postlarvas y juveniles causando infecciones severas y altas mortalidades; 2) el Virus de la Necrosis Infecciosa Hipodermal y Hematopoyética (IHHNV) vinculado al síndrome de la deformidad y enanismo debido a que produce reducción de la tasa de crecimiento y diferentes afecciones de deformidad del rostrum, antenas, áreas torácicas y abdominales; 3) el *Baculovirus penaei* (BP) rara vez produce altas tasas de mortalidad pero sí reducción de talla y aumento de adherencia de organismos epicomensales y 4) el Virus del Síndrome de la Mancha Blanca (WSSV) que produce letargia, reducción en el consumo de alimento, manchas blancas en la cutícula (cefalotórax) y mortalidades masivas (MEDINA 2006).

El WSSV (white spot syndrome virus) es uno de los patógenos más devastadores para el cultivo del langostino provocando graves mortandades y serias pérdidas económicas (BUSTILLO-RUIZ *et al.* 2009). La enfermedad puede presentar una fase aguda (causa mortalidad total entre 3 y 7 días) y la fase crónica (langostinos moribundos y con puntos blancos) que aparecen en cada muda (ecdisis) y se incrementan rápidamente las mortalidades cuando aumenta el estrés.

Los factores que afectan la aparición de brotes epidémicos son: a) el clima, b) la calidad de agua; se sabe que algunos parámetros de calidad de agua parecen estar relacionados con el riesgo de un brote ya que algunos reportes indican que la sola renovación del agua puede agravar las pérdidas y c) la fuente de post larvas que son más sensibles y representan el mayor riesgo de contraer el virus de la mancha blanca.

Entre las acciones inmediatas que se deben tomar en cuenta para combatir los brotes de la enfermedad son: la incineración de las poblaciones del estanque con ejemplares de tallas no comerciales, cosechar rápidamente las de talla comercial o aplicar formalina (20-40 ppm) para disminuir la mortalidad por algunos días hasta que sea posible cosechar, siempre y cuando se haya eliminado totalmente la formalina de su organismo.

En el Perú, se presentó esta enfermedad a fines de la década de 1990 y ocasionó grandes pérdidas económicas. Para la solución del problema se generó un préstamo económico en el que participaron el Ministerio de Pesquería (apoyo económico), el FONDEPES (entregando el préstamo como intermediario de Pesquería) y el IMARPE (desarrollando la investigación junto con los langostineros). Al término de la investigación se recomendó el uso de geomembranas en estanques, mayor y mejor aireación en el sistema de cultivo, entre otros.

OLIVAS *et al.* (2010) realizaron un estudio de epibiontes y agentes patógenos en siete granjas del estado de Baja California, México. Dichos autores encontraron protozoos coloniales peritricos *Zoothamnium* sp., bacterias filamentosas *Leucothrix* sp., cuerpos de inclusión Cowdry tipo "A" relacionados con el Virus de la Necrosis Hematopoyética Hipodérmica Infecciosa (IHHNV), algas euglenoides, rotíferos, diatomeas, protozoos peritricos *Epistylis* sp. Además, el análisis histopatológico reveló melanosis, necrosis e infiltración hemocítica de las branquias, asociado con los epibiontes y condiciones ambientales de cultivo.

Todos los estadios de vida de esta especie son susceptibles a enfermedades causadas por hongos, siendo *Fusarium solani* la especie más común. *F. solani* es un patógeno oportunista y como tal se establece con mayor facilidad en camarones que se encuentran ya debilitados por otra(s) enfermedad(es). Una vez iniciada la infección, las heridas causadas en el camarón facilitan el ataque de otros patógenos oportunistas, tales como *Vibrio* spp. (PANTOJA y LIGHTNER 2008).

En Perú, GUEVARA y ALFARO (2012) analizaron 451 postlarvas (desde 2009 hasta 2010) importadas de Ecuador utilizando la técnica del PCR. En el 2009 se encontraron cuatro patógenos infecciosos en las postlarvas analizadas, siendo más frecuente el IHHNV (9,60%). En el 2010 la frecuencia de aparición de postlarvas infectadas con IHHNV fue mayor (16,79%). Tanto en el 2009 como en el 2010 se encontraron postlarvas positivas a la bacteria de la necrosis del hepatopáncreas (NHPB), al BP y al TSV.

ALFARO *et al.* (2010) examinaron ejemplares de *L. vannamei* para determinar la prevalencia y distribución de agentes patógenos, detectando presencia del *Baculovirus penaei* (BP) (Prev. 2,66%) y la bacteria de la necrosis del hepatopáncreas (NHPB) (Prev. 0,77%). Dichos autores resaltan que la presencia constante de diversos patógenos virales y bacterianos en diferentes especies de penaeidos y su amplia distribución a lo largo del litoral tumbesino, constituyen un riesgo potencial para el desarrollo de la acuicultura en la región y pueden afectar las poblaciones naturales de langostinos.

Los camarones penaeidos cultivados en sistemas de producción semiintensivos, intensivos o sobreintensivos, con altas densidades de siembra en los estanques o aguas de baja calidad, frecuentemente desarrollan formas de enfermedad causadas por microorganismos que se adhieren a las branquias o a la superficie del animal. La mayoría de éstos viven en estado libre en el agua y no son patógenos verdaderos. Debido a que utilizan al camarón como un substrato para adherirse, son llamados organismos epicomensales o epibiontes. En la mayor parte de los casos, estos organismos no causan daños directos al camarón, aunque sí producen problemas indirectamente al adherirse a las branquias (compitiendo por el oxígeno disuelto) o a las superficies cuticulares de apéndices y otras partes del cuerpo (CUÉLLAR-ANJEL 2008).

En una visita a una de las langostineras en 1992 en Tumbes, el autor analizó 20 ejemplares, determinando la presencia de myxosporidios ciliados a nivel de

los filamentos branquiales que correspondieron a protozoos ectocomensales *Zoothamnium* sp. (Fig. 199) y *Epistylis* sp. El ciliado *Zoothamnium* sp. se caracterizó por presentar colonias de esporas que se dividían dicotómicamente y fácilmente se podían contraer y estirar debido a la presencia de mionemas en su interior, la forma redondeada que

presentaron se debió a la reacción frente al formol al 5% (Fig. 200). En ejemplares flácidos y en aquellos que estuvieron aparentemente sanos, el autor determinó presencia de gregarinas en el intestino. Los langostinos aparentemente sanos también presentaban los myxosporidios y gregarinas pero su intensidad de infección fue muy baja.

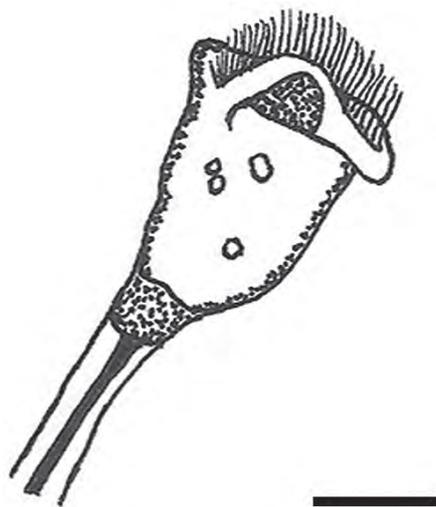


Figura 199.- *Zoothamnium* sp. hallado en los filamentos branquiales. Barra= 10 μ m

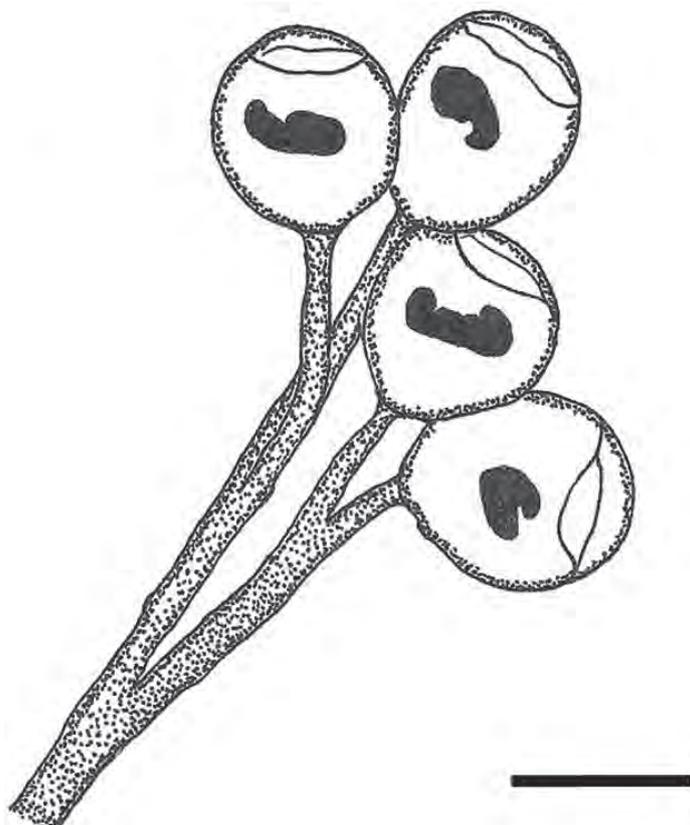


Figura 200.- Colonia de 4 especímenes de *Zoothamnium* sp. Barra= 20 μ m

3.5 PECES ORNAMENTALES

La Acuariofilia es la cría o cultivo de peces ornamentales bajo condiciones controladas. Las carpas doradas, como parte de la acuariofilia, fueron introducidas al Perú sin tener conocimiento previo de su carga parasitaria, como también ha sucedido con otras especies foráneas. La Amazonía cuenta con una gran variedad de especies ornamentales, sin embargo poco a casi nada se hace por tenerlas en una pecera o acuario. En el presente estudio se investigó al Golfish, con la finalidad de conocer a los parásitos que se encuentran en este hospedero y determinar el grado de infección que producen a nivel de los tejidos.

GOLDFISH

Carassius auratus (Linnaeus, 1758); familia Cyprinidae. Especie conocida como goldfish, pez dorado o carpa dorada (Fig. 201), es ovípara, de agua dulce, actualmente es uno de los peces más comunes que se cultivan en acuarios (OMIDZAHIR *et al.* 2012). Existen variedades y subvariedades de la especie, algunas de las cuales son de coloración gris o plata y otras pueden tornarse de un color rojo, naranja o amarillo.

Originariamente asiática (Asia central, China y Japón), ha sido introducida en muchos países. Habita en aguas someras de lagunas, charcas, estanques y ríos de corriente lenta, con abundante vegetación y fondos cenagosos. Soporta bien la contaminación del agua, la escasez del oxígeno, las temperaturas elevadas y los rigores del frío invernal. En este último caso, disminuye notablemente su actividad enterrándose

en el barro en espera de condiciones más favorables. Es una especie omnívora, se alimenta de detritus, algas, fanerógamas y, en menor medida, de macro invertebrados acuáticos.

La producción de peces ornamentales es un segmento importante de la industria de animales recreativos y cuando sufren de una enfermedad son inmediatamente tratados y muchas veces se desconoce el verdadero agente causal de la enfermedad. Esto ocurre no solamente en la pesca ornamental, sino también en la pesca nativa y en la transferencia de peces nacionales e internacionales que son las principales causas de la diseminación de parásitos. Entre los diversos factores que se consideran favorables al parásito tenemos cambios ambientales, mala calidad del agua, alta descomposición de la materia orgánica, elevada densidad de la población, estrés en el manejo, transporte inadecuado y una baja condición nutricional (GONZALES 2012). Estas condiciones favorecen el desarrollo de patógenos causantes de enfermedades y que están asociadas al estrés; entre los parásitos se incluyen a especies de los géneros *Argulus* spp., *Gyrodactylus* spp., *Tricodina* spp. e *Ichthyophthirus* spp. (VÁZQUEZ *et al.* 2005).

OMIDZAHIR *et al.* (2012) mencionan entre los parásitos más relevantes en ciprínidos a *Gyrodactylus* sp., ectoparásito monogeneo que vive en la piel y las aletas causando altas tasas de mortalidad. Los ganchos y anclas funcionan como un órgano de fijación y causan lesiones en la piel que dan lugar a infecciones secundarias y pérdida e incapacidad en la osmorregulación.

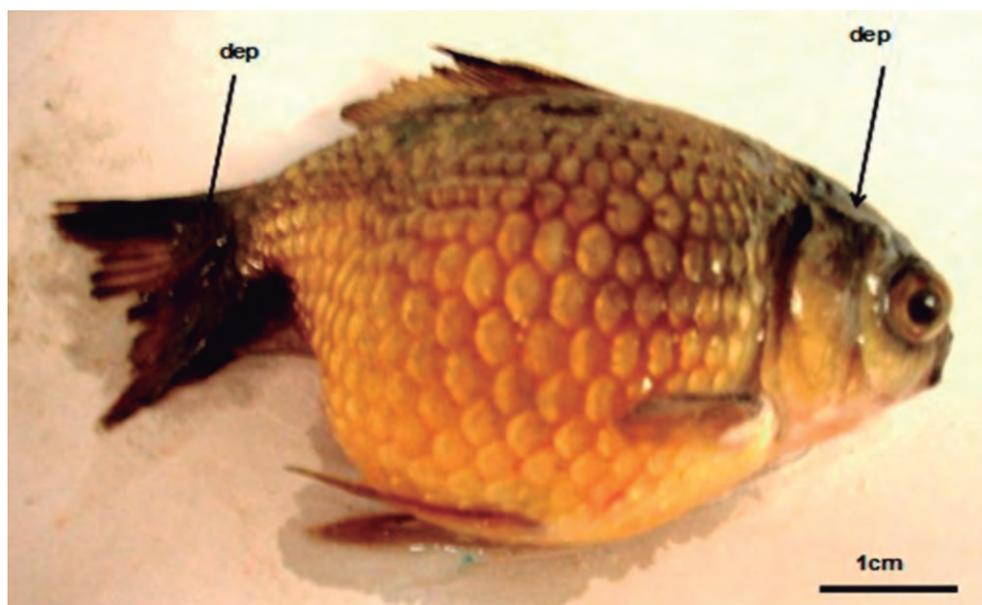


Figura 201.- *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758)

FEIST y LONGSHAW (2006) resumieron una lista de los ciclos de vida de los mixozoos conocidos en *Carassius auratus* como hospedero de *Zschokkella nova* y *Zschokkella* sp. y en *Cyprinus carpio* de *Thellohanellus hovorkai* y *Thellohanellus nikolskii*.

NEGRETE *et al.* (2004) analizaron individuos que manifestaron signos y lesiones de infección procedentes de 14 piscigranjas de diferentes localidades de Morelos, México. Aislaron e identificaron 70 cepas bacterianas del riñón de *Carassius auratus*, entre las que se encontraron *Aeromonas hydrophila*, *Vibrio fluvialis* y *V. furnissi*, dichas especies han sido descritas como causantes de diarrea en humanos y como patógeno muy agresivo en cultivo de *Cyprinus carpio*.

La "enfermedad del punto blanco", del "efecto papel lija" o de la "opacidad de la piel", es una de las enfermedades más comunes en peces ornamentales criados en acuarios y es ocasionado por el protozoo ciliado *Ichthyophthirius multifiliis* ("ich"), parásito unicelular que puede localizarse muchas veces en peces sanos ornamentales o no, debido a que conviven en equilibrio hasta que algún factor externo rompe ese equilibrio reactivando el ciclo vital del ciliado. Es conocido como parásito oportunista o ectocomensal del tegumento y branquias (EIRAS 1993) e inclusive puede permanecer enquistado en la piel o branquias alimentándose de las células epiteliales y sanguíneas extraídas de los capilares superficiales, provocando en el hospedero la formación de un recubrimiento de la mucosa epitelial que lo aísla (LEIBOVITZ 1980).

VAN DUIJN (1973) considera que este parásito está ampliamente distribuido en Europa, Norteamérica, en países tropicales y, consecuentemente puede soportar altas temperaturas; además se encuentra en aguas salobre y marina. Ha sido encontrado en el pez coral, pez globo (*Tetrodon fluviatilis*) y en la caballa procedente de los mares Adriático y Mediterráneo.

En infecciones marcadas o extremas esta enfermedad puede estar acompañada de letargia, desprendimiento de la epidermis, frote continuo en los bordes o en el fondo del estanque, raceway o acuario y, difícilmente obtienen el oxígeno si las branquias se encuentran muy dañadas (GARCÍA *et al.* 2003, PIAZZA *et al.* 2006).

EWING *et al.* (1986) mostraron que hay tres periodos en el ciclo de vida de *Ichthyophthirius multifiliis*: a) inmediatamente después de la invasión al hospedero genera una mortalidad del 50% de los ciliados siendo los trofontes los más afectados lo que parece estar relacionada con la temperatura; b) después de la salida del teronte del hospedero y c) durante la reproducción, el teronte inicia su proceso de multiplicación dando origen a los tomites que al

madurar forman los terontes, listos para penetrar al hospedero e iniciar un nuevo ciclo.

FERGUSON (1989) considera que infecciones intensas pueden producir espongiosis y erosión de la piel, mayor infiltración por neutrófilos y linfocitos; la hiperplasia puede estar relacionada con una lisis severa de la epidermis y posiblemente separación del tejido dermo-epidermal. Además, indica que el parásito sigue su crecimiento dentro de la epidermis, luego emerge y si esta maduración es numerosa, el consecuente daño a la piel puede desarrollar un estrés osmótico traumático en el pez.

CARNEVIA y SPERANZA (2003) reportaron presencia de especies de monogéneos e *I. multifiliis* en peces ornamentales de Uruguay, Colombia y Perú y GERSTNER *et al.* (2006) consideran que gran parte de los peces de acuarios del mundo y proveniente de la ensenada amazónica, que se exportan del Brasil, Colombia y Perú son potencialmente una importante fuente de recursos económicos.

GONZALES (2012b) examinó y estudió las variedades de goldfish: oranda, telescopio negro, red cup, cabeza de león y coral verde, procedentes de un criadero de Lima. Registró *I. multifiliis* (Fig. 202) en branquias y epidermis de las cinco variedades observando los diferentes estadios: trofonte (Fig. 203), tomonte (Fig. 204), tomites (Fig. 205) y teronte (Fig. 206). Además, reportó a *Gyrodactylus* sp., caracterizado por presentar el embrión dentro del útero y, los macroganchos y microganchos en el opisthaptor (Fig. 207), fue hallado en branquias y epidermis de las variedades oranda y red cup, y solo en branquias de la variedad cabeza de león. Registró a *Dactylogyrus* sp., que se caracteriza por no presentar el embrión dentro del útero y se le reconoce por la presencia de cuatro manchas oculares en la parte anterior (Fig. 208), se halló en branquias y epidermis de la mayoría de las variedades con excepción de cabeza de león; *Zschokkella* sp. se encontró en la vesícula biliar de la variedad oranda (Fig. 209); *Thellohanellus* sp. se encontró en branquias de la variedad telescopio negro (Fig. 210) y, un hongo no identificado en hígado de la variedad red cup (Fig. 211). Se determinó que el 100% de los goldfish estuvo parasitado por el myxosporidio ciliado *I. multifiliis* y produjo deshilachamiento de la aleta anal y desprendimiento de la epidermis (Fig. 212), la variedad cabeza de león presentó una hemorragia periorbital en el ojo izquierdo (Fig. 213). La mortalidad alcanzó al 70%. Se recomendó aplicar formol diluido al 10% y solución de sulfato de cobre, disminuyendo la mortalidad. No debe existir preocupación con los parásitos descritos en este hospedero debido a que no hay estudios que demuestren que hayan generado alguna complicación en la salud del humano, tomando en consideración que esta especie no es comestible.

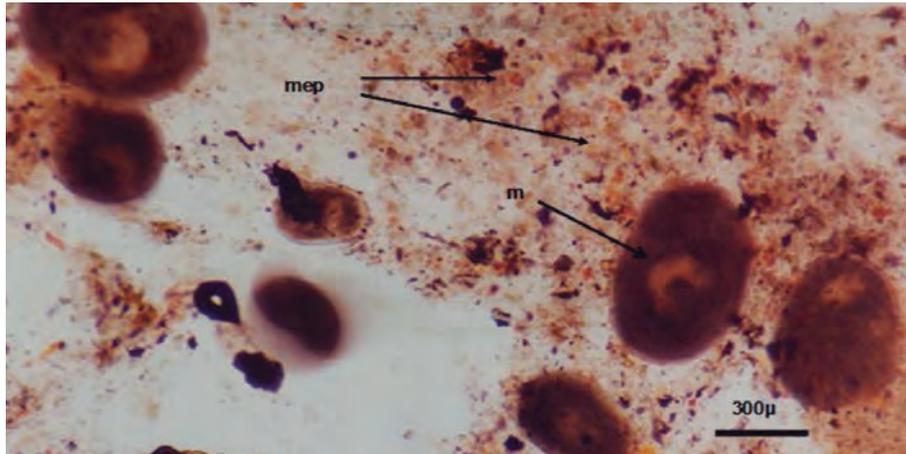


Figura 202.- Trofozoitos adultos de *Ichthyophthirius multifiliis*, mostrando una elevada mucosidad en la epidermis (mep) y el macronúcleo (m), en el pez dorado, variedad telescopio negro

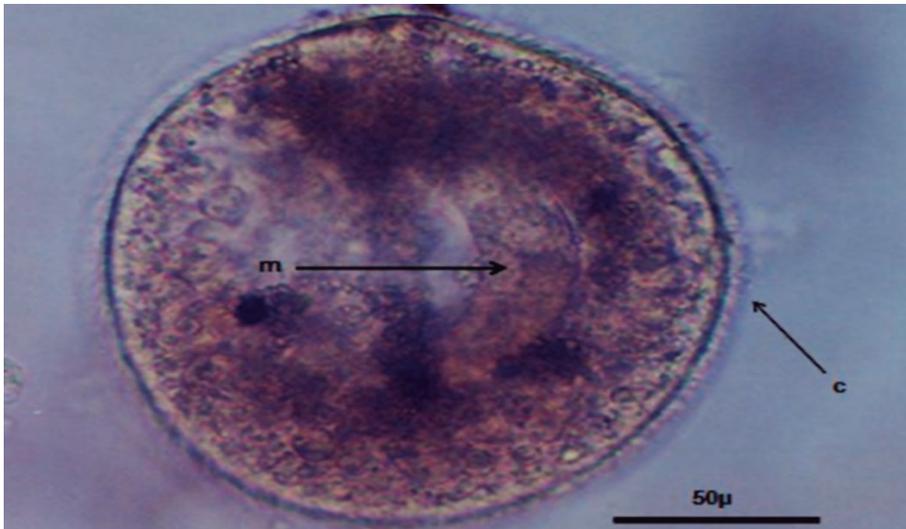


Figura 203.- Espora adulta (trofante) de *Ichthyophthirius multifiliis* mostrando el macronúcleo (m) y los cilios (c)

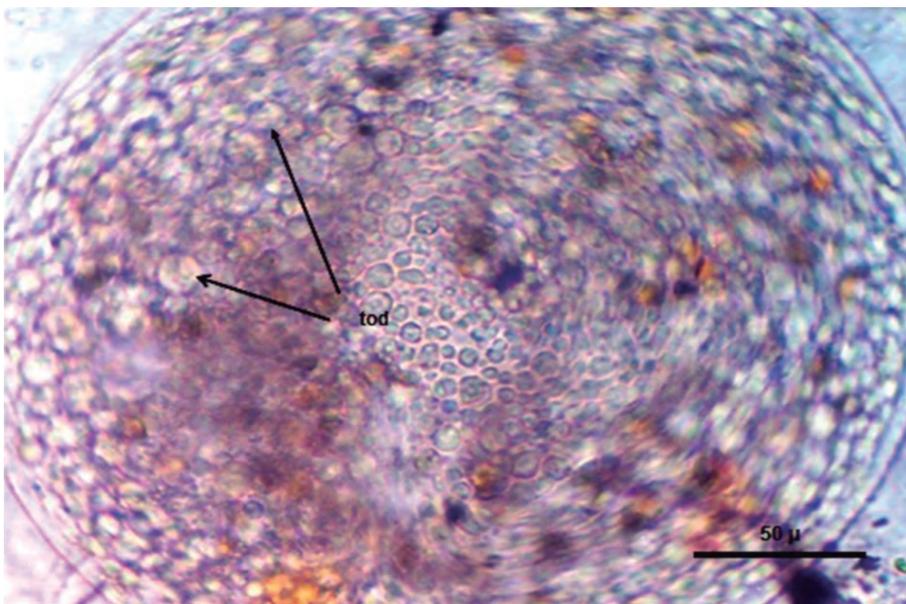


Figura 204.- Tomonte (tod) en proceso de división

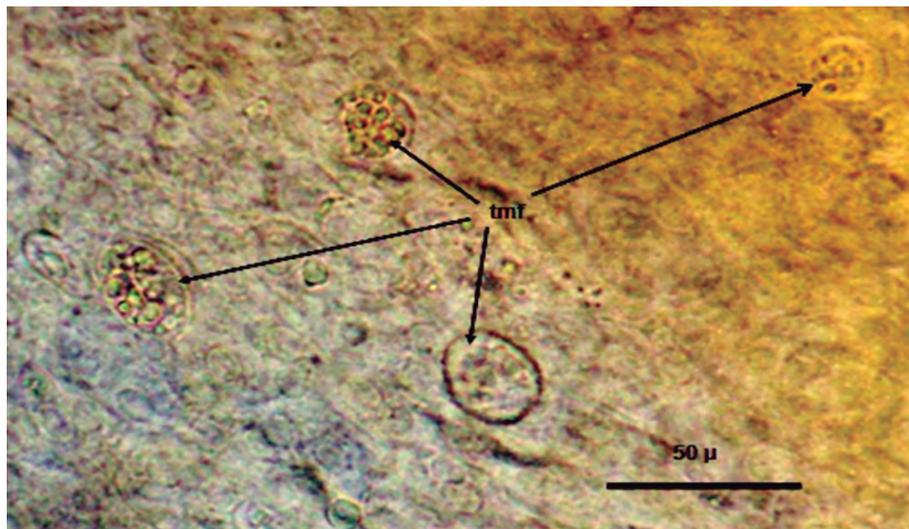


Figura 205.- Tomites, esporas jóvenes en formación (tmf), dentro de un cisto sobre la epidermis del pez "telescopio negro"

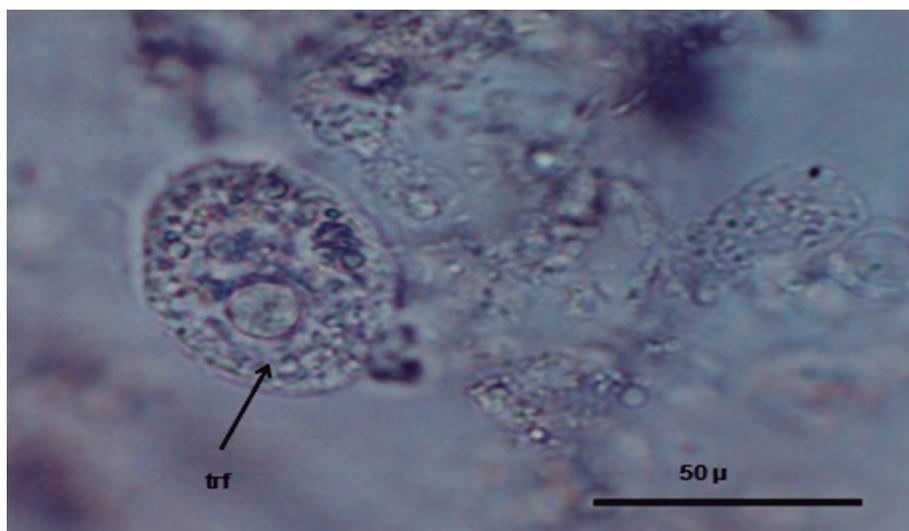


Figura 206.- Teronte joven en formación (trf), de la epidermis del pez "telescopio negro"



Figura 207.- *Gyrodactylus* sp. en branquias de goldfish, variedades red cup y oranda, se aprecia el ánora del embrión. Barra=100µm

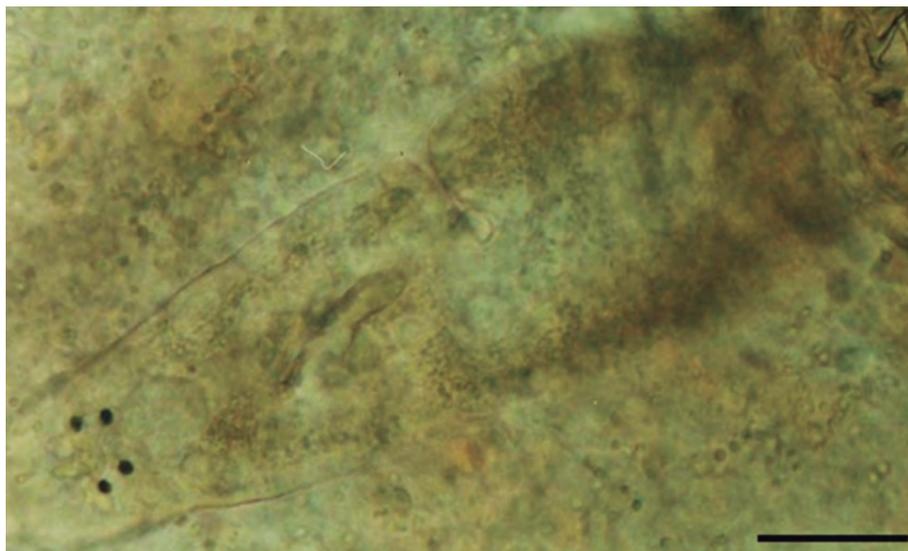


Figura 208.- *Dactyrogylus* sp. en branquias de goldfish. Barra= 40µm



Figura 209.- *Zschokkella* sp. en vesicula biliar de la variedad oranda. Barra=10µm

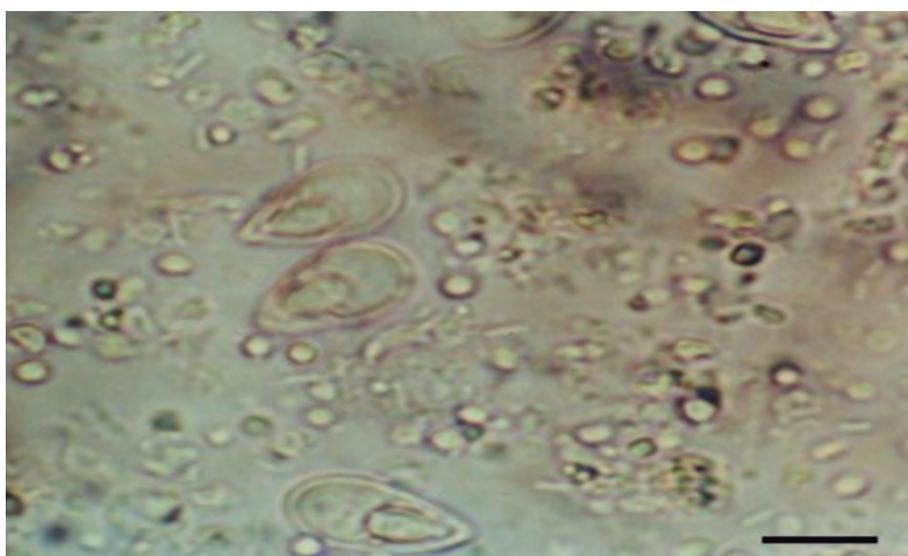


Figura 210.- *Thelohanellus* sp. en branquias, de un pez "telescopio negro". Barra=10µm

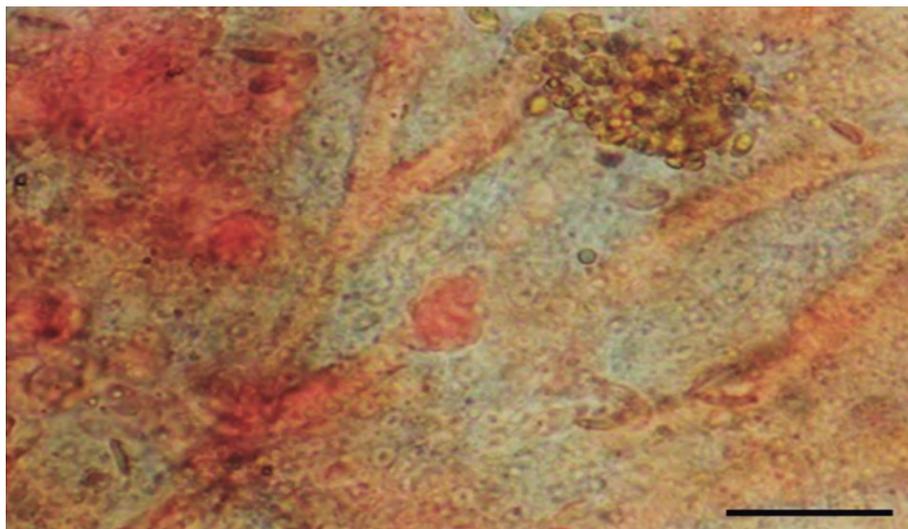


Figura 211.- Hígado de la variedad red cup, con hemorragia por hifas de hongos.
Barra=40µm



Figura 212.- Deshilachado de la aleta caudal y ventral (ade) de un pez "telescopio negro", producido por esporas adultas de *I. multifilis*



Figura 213.- Hemorragia en la zona peri orbital inferior del globo ocular izquierdo de la variedad "cabeza de león"

4. CONCLUSIONES

Se estudiaron 32 especies de animales acuáticos, que involucraron a una especie catádróma, 24 especies de peces marinos, 3 de peces de agua dulce, 2 de crustáceos y 2 de moluscos.

Los parásitos registrados en los peces e invertebrados investigados, se dividieron en 10 géneros de protozoarios, 2 géneros de hongos, 1 género de bacteria, 14 géneros de platelmintos, 3 géneros de nemátodos, 4 géneros de artrópodos y, de acantocéfalos y anélidos 1 género cada uno, (ANEXOS Tablas 2 al 7).

Los animales acuáticos más parasitados fueron caballa (9), lisa común (7) y goldfish (6) (ANEXO Tabla 8)

AGRADECIMIENTOS

De manera muy especial y con gran afecto, expreso mi reconocimiento y dedico esta publicación a la Dra. Luz Sarmiento Bendezú, quien fue la gestora de mi formación profesional en el campo de la investigación científica y con quien no se pudo culminar una publicación de un digeneo endoparásito (*Helicometrina* sp., Fig. 214) hallado en el "cherlo".



Fig. 214. *Helicometrina* sp.

El más sincero agradecimiento a las Bachilleres de la Facultad de Pesquería de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM) Srta. Patricia Machaca Pampa y Srta. Silvia Fiorella Cano Quevedo, por su tiempo, desinteresada colaboración y dedicación en la redacción y mejora del texto; asimismo al colega, Ing. Domingo Sánchez y al Ing. Tio Ydrogo por sus aportes en la mejora de las microfotografías.

Al profesor, colega y amigo, Dr. Hugo Gonzales Figueroa, por haber aportado desinteresadamente en la corrección y mejora del texto.

5. REFERENCIAS

- AGUILERA P, NORIEGA P. 1985. La tilapia y su cultivo. FONDEPESCA. México. pp: 1-59.
- AGIUS C. 1985. The melano-macrophage centres of fish: A review. En: Fish Immunology. M.J. Manning y M.F. Tatner. Academic Press. Londres. pp: 85-106.
- ALFARO R, GUEVARA M, GONZALES I. 2010. Prevalencia y distribución de los principales agentes etiológicos que afectan los langostinos silvestres en Tumbes, Perú. Fac. CC. BB. UNMSM. Rev. peru. biol. 17(3): 359 – 364.
- ALLINKAUSAY 2013. Cojinova mocosa. (En línea). Disponible en: <http://allinkausay.pe/wp-content/uploads/2013/12/Cojinova-Mocosa-Schedophilus-haedrichi.pdf>.
- ALVES DR, LUQUE J, ABDALLAH V D. 2003. Metazoan parasites of Chub mackerel, *Scomber japonicus* Houttuyn (Osteichthyes: Scombridae), from the Coastal zone of the State of Rio de Janeiro, Brazil. Rev. Bras. Parasitol. Vet., 12(4): 164-170.
- ALVES D R, LUQUE J. 2001. Community Ecology of the Metazoan Parasites of White croaker, *Micropogonias furnieri* (Osteichthyes: Sciaenidae), from the Coastal Zone of the State of Rio de Janeiro, Brazil. Rev. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 96(2): 145-153.
- ARANA-FLORES N, GARCÍA-RUIZ L, REÁTEGUI-TOBLER J E. 2013. Índice de mortalidad en cultivo del camarón gigante de agua dulce (*Macrobrachium rosenbergii*) en estanques seminaturales en Loreto, Perú. Ciencia amazónica (Iquitos). Vol. 3(2): 96-103.
- ARMAS G, IBAÑEZ N. 1978. Helmintos de *Paralabrax humeralis* Cuvier y Valenciennes, 1829 "cabrilla", pez de consumo humano del litoral peruano. Libro de Resúmenes. I Congreso Nacional de Pesquería. Universidad Nacional de Trujillo. Pgs.:1-175.
- AVALA J, AGUIRRE W. 2005. Scanning electron microscopy of *Neoechinorhynchus* sp. (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae), a possible new species of intestinal parasite of the Tallfin croaker *Micropogonias altipinnis* (Günther, 1864). Rev. Parasitol. Latinoam. 60: 48 – 53.
- BAHRI S, MARQUES A. 1996. Myxosporean parasites of the genus *Myxobolus* from *Mugil cephalus* in Ichkeul lagoon, Tunisia: description of two new species. Rev. Dis. Aquat. Org. Vol. 27: 115-122.
- BALTAZAR P. 2007 La tilapia en el Perú: acuicultura, mercado y perspectivas. Ver. peri biol. V.13 n.3.
- BALTAZAR P, URIBE R A, FLORES M, RODENAS P, GONZALES J. 2003. Manual de cultivo de tilapias en estanques. FONDEPES. pp: 1-62.

- BRAHM J, PEREIRA-JÚNIOR J, GONZALES F. 2003. Histopatología no fígado de *Prionace glauca* (Chondrichthyes, Squaliformes, Carcharhinidae) causada por *Hepatoxylon trichiuri* (Eucestoda, Trypanorhyncha). *Biociências*, Porto Alegre, Vol. 11 (2): 167-172.
- BUNKLEY W L, WILLIAMS E H. 1995. Parásitos de peces de valor recreativo en agua dulce de Puerto Rico. Univ. de Pto. Rico. Lajas, Pto. Rico. Pp: 1-186.
- BUSH A O, LAFFERTY K D, LOTZ J M, SHOSTAK A W. 1997. Parasitology Meets Ecology on its own terms: Margolis et al. Revisited. *J. Parasitol.* 83(4): 575-583.
- BUSTILLO-RUIZ M, ESCOBEDO-BONILLA C, SOTELO-MUNDO R. 2009. Revisión de patogénesis y estrategias moleculares contra el virus del síndrome de la mancha blanca en camarones peneidos. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*. Vol. 44 (1): 1-11.
- CABRERA R, LUNA-PINEDA M A, SUÁREZ-OGNIO L. 2003. Nuevo caso de infección humana por una larva de *Pseudoterranova decipiens* (Nematoda, Anisakidae) en el Perú. *Revista de Gastroenterología del Perú*. Vol. 23 (3): 217-220.
- CABRERA R, SUÁREZ-OGNIO L. 2002. Probable emergencia de anisakiosis por larvas de *Anisakis physeteris* durante el fenómeno El Niño 1997-98 en la costa peruana. *Rev. Parasitol. Latinoam.* 57: 166 – 170.
- CABRERA R, TRILLO A P. 2004. Anisakidosis: ¿Una zoonosis parasitaria marina desconocida o emergente en el Perú?. *Revista Peruana de Gastroenterología*. Vol. 24: 335-342.
- CÁCERES-MARTÍNEZ. 2002. Parasitología en moluscos pectínidos. En: *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*. AN. Maeda-Martínez (edit.) 2001. Cap. 17: 343-356.
- CARNEVIA D, SPERANZA G. 2003. Enfermedades diagnosticadas en peces ornamentales tropicales de criaderos de Uruguay: I. Parasitosis. *Veterinaria Montevideo*, v.38, n. 150-151, pp: 29-34.
- CAROZZA C, LASTA C, RUARTE C. 2000. Corvina rubia (*Micropogonias furnieri*). *Pesquerías de Argentina, 1997-1999*. pp: 53-64.
- CASTRO L, RAMOS D. 2011. Ecología da comunidade de metazoários parasitas do dourado, *Coryphaena hippurus* Linnaeus, 1758, (Osteichthyes: Coryphaenidae) do litoral do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Cadernos UniFOA. Volta Redonda, Edição VI, No. 16: 111-122.*
- CASTRO R, BURGOS R. 1996. *Kudoa thyrsites* (Myxozoa, Multivalvulida) causing "milky condition" in the musculature of *Paralichthys adspersus* (Neopterygii, Pleuronectiformes, (Paralichthyidae) from Chile. *Mem. Inst. Osw. Cruz, R. Janeiro*, Vol. 91(2): 163-164.
- CASTRO T, PEÑA C, MATEO E. 2014. First Report of viral diseases in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* in Perú. *Rev. Biologist.* Vol. 12 (1): 67-75.
- CCI (Corporación Colombia Internacional) 2008. Sistema de Información de precios y mercados para la producción acuícola y pesquera. Artículo comportamiento de la comercialización de corvina en la ciudad de Cali. Vol. 4 (39): 1pp.
- CÉSPEDES R, IANNAONE J, SALAS A. 2011. Helminthos parásitos de *Dosidicus gigas* "pota" eviscerada en Arequipa, Perú. *Ecol. Aplic.* Vol. 10 (1): 1-11.
- CHERO J, CRUCES C, IANNAONE J, SÁEZ G, ALVARIÑO L, DIESTRO A. 2015. Prevalencia de infección por *Kudoa peruviana* Mateo 1972, (Myxosporae: Kudoidae) en la musculatura somática de la merluza peruana *Merluccius gayi peruanus* (Ginsburg, 1954) (Perciformes: Merlucciidae) de la Costa central del Perú. *Neotropical Helminthology* Vol. 9 (1): 73-85.
- CHERO J, SÁEZ G, IANNAONE J, AQUINO W. 2014. Aspectos ecológicos de parásitos helmintos de la lorna *Sciaena deliciosa* (Tschudi, 1846) (Perciformes: Sciaenidae), adquiridos en el Terminal de Ventanilla, Callao, Peru. *Neotropical Helminthology*, vol. 8(1): 59 - 76.
- CHERO J, CRUCES C, IANNAONE J, SÁEZ G, ALVARIÑO L, RODRIGUEZ C, RODRIGUEZ H, TUESTA E, PACHECO A, HUAMANÍ N. 2014. Índices Parasitológicos de la merluza peruana *Merluccius gayi peruanus* (Ginsburg, 1954) (Perciformes: Merlucciidae) adquiridos del terminal pesquero de Ventanilla, Callao, Perú. *Neotropical Helminthology*, Vol. 8(1): 141-162.
- CHIRICHIGNO N, CORNEJO U. 2001. Catálogo Comentado de los Peces Marinos del Perú. Publicación Especial. Instituto del Mar del Perú (IMARPE). Callao, Perú. pp: 1-314.
- CHIRICHIGNO N, VÉLEZ J. 1998. Clave para identificar los peces marinos del Perú. (2da. Edic.). Publicación Especial. IMARPE. pp: 1-500.
- CONROY G, CONROY D A. 1998. Enfermedades y parásitos de cachamas, pacus y tilapias. *Docum. Técn. No. 3 Pharma Fish SRL, Venezuela*. pp: 1-78.
- COTA M N J. 2012. Escala de Madurez gonadal del Lengüado *Paralichthys adspersus* (Steindachner, 1867). Tesis Titulo de Biólogo con mención en Hidrobiología y Pesquería. Fac. CC. BB., UNMSM-Lima. pp: 1-100.
- CRUCES C, CHERO J, IANNAONE J, DIESTRO A, SÁEZ G, ALVARIÑO L. 2014. Metazoos parásitos de "caballa" *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782 (Perciformes: Scombridae), del Puerto de Chicama, La Libertad, Peru. *Neotropical Helminthology*. Vol. 8 (2): 357-381.
- CRUZ-RAMÍREZ A, SORIANO-VELÁSQUEZ S R, SANTANA-HERNÁNDEZ H, RAMÍREZ-SANTIAGO C E, ACAL-SÁNCHEZ D. 2012. Aspectos reproductivos del tiburón azul *Prionace glauca* capturado por la flota palangrera de mediana altura del Puerto de Manzanillo, Colima. *Rev. Ciencia Pesquera*, Vol. 20(1): 39-48.
- CUÉLLAR-ANJEL J. 2008. Enfermedades virales pp. 135-157. En: Morales, V. y J. Cuéllar Anjel (eds.). 2008. Guía Técnica - Patología e Inmunología de Camarones Penaeidos. Programa CYTED Red II-D Vannamei, Panamá, Rep. de Panamá. 270 pp.
- CULQUICHICÓN Z, TRESIERRA A, SOLANO A, ATOCHE D. 2012. Crecimiento, mortalidad y tasa de explotación de *Sciaena deliciosa* durante 2001 a 2003 y 2009 a 2012. *Rev. Cient. Fac. Cienc. Biol. REBIOL*; 32(2): 108-117.
- CULQUICHICÓN Z, TRESIERRA A, SOLANO A, CAMPOS S. 2011. Biología y Pesquería de *Paralichthys peruanus*, *Mugil cephalus*, *Sciaena deliciosa* y *Ethmidium maculatum* en la Región La Libertad, durante el año 2010. *Jorn. Invest. Cien. Biol. Univ. Nac. Trujillo*, Perú.
- DAWES B. 1946. *The Trematoda*. Cambridge (London). pp: 1-644.
- DE ABREU V, MOREIRA J, SARMENTO L, PASCHOAL F, CEZAR A, LUQUE J. 2012. Copépodos parásitos de *Trachurus lathami* (Nichols, 1920) (Osteichthyes, Carangidae) do litoral do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Resum. XII ENBRAPOA*. 340 pp.
- DE LUCIO L, SOLANO A, REBAZA V, ALFARO S, TRESIERRA A, CAMPOS S. 2013. La pesca artesanal marina en la Región La Libertad, Perú. *Inf. IMARPE* Vol. 40(1-2): 31-134.

- DIAMANKA A, FALL M, DIEBAKATE M, FAYE N, TOGUEBAYE B S. 2008. Identification of *Myxobolus episquamalis* (Myxozoa, Myxobolidae) in flathead mullet *Mugil cephalus* (Pisces, Teleostei, Mugilidae) from the coast of Senegal (eastern tropical Atlantic Ocean). ACTA ADRIAT. 49(1): 19 – 23.
- DURÁN L. 1980. Copépodos parásitos en peces del Perú: Genero *Caligus*, Muller, 1785. Bol. Mus. Nac. Hist. Nat., Chile 37: 309 - 316.
- DURÁN L, OLIVA M. 1980. Estudio parasitológico en *Merluccius gayi peruanus* Ginsburg, (1954). Bol. Chil. Paras. Vol 35(1-2):18-21.
- DYER W G, BUNKLEY-WILLIAMS L, WILLIAMS E H. 1997. Parasites of the Dolphin fish (*Coryphaena hippurus*) en Puerto Rico. J Helminthol. Socp. Wash. Vol. 64(2): 188-194.
- EIRAS J C, JÚNIOR J P, SAMPAIO L A, ROBALDO R, ABREU P. 2007. *Myxobolus* sp. can cause in vivo myoliquefaction in the host *Paralichthys orbignyanus* (Osteichthyes, Paralichthyidae). Dis. Aquat. Org. 77(3): 255 - 258.
- EIRAS J C. 1993. Elementos de ictioparasitología. Fund. Eng. A. Almeida, Brasil. 1-339 pp.
- ELLIOT W, BLAS N, AYALA F, RAMIREZ A, BALDEÓN A. 1998. Estudio biológico pesquero del “perico” en Huacho durante el mes de diciembre 1997 y enero 1998. Inf. Prog. Inst. Mar Perú. N° 76.
- ELORDUY-GARAY J F, CARAVEO-PATIÑO J. 1994. Feeding habits of the ocean whitefish, *Caulolatilus princeps* Jenyns 1842 (Pisces: Branchiostegidae), in the Paz Bay, BCS. México. Ciencias Marinas 20(2): 199-218.
- ESCALANTE H. 1986. Céstodos de Elasmobranquios de la costa peruana. Rev. Cienc. UNMSM, Vol. 74(1): 70-74.
- ESPINO M, SAMAMÉ M, CASTILLO R. (Eds.) 2001. La merluza peruana (*Merluccius gayi peruanus*). Biología y Pesquería. IMARPE. 1-120 pp.
- ESPINOZA O. 1991. Aspectos cuantitativos y distribución espacial de los ectoparásitos de *Cheilodactylus variegatus* Valenciennes 1833 “pintadilla”. Tesis para optar el Título Profesional de Licenciado en Biología. Universidad Ricardo Palma. Lima, Perú. 38 pp.
- EWING M L, EWING S A. 1986. Critical periods in development of *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliophora) populations. J. Protozool. Vol. 33: 388-391.
- FEIST S W, LONGSHAW M. 2006. Fish Diseases and Disorders Volume 1: Protozoan and Metazoan Infections Second Edition. Edit. P. T. K. Woo. Pgs.: 1-294.
- FERGUSON H. 1989. Systemic Pathology of Fish. Iowa Sate University Press, Ames, Iowa-USA. Pgs.: 1-263.
- GÁRATE I, FLORES K, ESPINOZA B, LUNA M, HERMOSILLA J, RICCE A, RAMÍREZ J, ESPINOZA C, PACHECO P, MARCHAND A, GARCÍA M. 2012. Hallazgo de larvas de anisákidos en *Hemilutjanus macrophthalmos* “ojo de uva”, *Paralabrax humeralis* “cabrilla” y *Cheilodactylus variegatus* “pintadilla”, provenientes de la costa peruana. Resúmenes - Salud. XXI RC ICBAR.
- GARCÍA F, FUJIMOTO R, MARTINS M, MORAES F. 2003. Parasitismo de *Xiphophorus* spp. por *Urocleidoides* sp. e sua relação com os parâmetros hídricos. Boletim do Instituto de Pesca, vol. 29(2):123-131.
- GEF-ONUDI-IMARPE-IFOP. 2002. Proyecto Manejo integrado gran ecosistema marino de la corriente Humboldt. Módulo II Recursos y pesquerías. Inf. de avance. Pgs.: 1-136.
- GERSTNER G L, ORTEGA H, SÁNCHEZ H, GRAHAM D L. 2006. Effects of the freshwater aquarium trade on wild fish populations in differentially-fished áreas of the peruvian amazon. Journal of Fish Biology, vol. 68: 862-875.
- GOICOECHEA C, MOQUILLAZA P, MOSTACERO J. 2012. Edad y crecimiento de *Paralabrax humeralis* (Valenciennes) en el mar del Callao, 1996. Informe IMARPE. Vol. 39 (1-2):23-25.
- GÓMEZ E, PAREDES F, CHIPOLLINI A. 1995. Aspectos biológicos-pesqueros de la lisa *Mugil cephalus* L. en el litoral peruano. Inf. 108-IMARPE. Pgs.:1-25.
- GONZÁLEZ A. 2012a. Parámetros biológico-pesqueros y talla mínima de captura de *Cheilodactylus variegatus* Valenciennes. Informe IMARPE. Vol. 39 (1-2): 53-60.
- GONZÁLEZ A. 2012b. Parámetros biológico-pesqueros y talla de mínima captura de *Menticirrhus ophicephalus* (Jenyns). Informe IMARPE. Vol. 39 (1-2): 43-52.
- GONZÁLEZ E. 1996. El Bacalao: Biología y Gastronomía. Colección Gastronómica Currito, España. Pgs.: 1-288.
- GONZALES J. 2016. Incidencia parasitaria, producida por quistes de *Kudoa peruvianus* en músculo de la merluza (*Merluccius gayi peruanus*, Ginsburg 1954), que afectan su biopatología y el ambiente marino. Tesis Grado Doctor, UNFV, Lima. Pgs.: 1-138 + Anexos.
- GONZALES J. 2013. Flavobacteriosis en trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), procedentes del Lago Titicaca, Puno, Perú. The Biologist. 11(2): 205-215.
- GONZALES J. 2012a. *Coryphaena hippurus* “perico”, “mahi mahi” y el conocimiento de sus parásitos. Perú Pesquero, Chimbote. Marzo, 11 pp.
- GONZALES J. 2012b. Parasitofauna en variedades del pez ornamental *Carassius auratus* y descripción del ciclo biológico de *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliata, Ichthyophthiriidae), causante de mortalidades en un criadero de Lima, Perú. Neotropical Helminthology, Vol. 6 (1): 85 - 95.
- GONZALES J. 2012c. Parasitofauna en tilapia causante de mortalidad en alevinos en dos Centros de Cultivos. Neotropical Helminthology. Vol. 6(2): 219-229.
- GONZALES J. 2009. Informe Final al Proyecto UE – PERU/PENX ALA/2004/016-913 sobre: Asistencia técnico-profesional en análisis bacteriológico, parasitológico y diagnosis histopatológico y en fresco de enfermedades en peces. Pgs.: 1-77.
- GONZALES J. 2000. Presencia de parásitos en “concha de abanico”, *Argopecten purpuratus*, procedente de dos localidades (Pisco y Pucusana) en Perú. 4to. Congreso Latinoamericano de Acuicultura, Panamá. pp: 78-79.
- GONZALES J. 1998. Histopatología causada por larvas de cestóides e índices parasitarios na corvina *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823). Tese para obtenção do grau de Mestre. FURG, Brasil. Pgs.: 1-82.
- GONZALES J. 1996. Prevalencia y patrones de distribución de *Ceratomyxa* (Myxosporidio: Bivalvulida) en peces marinos y sus efectos patógenos y de transmisión en peces que pueden ser cultivados. Infor. Final Proyect. Inv. CONCYTEC. Lima, Perú. Pgs.: 1-12 + Anexos.
- GONZALES J. 1995. Actividad patológica de *Ceratomyxa* sp., en el lenguado común, *Paralichthys adspersus* de la costa peruana procedente de ambientes de diferentes salinidades. Lib. Res. VI COLACMAR-Mar del Plata, Argentina. No. 345.

- GONZALES J. 1977. Monogéneos y tremátodos parásitos de *Mugil cephalus* L. "Lisa". Tesis Bach. CC. BB. UNMSM, Lima. Pgs.:1 – 24 + tablas e ilustraciones.
- GONZALES J, BRAHAM J. 2007. Histopatología causada por larvas de *Poecilancistrum caryophyllum* (Cestode: Trypanorhyncha) en el músculo esquelético de la corvina *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823). Anal. Cientif. UNALM (Lima), vol 68(3): 104-108.
- GONZALES J, BRAHAM J. 2006. Índices parasitarios causado por larvas de *Poecilancistrum caryophyllum* (Cestode: Trypanorhyncha) y patrones de distribución en el músculo de la corvina *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823). Anal. Cientif. UNALM (Lima), vol 64: 80-87.
- GONZALES J, ARTADI G. 2000. Mortalidad en trucha arco iris *Oncorhynchus mykiss*, causado por aflatoxinas en un criadero de la provincia de Canta, Lima-Perú. 4to. Congreso Latinoamericano de Acuicultura, Panamá. pp: 74-75.
- GONZALES J, MENDO J. 1998. Distribución de larvas de helmintos en el "calamar gigante" *Dosidicus gigas* (Ommastrephidae) de la costa norte del Perú. Anal. Cient. UNALM, Lima. Vol. 36: 99-108.
- GONZALES J, COUSIN J C, PEREIRA J Jr. 1997. Índices parasitários de *Hepatoxylon trichiuri* (Hepatoxilidae) e o índices Hepato-somático em *Prionace glauca* (Carcharhinidae) com a descrição de histopatologías. Sem. Nac. Ocean. ANAIS. Itajaí- Santa Catalina (Brasil). Págs. 344-347.
- GONZALEZ J, TAM J. 1993. Descripción y algunos efectos patológicos de *Ceratomyxa* sp. (Myxosporea: Bivalvulida) endoparásitos de *Menticirrhus ophicephalus* (Pisces: Sciaenidae) de la costa peruana. Rev. Estud. Oceanol. 12: 9-12, Chile.
- GONZALES J, SARMIENTO L. 1990. *Teleurysorchis gumercindae* gen. et sp. nov. (Monogenea: Diclidophoridae Furchman, 1928) parásito de *Schedophilus haedrichi* Chirichigno 1973. Rev. Ciencias UNMSM, vol. 75(1): 39-46.
- GONZALES J. 1992; 2004, 2008. Informe Técnico Científico realizado a tres empresas privadas, sobre parásitos en concha de abanico; corvina dorada y el bacalao respectivamente.
- GRABDA J. 1991. Marine Fish Parasitology. PWN-Polish Scientific Publishers, Warszawa. Pgs.: 1-307.
- GUEVARA M, ALFARO R. 2012. Patógenos introducidos al Perú en post larvas de *Litopenaeus vannamei* importadas. Rev. Per. Biol. Vol. 19(2): 181 – 186.
- GUEVARA-CARRASCO R, WOSNITZA-MENDO C. 2009. Cambios en la productividad de la merluza (*Merluccius gayi peruanus* Ginsburg). Bol Inst Mar Perú. vol. 24, pp. 15-20.
- HERNÁNDEZ C, GALLEGUILLOS R, OYARZUN C. 2000. Diferenciación genética de *Merluccius gayi gayi* y *Merluccius gayi peruanus* (Pisces. Merluccidae) y antecedentes paleogeográficos de su área de distribución. Revista Chilena de Historia Natural, vol. 73: 23-29.
- HIDALGO D, NICOLÁS A. 1986. *Concracaecum* sp. y *Ergasilus* sp., parásitos hallados en *Mugil cephalus* (L.) "lisa" de la laguna de Chaviño-Huacho. Tesis, Ing. Pesquero. UNJFSC.
- IANNAcone J. 2005. Dos parásitos branquiales de la cachema *Cynoscion analis* Jenyns 1842 (Osteichthyes: Sciaenidae) del Perú. Rev. Biotempo. Vol. 5: 12-23.
- IANNAcone J. 2003. Tres metazoos parásitos de la cojinoba *Seriolaella violacea* Guichenot (Pisces, Centrolopidae), Callao, Perú. Revista Brasileira de Zoología 20(2): 257-260.
- IANNAcone J. 1991. Dinámica poblacional de la fauna parasitaria (Metazoa) de *Menticirrhus ophicephalus* (Pisces: Sciaenidae) de la costa central peruana. Tesis Lic. en Biología. Univ. Ricardo Palma, Lima, Perú. 85 pp.
- IANNAcone J, DÁVILA J, HON E, SÁNCHEZ C. 2012. Parasitofauna de *Paralichthys adspersus* (Steindachner) (Osteichthyes, Paralichthyidae) capturados por pesquería artesanal en Chorrillos, Lima, Perú. Neotropical Helminthology. Vol. 6 (1): 127-133.
- IANNAcone J, MORÓN L, GUIZADO S. 2010. Variación entre años de la fauna de parásitos metazoos de *Sciaena deliciosa* (Tschudi, 1846) (Perciformes: Sciaenidae) en Lima, Perú. Lat. Am. J. Aquat. Res., 38(2): 218-226.
- IANNAcone J, ALVARIÑO L. 2009a. Dinámica poblacional de la diversidad parasitaria de la "cabrilla" *Paralabrax humeralis* (Teleosteo: Serranidae) en Chorrillos, Lima, Perú. Neotropical Helminthology. Vol. 3 (2): 73-88.
- IANNAcone J, ALVARIÑO L. 2009b. Metazoos parásitos de *Mugil cephalus* Linnaeus, 1758 (Mugilidae: Perciformes), procedentes del Terminal Pesquero de Chorrillos, Lima, Perú. Neotropical Helminthology. Vol. 3(1): 15-28.
- IANNAcone J, ALVARIÑO L. 2009c. Catastro de la fauna endoparasitaria de la pota *Dosidicus gigas* (Cephalopoda) en el norte del Perú. Neotropical Helminthology 3(2): 89-100.
- IANNAcone J, ALVARIÑO L, GUABLOCHE A, ALAYO M, SÁNCHEZ J, ARRASCUE A, ABANTO M. 2003. Comunidades ectoparasitarias branquiales de la pintadilla *Cheilodactylus variegatus* Valenciennes 1833. (Pisces: Cheilodactylidae). Universidad Nacional Federico Villarreal. Parasitología latinoamericana. (58): 59-67.
- IANNAcone J, TATAJE J, FUENTES-RIVERA J, ALVAREZ K, AGUILAR P. 2001. Infracomunidades ectoparasitarias en las branquias de la cachema *Cynoscion analis* Jenyns (Pisces: Sciaenidae). Rev. Peruana de Parasitología. Vol. 15: 42-54.
- IANNAcone J, LUQUE J. 1990. Contribución al conocimiento de los monogéneos parásitos de peces marinos del Perú; descripción de *Tylosuricola amato* n. sp. (Monogenea, Tetraonchidae) y lista de especies conocidas. Rev. Ibér. Parasitol. Vol. 50 (3-4): 213-220.
- IBÁÑEZ C M, LOHRMANN K, PARDO-GANDARILLAS C. 2005. Taxonomic description of parasites of *Dosidicus gigas* (Orbigny, 1835) (Cephalopoda: Ommastrephidae) from the southeastern Pacific). In: Libro de Resúmenes III Simposio Intern. sobre Calamares del Pacífico y II Taller Int. en Calamares. Resum. 40. PRODUCE, CIAC, IMARPE.
- IMARPE - ITP 1996. Compendio Biológico Tecnológico: De las principales especies hidrobiológicas comerciales del Perú. pp: 1-143.
- ITP. 2003. Investigación y Tecnología Pesquera. Instituto Tecnológico Pesquero No. (1): 1-36.
- ITP. 1998. Anchoqueta peruana: Seguridad alimentaria para el futuro. Instituto Tecnológico Pesquero. Año 1, No. 1: 1-30.
- JARA C. 1995. Prevalencia e Intensidad de parasitismo por Helmintos en cuatro especies de peces de la zona norte del Mar Peruano. Revista Parasitología. Vol 13(1): 77-83.
- JIMÉNEZ F, GARZA H, SEGOVIA F, GALAVIZ L, IRUEGAS F, ADAME J, SALINAS N. 1988. Parásitos y Enfermedades de la Tilapia. Publicación Técnica No. 3. 2ª. Edición. México.

- KABATA Z, WHITAKER D J. 1985. Parasites as a Limiting Factor in Exploitation of Pacific Whiting, *Merluccius productus*. Marine Fisheries Review Vol. 47(2): 55-59.
- KABATA Z, WHITAKER D J. 1981. Two species of *Kudoa* (Myxosporea: Multivalvulida) parasitic in the flesh of *Merluccius productus* (Ayres, 1855) (Pisces: Teleostei) in the Canadian Pacific. Canad. Journ. Zool. 59: 2085-2091.
- KAMEGAI S. 1982. *Ovarionemathobotrium saba* n. sp. (Didymozoidae) a new trematode parasite of the ovary of a marine fish, *Pneumatophorus japonicus*, from Japan. Rev. Res. Bull. Meguro Parasit. Mus. (18): 35-38.
- KAWAI T, SEKIZUKA T, YAHATA Y, KURODA M, KUMEDA Y, LIJIMA Y, KAMATA Y, SUGITA-KONISHI Y, OHNISHI T. 2012. Identification of *Kudoa septempunctata* as the Causative Agent of Novel Food Poisoning Outbreaks in Japan by Consumption of *Paralichthys olivaceus* in Raw Fish. Clin. Infect. Dis. 54(8): 1046-52.
- KHAN R A, LOBOS V, GARCÍAS F, MUÑOZ G, VALDEBENITO V, GEORGE-NASCIMENTO M. 2001. *Cryptobia neghmei* sp. n. (Protozoa: Kinetoplastida) in two species of flounder, *Paralichthys* spp. (Pisces: Paralichthyidae) off Chile. Rev. Chil. Hist. Nat. Vol. 74 (4): 763-767.
- KNOFF M, LUQUE J, TAKEMOTO R M. 1994. Parasitic copepods on *Mugil platanus* Gunther (Osteichthyes: Mugilidae) from the coast of the State of Rio de Janeiro, Brazil. Rev. Bras. Parasitol. Vet., 3(1): 45-56.
- LEIBOVITZ L. 1980. Diseases of Aquarium Fish. Javna, vol. 176(1): 30-31.
- LEÓN J, AVALOS R, PONCE M. 2009. *Flavobacterium psychrophilum* y su patología en alevines de *Oncorhynchus mykiss* del centro piscícola El Ingenio, Huancayo. Rev. Per. Biol. 15: 117-124.
- LLERENA C, CHÁVEZ V A, CASAS E. 2001. Frecuencia de larvas *Diphyllobothriidae* y larvas Anisakidae en peces marinos comerciales del terminal pesquero de Ventanilla-Callao. Revista Inv. Vet. Perú. Vol. 12 (1).
- LLORIS D, MATAILLANAS J, OLIVER P. 2005. Hakes of the World (Family *Merlucciidae*). An annotated and illustrated catalogue of hake species known to date. FAO species catalogue for fishery purposes. No. 2. Food and agriculture organization of the United Nations. Rome. 57p.
- LOM J, DYKOVÁ I. 1992. Protozoan Parasites of Fishes. Elsevier Sc. Pub. Amsterdam, Holanda. Pgs.: 1- 315.
- LUQUE J. 1996. Distribución transversal y asociaciones interespecíficas en las comunidades de metazoarios ectoparásitos de peces esciánidos marinos del Perú. Revista Biología Tropical, 44(2): 383-390.
- LUQUE J, OLIVA M. 1993. Análisis cuantitativo y estructural de la comunidad parasitaria de *Paralanchurus peruanus* (Pisces: Sciaenidae) en la costa peruana. Parasitol. al dia. 17(3/4): 107-11.
- LUQUE J, IANNAcone J. 1991. Rhamnocercidae (Monogenea: Dactylogyroidea) in Sciaenid fishes from Perú, with description of *Rhamnocercoides menticirrhoi* n. gen, n. sp. and two new species of *Rhamnocercus*. Rev. Biol. Trop., Vol. 39 (2): 193-201.
- LUQUE J, FARFÁN C. 1990. A new species of *Lernanthropus* De Blainville, 1822 (Copepoda: Lernanthropidae) parasitic on *Menticirrhus ophicephalus* (Jenyns) (Teleostei: Sciaenidae) from the Peruvian coast. Rev. System. Parasitol. Vol. 17 (2): 97-101.
- LUQUE J, IANNAcone J. 1989. *Pseudohaliotrema paralanchuri* sp. n. (Monogeneoidea: Dactylogyridae), parasitic on *Paralanchurus peruanus* (Steindachner) (Teleostei: Sciaenidae) from the Peruvian coast. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. Vol. 84(4): 545-547.
- MAGUIÑA A. 2007. Efecto de la densidad de siembra y adición de substrato en el crecimiento y la supervivencia del "camarón gigante de Malasia" *Macrobrachium rosenbergii* en policultivo con "tilapia roja" *Oreochromis niloticus*. Tesis para optar por el Título de Biólogo. Fac. CC. BB., UNMSM-Lima. 1-112.
- MARTÍNEZ DE VELASCO G, RODERO M, ZAPATERO L, CUÉLLAR C. 2002. Humoral Immune Responses Induced by *Kudoa* sp. (Myxosporea: Multivalvulida) Antigens in BALB/c Mice. Mem Inst Oswaldo Cruz, RJ, Vol. 97(8): 1091-1095.
- MARTÍNEZ R, BARRANTES I. 1977. Helmintos parásitos de *Cheilodactylus variegatus* Valenciennes 1833, "pintadilla". 1. *Paramicrocotyle danielcarrioni* n. sp. (Monogenea: Microcotylidae). Biota (Perú) 11: 139-146.
- MATEO D. 1996. La Ictiofonosis y su prevalencia en las principales piscigranjas del Valle del Mantaro. Tesis Optar Tít. Ing. Pesq. UNFV. Pgs.: 1-125 + Anexos.
- MATEO E. 1985. Las lisas de la Laguna de Medio Mundo de Huacho: Presencia de metacercarias de *Ascocotyle* (*P.*) *arnaldoi*, con revisión del genero y redescrición de la especie. Boletín de Lima, 7(37): 86-96.
- MATEO E, C. PEÑA C, GUZMÁN E, LÓPEZ R. 1985. Parásito causante de castración de la concha de abanico (*Argopecten purpuratus*). Boletín de Lima No 40: 81-86.
- MATEO E. 1972. Investigación parasitológica de la Merluza (*Merluccius gayii peruanus*). Inf. Inst. Mar, Perú-Callao, 40: 1-13.
- MATTIUCHI S, D'AMELI S. 2014. Anisakiasis. Cap. 11. In: Helminth Infections and their impact on Global Public Health. Edit. F. Brushi.
- MATSUKANE Y, SATO H, TANAKA S, KAMATA Y, SUGITA-KONISHI Y. 2011. *Kudoa iwatai* and two novel *Kudoa* spp., *K. trachuri* n. sp. and *K. thunni* n.sp. (Myxosporea: Multivalvulida) from daily consumed marine fish in western Japan. Parasitol. Res. 108: 913-926.
- MATSUKANE Y, SATO H, TANAKA S, KAMATA Y, SUGITA-KONISHI Y. 2010. *Kudoa septempunctata* n.sp. (Myxosporea: Multivalvulida) from an aquacultured olive flounder (*Paralichthys olivaceus*) imported from Korea. Parasitol. Res. 107: 865-872.
- MEDINA M. 2006. Infeccion experimental del camaron blanco *Litopenaeus vannamei* con *Spiroplasma penaei* y respuesta de la enfermedad a tres antibióticos y un probiótico. Tesis de Grado. Bogotá, Colombia. 82 pp.
- MEJÍA J, SAMAMÉ M, PASTOR A. 1970. Información básica de los principales peces de consumo. Ser. Inf. Espec. N° IM-62. Instituto del Mar. Pgs.: 1-30.
- MENDEZ M. 1981. Claves de identificación y distribución de los langostinos y camarones (Crustacea: Decapoda) del mar y ríos de la costa del Perú. Bol. IMARPE, Callao. Vol. 5:1-170.
- MÉNDEZ O. 2005. Infracomunidades helmínticas del tiburón azul *Prionace glauca* (Linnaeus, 1758) de la costa occidental de Baja California Sur, México. Tesis de Maestría. IPN-CICIMAR. México. 99 pp.
- MENDO J. (Editor) 2009. Seminario: Bases científicas y tecnológicas para incrementar la productividad del cultivo de concha de abanico en áreas de repoblamiento en la Bahía de Sechura. FINCYT. Libro de Resúmenes. Perú. Pgs.: 1-65.

- MENDO J, YSLA L, ORREGO H, MIGLIO M, GIL P, DEL SOLAR A. 2009. Manual técnico para el repoblamiento de concha de abanico en la Bahía de Sechura. FYNCYT. Perú. Pgs.: 1-100.
- MENDO J, SAMAMÉ M, WOSNITZA-MENDO C, MENDIETA A, CASTILLO J. 1988. Análisis biológico-pesquero y poblacional de la cachema (*Cynoscion analis*) del área de Paita, Perú. Bol Inst Mar Perú. Vol. 12(2): 23-57.
- MENDOZA-GARFÍAS B, PÉREZ-PONCE DE LEÓN G. 1998. Microcotílidos (monogenea: Microcotylidae) parásitos de peces marinos de la bahía de Chamela, Jalisco, México. An. Inst. Biol. (UNAM), Ser. Zoología, Vol. 69: 139-153.
- MIÑANO J, CASTILLO J. 1971. Primeros resultados de la investigación biológico pesquera de la caballa *Scomber japonicus peruanus* J. y H. Serie de Informes especiales N° IM-84. Instituto del Mar, Callao. 32 pp.
- MORENO C A, GRAZIANI C A, BARRIOS A J, VILLARROEL E J, MARCANO N J. 2012. Estructura poblacional del camarón exótico *Macrobrachium rosenbergii* de Man, 1879 (crustacea: Palaemonidae) en el río Morocoto, estado Sucre, Venezuela. Rev. Zootecnia Trop., 30(3): 237-250.
- MUÑOZ G, OLMOS V. 2007. Revisión bibliográfica de especies ectoparásitos y hospederos de sistemas acuáticos de Chile. Revista de Biología Marina y Oceanografía. Vol. 42(2): 89 – 148.
- NEGRETE R P, ROMERO J J, ARREDONDO J L. 2004. Resistencia a antibióticos y presencia de plásmidos en: *Aeromonas hydrophila*, *Vibrio fluvialis* y *Vibrio furnissi*, aislados de *Carassius auratus auratus*. México. Vol. 35 (1): 1-10.
- NIGMATULLIN CH M, SHCHETINNIKOV A S, SHUKHGALTER O A. 2005. Food and parasite relations and role of the dominant Ommastrephid squids in oceanic ecosystems of Southeast Pacific in 1980 1985. In: Libro de Resúmenes III Simposio Intern. Sobre Calamares del Pacífico y II Taller Intern. en Calamares. Resum. 25. PRODUCE, CIAC, IMARPE.
- NIGMATULLIN CH M, NESIS K N, ARKHIPKIN A I. 2001. A review of the biology of the jumbo squid *Dosidicus gigas* (Cephalopoda: Ommastrephidae). Fish Res. 54: 9-19.
- NOOR EL- DEEN A E, ABDEL H, SHALABY S I, ZAKI M S. 2012. Field studies on *Caligus* disease among cultured *Mugil cephalus* in brackish water fish farms. Life Science Journal. Vol. 9(3): 733-737.
- OKADA M, ARECHE N, YSIKAWA E. 1981. Myxosporidian infestation of Peruvian hake. Bull. Japan. Soc. Sci. Fish. 47(2): 229-238.
- ÖKTENER A, TRILLES J. 2009. Four parasitic copepods on marine fish (Teleostei and Chondrichthyes) from Turkey. Acta Adriatica, Vol. 50(2): 121 – 128.
- OLIVA M. 1994. Parasites of the Chilean jack mackerel *Trachurus symmetricus murphyi* (Pisces: Carangidae). Mem. Inst. Osw. Cruz, R. de Janeiro, Vol. 89(3): 363-364.
- OLIVA M, LUQUE J. 2010. Ictioparasitología marina en el sistema de afloramiento de la Corriente de Humboldt: Desafíos para la Revista Neotropical Helminthology. Neotropical Helminthology, Vol. 4(2): 99-103.
- OLIVA M, LUQUE J. 1998. Metazoan parasite infracommunities in five Sciaenids from the central Peruvian coast. Rev. Mem Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 93(2): 175-180.
- OLIVA M, CASTRO R, BURGOS R. 1996. Parasites of the flatfish *Paralichthys adspersus* (Steindachner, 1867) (Pleuronectiformes) from Northern Chile. Rev. Mem Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 91(3): 301-306.
- OLIVAS V, CÁCERES J, VÁSQUEZ R. 2010. Patógenos que afectan el cultivo de *Litopenaeus vannamei* en ambiente marino y dulceacuático en el estado de Baja California, México. Rev. Electrón. Vet. Vol. 11 (3): 1-25.
- OLIVERO J, BARRIOS M, BALDIRIS R. 2008. Merluzas (*Merluccius gayi*) parasitadas adquiridas en establecimientos comerciales de Cartagena y Barranquilla (Cap. 6). En: Parásitos en peces colombianos: están enfermando nuestros ecosistemas?. Olivero, J. & R. Baldiris (Edits). Pgs.:1-120., Texto, Univ. Cartagena (Colombia).
- OMIDZAHIR SH, EBRAHIMZADEH M, SOLTANI M, SHAYAN P, EBRAHIMZADEH E, HOSEINI M. 2012. Identification of *Gyrodactylus gurleyi* in *Carassius auratus* using morphometric and molecular characterization. Iranian Journal of Veterinary Medicine. Vol. 6(1): 41-46.
- ORREGO H, MENDO J. 2012. Variación interanual de la dieta de la merluza *Merluccius gayi peruanus* (Guichenot) en la costa peruana. Dpto. Acad. Biología, UNALM. Ecología Aplicada, 11(2): 103-116.
- PANTOJA M F, NEVES L, DIAS M, MARINHO R, MONTAGNER D, TAVARES-DIAS M. 2012. Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. Revista MVZ Córdoba. Vol. 17 (1): 2812-2819.
- PANTOJA C, LIGHTNER D. 2008. Enfermedades virales. En: Morales, V. & AJ. Cuellar (Edits). Guía Técnica-Patología e Inmunología de Camarones Penaeidos. Programa CYTED, Red II-D, Vannamei, Panamá. República de Panamá. Pgs.:1-270.
- PAPERNA I, OVERSTREET R M. 1981. Parasites and diseases of mullets (Mugilidae). Aquaculture of Grey Mulletts. Pgs.: 411-493.
- PARDO-GANDARILLAS C, LOHRMANN K, VALDIVIA A, IBÁÑEZ C. 2009. Primer registro de los parásitos de *Dosidicus gigas* (d' Orbigny, 1835) (Cephalopoda: Ommastrephidae) en el sistema de corriente de Humboldt frente a Chile. Rev. Biol. Mar. Ocean. 44 (2): 397 - 408.
- PARDO-GANDARILLAS C, DUARTE F, CHONG J, CHRISTIAN I. 2007. Dieta de tiburones juveniles *Prionace glauca* (Linnaeus, 1758) (Carcharhiniformes: Carcharhinidae) en la zona litoral centro-sur de Chile. Rev. Biol. Mar. Oceanogr. Vol.42 (3): 365-369.
- PATASHNIK M, HERMAN S, GRONINGER JR., BARNET H, KUDO G, KOURY B. 1982. Pacific Whiting, *Merluccius productus*: I. Abnormal Muscle Texture Caused by Myxosporidian-Induced Proteolysis. Marine Fisheries Review, Vol. 44(5): 1-13.
- PEREIRA J Jr. 1992. Gradientes latitudinais da prevalência, intensidade e diversidade de parasitas em peixes marinhos. Bol. Inf. ABRAPOA. No. (2/3): 4-5.
- PEREIRA J JR., FERNANDES B, ROBALDO B. 2000. Digenea (Trematoda) of *Micropogonias furnieri* (Desmarest) (Perciformes, Sciaenidae) from Rio Grande do Sul, Brazil. Rev. Bras. Zool. Vol. 17 (3): 681-686.
- PÉREZ I, CHÁVEZ A, CASAS E. 1999. Presencia de formas parasitarias en peces comerciales del mar peruano. Rev. Inv. Vet. Perú; 10: 34-38.
- PÉREZ-PONCE DE LEÓN G, GARCÍA-PRieto L, MENDOZA-GARFÍAS B, LEÓN RÉGAGNON V, PULIDO-FLORES G, ARANDA-CRUZ C, GARCÍA-VARGAS F. 1999. Listados Faunísticos de México. IX Biodiversidad de Helminthos Parásitos de Peces Marinos y Estuarinos de la Bahía

- de Chamela, Jalisco. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), México, Distrito Federal. Pgs.: 1-48.
- PÉREZ J E, MUÑOZ C, HUAQUIN L, NIRCHIO M. 2004. Riesgos de la introducción de tilapias (*Oreochromis* sp.) (Perciformes: Cichlidae) en ecosistemas acuáticos de Chile. Rev. Chil. Hist. Nat. Vol. 77 (1): 195-199.
- PIAZZA R, MARTINS M, GUIRALDELLI L, YAMASHITA M. 2006. Parasitic diseases of freshwater ornamental fishes commercialized in Florianópolis, Santa Catarina, Brazil. Boletim do Instituto de Pesca, vol. 32(1): 51-57.
- PRATS L, MARTÍNEZ M, SILVEIRA R. 2012. Primer reporte de monogeneos del género *Enterogyrus* *paperna*, 1963 (Monogenea: Ancyrocephalidae) en tilapias de cultivo en Cuba. REDVET - Revista electrónica de Veterinaria. Vol. 13 (3): 1-12.
- PRODUCE. 2015. Anuario estadístico Pesquero y Acuicola. 195 pp.
- QUIROZ G L. 2014. Estudio de la parasitofauna en el jurel (*Trachurus picturatus murphyi*, Chirichigno y Vélez 1998), con énfasis en zoonosis parasitaria. Tesis Ing. Pesq. UNALM. Pgs.: 1-81.
- RELLO J, ADROHER J, VALERO A. 2004. Anisákidos parásitos de peces comerciales. Riesgos asociados a la salud pública. Anales de la Real Academia de Ciencias Veterinarias de Andalucía Oriental, 17: 173-197.
- ROJAS J R, RODRÍGUEZ O, MORALES-RAMÍREZ A. 2001. Size and distribution of *Pandarus satyrus* (Copepoda: Pandaridae) on the blue shark *Prionace glauca* (Carcharhiniformes: Carcharhinidae) in Costa Rica. Rev. Biol. Trop. Vol. 49 (1).
- RUBIO M, SILVEIRA R, PÉREZ L, GONZÁLEZ N. 2012. Enfermedad de la mancha del caparazón en el camarón de cultivo *Litopenaeus vannamei*. Vol.13 (7): 1-9.
- RUELAS N, CÓRDOVA E. 1995. Monogeneos de *Scomber japonicus peruanus* del litoral sur peruano. Rev. Per. Parasitol. Vol. 11 (1): 61-64.
- SALGADO-MALDONADO G, RUBIO-GODOY M. 2014. Helmintos parásitos de peces de agua dulce introducidos. En: R. Mendoza & P. Koleff (Coords.), Especies acuáticas invasoras en México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México. Pgs.: 269-285.
- SALINAS N, IRUEGAS FJ, GALAVIZ L, MERCADO R. 2010. Parásitos de *Mugil cephalus* (L.) en centros comerciales del área metropolitana de Monterrey, Nuevo León. XII Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología de Alimentos, 27- 28 de mayo, Guanajuato, México. Pgs.:1-6.
- SANKURATHRI C S, KABATA Z, WHITAKER D J. 1983. Parasites of the Pacific Hake, *Merluccius productus* (Ayres, 1855) in the Strait of Georgia, in 1974-1975. Syesis, Vol. 16: 5-22.
- SÃO CLEMENTE S. 1987. Plerocercos de cestóides da orden Trypanorhyncha em corvina *Micropogonias furnieri* (Desmarest) e sua importância na inspeção sanitária do pescado. Rev. Arq. Flum Med. Vet. Vol. 2 (3): 82-83.
- SÃO CLEMENTE S, PEREIRA JR. J, KNOFF M, DA SILVA C, GONZALES J, COUSIN J. 2001. *Hepatoxylon trichiuri* (Holten, 1802) Dollfus, 1942, Hepatoxylidae Dollfus, 1940 (Eucestoda: Trypanorhyncha) em *Prionace glauca* (Linnaeus, 1758), do litoral do estado do Rio Grande do Sul e em *Coryphaena hippurus* Linnaeus, 1758, do litoral do estado do Rio de Janeiro, Brasil. Parasitologia al Dia. Vol. 25(3-4): 135-137.
- SARDELLA N H, TRINCHERO J L, MANCA E A. 1987. Efectos del deterioro producido por myxosporidios de la especie *Kudoa rosenbuschi* en la musculatura de *Merluccius hubbsi*. Rev. Invest. Des. Pesq. No. 7: 105-112.
- SARMIENTO L, TANTALEÁN M, HUIZA A. 1999. Nemátodos parásitos del hombre y de los animales en el Perú. Revista Peruana de Parasitología. Vol. 14 (1-2): 9-65.
- SEVERINO R, MORALES E, ESPINOZA I, SOKO A, ZUBIATE P, FLORÍNDEZ D. 1994. Parásitos de *Dosidicus gigas* "pota" del mar peruano. Lib. Resum. III Reun. Cient. ICBAR.
- SIERRALTA V, MATEO E. 2005. Prevalence of Helminth parasites in *Dosidicus gigas* in Peruvian sea. Lib. Resum. III Simp. Intern. Calam. Pacif. Resumen 16.
- SILVA A, OLIVA M. 2010. Revisión sobre aspectos biológicos y de cultivo del lenguado chileno (*Paralichthys adspersus*). Lat. Am. J. Aquat. Res., 38(3): 377-386.
- SILVA-SOUZA A, PEREZ MA, MASSATO R. 2012. Patología e Sanidade de Organismos Acuáticos. ABRAPOA, Pgs.: 1- 404.
- SIN F Y, WATERMAN P B, BLAIR D. 1992. Morphological and enzyme variations of marine tapeworms, *Hepatoxylon trichiuri* (Eucestoda, Trypanorhyncha) and *H. megacephalum*, off Kaikoura coast, New Zealand. Journal of Natural History. 26: 465-477.
- SINDERMANN C. 1990. Principal diseases of marine fish and shellfish. California, Academic press. Ed. N. York, USA. 369 pp.
- SIRVAS-CORNEJO S, SÁNCHEZ-ROBINET C C, PEÑA-DOMÍNGUEZ C. 2011. Diagnóstico e identificación rápidos por PCR de *Yersinia rickeri* aislada de *Oncorhynchus mykiss* procedentes de Canta, Lima, Perú. Rev. Peruana Biología. Vol. 18 (3): 349-353.
- SOLANO-SARE A, TRESIERRA-AGUILAR A, GARCÍA-NOLASCO V, DIOSES T, MARÍN W, SÁNCHEZ C, WOSNITZA-MENDO C. 2008. Biología y Pesquería del Perico. Instituto del Mar del Perú (IMARPE). Callao. Pgs.: 1-33
- SPARKS A, CHEW K. 1966. Gross infestation of the littleneck clam *Venerupis staminea*, with a larval cestode (*Echeneibothrium* sp.). Journ. Invert. Pathol. Vol. 8(3): 413-416.
- TANTALEÁN M, SÁNCHEZ L, GÓMEZ L, HUIZA A. 2005. Acantocéfalos del Perú. Rev. Per. Biol. Vol. 12(1): 83-92.
- TANTALEÁN M, HUIZA A. 1994. Sinopsis de los parásitos de peces marinos de la costa peruana. Biotempo (Perú), Lima, 1: 53-101.
- TANTALEÁN M, CARVAJAL G, MARTÍNEZ R, HUIZA A. 1982. Helmintos parásitos de peces marinos de la costa peruana. Naturaleza, Ciencia y Tecnología Local para el Servicio Social (NCTL). Ser. Divulg. Cient. N°1: 1-40.
- TANTALEÁN M, HUIZA A. 1975. Larvas de nemátodos de importancia médica transmitidas por peces marinos de la costa del Perú. Lib. Res. II Jornadas Per. Microb. y Parasitol. 9-11 Oct., Trujillo-Perú.
- TERÁN L, LUCÁN L, LUQUE J. 1990. *Kudoa sciaenae* n. sp. (Myxozoa, multivalvulida), parásito muscular de peces de la familia Sciaenidae (Osteichthyes) en el mar peruano. Rev. Ibér. Parasitol. Vol. 50 (1-2): 25-29.
- VALLEJO I A, NEWMARK F U. 1999. Estudio epizootiológico de *Penaeus vannamei* en tres fincas camaroneras del Caribe Colombiano. Bol. Invest. Mar. Cost. Vol.28 (1): 19-42.
- VALLES-RIOS M, RUIZ-CAMPOS G, GALAVÍZ-SILVA L. 2000. Prevalencia e intensidad parasitaria en *Mugil cephalus*

- (Pisces: Mugilidae) del río Colorado, Baja California, México. *Rev. Biol. Trop.* 48(2/3): 495-501.
- VAN DUYN C. JR. 1973. *Diseases of Fishes*. Iliffe Books, London. Pgs.: 1-372.
- VÁSQUEZ-RUIZ C E, JARA-CAMPOS C A. 2012. Prevalencia e intensidad parasitaria en *Coryphaena hippurus* y *Mugil cephalus* (Teleostei) desembarcados en los puertos Salaverry y Paita (Perú). *Rev. SCIÉNDO*. Vol.15 (1): 22-32.
- VÁZQUEZ T, MALDONADO C, MARAÑÓN S, ESPINA S. 2005. Estrés producido por concentraciones terapéuticas de sulfato de cobre en *Carassius auratus* (Pisces, Cyprinidae). *Rev. Hidrobiol.* Vol. 15 (1): 35-42.
- VERANO R, SEVERINO R, ROJAS N, NEYRA E. 1992. Un nuevo myxozoa parásito de *Odontesthes regia regia* (Humboldt, 1835). X Congreso Nacional de Biología. Libro de Resúmenes. Pg. 53, Lima-Perú.
- VERANO R, SEVERINO R. 1977. Protozoario parásito en el "coco", *Paralonchurus peruanus*. I Congreso Nacional de Pesquería. Libro de Resúmenes. Pag. 61.
- WICKY G A. 1998. Producción del langostino de agua dulce o camarón gigante de Malasia (*Macrobrachium rosenbergii*). Dirección de Acuicultura. Secretaria de Agricultura, Pesca y Alimentación. República Argentina. Disponible en: <http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?c=33>.
- YOKOYAMA H, GRABNER D, SHIRAKASHI S, KINAMI R, OHNISHI T. 2011. *Kudoa septempunctata* (Myxozoa: Multivalvulida) from the trunk muscle of cultured olive flounder (*Paralichthys olivaceus*) causing food poisoning of human. VIII Intern. Symp. Fish Paras. Viña del Mar, Chile, 26-30 Sept.
- ZEBALLOS H, OCHOA J, LÓPEZ E. (Eds.). 2010. Diversidad Biológica de la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca. Arequipa-Moquegua. Desco, PROFONANPE, SERNANP, 2010. Pgs.: 1-314.
- <http://fishbase.sinica.edu.tw/photos/PicturesSummary.php?ID=57957&what=species>
- www.frigolab.com.ec
- <http://fishbase.sinica.edu.tw/photos/PicturesSummary.php?StartRow=7&ID=69&what=species&TotRec=17>
- <https://www.flickr.com/photos/tsurinavikun/4953683694/>
- <http://fishbase.sinica.edu.tw/photos/PicturesSummary.php?StartRow=0&ID=3326&what=species&TotRec=4>
- <http://cinabrio.over-blog.es/article-a-124628824.html>
- <http://www.fishbase.se/Photos/ThumbnailsSummary.php?Genus=Paralichthys&Species=adspersus#>
- Carasius auratus*. (En línea). Disponible en: <http://www.ugr.es/~zoologia/atlasac/carpin.swf>. Rev. 19 de enero de 2015.
- <http://psoemarinaalta.blogspot.com/2013/09/pesca-de-la-lampuga-coryphaena-hippurus.html>
- www.produce.gob.pe
- [www.viarural.com.pe/alimentos/pescados y mariscos](http://www.viarural.com.pe/alimentos/pescados_y_mariscos).
- Peces del Perú: Doncella

6. GLOSARIO

- Abundancia.**- Número de parásitos de una especie particular en o sobre un hospedador, sin tener en cuenta si el hospedador está o no infectado.
- Abundancia Media (AM).**- Número promedio de parásitos por hospedador examinado en una muestra (incluye a los no infectados). Se calcula como número total de parásitos/número total de hospedadores examinados.
- Aflatoxina.**- Toxina producida por ciertas cepas de *Aspergillus flavus*. La aflatoxicosis se ha registrado en truchas y produce fuerte necrosis hepática, fibrosis e hiperplasia biliar.
- Agentes patógenos.**- Organismos que producen cambios físicos y mecánicos en el animal en virtud de su capacidad de invadir los tejidos y de multiplicarse en ellos produciendo enfermedad o daño, o de desarrollarse en los líquidos orgánicos ejerciendo sus efectos por medio de las toxinas liberadas en ellas. También se les conoce como agentes etiológicos o bioagresores.
- Alevín.**- Pez que ha dejado de alimentarse de su saco vitelino y requiere de alimento exógeno.
- Anemia.**- Disminución de la tasa de hemoglobina en la sangre, a causa o no, de una disminución de glóbulos rojos.
- Anticuerpo.**- Sustancia producida en el organismo (hospedero) como respuesta a la presencia de un antígeno (toxina) producida por los parásitos. Sustancia segregada por los linfocitos de la sangre para combatir una infección de virus o bacterias que afecta al organismo.
- Antígeno.**- Sustancia y/o toxina que al introducirse en el organismo induce en este una respuesta inmunitaria, provocando la formación de anticuerpos.
- Autopsia (Examen clínico).**- Es el orden recorrido para estudiar y comprender el proceso de salud y de enfermedad de un sujeto. Estudio y examen de los órganos, tejidos o huesos de un cadáver para averiguar o investigar la causa de su muerte.
- Bacterias.**- Microorganismos unicelulares que carecen de núcleo verdadero y orgánulos como mitocondrias, cloroplastos y lisosomas (procariota), que pueden provocar enfermedades, fermentaciones o putrefacción en los seres vivos o materias orgánicas.
- Biopatología Acuática.**- es la ciencia que asocia el estudio de las enfermedades producidas por micro-macroorganismos y el hospedero en su propio medio, el agua.
- Cardumen.**- Concentración grande de peces, generalmente de la misma especie, que se desplazan juntos.
- Carga parasitaria.**- Cantidad de parásitos presente en el medio y que está relacionada a la intensidad de infección para producir daño o no al hospedero.
- Centros melanomacrofágicos (CMM).**- Son agregados celulares cuya denominación como centros melanomacrofágicos (CMMs) fue propuesta por Roberts en 1975 por la semejanza ultraestructural de sus células con macrófagos, su alto contenido en melanina y su tendencia a agregarse (AGIUS, 1985). Aparecen en órganos linfoides de todos los teleosteos.
- Cuarentena.**- Aislamiento durante un período de tiempo, para evitar el riesgo de que se extienda una determinada enfermedad; en el caso de los peces, la observación se hace entre 15 a 21 días cuando se ha comprado un lote de ovas, alevinos o juveniles con el fin de conocer la posibilidad de presencia de una enfermedad.
- Ectoparásito.**- Parásito que vive en la superficie corporal de un hospedero, puede ser a nivel de la piel, branquias, boca u opérculo; la característica principal es la presencia de una ventosa u órgano de fijación.
- Embolia.**- Obstrucción de las vías circulatorias (vaso sanguíneo) por agentes extraños transportados en el torrente sanguíneo; es peligroso si se aloja en una arteria o vena (a nivel de capilares) bloqueando un órgano o tejido importante para la vida.
- Endoparásito.**- Parásito localizado en cualquier órgano interno de un huésped.
- Epidemiología.**- Estudio del desarrollo epidémico y la incidencia de las enfermedades infecciosas en la población.
- Enfermedad.**- Cambios estructurales o funcionales de células, tejidos u órganos que resultan perjudiciales al individuo afectado. Estado específico de malfuncionamiento del organismo.
- Epizootia.**- Enfermedad de elevada morbilidad que solo ocasionalmente se presenta en una comunidad animal. También llamada epidemia.
- Esplenomegalia.**- Es el crecimiento y engrosamiento desmesurado del bazo que a veces alcanza dimensiones notables, mayormente va acompañado de una coloración rojo oscuro.
- Esporas esporogénicas.**- Son llamadas a las esporas adultas y para el caso del *Kudoa*, son las que se encuentran en el interior del quiste.
- Esporas pre esporogénicas.**- Son las esporas jóvenes (trofozoitos) y que requieren de la madurez para llegar al estadio adulto.
- Esporas.**- Células reproductoras en estado de reposo, pero plenamente infecciosas.
- Estrés.**- Es un estado de ausencia de sosiego de un organismo frente a las exigencias que le proporciona el ambiente.
- Etiología.**- Ciencia que estudia las causas de las enfermedades.
- Examen anamnésico (examen clínico, autopsia).**- Es el análisis que se hace a un organismo acuático, tanto de la parte externa e interna, con la finalidad

de determinar presencia o no de algún parásito, anotando los signos que en ella se presente.

Exoftalmia.- Protrusión anormal del globo ocular de la cavidad orbitaria que lo contiene (ojo hacia afuera), puede ser unilateral o bilateral.

Exudado.- Líquido con alto contenido de proteína y restos celulares, que han escapado de los vasos sanguíneos y se han depositado en tejidos o en la superficie de los tejidos generalmente como resultado de inflamación.

Fibra muscular.- Es el conjunto de miofibrillas y que son afectadas por endoparásitos que pueden ingresar sigilosamente como en el caso de los protozoos (esporas pre esporogénicas) sin haber respuesta del hospedero.

Fijadores.- Son sustancias químicas o agentes físicos que tiene por objeto matar las células y conservarlas, hasta donde sea posible, en la forma que se encontraba durante la vida.

Hematomas.- Acumulación de sangre, normalmente coagulada, en un órgano, espacio o tejido.

Hemorragia subcutánea.- Es la salida de sangre fuera de su estado y localización normal (sistema cardiovascular), ubicándose el líquido inmediatamente debajo de la piel, encima de los músculos u otro órgano interno.

Hepatomegalia.- Es el aumento de tamaño (megalia) del hígado (hepato) que se produce por diversas causas como son: estasis sanguíneo venoso intrahepático (descompensación cardíaca), absceso del hígado, cirrosis hipertrófica biliar etc.

Hifas.- Filamentos del talo o cuerpo vegetativo de los hongos, formados por la pared celular y el citoplasma con sus inclusiones. Se puede encontrar en el hígado de truchas (*Ichthyophonus* sp.).

Hiperemia.- Exceso de sangre en una zona determinada, por ejemplo en las branquias.

Hiperplasia.- Aumento anormal del volumen de un tejido u órgano causado por la formación y crecimiento de nuevas células normales (multiplicación mitótica).

Hipertrofia.- Aumento excesivo en el tamaño o volumen de las células de un órgano o tejido.

Histólisis (Proteólisis).- Fraccionamiento del tejido por presencia de microsporidios o myxosporidios a nivel del músculo, produciéndole una textura blanda, se les llama también licuefacción muscular o ablandamiento del músculo.

Historia clínica.- Es una descripción de los signos o síntomas patológicos que un pez presenta.

Hongos.- Un grupo de organismos eucariota, caracterizados por la ausencia de clorofila, presencia de una pared celular rígida en algunos estadios de su ciclo vital y por reproducirse por esporas.

Hospedero.- Organismo que provee nutrición o alojamiento para una asociación simbiótica o parasitaria, los cuales son fisiológicamente dependientes de aquél durante su vida.

Ictioparasitología.- es la ciencia que estudia la biología, ecología, fisiología y la distribución geográfica del parásito durante su ciclo biológico y como se encuentra en los diferentes órganos. Los términos que se emplean en dicho estudio son los Índices parasitarios en relación a la Prevalencia (Prev.%), Intensidad Media de Infección (IMI); Abundancia Media de Infección (AM) y la Intensidad de Infección (II).

Ictiopatología.- comprende el estudio de las diferentes enfermedades producidas por microorganismos (virus, bacterias, hongos, protozoarios) y, por macroorganismos (monogéneos, digéneos, cestodes, nematodes, acantocéfalos, hirudíneos y crustáceos) y que mayormente están relacionados a las diferentes alteraciones histológicas y en casos extremos a una patología específica que puede llegar a la mortalidad del hospedero.

Infección.- Invasión y multiplicación de algún micro o macroorganismo en tejidos corporales.

Inmunidad.- Es un estado biológico de resistencia incrementada a las enfermedades infecciosas que se instalan en un organismo por fenómenos congénitos (inmunidad natural) o adquirida (administración de sueros y vacunas).

Intensidad de Infección (II).- Expresa el número de individuos de una determinada especie de parásito en un solo hospedero infectado y sirve para conocer en una muestra o población, cuál de los hospederos es el más infectado.

Intensidad Media de Infección (IMI).- Sirve para conocer la media de infección producida por un determinado parásito y permite calcular el número total de individuos de una especie particular de parásitos encontrado en un hospedero, en relación al número total de hospederos infectados por ese parásito.

Kudoa.- Parásito myxosporidio que se caracteriza por presentar 4 cápsulas polares (tetraavulvúlicas), cada una lleva en su interior un filamento polar.

Lamelas.- filamentos altamente vascularizadas que componen las branquias de los peces que sirve para el intercambio gaseoso durante la respiración.

Laminillas secundarias.- Filamentos branquiales muy finos que se encuentran distribuidas paralelamente a las lamelas, son muy vascularizadas y mayormente presentan aneurisma, hiperplasia o hipertrofia por presencia de parásitos.

Lesión.- Cualquier discontinuidad patológica o traumática de los tejidos o pérdida de funcionalidad de una parte de ello producido por agentes externos.

Miofibrilla.- Fibras musculares formadas de actina y miosina.

Mucus.- Líquido viscoso resbaladizo que lubrica y protege las membranas de elementos nocivos, se compone principalmente de mucina, un complejo de proteína, hidrato de carbono, agua, sales inorgánicas, células descamadas y leucocitos

(primera barrera de protección de los peces). Se presenta muy elevado este mucus, a nivel de las branquias o en la piel por una infección.

Myxosporidio.- Protozoo parásito perteneciente al Filum Myxozoa.

Necrosis.- Muerte celular originada por degradación enzimática, o pérdida del tejido por presencia de parásitos sin posibilidades de regeneración.

Nefrocalcinosis.- Depósito de fosfato cálcico en los túbulos renales.

Ooquiste.- Etapa en la cual el huevo o cigote de los protozoos es recubierto por una cubierta quística a manera de protección y para facilitar su reproducción por esporulación.

Parásito.- Organismo animal o vegetal que vive a expensas de otro organismo llamado hospedero.

Patógeno oportunista.- Actividad de ciertos organismos de aprovechar las circunstancias momentáneas para la producción de enfermedades.

Petequias.- Manchas rojas (concentración de células sanguíneas), pequeñas como la punta de un alfiler, planas y redondas debajo de la piel causadas por una hemorragia.

Pigmentación.- Presencia de una sustancia que da un color determinado a una estructura o fluido.

Plasmodio.- Masa multinucleada de citoplasma, carente de paredes o membrana celular interna.

Poiquiloterms.- Son animales cuya temperatura corporal varía según la del medio ambiente ya que carece de mecanismos reguladores de la misma.

Portador asintomático.- Animal que hospeda un microorganismo patógeno en su cuerpo sin manifestar signos clínicos, actuando como portador y distribuidor de infección.

Prevalencia (Prev. %).- Es un índice parasitario que se expresa en porcentaje y sirve para determinar el número de hospederos infectados con uno o más especies parasitarias de una determinada especie o grupo taxonómico.

Protozoario.- Microorganismo eucariota unicelular de vida libre o parasitaria, que puede generar

daño al hospedero cuando se encuentra en un órgano o tejido. Ejemplo *Kudoa* spp., a nivel del tejido muscular esquelético.

Protrusión (evaginación).- Extensión hacia afuera, mayormente se presenta en los helmintos por la salida de las probóscides hacia el exterior para hacer daño a su hospedero.

Quiste.- Es una estructura que se caracteriza por presentar una cubierta, en cuyo interior se puede encontrar una masa sólida, pequeñas o numerosas esporas.

Respuesta inmunológica.- Estado de resistencia de un hospedero frente a patologías o enfermedades, generados por agentes invasores, parásitos o al efecto tóxico de sustancias antigénicas producido por los mismos.

Sacos ovígeros. Receptáculo o bolsa donde se depositan los huevos, se presenta mayormente en los copéodos e isópodos.

Sarcolema.- Es la membrana de la célula muscular (fibra muscular).

Sarcoplasma.- Viene a ser el citoplasma de la célula muscular y se caracteriza por cubrir las miofibrillas musculares.

Toma de muestra.- Conjunto de procedimientos destinados a obtener una parte representativa cuantitativamente a partir de un todo, en nuestro caso, el pez (hospedero).

Trofozoito.- Estadio juvenil de ciertos protozoarios, que pueden generar daño a nivel de ciertos tejidos u órganos. Para el caso de *Kudoa peruvianus*, causante de daños a nivel del tejido muscular y de otros órganos (vaso sanguíneo, hígado, bazo, etc.).

Virulencia.- El grado de patogenicidad de un microorganismo según la tasa de casos mortales o su capacidad para invadir tejidos del hospedero.

Virus.- Microorganismo que requiere de la presencia de un ser vivo (hospedero), para hacerse activo y recién generar alguna patología o enfermedad.

Zoonosis parasitaria.- Está relacionado a las enfermedades transmitidas al hombre y producidas por helmintos (tremátodos, nemátodos y céstodos).

7. ANEXOS

Tabla 2.- Protozoarios reportados en los animales acuáticos investigados

Parásito	Taxonomía	Hospedero
<i>Kudoa</i> sp.	Phyllum Cnidaria	Anchoveta
<i>Kudoa peruvianus</i> Mateo 1972	Clase: Myxozoa Orden: Multivalvulida Shulman, 1959 Familia: Kudoidae Meglitsch, 1960	Merluza peruana
<i>Ceratomyxa</i> sp.	Orden: Bivalvulida Shulman, 1959 Familia: Ceratomyxidae Doflein, 1899	Ayanque Mis mis Viña
<i>Ceratomyxa</i> Thélohan, 1892		Lenguado
<i>Myxobolus</i> sp.	Familia: Myxobolidae Thélohan, 1892	Caballa Lisa común
<i>Thelohanellus</i> sp.		Goldfish
<i>Zschokkella</i> sp.	Familia Myxidiidae Thélohan, 1892	Goldfish
<i>Eimeria</i> sp.	Phyllum Myzozoa Orden Eucoccidioridae Familia: Eimeriidae Minchin, 1903	Caballa Cabrilla Jurel
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	Phyllum Ciliophora Clase: Oligohymenophorea Orden: Hymenostomatida Delage y Hérouard, 1896 Familia: Ichthyophthiriidae Kent, 1881	Goldfish
<i>Zoothamnium</i> sp.	Phyllum: Ciliophora Clase Oligohymenophorea Orden: Sessilida Stein, 1833 Familia: Zoothamniidae Sommer, 1951	Camarón gigante de Malasia Langostino
<i>Trichodina</i> sp.	Orden: Mobilida Kahl, 1933 Familia: Trichodinidae Raabe, 1959	Lisa común Tilapia roja
<i>Ambiphrya</i> sp.	Orden: Sessilida Stein, 1833 Familia: Scyphidiidae Kahl, 1933	Tilapia roja
Quiste de microsporideo no identificado		Concha de abanico

Tabla 3.- Hongos reportados en los animales acuáticos investigados

Parásito	Taxonomía	Hospedero
<i>Fusarium</i> Link, 1809	Phyllum: Ascomycota Orden: Hypocreales Lindau, 1879 Familia: Nectriaceae Tul. y C. Tul., 1865	Trucha arco iris
<i>Ichthyophonus hoferi</i> Plehn & Mulsow, 1911	Orden: Ichthyophonida Familia: Ichthyophonidae	Trucha arco iris
Hongo no identificado		Goldfish

Tabla 4.- Bacterias reportadas en los animales acuáticos investigados

Parásito	Taxonomía	Hospedero
<i>Flavobacterium</i> sp.	Phyllum Bacteroidetes Clase: Flavobacteria Orden: Flavobacteriales Familia: Flavobacteriaceae Bernardet et al. 2002	Trucha arco iris

Tabla 5.- Platyhelminthes reportados en los animales acuáticos investigados

Parásito	Taxonomía	Hospedero
<i>Ovarionematobothrium</i> sp.	Phyllum Platyhelminthes Clase: Trematoda	Bereche Caballa
<i>Dydimozoon scombri</i> Taschenberg, 1879	Orden: Plagiorchiidae Familia: Didymozoidae Poche, 1907	Caballa
<i>Helicometra fasciata</i> (Rudolphi, 1819)	Familia: Opecoelidae	Coco Lorna
Esporoquistes de la familia	Familia: Hemiuridae	Concha de abanico
<i>Benedenia</i> sp.	Clase: Monogenea	Bonito
<i>Neobenedenia</i> sp.	Orden: Capsalidea Familia: Capsalidae	Lisa
<i>Tentacularia coryphaenae</i> Bosc, 1797	Clase: Cestoda Orden: Trypanorhyncha Diesing, 1863 Familia: Tentaculariidae Poche, 1926	Calamar gigante o pota Perico
<i>Hepatoxylon trichuri</i> (Holten, 1802)	Familia: Sphyriocephalidae Pintner, 1913	Tiburón azul
<i>Poecilancistrum caryophyllum</i> (Diesing, 1850)	Familia: Otobothriidae Dollfus, 1942	Corvina del Atlántico Corvina dorada
<i>Echeneibothrium</i> sp.	Orden: Rhinebothriidea Beauchamp, 1905 Familia: Echeneibothriidae	Concha de abanico
<i>Teleurysorchis gumercindae</i> Gonzales y Sarmiento, 1990	Clase: Monogenea Orden: Mazocraeidea Familia: Diclidophoridae Fuhrmann, 1928	Cojinoba del norte
<i>Metamicrocotyla macracantha</i> (Alexander, 1954)	Familia: Microcotylidae Taschenberg, 1879	Lisa común
<i>Paramicrocotyle danielcarrioni</i> Martínez y Barrantes, 1977		Pintadilla
<i>Gyrodactylus</i> sp.	Orden: Gyrodactylidea Familia: Gyrodactylidae	Goldfish Tilapia roja
<i>Dactylogyrus</i> sp.	Familia: Dactylogyridae	Goldfish
Larva de céstodo no identificado		Caballa

Tabla 6.- Nemátodos reportados en los animales acuáticos investigados

Parásito	Taxonomía	Hospedero
<i>Anisakis</i> sp.	Phyllum Nematoda Clase: Chromadorea Orden: Rhabditida Familia: Anisakidae Railliet y Henry, 1912	Bacalao Calamar gigante o pota
<i>Spirocamallanus</i> Olsen, 1952	Familia: Camallanidae Railliet y Henry, 1915	Bereche Peje blanco
<i>Philometra</i> sp.	Orden: Rhabditida Chitwood, 1933 Familia: Philometridae Baylis & Daubney, 1926	Cabrilla
Larva de nemátodo no identificado		Caballa

Tabla 7.- Phylla: Acanthocephala, Arthropoda reportados en los animales acuáticos investigados

Parásito	Taxonomía	Hospedero
<i>Tegorhynchus</i> sp.	Phyllum Acanthocephala Orden: Echinorhynchida Familia: Illiosentidae Golvan, 1960	Lorna
Sanguijuela		Corvina dorada
<i>Polydora</i> sp.	Phyllum Annelida Clase Polychaeta Orden: Spionida Familia: Spionidae	Concha de abanico
<i>Cerathotoa gaudichaudii</i> Milne-Edwards, 1840	Phyllum Arthropoda Clase: Malacostraca Orden: Isopoda Familia: Cymothoidae	Caballa Jurel
<i>Naobranchia lizae</i> Kroyer, 1863	Clase: Hexanauplia Orden: Siphonostomatoida Familia: Lernaepodidae	Lisa común
<i>Neobrachiella exilis</i> Shiino, 1956		Lisa común
<i>Caligus</i> sp.	Familia: Caligidae	Lisa común

Tabla 8. Relación de Hospederos y sus respectivos parásitos

Hospedero	Parásitos
PECES	
Anchoveta , <i>Engraulis ringens</i>	<i>Kudoa</i> sp.
Ayanque , <i>Cynoscion analis</i>	<i>Ceratomyxa</i> sp.
Bacalao , <i>Gadus morhua</i>	<i>Anisakis</i> sp.
Bereche , <i>Larimus aclivis</i>	<i>Spirocamallanus</i> <i>Ovarionematobothrium</i> sp.
Bonito , <i>Sarda chiliensis chiliensis</i>	<i>Benedenia</i> sp.
Caballa , <i>Scomber japonicus</i>	<i>Eimeria</i> sp. <i>Myxobolus</i> sp. Esporas de myxosporidios <i>Cerathotoa gaudichaudii</i> <i>Ovarionematobothrium</i> sp. <i>Dydimozoon scombri</i> Larva de nematodo Larva de cestodo Quiste
Cabrilla , <i>Paralabrax humeralis</i>	<i>Eimeria</i> sp. <i>Philometra</i> sp.
Coco , <i>Paralonchurus peruanus</i>	<i>Helicometra fasciata</i>
Cojinoba del norte , <i>Schedophilus haedrichi</i>	<i>Teleurysorchis gumercindae</i>
Corvina del Atlántico , <i>Micropogonias furnieri</i>	Isopodo <i>Poecilancistrum caryophyllum</i>
Corvina dorada , <i>Micropogonias altipinnis</i>	<i>Poecilancistrum caryophyllum</i> Sanguijuela
Goldfish , <i>Carassius auratus</i>	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> <i>Zschokkella</i> sp. <i>Thelohanellus</i> sp. Hongos <i>Gyrodactylus</i> sp. <i>Dactylogyrus</i> sp.
Jurel , <i>Trachurus picturatus murphyi</i>	<i>Eimeria</i> sp. <i>Cerathotoa gaudichaudii</i>

Lenguado , <i>Paralichthys adspersus</i>	<i>Ceratomyxa</i> sp.
Lisa común , <i>Mugil cephalus</i>	<i>Myxobolus</i> sp. <i>Trichodina</i> sp. <i>Naobranchia lizae</i> <i>Neobrachiella exilis</i> <i>Caligus</i> sp. <i>Neobenedenia</i> sp. <i>Metamicrocotyla macracantha</i>
Lorna , <i>Sciaena deliciosa</i>	<i>Helicometra fasciata</i> <i>Tegorhynchus</i> , sp.
Merluza peruana , <i>Merluccius gayi peruanus</i>	<i>Kudoa peruvianus</i>
Mis mis , <i>Menticirrhus ophicephalus</i>	<i>Ceratomyxa</i> sp.
Peje blanco , <i>Caulolatilus princeps</i>	<i>Philometra</i> sp.
Perico , <i>Coryphaena hippurus</i>	<i>Tentacularia coryphaenae</i>
Pintadilla , <i>Cheilodactylus variegatus</i>	<i>Paramicrocotyle danielcarrioni</i>
Tiburón azul , <i>Prionace glauca</i>	<i>Hepatoxylon trichuri</i>
Tilapia roja , <i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Trichodina</i> sp. <i>Ambiphrya</i> sp. <i>Gyrodactylus</i> sp.
Trucha arco iris , <i>Oncorhynchus mykiss</i>	<i>Flavobacterium</i> sp. <i>Fusarium</i> <i>Ichthyophonus hoferi</i>
Viña , <i>Menticirrhus nasus</i>	<i>Ceratomyxa</i> sp.
Moluscos	
Concha de abanico , <i>Argopecten purpuratus</i>	Quiste de microsporidio <i>Polydora</i> sp. Esporoquistes de la familia Hemiuridae <i>Echeneibothrium</i> sp.
Calamar gigante o pota , <i>Dosidicus gigas</i>	<i>Anisakis</i> sp. <i>Tentacularia coryphaenae</i>
Crustáceos	
Camarón gigante de Malasia , <i>Macrobrachium rosenbergii</i>	<i>Zoothamnium</i> sp.
Langostino , <i>Penaeus vannamei</i>	<i>Zoothamnium</i> sp.

PUBLICACIONES CIENTÍFICAS SERIADAS DEL INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ (IMARPE)

Boletín IMARPE Bol Inst Mar Perú ISSN 0458-7766 (BIMP)

Informe IMARPE Inf Inst Mar Perú ISSN 0378-7702 (IIMP)

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

En principio, sus páginas están abiertas a las investigaciones realizadas por el personal técnico y científico del propio Instituto del Mar del Perú (IMARPE), pero podrán aceptarse trabajos realizados en otras instituciones o laboratorios, autorizados por la Dirección Ejecutiva Científica, previa calificación por Revisores Especializados y aceptación del Comité Editorial. Además, publica notas científicas, notas técnicas, reseñas bibliográficas, y obituarios referidos a destacados investigadores marinos, peruanos y de otras nacionalidades.

MANUSCRITOS ORIGINALES

La solicitud para publicación de un trabajo en el IIMP deberá ser remitida a la sede del Instituto del Mar del Perú, dirigida al Director Ejecutivo Científico. Los manuscritos deberán presentarse impresos en original, a una columna, (incluyendo ilustraciones y tablas) en una sola cara en papel tamaño A4, a doble espacio y con márgenes amplios. Se acompañará además del CD o USB. Los textos deberán seguir estrictamente la estructura adoptada en el último volumen del IIMP, o serán devueltos a los autores.

La primera página incluirá: (1) **TÍTULO DEL TRABAJO** (explícito, descriptivo y tan corto como sea posible), debajo, irá el título traducido al inglés; (2) **EL NOMBRE COMPLETO DEL AUTOR O LOS AUTORES** [(a) El autor debe decidir una forma definitiva de expresar su nombre, es decir no utilizar a veces los dos nombres de pila y los dos apellidos; otras veces sólo un nombre y un apellido; otras veces poner sólo iniciales para el segundo nombre y el segundo apellido; si esto cambia, en los registros y en las bases de datos, ya se trataría de autores diferentes; (b) se aconseja a los autores que generalmente utilizan sus dos apellidos, los unan mediante un guion; también debe incluirse la dirección institucional, el correo electrónico, en notas al pie de página.

En las páginas siguientes, deberá ir un **RESUMEN** en español, incluyendo palabras clave y un **ABSTRACT** en inglés, incluyendo keywords (Resúmenes en otros idiomas son opcionales). También debe incluirse el título abreviado sugerido para los encabezamientos de páginas impares. Las notas, reseñas bibliográficas, etc. no tendrán resúmenes.

Los **textos** deberán ser concisos, claros y directos, e incluirán usualmente una **INTRODUCCIÓN**, **MATERIAL Y MÉTODOS**, **RESULTADOS**, **DISCUSIÓN** (podría ser un solo capítulo, **RESULTADOS Y DISCUSIÓN**) y **CONCLUSIONES**, además de **AGRADECIMIENTOS** y **REFERENCIAS**.

Los nombres científicos deberán ser escritos en cursivas e irán acompañados por autor y familia cuando sean citados por primera vez en el texto. Los nombres científicos deben ser corroborados con cuidado.

Las medidas y sus abreviaturas deben corresponder al Sistema Internacional de Unidades (SI).

En las citas bibliográficas en el texto, los nombres de autores irán en letras **VERSALES**, seguidos por el año de publicación, p.ej. (GUEVARA-CARRASCO 2004), ESPINOZA y ZEBALLOS (2004) o ESTRELLA et al. (2006).

En las **REFERENCIAS** se incluirán únicamente los artículos mencionados en el texto, y se seguirá estrictamente el formato del IIMP. Se ordenarán alfabéticamente por autor y cronológicamente para cada autor. Los títulos de publicaciones periódicas irán abreviados. Las referencias a libros o capítulos de libros deberán ser completas, incluyendo ciudad, editorial y paginación. En todos los casos, los nombres del autor principal y los colaboradores, en la relación de Referencias, se anotarán por el apellido y la inicial del nombre de pila, sin punto, solamente separado por coma; año de publicación; Título del artículo, Revista y número de páginas. Ejs.: DELGADO E, SÁNCHEZ S, CHANG F, VILLANUEVA P. 2001. Título artículo--- Revista---Vol. (Núm.): pp.

En las referencias electrónicas, la norma general incluye también el nombre del autor, fecha de publicación en internet, título del artículo o documento <URL>, fecha de acceso, Ejemplos:

- BROWNING T. 1997. Embedded visuals: student desing in Wb spaces. Kairons: A Journal foreachers of Writing in Webbd Environments 3(1). <http://englisch.ttu.edu/kairos/2.1/features/browning/bridge.html>. Accesed 1997 Oct 21.
- KENNETH IA. 2000. A buddisht response to the natures of human rights. Journal of Buddist Ethics 8(4), <http://www.cac.psu.edu/jbe.twocont.html>. Obtenido el 20 de febrero de 2001.

Se recomienda el tipo "palatino linotype", y su tamaño en el artículo variará de la siguiente manera:

Título en español, **14 NEGRA ALTA** (= mayúsculas) **centrado**.

Título en inglés, **12 NEGRA ALTA centrado**.

Autores: nombre, *12 cursiva blanca*; dirección 9 blanca, centrado

RESUMEN y **CAPÍTULOS 12 negra, alta. Subcapítulo, 12 negra alta y baja** (mayúscula y minúscula), alineado a la izquierda. Texto en general 11 blanca, inicio de párrafos con sangría. Referencias de Literatura, en tipo 10 blanca.

Ilustraciones y tablas

Las fotografías, dibujos, gráficos y mapas serán considerados como **FIGURAS**, numeradas consecutivamente con guarismos arábigos. Se recomienda remitir las ilustraciones y tablas como imágenes digitalizadas contenidas en archivos electrónicos (separadas del archivo conteniendo el texto).

Si se tratara de dibujos, normalmente deberán ser efectuados con tinta china sobre papel Canson y montados sobre cartulina blanca. Las fotografías (a color o blanco y negro) impresas en papel brillante (no mate) deberán ser nítidas y contrastadas, y serán montadas en cartulina blanca; no se recomienda la remisión de diapositivas. Cuando sea pertinente, la ilustración llevará una indicación del grado de aumento o reducción con respecto al original; se recomienda utilizar una barra en escala métrica e indicar el tamaño final con que deberá aparecer en la publicación (tomando en cuenta el tamaño de página del IIMP (A4). Toda ilustración deberá estar claramente identificada con nombres de autores, título del manuscrito y número de figura. Las leyendas para las ilustraciones, numeradas consecutivamente, irán en página aparte, luego del texto del artículo.

Las **TABLAS** deberán ir numeradas consecutivamente, con guarismos arábigos, e impresas en páginas aparte. Sus leyendas, numeradas consecutivamente, irán en página aparte, luego del texto del artículo.

Nota.- Debemos resaltar dos aspectos importantes:

1. En el Sistema Internacional de Unidades (**SI**): Algunos de los símbolos actuales aceptados son: **m** (metro), **cm** (centímetro), **mm** (milímetro), **km** (kilómetro), **kg** (kilogramo), **g** (gramo), **ha** (hectárea), **mn** (milla náutica), **L** (litro), **mL** (mililitro), **W** (vatio), **kW** (kilovatio), **Hz** (hertzio), **kHz** (kilohertzio).
2. En la escritura de cantidades: - No debe usarse el punto decimal, sino la coma decimal. Ej. Un sol con cincuenta céntimos será S/. **1,50** (está mal si se escribe 1.50). Ver también a continuación.

Las cantidades de miles y millones, deben separarse por puntos, cada tres dígitos: Ejs. Oncemil quinientos soles con cincuenta céntimos será: S/. **11.500,50** (estará mal si se escribe 11,000.50)-

Quince millones trescientos cincuenta mil y veinticinco céntimos se deberá escribir **15.350.000,25**

Cuando en un texto se tratan cifras con muchos ceros puede escribirse en letras. Ej. 1.000.000.000 (mejor escribir **mil millones**), o en vez de 100.000 escribir **cien mil**.

Cualquier consulta a: editora01@imarpe.gob.pe, vvaldiviesom@yahoo.es, eantonietti@imarpe.gob.pe

DEDICATORIA

En la memoria de mis padres: Julio y Gumercinda;
a mis hijos: Giovana, Julio y Manuel; a mi esposa
Teresa; a mis hermanos: Andrés, Juan y Blanca y a mis
queridos sobrinos

AÑOS Y NÚMEROS DE LAS PUBLICACIONES CIENTÍFICAS DEL IREMAR Y DEL IMARPE

BOLETÍN IREMAR (ISSN 020-3920) Año 1963 Vol. 1 Números 1-5
 INFORME IREMAR (ISSN 0475-1672) Año 1962 (Vol. 1) Números 1-6(6)
 Año 1963 (Vol. 2) Números 7-22 (16)
 Año 1964 (Vol. 3) Números 23-28 (6)

BOLETÍN IMARPE (Bol Inst Mar Perú, ISSN 0458-7766)								
AÑO	VOL	NÚMEROS	AÑO	VOL.	NÚMEROS	AÑO	VOL	NÚMEROS
1964	I	1	1982	VII	2,3,4,5,6	2000	XIX	1-2
1965		2, 3	1983		1,2,3,4,5,6,6a	2001	XX	1-2
1966		4,5,6	1984	VIII	1,2	2002	-----	-----
1967	-----	-----	1985	IXX+ 2 extr	1	2003	-----	-----
1968	A	7,8,9,10	1986	XI+ 3 extr	2,3,4,5,6,7	2004	XXI	1-2
1969	II	1,2,3,4	1987	XII	1,2,3,4,5,6	2005	XXII	1-2
1970		5,6	1988	XIII	1,2	2006	-----	-----
1971	-----	-----	1989	XIV	1,2	2007	-----	-----
1972		7,8,9	1990	-----	1,2	2008	XXIII	1-2
1973	-----	-----	1991	-----	-----	2009	XXIV	1-2
1974		10	1992	-----	-----	2010	XXV	1-2
1974	III	1,2,3	1993	-----	-----	2011	XXVI	1-2
1975	-----	-----	1994	-----	-----	2012	XXVII	1-2
1976	-----	4	1995	-----	-----	2013	XXVIII	1-2
1977		5	1996	XV	1,2	2014	XXIX	1-2
1978	IV	1,3	1997	XVI	1,2	2015	XXX	1,2
1979	-----	-----	1998	XVII	1-2	2016	XXXI	1,2
1980	-----	-----	1999	XVIII	1-2	2017	XXXII	1
1981	V, VI +1 ext.							

INFORME IMARPE (Inf Inst Mar Perú, ISSN 0378-7702)								
AÑO	(Vol)	NÚMEROS	AÑO	(Vol)	NÚMEROS	AÑO	(Vol)	NÚMEROS
1965	(01)	01-09 (9)	1982	----	-----	1999	(29)	143-150 (8)
1966	(02)	10-15 (6)	1983	(15)	83-85 (3)	2000	(30)	151-158 (8)
1967	(03)	16-19 (4)	1984	(16)	86-88 (3)	2001	(31)	159-164 (6)
1968	(04)	20-26 (7)	1985	----	-----	2002	----	-----
1969	(05)	27-30 (4)	1986	(17)	89 (1)	2003	----	-----
1970	(06)	31-35 (5)	1987	(18)	90-91 (3)	2004	32	1,2,3,4 (4)
1971	(07)	36-37 (2)	1988	(19)	92-93 (2)	2005	----	-----
1972	(08)	38-40 (3)	1989	(20)	94-96 (3)	2006	33	1 (1)
1973	(09)	41-43 (3)	1990	(21)	97-99 (3)	2007	34	1,2,3,4 (4)
1974	(10)	44 (1)	1991	(22)	100-101 (2)	2008	35	1,2,3,4 (4)
1975	----	-----	1992	(23)	102-104 (3)	2009	36	1-2, 3-4 (2)
1976	----	-----	1993	----	-----	2010	37	1-2, 3-4 (2)
1977	----	-----	1994	(24)	105 (1)	2011	38	1,2,3,4 (4)
1978	(11)	45-51 (7)	1995	(25)	106-115 (10)	2012	39	1-2, 3-4 (2)
1979	(12)	52-73 (22)	1996	(26)	116-122 (7)	2013	40	1-2, 3-4 (2)
1980	(13)	75-78 (4)	1997	(27)	123-129 (7)	2014	41	1-4 (1)
1981	(14)	79-82 (4)	1998	(28)	130-142 (7)	2015	42	1,2,3,4 (4)
						2016	43	1,2,3,4 (4)

INFORME PROGRESIVO IMARPE								
1995	1-16	(16)	1998	73-96	(24)	2001	136-159	(24)
1996	17-48	(32)	1999	97-111	(15)	2002	-----	
1997	49-72	(24)	2000	112-135	(24)	2003	-----	

ANUARIO CIENTÍFICO TECNOLÓGICO IMARPE (ISSN 1813-2103)		
2004 Vol. 4 Enero-diciembre 2004	2008 Vol. 8 Enero-diciembre 2008	2014 Vol. 13 Enero-diciembre 2013
2005 Vol. 5 Enero- diciembre 2005	2009 Vol. 9 Enero-diciembre 2009	2015 Vol. 14 Enero-diciembre 2014
2006 Vol.6 Enero-diciembre 2006	2010 Vol. 10 Enero-diciembre 2010	2016 Vol. 15 Enero-diciembre 2015
2007 Vol. 7 Enero-diciembre 2007	2011 Vol. 11 Enero-diciembre 2011	2017 Vol. 16 Enero-diciembre 2016
2007 Vol.8 Enero-diciembre 2008	2014 Vol. 12 Enero-diciembre 2012	

Para pedidos de publicaciones, solicitar el Catálogo de Publicaciones, dirigiendo su correspondencia a:
 BIBLIOTECA DEL INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ, Apartado Postal 22, Callao, Perú.
 Correo Electrónico: imarpe-bib@imarpe.gob.pe. También consultar el Repositorio Digital en www.imarpe.gob.pe



Instituto del Mar del Perú
Esquina Gamarra y General Valle
s/n Apartado postal 22. Callao Perú
Central Telefónica 208 8650
C.electrónico: imarpe@imarpe.gob.pe