



FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA

CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA Y MOLECULAR DE MIXOZOOS
(CNIDARIA: MYXOZOA) PARÁSITOS EN PECES MARINOS DE IMPORTANCIA
COMERCIAL DEL TERMINAL PESQUERO DE PUERTO PIZARRO TUMBES -
PERÚ

Línea de investigación:

Genética, bioquímica y biotecnología

Tesis para optar el título profesional de Licenciado en Biología

Autor:

Reyes Leyva, Alexander

Asesor:

Salas Asencios Ramsés
(ORCID: 0000-0002-4075-1736)

Jurado:

Iannacone Oliver, José Alberto

Rodrigo Rojas, Maria Elena

Saez Flores, Gloria Maria

Lima - Perú

2023



Universidad Nacional
Federico Villarreal

Vicerrectorado de
INVESTIGACIÓN

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA

**“CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA Y MOLECULAR DE
MIXOZOOS (CNIDARIA: MYXOZOA) PARÁSITOS EN PECES
MARINOS DE IMPORTANCIA COMERCIAL DEL TERMINAL
PESQUERO DE PUERTO PIZARRO TUMBES – PERÚ”**

Líneas de Investigación: Genética, bioquímica y biotecnología

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE LICENCIADO EN
BIOLOGÍA**

AUTOR

Reyes Leyva Alexander

ASESOR

Salas Asencios Ramsés

ORCID: 0000-0002-4075-1736

JURADO

Iannacone Oliver José Alberto

Rodrigo Rojas María Elena

Saez Flores Gloria María

LIMA – PERU

2023

DEDICATORIA

A mis padres Ricardo y Nerida, por su ejemplo de perseverancia y todo su amor, a mis hermanos María, Antonio, Elizabeth e Isaac por su apoyo incondicional, a César Gárate por acompañarme en esta travesía que sin su presencia y apoyo no hubiera sido fructífera.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar en estas líneas mi más sincero agradecimiento la ayuda que muchas personas y colegas me han brindado durante el proceso de investigación y redacción de este trabajo. En primer lugar agradezco a mis profesores, Margarita Robles y Jhon Chero, por haberme orientado en todos los momentos que necesité sus consejos.

Así mismo, deseo expresar mi reconocimiento al Laboratorio de Parasitología General y Especializada a cargo de la Blga. Gloria Sáez por todas las atenciones e información brindada a lo largo de esta investigación.

Al Vicerrectorado de Investigación (VRIN) de la Universidad Nacional Federico Villarreal por haber confiado en mi proyecto y por el financiamiento proporcionado.

A la Blga. Isabel Bohórquez, por la acertada orientación, el soporte y discusión crítica que me permitió un buen aprovechamiento en el trabajo realizado.

INDICE

CARÁTULA.....	i
DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTOS.....	iii
INDICE.....	iv
RESUMEN.....	vi
ABSTRACT.....	vii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Descripción y formulación del problema.....	1
1.2 Antecedentes.....	2
1.3 Objetivos.....	3
1.3.1 Objetivo General.....	3
1.3.2 Objetivos Específicos.....	3
1.4 Justificación.....	4
II. MARCO TEÓRICO.....	6
2.1 Mixozoos.....	6
2.1.1 Taxonomía.....	6
2.1.2 Ecología.....	6
2.1.3 Ciclo biológico.....	7
2.2 Género <i>Kudoa</i>	7
2.3 Género <i>Myxobolus</i>	8
2.4 Peces marinos de importancia comercial.....	9
2.4.1 <i>Mugil cephalus</i> “lisa”.....	9
2.4.2 <i>Odontesthes regia</i> “pejerrey”.....	9
2.4.3 <i>Merluccius gayi peruanus</i> “merluza”.....	10
2.4.4 <i>Prionotus stephanophrys</i> “cabrilla voladora”.....	10
2.5 Métodos de identificación.....	13
2.5.1 Métodos morfológicos.....	13
2.5.2 Métodos moleculares.....	13
III. MÉTODO.....	14
3.1 Tipo de investigación.....	14
3.2 Ámbito temporal y espacial.....	14
3.3 Variables.....	14
3.3.1 Variable dependiente.....	14
3.3.2 Variable independiente.....	14
3.4 Población y muestra.....	14
3.5 Instrumentos.....	15
3.6 Procedimientos.....	18
3.6.1 Caracterización morfológica.....	18
3.6.1.1 Colecta de ejemplares.....	18
3.6.1.2 Dibujo de las esporas.....	18
3.6.2 Caracterización molecular.....	19
3.6.2.1 Extracción de ADN genómico.....	19
3.6.2.2 Verificación de ADN genómico.....	19
3.6.2.3 Amplificación de ADN: PCR convencional.....	19
3.6.2.4 Análisis de electroforesis: verificación de producto de PCR.....	21

3.6.2.5	Secuenciamiento de 18S ADN ribosomal.....	21
3.7	Análisis de datos.....	22
3.7.1	Caracterización morfológica.....	22
3.7.1.1	Comparación bibliográfica de las esporas.....	22
3.7.2	Caracterización molecular.....	22
3.7.2.1	Análisis de secuencias.....	22
IV.	RESULTADOS.....	23
4.1	Caracterización morfológica.....	23
4.1.1	Histólisis <i>post-mortem</i>	23
4.1.2	Género <i>Kudoa</i>	25
4.1.3	Género <i>Myxobolus</i>	37
4.2	Caracterización molecular.....	40
V.	DISCUSION DE RESULTADOS.....	44
5.1	Hospedero.....	44
5.2	Especificidad del hospedero.....	44
5.3	<i>Kudoa peruvianus</i>	45
5.4	<i>Kudoa</i> sp1.....	46
5.5	<i>Kudoa</i> sp2.....	52
5.6	<i>Kudoa</i> sp3.....	54
5.7	<i>Myxobolus</i> sp.....	59
VI.	CONCLUSIONES.....	66
VII.	RECOMENDACIONES.....	67
VIII.	REFERENCIAS.....	68

RESUMEN

Los mixosporidios del género *Kudoa* y *Myxobolus* infectan el tejido muscular de peces marinos y causan lesiones como el ablandamiento muscular e incluso la muerte. La caracterización morfológica de las esporas es de suma relevancia y combinada con la caracterización molecular nos dan un soporte para determinar la especie. Se colectó 80 ejemplares 20 por cada especie: *Merluccius Gayi Peruanus*, *Mugil cephalus* y *Prionotus ruscarius* en el terminal de Puerto Pizarro - Tumbes en el mes de enero del 2019 y *Odontesthes regia* en el terminal de Ventanilla – Callao y en cada hospedero se aisló un espécimen: *Kudoa peruvianus*, *Kudoa* sp2., *Kudoa* sp3., *Kudoa* sp4. y *Myxobolus* sp. respectivamente. Las esporas de *Kudoa* tienen forma estrellada con cuatro valvas, cápsulas polares piriformes que convergen en el ápice de la espora, las esporas de *Myxobolus* tienen dos valvas con dos cápsulas polares. Se realizó una revisión bibliográfica de la morfometría y morfología de las esporas, determinándose que: *Kudoa peruviana* no presenta variaciones en su morfometría respecto a su descripción inicial. *Kudoa* sp1., presenta una capsula polar de mayor tamaño. *Kudoa* sp2. y *Kudoa* sp3. presentan similitudes con *K. intestinalis*, y *K. leiostomi* respectivamente. *Myxobolus* sp. presenta características morfológicas similares a *M. episquamalis*, sin embargo en el análisis molecular se encuentran en diferentes clados, en el subclado donde se ubica *Myxobolus* sp. se encuentra *M. spinacurvatura* y *Aurantiactinomyxon* sp. con ambos tiene una identidad del 93%. Se recomienda realizar análisis genético con más genes para establecer una posible nueva especie.

Palabras clave: caracterización morfológica, caracterización molecular, mixosporidios,

ABSTRACT

Myxosporidian of the genus *Kudoa* and *Myxobolus* infect the muscle tissue of marine fish and cause lesions such as muscle softening and even death. The morphological characterization of the spores is highly relevant and combined with the molecular characterization they give us a support to determine the species. 80 specimens were collected, 20 for each species: *Merluccius Gayi Peruanus*, *Mugil cephalus* and *Prionotus ruscarius* at the Puerto Pizarro - Tumbes terminal in January 2019 and *Odontesthes regia* at the Ventanilla - Callao terminal and in each host one was isolated specimen: *Kudoa peruvianus*, *Kudoa* sp2., *Kudoa* sp3., *Kudoa* sp4. and *Myxobolus* sp. respectively. *Kudoa* spores are stellate-shaped with four leaflets, pear-shaped polar capsules that converge at the spore apex, *Myxobolus* spores have two leaflets with two polar capsules. A bibliographic review of the morphometry and morphology of the spores was carried out, determining that: *Kudoa peruviana* does not present variations in its morphometry with respect to its initial description. *Kudoa* sp1., has a larger polar capsule. *Kudoa* sp2. and *Kudoa* sp3. they present similarities with *K. intestinalis*, and *K. leiostomi* respectively. *Myxobolus* sp. presents morphological characteristics similar to *M. episquamalis*, however in molecular analysis they are found in different clades, in the subclade where *Myxobolus* sp. is located, *M. spinacurvatura* and *Aurantiactinomyxon* sp. with both it has an identity of 93%. Genetic analysis with more genes is recommended to establish a possible new species.

Keywords: morphological characterization, molecular characterization, mixosporidian

I. INTRODUCCIÓN

Los peces pueden estar parasitados por diversos organismos: hongos, bacterias y varias especies de metazoos. (Muñoz et al., 2001). Entre ellos se encuentran los mixosporidios (Clase Myxosporea), organismos pertenecientes al Phylum Cnidaria, Subphylum Myxozoa (Ruggiero et al., 2015), que endoparasitan peces de importancia comercial de consumo humano (Zhang et al., 2017).

1.1. Descripción y formulación del problema

En el Perú, el sector pesquero es la fuente más importante generadora de divisas después de la minería, destacándose la pesca marítima y en menor grado la continental (FAO, 2010). Estudios realizados a nivel nacional e internacional demuestran la presencia de especies parasitarias en los recursos hidrobiológicos. El parasitismo en peces ocasiona pérdidas socioeconómicas, ya sea por la transmisión al humano de patógenos de importancia en salud pública como *Anisakis* spp. y *Adenocephalus pacificus* Nybelin, 1931 (= *Diphyllobotrium pacificum*), o porque puede ocasionar el deterioro o daño del producto, el cual debe descartarse de las líneas de comercio o producción, según establece la normativa sanitaria vigente (Serrano et al., 2017).

Los mixosporidios son un grupo muy diverso de parásitos tisulares, que presentan como hospederos a peces marinos y epicontinentales de importancia económica, y generalmente se hallan involucrados en la alteración de la textura muscular de los peces (Chero et al., 2015). El género *Kudoa* Meglitsch, 1947 comprende especies generalmente específicas al hospedero, sin embargo, algunas especies de *Kudoa* han sido reportadas infectando varias especies de hospederos (Hervio et al., 1997). Actualmente, han sido descritos alrededor de 100 especies

nominales presentando una amplia distribución geográfica. Sin embargo, el número de especies descritas en América del Sur es sorprendentemente bajo, si se toma en consideración la gran riqueza de hospederos potenciales en las costas del Atlántico y del Pacífico (Eiras et al., 2016), aunque los mixosporidios no son especies potencialmente zoonóticas, es decir que no pueden parasitar al ser humano, existen algunos trabajos que reporta especies con un aparente potencial zoonótico, por ejemplo, Moncada et al. (2007) reportaron esporas del mixosporidio *Myxobolus* sp. en pacientes positivos para el Virus de Inmunodeficiencia Humana (VIH) y en pacientes con sintomatología gastrointestinal en Colombia. Así también, Grabner et al. (2012) mencionan que existe evidencia de síntomas alérgicos, diarrea y vómitos en personas que han consumido peces infectados con *Kudoa* sp. Se conoce que *Kudoa peruviana* Mateo, 1972 está relacionado con la degradación del tejido muscular en *Merluccius gayi peruanus* Ginsburg, 1954, mientras que *K. clupeiidae* lo está con la mortalidad del hospedero (Whipps y Diggles, 2006). El género *Myxobolus*, es uno de los grupos más numerosos de los mixosporidios, que infectan los músculos, vísceras, piel y branquias de sus peces hospederos (Morales et al., 2012). Este grupo presenta especies con un alto potencial patogénico, como *M. cerebralis* Hofer, 1903 causante de la enfermedad torneo o giratoria (whirling disease), la enfermedad más significativa producida por mixosporidios en peces (Eiras et al., 2014).

1.2. Antecedentes

Los mixosporidios son un grupo muy diverso de especies y su identificación fue basada principalmente en la morfología de las esporas, dando como resultado identificaciones erróneas en varias especies crípticas (Zhang et al., 2017). En China varios mixosporidios que infectan los tejidos, fueron identificados erróneamente (Chen y Ma, 1998).

En la costa peruana solo ha sido formalmente registrada una especie de *Kudoa*: *K. peruviana* Mateo, 1972, un mixosporidio intramuscular que infecta *M. gayi peruanus*, y que

causa el deterioro del músculo esquelético del hospedero, generando pérdidas económicas (Mateo, 1972).

La costa peruana cuenta con una gran diversidad de especies marinas y potenciales hospederos de importancia comercial, como: *P. ruscarius*, *O.regia* “pejerrey” y *Mugil cephalus* “lisa” estos peces pertenecen al grupo de los más consumidos por los peruanos (IMARPE, 2017).

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo general

Caracterizar a nivel morfológico y molecular las esporas de mixosporidios presentes en peces marinos de importancia comercial del terminal pesquero de Puerto Pizarro, Región de Tumbes, Perú.

1.3.2. Objetivos específicos

Colectar los parásitos mixozoos a nivel muscular, branquias y vísceras.

Comparar con la bibliografía las esporas de mixosporidios halladas en los diferentes hospederos.

Aislar las esporas para el análisis molecular.

Obtener el material genético mediante la extracción de ADN de las esporas.

Amplificar el material genético con PCR convencional.

Analizar los resultados del secuenciamiento con el protocolo Exo-SAP Macrogen, Korea.

1.4. Justificación

La población costera del norte del Perú depende económicamente de la pesca artesanal, a esto se le suma el gran terminal portuario de Paita (Terminales Portuarios EUROANDINOS), que abarcan los departamentos de Piura, Tumbes, Lambayeque, Cajamarca, San Martín y Amazonas (García y Quevedo, 2016). El terminal de Puerto Pizarro, Tumbes tiene una población total dependiente de la pesca artesanal marítima aproximadamente de 4700 personas, las capturas en el desembarcadero están destinadas al consumo local y al autoconsumo de los pescadores artesanales. El tipo de producto comercializado localmente es en estado fresco efectuado en la playa (PRODUCE, 2003). Sin embargo, una gran cantidad de peces capturados son desechados por presentar histólisis *post-mortem*, esta condición denominada “milkiness” ocasiona el ablandamiento del músculo, haciéndolo inviable para el consumo humano (Chero et al., 2015).

El mixosporidio *K. peruviana* fue identificado como el causante del ablandamiento muscular en la “merluza” de la costa peruana, ocasionando una diferencia marcada en el gusto y textura de aquellas que no se encuentran parasitadas (Mateo, 1972). Diversas especies de mixosporidios han sido reportadas alrededor del mundo como causantes de la miolicuefacción *post-mortem* en peces en acuicultura y pesca comercial (Yokoyama et al., 2004).

IMARPE (2018) reportó que el pez *P. ruscarius* se encuentra entre las especies demersales con mayor desembarque en Tumbes y Paita. IMARPE (2019) informó que las zonas pelágicas más productivas en la pesca de *M. cephalus* fueron las zonas norte y centro (Callao y Ancón), *M. gayi peruanus* tuvo un mayor desembarco en la zona norte (Piura y Tumbes), *O. regia* tuvo un mayor desembarco en la zona centro, frente a Culebras y Callao.

De acuerdo a Luque (2008), la gran mayoría de especies de peces del planeta no presentan estudios parasitológicos poniendo en evidencia la precaria situación en la investigación en ictioparasitología.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Mixozoos

Los mixosporidios son endoparásitos metazoarios microscópicos de importancia económica que infectan principalmente peces y muy raras veces reptiles, anfibios, aves y mamíferos (Zhang et al., 2017).

2.1.1. Taxonomía.

Los mixosporidios han sufrido cambios en su ubicación filogenética, inicialmente fueron consideradas como un orden (Myxosporida) dentro de los protozoarios (Kudo, 1969). Posteriormente, y en base a estudios de su ultraestructura fueron elevados al rango de Phylum (Siddall et al., 1995). Mediante técnicas moleculares se demostró que son representantes de una de las primeras ramificaciones del linaje eucariota (Siddall et al., 1995). Finalmente se determinó una relación más cercana con los miembros del Phylum Cnidaria (un grupo que incluye corales, anemonas, medusas e hidras), debido a la similitud de la cápsula polar con unas células características de los cnidarios, los nematocistos. El análisis molecular también determinó que los mixosporidios son un grupo hermano con *Polypodium hydriforme*, cnidario parásito de los huevos de esturiones y peces afines (Chang et al., 2015), estos hallazgos llevaron a considerar a los mixosporidios como una clase dentro del Phylum Cnidaria, Subphylum Myxozoa.

2.1.2. Ecología.

Los mixosporidios presentan una asociación con sus hospederos de parasitismo, debido a que vive a expensas de estos, asimismo este grupo comprende endoparásitos y ectoparásitos, que se ubican a nivel branquial y tisular respectivamente. Los endoparásitos se han hallado en tejido muscular, vesícula biliar, intestino, riñón y otros órganos (Kudo, 1969; Whipps, 2011).

Según sus patrones reproductivos, los mixosporidios son: Semelparos, por su alta frecuencia de reproducción, tamaño pequeño (microscópico) y corta vida. Son estrategias tipo *r*, debido a que la mortalidad esta inducida por el ambiente e independiente de la densidad poblacional, amplia dispersión (diferentes tejidos que infectan) y buenos colonizadores (Badii et al., 2013), esta última característica es la que representa al grupo, debido a la reducción del plano corporal y estructuras asociadas para abarcar otros nichos ecológicos, como el parasitismo, dentro del grupo Cnidaria (Chang et al., 2015).

2.1.3. Ciclo biológico.

El estadio infectivo de los mixosporidios son las esporas, constituidas por válvulas que contienen uno o más esporoplasmas y una o más capsulas polares con filamentos que sirven en el anclaje de la espora al hospedador. El ciclo biológico es bifásico e incluye una fase llamada, myxospora (proceso sexual en peces) y una fase de actinospora (etapa de desarrollo sexual en anélidos y sipunculidos), así como dos estados vegetativos, coelozoicos (las cavidades de los órganos) e histozoicos (entre los tejidos celulares o intracelular). Mediante los cortes histológicos se puede observar los pseudoquistes (plasmodia) con cuerpos multivesiculares y pared de fibrocolágeno (Whipps et al., 2002).

2.2. Género *Kudoa*

Las especies del género *Kudoa* son los responsables de la histólisis *post-mortem* conocida como “milkiness”, proceso que ocasiona ablandamiento y posterior licuefacción de los tejidos musculares (Hervio et al., 1997; Chero et al., 2015). Este cuadro patológico ha sido observado en diferentes especies de importancia comercial alrededor del mundo (Tantaleán y Huiza, 1994).

Miembros del género *Kudoa*, son caracterizados por presentar cuatro o más valvas, cápsulas polares, filamentos polares y un esporoplasma. La identificación de estas especies está basada en la morfología y morfometría de las esporas (Eiras et al., 2014).

Taxonomía:

Phyllum Cnidaria

Subphylum Myxozoa

Clase Myxosporea

Orden Multivalvulida

Familia Kudoidae

Género *Kudoa* (Meglitsch, 1947)

(Ruggiero et al., 2015; WORMS 2020)

2.3. Género *Myxobolus*

El género *Myxobolus*, agrupa organismos con esporas subesféricas, ovoides, elipsoides o piriformes vistas de frente; sin proceso posterior; poseen dos cápsulas polares piriformes; vacuola iodófila en el esporoplasma; son histozoicos en peces marinos y epicontinentales. (Eiras et al., 2014)

Taxonomía:

Phyllum Cnidaria

Subphylum Myxozoa

Clase Myxosporea

Orden Bivalvulida

Familia Myxobolidae

Género *Myxobolus* (Butschli, 1882)

(Ruggiero et al., 2015; WORMS 2020)

2.4. Peces marinos de importancia comercial

En la región Neotropical la alta biodiversidad de la fauna ictiológica es muy conocida, con subregiones que incluyen el mayor número de especies conocidas de peces del planeta y con alto grado de endemismo (Luque, 2008).

2.4.1. *Mugil cephalus* “lisa”

La lisa es una especie marina costera eurihalina de la familia Mugilidae, que habita los fondos arenosos, se alimenta de zooplancton, materia vegetal y detritos (INFOPE, 2020), se distribuye ampliamente en las zonas costeras alrededor del mundo sobre todo en las regiones tropicales y subtropicales, en América, abarca desde el sur de California hasta Chile (Villanueva, 2017; Chirichigno, 1974). En la costa peruana se distribuye en las desembocaduras de los ríos, con mayor concentración en la zona norte, este recurso sustenta gran parte de la pesquería artesanal en la costa peruana (IMARPE, 2019; INFOPE, 2020).

Se caracterizan por su primera aleta dorsal formada por 4 espinas, cabeza ancha y plana por arriba, ojos cubiertos por párpados adiposos y carece de línea lateral, entre otros (Fig. 1A), (Chirichigno, 1974; Chirichigno y Velez, 1998).

2.4.2. *Odontesthes regia* “pejerrey”

El “pejerrey” es una especie marina de la familia Atherinopsidae, pelágica que habita lugares arenosos y se distribuye desde el norte del Perú, en Puerto Pizarro, Tumbes, hasta el sur con la frontera con Chile (Veliz e Insil, 1988; Escuela de Ciencias del Mar, 2008;

INFOPES, 2020). Se encuentra con mayor abundancia en las zonas de Chimbote y Callao (INFOPES, 2020; Veliz e Insil, 1988).

O. regia se distingue por presentar ojos grandes que ocupan la mayor parte de la cabeza, pedúnculo caudal largo y estrecho, escamas grandes con banda longitudinal plateada a lo largo del cuerpo (Fig. 1B) (Chirichigno, 1974; Chirichigno y Velez, 1998).

2.4.3. *Merluccius gayi peruanus* “merluza”

La “merluza” es una especie bentodemersal de la familia Merlucciidae, y una de las más importantes en la pesquería, su distribución varía por la migración, determinada por los cambios estacionales, en invierno y primavera se distribuye desde la frontera con Ecuador hasta los 8°S, en verano y otoño, desde la frontera con Ecuador hasta 12°S - 14°S (Wosnitza et al., 2009).

Esta especie es caracterizada por presentar la cabeza grande y robusta, boca terminal, las aletas pectorales, línea lateral completa y mandíbula inferior prolongada, entre otras (Fig. 2A) (Chirichigno, 1974; Chirichigno y Vélez, 1998)

2.4.4. *Prionotus ruscarius* “cabrilla voladora”

La cabrilla voladora pertenece a la familia Triglidae y presenta una distribución en zonas templadas y tropicales, desde el Golfo de California (México) al centro del Perú (Chirichigno, 1974), llegando hasta Chile (FishBase, 2020). Raymundo y Saucedo (2008) mencionan que se tiene pocos estudios sobre esta especie. La “cabrilla voladora” es parte de la pesca accidental, pues acompaña a la merluza en el área de distribución (IMARPE, 2019).

Presenta orejuela opercular escamada, dientes del vómer en dos bandas separadas, con líneas o reticulaciones más claras en la cabeza, parte inferior del cuerpo rojiza, con manchas circulares, entre otras características (Fig. 2B) (Chirichigno, 1974).

Figura 1

Peces de importancia comercial en la costa del Perú. (A) Mugil cephalus "lisa". (B) Odontesthes regia "pejerrey". Tomado de INFOPES, 2020.



Figura 2

Peces de importancia comercial en la costa del Perú. (A) Merluccius gayi peruanus "merluza". (B) Prionotus ruscarius "cabrilla voladora". Tomado de INFOPES, 2020.

A**B**

2.5. Métodos de identificación de los mixosporidios

La caracterización de las especies debe ser basada en ambos criterios (morfológicos y moleculares, taxonomía integrativa). Utilizar los datos de morfología, como forma y dimensiones de las esporas maduras, es insuficiente para la identificación de las especies de mixosporidios (Mansour et al., 2015). En la actualidad la caracterización molecular ha permitido una mejor identificación, y más aún si esta se apoya en la caracterización morfológica, morfometría, sitio de infección, hospedero y distribución del hospedero (Whipps et al., 2004)

2.5.1. Métodos morfológicos

Este método se realiza mediante la caracterización de la morfología y morfometría del estado vegetativo, las esporas (Mansour et al., 2015). Considerándose, longitud, ancho y espesor de la espora, longitud y ancho de la cápsula polar, Adicionalmente, estas medidas son acompañadas con características morfológicas externas como la presencia o ausencia de ornamentaciones o proyecciones en las valvas (Matsukane et al., 2010).

2.5.2. Métodos moleculares

La identificación a nivel molecular ha demostrado resultados de alta confiabilidad, debido a que se utilizan segmentos de ADN con o sin función conocida que proporcionan información sobre la variación alélica y permiten distinguir individuos (Schlotterer, 2004). El análisis de la secuencia genética de la subunidad menor del ribosoma 18S, ha sido usado para la determinación filogenética del grupo (Sidall et al., 1995; Whipps, et al., 2003).

III. MÉTODO

3.1. Tipo de investigación

La presente investigación es de tipo observacional-descriptivo, por la manipulación de las variables es no experimental, por la toma de muestra en el tiempo es prospectivo y por el número de muestreo transversal.

3.2. Ámbito temporal y espacial

La investigación se llevó a cabo en el Terminal Pesquero de Puerto Pizarro, Tumbes (3°30'S, 80°23'O) y Ventanilla, Callao (11°59'22"S 77°7'35"O) en enero del 2019 (Fig. 3).

Las muestras colectadas se trasladaron al Laboratorio de Parasitología General y Especializada (LAPAGE), Facultad de Ciencias Naturales y Matemática (FCCNM), Universidad Nacional Federico Villarreal en El Agustino, Lima.

3.3. Variables

3.3.1. Variable dependiente

Esporas de *Kudoa* sp. y *Myxobolus* sp.

3.3.2. Variable independiente

Sitio de unión del primer en la secuencia de ADN de las esporas extraídas mediante el protocolo de extracción de PROMEGA.

3.4. Población y muestra

Se adquirirá 20 ejemplares de cada especie de pez haciendo un total de 80 ejemplares: *O. regia* será adquirido del Terminal de Ventanilla y *M. cephalus*, *M. gayi peruanus* y *P. ruscarius* del Terminal de Puerto Pizarro. La identificación de las especies de peces se realizará siguiendo a Chirichigno y Vélez (1998) y Chirichigno y Cornejo (2001).

Las muestras de mixosporidios serán tomadas a partir del tejido muscular con histólisis y branquias. La identificación y colecta de las esporas se realizará mediante un frotis de tejido muscular con agua de mar y observado a través de un microscopio de luz a 400X.

3.5. Instrumentos

La tabla 1 muestra el detalle de los equipos, materiales y reactivos utilizados.

Figura 3

Ubicación de los Terminales Pesqueros en la costa del Perú. Puerto Pizarro - Tumbes y Ventanilla – Callao (de arriba a abajo). Nótese que los terminales mencionados se encuentran dentro del grupo de terminales con mayor zona de pesca. Tomado de Estudio de desempeño ambiental (ESDA), 2015.

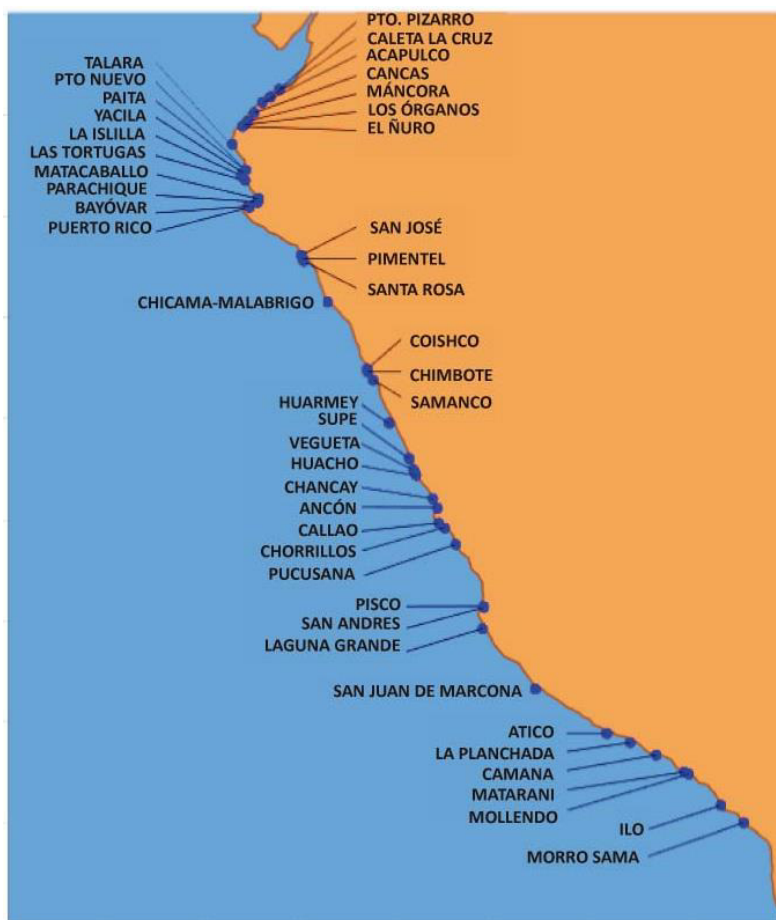


Tabla 1

*Materiales de laboratorio para análisis morfológico y molecular. Equipos: marca, especificaciones; Materiales de análisis molecular, Reactivos: especificaciones como volumen. Lote. marca. *laboratorio de preparación de primers.*

	TIPO	DESCRIPCIÓN
EQUIPOS	Microscopio con cámara	Leica-DM500 con cámara incorporada LEICA-ICC50 HD y software LAS (Leica Application Suite), EZ versión 1.80, 2009, Switzerland.
	Cabina de flujo laminar	Bio II Advance - TELSTAR con filtros HEPA H14, eficiencia del 99,995 % MPPS y 99,999 % DOP.
	Centrifuga	HETTICH Mikro 220R, 18.000RPM.
	Baño maría	MEMMERT 100 °C.
	Cámara de electroforesis	Cámara horizontal, CLEAVER Scientific Ltd.,
MATERIALES	Termociclador	MultiGen OptiMax.
	Tips	1000µl, 200µl, 20µl, 10µl.
REACTIVOS	Microtubos	1.5ml, 0.5ml.
		Solución de lisis celular. 100ml, Lote 345664 PROMEGA
		Solución de precipitación de proteínas. 25ml, Lote 345664 PROMEGA
		Solución de rehidratación de ADN. 50ml, Lote 345664 PROMEGA
		Solución de RNasa. 250µl, Lote 345664 PROMEGA
		Solución de lisis nuclear. 50ml, Lote 345664 PROMEGA
		Agua libre de nucleasa. 1000ml, Lote 345664 PROMEGA
		Proteinasa K, ANALITYKJENA
		Agua bidestilada. 500ml, PROMEGA
		Agarosa,LE, PROMEGA
		Buffer TAE 40X, PROMEGA
	Tris base, PROMEGA	

	Ladder. 500ml, Lote 284742, PROMEGA
	Blue/Orange 6X Loading Dye (G190A), Lote 284742, PROMEGA
	Diamond Nucleic Acid Dye, 0.5ml, Lote 332942, PROMEGA
Primers	4 primers, INTEGRATED DNA TECHNOLOGIES*.
Master mix	GoTaq G2 Green Master Mix, 2X, (2x1.25ml); Nuclease-Free Water, (2x1.25ml) (100 reacciones) Lote 331271 PROMEGA.

3.6. Procedimientos

3.6.1. Caracterización morfológica

3.6.1.1. Colecta de ejemplares.

La identificación y colecta de las esporas se realizará mediante un frotis de tejido muscular con agua de mar y observado a través de un microscopio de luz a 400X. Las esporas se conservarán en formol al 4% y serán trasladadas al Laboratorio de Parasitología General y Especializada (LAPAGE), donde serán medidas y fotografiadas empleando un microscopio con cámara.

Tabla 2

Secuencias de los cebadores usados en las reacciones de amplificación del gen rRNA 18S.

Nombre	Secuencia (5'--3')	Referencia
18e	CTGTTGATCCTGCCAGT	Hillis y Dixon 1991
18r	CTACGGAAACCTTGTTACG	Whipps, et al., 2003
MYX1f	GTGAGACTGCGGACGGCTCAG	Hallett y Diamant, 2001
MYX4r	CTGACAGATCACTCCACGAAC	Hallett y Diamant, 2001

3.6.1.2. Dibujo de las esporas.

Las esporas serán dibujadas a escala con el programa CorelDRAW Graphics suite-2018 (x64). Las medidas que se tomarán para *Kudoa* serán: espesor máximo de la espora (EEM), espesor mínimo de la espora (EEI), ancho máximo de la espora (AEM), ancho mínimo de la espora (AEI), longitud de la espora (LE), longitud de la capsula polar mayor (LC1), ancho de la capsula polar mayor (AC1) longitud de la capsula polar menor (LC2) y ancho de la capsula polar menor (AC2), ausencia o presencia de ornamentaciones (Eiras et al., 2014). Las medidas que se tomarán para *Myxobolus* serán: espesor de la espora (EE), ancho de la espora (AE),

longitud de la espora (LE), longitud de la capsula polar (LC), ancho de la capsula polar (AC), ausencia o presencia de ornamentaciones (Eiras et al., 2005).

3.6.2. Caracterización molecular.

Los parásitos se conservarán en alcohol absoluto. EL ADN genómico se utilizará para amplificar la región de rRNA 18S mediante PCR convencional, posteriormente se secuenciarán con 4 primers (tabla 2); para obtener un árbol filogenético del género *Myxobolus* presentes en *M. cephalus*.

3.6.2.1. Extracción de ADN genómico.

Se obtendrá el ADN de las muestras en alcohol absoluto, transfiriéndolos a tubos de 1.5 ml con 500 µl de buffer de lisis con beads (perlas) de 2 mm (Sigma). Se le agregará 25 µl de proteinasa K por una noche y la extracción de ADN genómico de los parásitos se realizará según el protocolo del kit Promega Wizard®. El ADN se diluirá en 100 µl de buffer TE y se conservará a -20 °C.

3.6.2.2. Verificación del ADN genómico.

Al material genómico se le realizará electroforesis para verificar la integridad, en gel de agarosa al 1% con buffer TAE 1X (40mM acetato de Tris, 2mM EDTA, pH 8.5). Se utilizará el marcador 1Kb ladder (10ng/µl) para realizar la cuantificación de la muestra. La corrida electroforética se realizará a 60V durante 90 minutos, posteriormente se realizará el revelado del gel utilizando Diamond™ Nucleic Acid Dye PROMEGA para visualizar las bandas con el respectivo peso molecular.

3.6.2.3. Amplificación de ADN. PCR convencional:

El material genómico será sometido a amplificación del gen rRNA 18S mediante PCR convencional, se utilizarán cebadores específicos para amplificar el fragmento de 1800pb del gen ribosómico 18S (18e y 18r). La reacción de PCR será llevado a cabo en un volumen final

de 50 μ l de solución, que contenga DNA (25ng/ μ l), (Tabla 4). Las condiciones del térmociclador MultiGene OptiMax TC-9610-230 thermal cycler (Labnet), se muestran en la tabla 3. La solución contendrá 5.0 μ l (10 ν M) de cada uno de los cebadores directo y reverso; 25 μ l de Green Master Mix (Buffer (pH 8.5), 400 μ M dATP, 400 μ M dGTP, 400 μ M dCTP, 400 μ M dTTP and 3mM MgCl₂), la enzima GoTaq Hot Start, DNA Polymerase (1 μ l, 500U) (Promega) 11 μ l de agua PCR y 2 μ l de DNA (tabla 4).

Tabla 3

Condiciones de ciclado para amplificación del gen rRNA 18S.

Componentes	[Stock]	[Final]	Volumen (50 μl)
H2O PCR	-	-	11
5X Buffer HF	2X	1X	25
dNTPs	2.5 mM	800 μ M	1
18e	10 μ M	1.0 μ M	5.0
18r	10 μ M	1.0 μ M	5.0
GoTaq Polymerase			1
DNA	-	-	2

Tabla 4

Componentes del PCR para amplificación del gen rRNA 18S.

Temperatura	Tiempo	Ciclos
95°C	3 minutos	1
94°C	30 segundos	
56°C	45 segundos	35
68°C	90 segundos	
72°C	7 minutos	1
4°C	∞	

3.6.2.4. Análisis de electroforesis: verificación de producto de PCR.

Se realizará electroforesis a los productos de PCR en gel de agarosa al 1%, utilizando marcador molecular 1Kb (1 Kb plus DNA Ladder de Invitrogen) y buffer TAE 1X. La corrida electroforética se realizará a 60V durante 90 minutos, posteriormente se realizará el revelado del gel utilizando Diamond™ Nucleic Acid Dye PROMEGA para visualizar las bandas y calcular con el respectivo peso molecular.

3.6.2.5. Secuenciamiento de 18S ADN ribosomal.

Se realizará el envío de los productos de PCR, a la empresa Macrogen KOREA. Dicha empresa realizará la purificación del producto de PCR antes de la reacción de secuenciación utilizando el protocolo Exo-SAP (Macrogen). Se utilizará un sistema automatizado de secuenciamiento estándar en base de la metodología de Sanger.

3.7. Análisis de datos

3.7.1. Caracterización morfológica.

3.7.1.1. Comparación bibliográfica de las esporas.

Las características morfológicas obtenidas, así como la distribución del hospedero serán contrastadas con referencias bibliográficas.

3.7.2. Caracterización molecular

3.7.2.1. Análisis de secuencias.

Las secuencias obtenidas de cada primer será analizadas utilizando el programa Molecular Evolutionary Genetics Analysis (MEGA X64) de las secuencias Forward y Reverse. La secuencia reverse se utilizará para obtener su reverse complementario. Posteriormente dichas secuencias (Forward y reverse complementarias) serán analizadas para realizar los cortes pertinentes de los nucleótidos extremos que son las lecturas de mala calidad del secuenciamiento. A las secuencias de mejor calidad se les realizará un ensamblaje de secuencias, obteniendo un “conting” o consenso del segmento total del gen secuenciado. El consenso se verificará y comprobará la veracidad en la determinación de los nucleótidos. Seguidamente se realizará el alineamiento de secuencias utilizando el algoritmo BLAST (Basic Local Alignment Search Tool), en el cual se comparará las secuencias mediante la búsqueda de patrones de caracteres comunes y el establecimiento de los residuos de correspondencia entre las secuencias relacionadas, obteniendo el género y la especie a la cual pertenece el microorganismo con el fin de buscar las secuencias más próximas y situarlas en un contexto filogenético, así mismo se mostrará el porcentaje de similitud que existe entre el microorganismo analizado y la especie relacionada. (Wang et al., 2007).

IV. RESULTADOS

4.1. Caracterización morfológica

4.1.1. *Histólisis post-mortem en el hospedero*

Los ejemplares colectados en el terminal de Puerto Pizarro y Ventanilla fueron cuidadosamente examinados y separados en dos grupos: a) los que presentaban histólisis muscular *post-mortem* y b) los que mantenían rigidez muscular (Fig.4). Después del análisis del tejido, se verificó la presencia de esporas de mixosporidios, en ambos grupos.

Prevalencia de histólisis registrada:

12 de 20 ejemplares de *O. regia*. (60% prevalencia)

8 de 20 ejemplares de *M. cephalus*. (40% prevalencia)

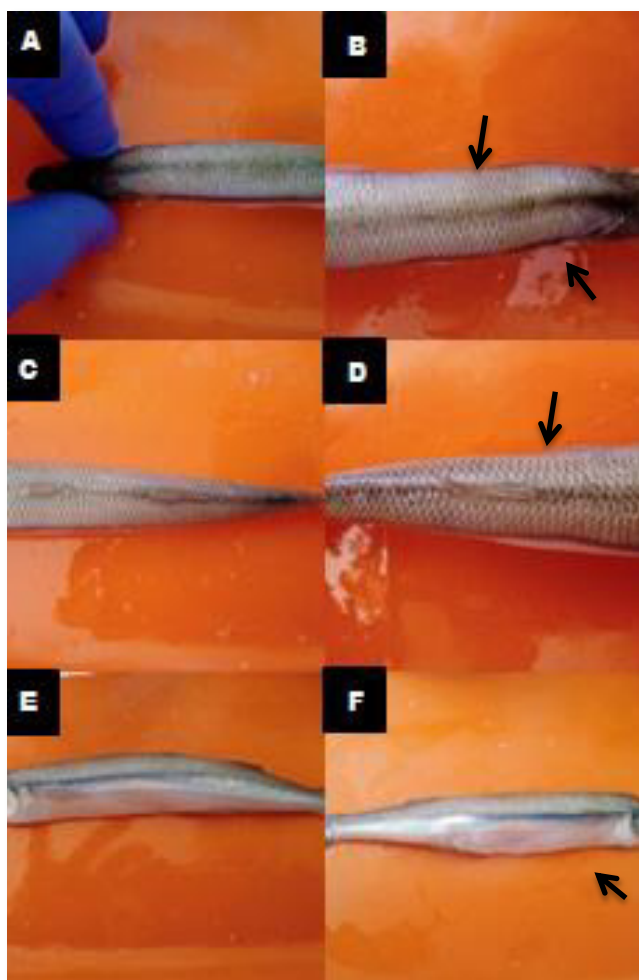
18 de 20 ejemplares de *M. gayi peruanus*. (90% prevalencia)

4 de 20 ejemplares de *P. ruscarius*. (20% prevalencia)

Prevalencia en la población estudiada: 52,5%

Figura 4

Odontesthes regia (A,B) Vista cefálica-dorsal. (C,D) Vista caudal-dorsal. (E,F), Vista lateral. (A,C,E) Individuo sin deterioro del tejido muscular. (B,D,F) Individuo con histólisis muscular post-mortem. Nótese el músculo dañado “milkiiness” (Flecha)



4.1.2. Género *Kudoa*

Descripción de las esporas de *Kudoa peruvianus* halladas en *M. gayi peruanus*. (Basado en la medición de 20 esporas en micrómetros)

Las esporas son tetralobuladas con simetría radial en vista frontal y con forma ovoidal en vista lateral, con bordes redondeados y cuatro cápsulas polares ovoides simétricas, convergen en el ápice de la espora. En vista lateral presentan forma piriforme con base ancha con bordes romos y ápice pronunciado, esporoplasma sin granulaciones (Fig. 5 y 6). La características corresponden a *Kudoa peruviana* Mateo, 1972, presente en la merluza (*M. gayi peruanus*). Datos morfométricos se muestran en la tabla 5.

***Kudoa* sp.**

Phylum Cnidaria

Subphylum Myxozoa

Clase Mixosporea

Orden Multivalvulida

Familia Kudoidae

Género *Kudoa* (Meglitsch, 1947)

Resumen taxonómico

Hospedero: Merluccius gayi peruanus (Ginsburg, 1954), Merluza
(Perciformes: Merlucciidae).

Localización en el hospedero: Histozoico, entre las fibrillas del músculo esquelético.

Localidad: Tumbes, Puerto Pizarro (3°30'S, 80°23'O) Perú.

Prevalencia: 90% (18 de 20 ejemplares)

Descripción de las esporas de *Kudoa* sp1. halladas en *O. regia*. (Basado en la medición de 20 esporas en micrómetros)

Esporas con simetría radial y en vista apical forma estrellada. Contiene 4 valvas (3 valvas simétricas y 1 con mayor tamaño), de bordes ligeramente redondeados, a su vez cada valva contiene una cápsula polar (3 cápsulas polares simétricas y 1 con mayor tamaño). En vista lateral, las cápsulas polares piriformes convergen en el ápice de la espora, la cápsula mayor tiene una longitud que abarca las tres cuartas partes de la espora, la cápsula menor abarca la mitad. Esporoplasma reducido y sin granulaciones (Fig. 5 y 6). Datos morfométricos se muestran en la tabla 6.

***Kudoa* sp.**

Phylum Cnidaria

Subphylum Myxozoa

Clase Mixosporea

Orden Multivalvulida

Familia Kudoidae

Género *Kudoa* (Meglitsch, 1947)

Resumen taxonómico

Hospedero: Odontesthes regia (Humboldt, 1821), pejerrey, pejerrey marino.
(Atheriniformes: Atherinopsidae)

Localización en el hospedero: Histozaico, entre las fibrillas del músculo esquelético.

Localidad: Puerto del Callao (O74°34'25", S8°21'29.02"), Lima (O77°1'41.66", S12°2'35.45"), Pucusana (O76°47'59", S12°28'59"), Perú.

Prevalencia: 60% (12 de 20 ejemplares)

Descripción de *Kudoa* sp2. en *Mugil cephalus* (Basado en la medición de 20 esporas en micrómetros)

Esporas tetralobuladas con simetría radial en vista apical con cápsulas polares piriformes que convergen al centro, presenta cuatro proyecciones citoplasmáticas en cada extremo valvar. En vista lateral, forma piriforme con base ancha y ápice pronunciado, las proyecciones son visibles, las cápsulas polares convergen en el ápice de la espora, esporoplasma sin granulaciones (Fig. 5 y 6). Datos morfométricos se muestran en la tabla 7.

Resumen taxonómico

Hospedero: *Mugil cephalus* (Linnaeus, 1758), lisa. (Perciformes: Mugilidae)

Localización en el hospedero: Histozoico, entre las fibrillas del músculo esquelético.

Localidad: Tumbes, Puerto Pizarro (3°30'S, 80°23'O) Perú.

Prevalencia: 40% (8 de 20 ejemplares).

Descripción de *Kudoa* sp3. en *Prionotus ruscaris* (Basado en la medición y caracterización de 20 esporas)

Esporas tetralobuladas con simetría radial en vista apical, forma cuadrangular con extremos truncos, cuatro cápsulas polares juntas en el centro, en vista lateral forma piriforme con base semicircular y ancha, las cápsulas polares convergen en el ápice de la espora, esporoplasma notorio y sin granulaciones (Fig. 5 y 6). Datos morfométricos se muestran en la tabla 8.

Resumen taxonómico

Hospedero: *Prionotus ruscaris* (Lockington, 1881), cabrilla voladora.
(Scorpaeniformes: Triglidae).

Localización en el hospedero: Histoico, entre las fibrillas del músculo esquelético.

Localidad: Tumbes, Puerto Pizarro (3°30'S, 80°23'O) Perú.

Prevalencia: 20% (4 de 20 ejemplares)

En la tabla 9 se muestra el resumen de medidas medias de las esporas y capsulas polares de *Kudoa* spp. en vista lateral y vista apical.

Tabla 5

Medidas del estado vegetativo expresadas en micrómetros de Kudoa peruvianus en Merluccius gayi peruanus. (longitud x ancho x espesor) y cápsulas polares (longitud y ancho). EE, espesor de la espora; AE, ancho de la espora; LE, longitud de la espora; LC, longitud de la capsula; AC, ancho de la cápsula. N, número de esporas.

N	EE	AE	LE	LC	AC
1	6.28	6.66	5.3	2.45	1.34
2	5.80	6.57	5.75	2.50	1.47
3	6.44	6.28	5.29	2.55	1.5
4	5.71	6.14	5.52	2.35	1.72
5	5.95	6.74	5.77	2.43	1.68
6	5.31	6.26	5.51	2.52	1.95
7	6.12	6.52	5.70	2.32	1.77
8	5.61	6.12	4.92	2.56	1.78
9	5.73	6.50	5.59	2.54	1.86
10	6.10	6.67	5.31	2.84	2.09
11	5.95	6.76	4.75	2.14	1.64
12	6.20	6.24	5.10	2.95	2.06
13	5.81	6.53	5.19	2.94	1.72
14	5.69	5.79	5.49	2.63	1.78
15	6.03	6.36	5.47	2.57	1.60
16	5.94	6.59	4.93	2.57	1.63
17	5.94	6.30	4.74	2.21	1.32
18	5.85	6.02	4.98	2.52	1.49
19	5.22	6.50	5.32	2.67	1.45
20	5.63	6.18	5.51	2.18	1.65
MÁXIMO	6.44	6.76	5.77	2.95	2.09
MÍNIMO	5.22	5.79	4.74	2.14	1.32
PROMEDIO	5.87	6.39	5.31	2.52	1.68

Tabla 6

Medidas del estado vegetativo expresadas en micrómetros de Kudoa sp1. en Odontesthes regia. Esporas (longitud x ancho x espesor) y cápsulas polares (longitud y ancho). EEM y EEI, espesor de la espora máximo y mínimo; AEM y AEI, ancho de la espora máximo y mínimo; LE, longitud de la espora; LC1 y LC2, longitud de la capsula 1 y 2; AC1 y AC2, ancho de la cápsula 1 y 2. N, número de esporas.

N	EEM	EEI	AEM	AEI	LE	LC1	AC1	LC2	AC2
1	6.35	4.76	7.97	6.74	6.01	4.48	2.80	2.55	1.80
2	6.41	5.15	7.81	6.71	5.64	3.82	2.91	2.75	2.01
3	6.54	5.89	8.52	7.20	5.79	4.54	2.58	2.82	1.78
4	6.47	6.03	8.74	7.24	6.02	4.76	3.01	2.89	1.75
5	7.42	6.14	8.68	8.12	6.17	4.66	3.01	3.31	1.90
6	6.97	6.60	8.93	7.99	6.00	4.23	2.84	3.00	1.81
7	7.24	6.50	8.65	7.20	6.01	4.64	2.72	3.06	1.83
8	6.81	6.24	8.10	7.66	5.99	4.62	2.76	2.82	1.96
9	6.99	6.60	8.34	7.26	5.93	5.06	2.76	3.05	1.82
10	7.18	5.67	8.99	7.78	5.86	4.68	2.83	3.32	2.09
11	6.83	5.42	7.38	6.80	6.01	4.39	3.10	2.47	1.92
12	6.48	5.50	7.95	7.16	5.98	4.07	2.76	2.51	1.86
13	6.89	5.90	7.99	6.72	5.99	4.50	2.93	2.75	1.87
14	7.02	6.05	7.88	6.75	6.00	4.34	2.94	2.82	1.78
15	7.34	6.45	7.81	7.1	6.02	3.90	3.00	2.89	1.90
16	7.12	5.45	8.67	7.25	6.01	4.65	2.90	3.31	1.81

17	6.87	5.76	8.92	8.13	6.15	4.27	2.89	3.40	1.83
18	7.00	5.78	8.53	8.45	6.08	4.46	3.01	3.06	2.01
19	7.15	6.23	7.48	7.94	5.98	4.36	2.87	2.82	2.01
20	6.55	6.24	7.99	7.32	5.97	5.02	2.79	3.02	1.89
MÁXIMO	7.42	6.60	8.99	8.45	6.17	5.06	3.10	3.40	2.09
MÍNIMO	6.35	4.76	7.38	6.71	5.64	3.82	2.58	2.47	1.75
PROMEDIO	6.88	5.92	8.27	7.38	5.98	4.47	2.09	2.93	1.88

Tabla 7

Medidas del estado vegetativo expresadas en micrómetros de Kudoa sp2. en Mugil cephalus. Esporas (longitud x ancho x espesor) y cápsulas polares (longitud y ancho). EE, espesor de la espora; AE, ancho de la espora; LE, longitud de la espora; LC, longitud de la capsula; AC, ancho de la cápsula. N, número de esporas.

N	EE	AE	LE	LC	AC
1	6.07	7.37	6.05	2.74	1.81
2	6.68	7.98	6.56	2.88	1.72
3	5.88	7.97	5.98	2.43	1.35
4	6.44	7.90	5.12	2.15	1.22
5	5.92	7.23	4.93	2.05	1.35
6	5.80	7.23	5.41	2.13	1.22
7	5.65	7.36	5.06	2.33	1.21
8	6.24	7.25	4.90	2.20	1.56
9	5.62	7.23	4.75	2.33	1.17
10	6.21	7.72	5.27	2.13	1.41
11	6.45	7.13	4.88	2.37	1.56
12	6.12	6.96	5.93	2.31	1.25
13	5.29	7.41	4.88	2.37	1.56
14	5.63	7.64	5.76	2.92	1.59
15	5.63	7.47	5.47	2.61	1.32
16	5.29	7.41	5.63	2.24	1.35
17	5.95	7.39	5.47	2.44	1.49
18	6.17	7.27	5.42	2.88	1.79
19	6.14	7.20	4.68	2.42	1.47
20	5.99	7.02	5.24	2.69	1.79
MÁXIMO	6.68	7.98	6.56	2.92	1.81
MÍNIMO	5.29	6.96	4.68	2.05	1.17
PROMEDIO	5.96	7.41	5.37	2.43	1.46

Tabla 8

Medidas del estado vegetativo expresadas en micrómetros de Kudoa sp3. en Prionotus ruscarius. Esporas (longitud x ancho x espesor) y cápsulas polares (longitud y ancho). EE, espesor de la espora; AE, ancho de la espora; LE, longitud de la espora; LC, longitud de la capsula; AC, ancho de la cápsula. N, número de esporas.

N	EE	AE	LE	LC	AC
1	7.23	8.90	6.29	3.32	1.96
2	7.16	9.10	6.16	2.83	1.96
3	7.19	8.98	5.67	2.70	1.74
4	7.58	9.01	6.18	3.00	1.68
5	7.02	9.04	6.07	3.15	1.77
6	6.75	8.99	6.35	3.30	2.05
7	7.38	8.29	5.70	2.67	1.55
8	6.68	9.56	5.78	2.54	1.64
9	7.38	9.33	6.30	2.90	2.13
10	6.68	9.19	6.32	2.92	1.88
11	7.04	8.90	6.20	3.00	1.96
12	6.56	8.93	6.11	2.94	1.84
13	7.15	9.46	5.70	3.01	2.08
14	7.07	9.56	5.64	2.76	2.06
15	7.01	9.53	5.84	2.98	1.61
16	6.95	9.33	5.90	2.17	1.72
17	7.21	9.57	6.12	2.45	1.95
18	6.79	9.22	5.36	2.86	2.11
19	7.34	9.89	5.38	2.76	1.77
20	7.01	9.29	5.93	2.81	1.75
MÁXIMO	7.58	9.89	6.35	3.32	2.13
MÍNIMO	6.56	8.29	5.36	2.17	1.55
PROMEDIO	7.07	9.20	5.95	2.85	1.86

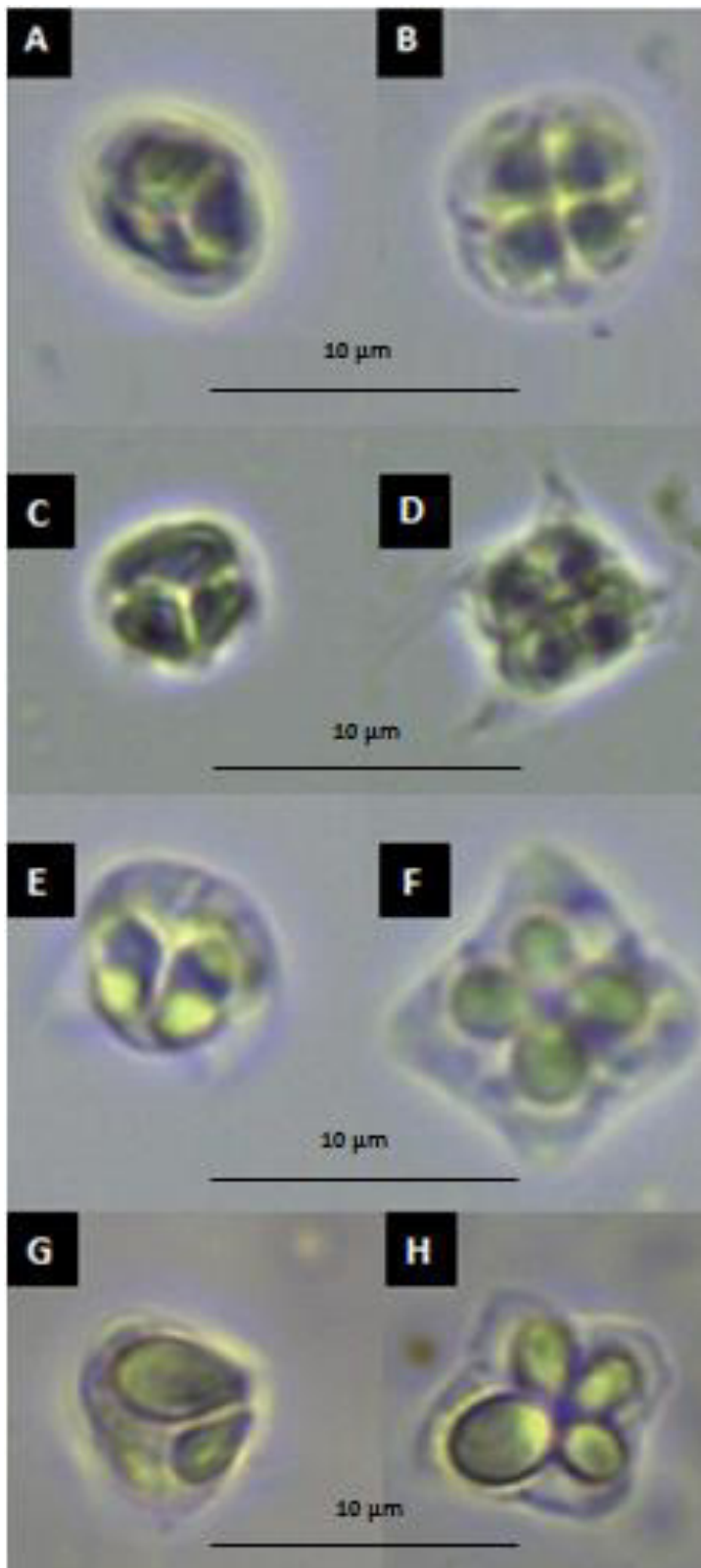


Figura 5

Esporas de Kudoa spp. en músculo esquelético en vista lateral y apical (derecha a izquierda). (A-B) Kudoa peruviana en Merluccius gayi peruanus. (C-D) kudoa sp2. en Mugil cephalus, nótese las proyecciones en vista apical. (E-F) Kudoa sp3. En Prionotus ruscaris, en vista lateral (E), con proyecciones cortas, en vista apical forma cuadrangular. (G-H) Kudoa sp1. en Odontesthes regia, nótese la capsula polar de mayor tamaño en ambas vistas.

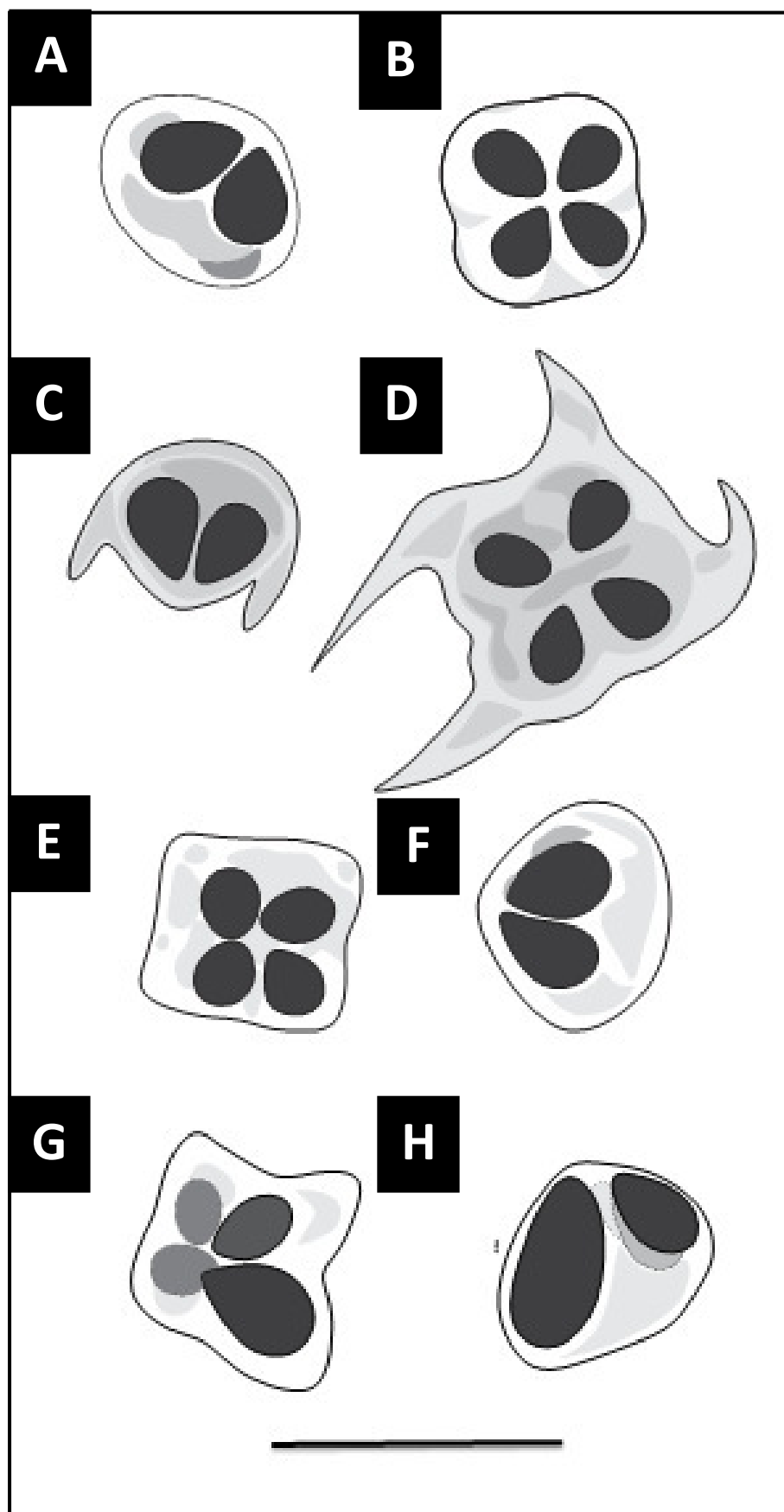


Figura 6

Dibujo lineal de esporas de Kudoa spp. por CorelDRAW Graphics suite-2018 (x64). (A-B) Kudoa peruviana. (C-D) kudoa sp2. (E-F) Kudoa sp3. (G-H) Kudoa sp1. Barra 10µm.

Tabla 9

Características de las especies de *Kudoa*, medidas del estado vegetativo expresados en micrómetros, las esporas (longitud x ancho x espesor) y cápsulas polares (longitud y ancho). LE, longitud de la espora; AE, ancho de la espora; EE, espesor de la espora; LC, longitud de la capsula; AC, ancho de la cápsula. EEM, espesor de la espora máximo; AEM, ancho de la espora máxima; LCM, largo de la cápsula máxima; ACM, ancho de la cápsula máxima.

Espece	Características	Hospedero	Localidad
<i>Kudoa peruvianus.</i>	EE: 5,87; AE: 6,39; LE: 5,31; LC: 2,52; AC: 1,68	<i>Merluccius gayi</i>	Tumbes
<i>Kudoa sp1.</i>	EE: 5,74; EEM: 6,75 LE: 6,39; AEM: 8,31; AE: 5,92; LC: 2,88; AC: 1,88; LCM: 4,50; ACM: 2,84	<i>Odontesthes regia</i>	Lima
<i>Kudoa sp2.</i>	EE: 5,96; AE: 7,41; LE: 5,37; LC: 2,43; AC: 1,46	<i>Mugil cephalus</i>	Tumbes
<i>Kudoa sp3.</i>	EE: 7,07; AE: 9,20; LE: 5,95; LC: 2,85; AC: 1,86	<i>Prionotus ruscaris</i>	Tumbes

4.1.3. Género *Myxobolus*

Ubicación en el hospedero

Las esporas fueron halladas en el tejido muscular esquelético de *M. cephalus*.

Descripción de las esporas de *Myxobolus* sp. halladas en *M. cephalus* (Basado en la medición de 20 esporas en micrómetros)

Las esporas de *Myxobolus*, en vista frontal presentan forma ovoide con extremo romo simulando la forma de un limón, en vista lateral, comprimida en los extremos y sobresaliente en el centro. Contiene dos cápsulas polares piriformes que convergen en el ápice de la espora y Esporoplasma con proyecciones (Fig. 7 y 8). Los datos morfométricos se muestran en la tabla 10.

Myxobolus sp.

Phylum Cnidaria

Subphylum Myxozoa

Clase Mixosporea

Orden Bivalvulida

Familia Myxobolidae

Género *Myxobolus* (Butschli, 1882)

Resumen taxonómico

Hospedero: *Mugil cephalus* (Linnaeus, 1758), lisa. (Perciformes: Mugilidae)

Localización en el hospedero: Histozoico, entre las fibrillas del músculo esquelético.

Localidad: Tumbes, Puerto Pizarro (3°30'S, 80°23'O) Perú.

Prevalencia: 40% (8 de 20 ejemplares)

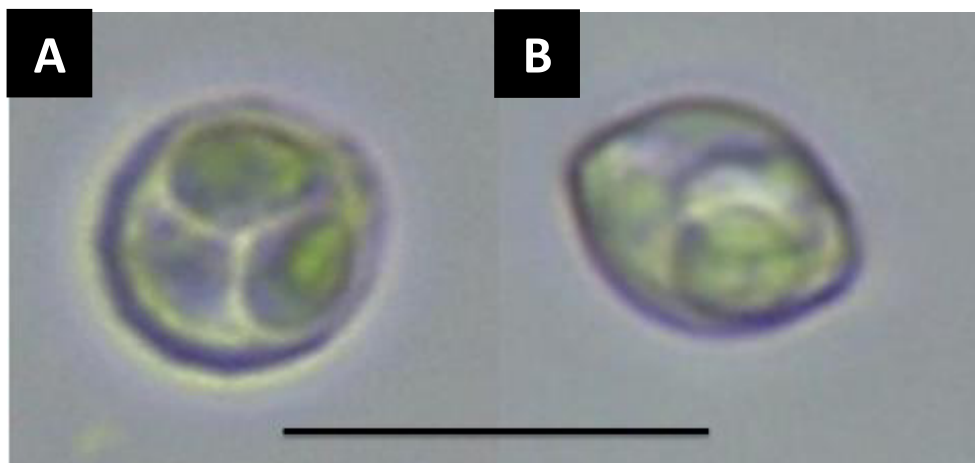
Tabla 10

Características morfométricas de Myxobolus sp. en Mugil cephalus (Localidad: Tumbes). Medidas del estado vegetativo expresadas en micrómetros, las esporas (longitud x ancho x espesor) y cápsulas polares (longitud y ancho). EE, espesor de la espora; AE, ancho de la espora; LE, longitud de la espora; LC, longitud de la capsula; AC, ancho de la cápsula. N, número de esporas.

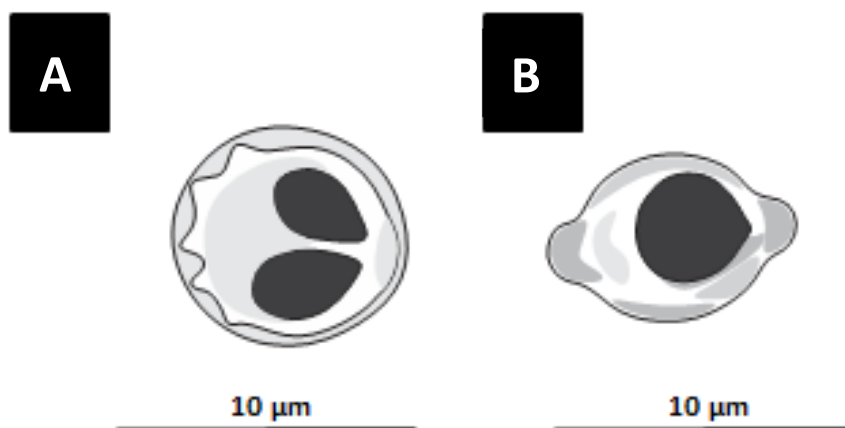
N	EE	AE	LE	LC	AC
1	5.15	6.53	7.25	3.37	2.28
2	4.43	6.74	6.78	3.37	2.28
3	5.35	6.14	6.81	3.26	2.13
4	5.52	6.62	7.23	3.24	2.10
5	5.38	6.67	7.19	3.22	2.16
6	5.43	6.41	6.98	3.58	2.31
7	5.46	6.45	6.85	3.71	2.18
8	5.80	6.43	7.00	3.35	2.08
9	5.57	6.12	7.07	3.02	2.01
10	5.45	6.37	7.35	3.28	2.24
11	5.45	6.59	7.10	3.20	2.11
12	5.79	6.61	6.99	3.53	2.26
13	4.43	6.41	7.12	3.57	2.18
14	5.80	6.78	6.74	3.00	1.72
15	5.78	6.23	7.14	3.10	1.87
16	5.49	6.97	7.34	3.06	1.95
17	5.73	6.74	7.22	3.71	2.03
18	5.38	6.42	7.20	3.38	2.49
19	5.72	6.72	7.45	3.63	2.26
20	5.30	6.60	6.87	3.62	2.10
MÁXIMO	5.80	6.97	7.45	3.71	2.49
MÍNIMO	4.43	6.12	6.74	3.00	1.72
PROMEDIO	5.40	6.53	7.08	3.36	2.13

Figura 7

Espora de Myxobolus sp. (A) Vista frontal. (B) Vista lateral. Barra 10µm.

**Figura 8**

Dibujo lineal de Myxobolus sp. (A) Vista frontal. (C-D) Vista lateral.



4.2. Caracterización molecular

Se realizó el análisis filogenético de la subunidad pequeña del ADN ribosomal (SSU rDNA) de la esporas de *Myxobolus* sp. halladas en el músculo esquelético de *M. cephalus*.

Después de analizar los productos del secuenciamiento de 4 primers, se logró obtener una secuencia consenso de 1311 pares de bases. Se realizó el Blast (Basic Local Alignment Search Tool) del servidor NCBI obteniéndose un alineamiento con 29 secuencias de nucleótidos de 18S rDNA del género *Myxobolus*, *Henneguya* y actinosporidios. Las 16 especies de *Myxobolus* alineadas parasitan a los hospederos de las siguientes familias: Characidae, Centrarchidae, Serrasalmidae y Mugilidae (Tabla 11 y 12).

Determinación de la filogenia taxonómica

A partir de la secuencia consenso, se logró obtener el árbol filogenético que se muestra en la Figura 9.

Tabla 11

Resultados de la búsqueda por BLAST (Basic Local Alignment Search Tool).

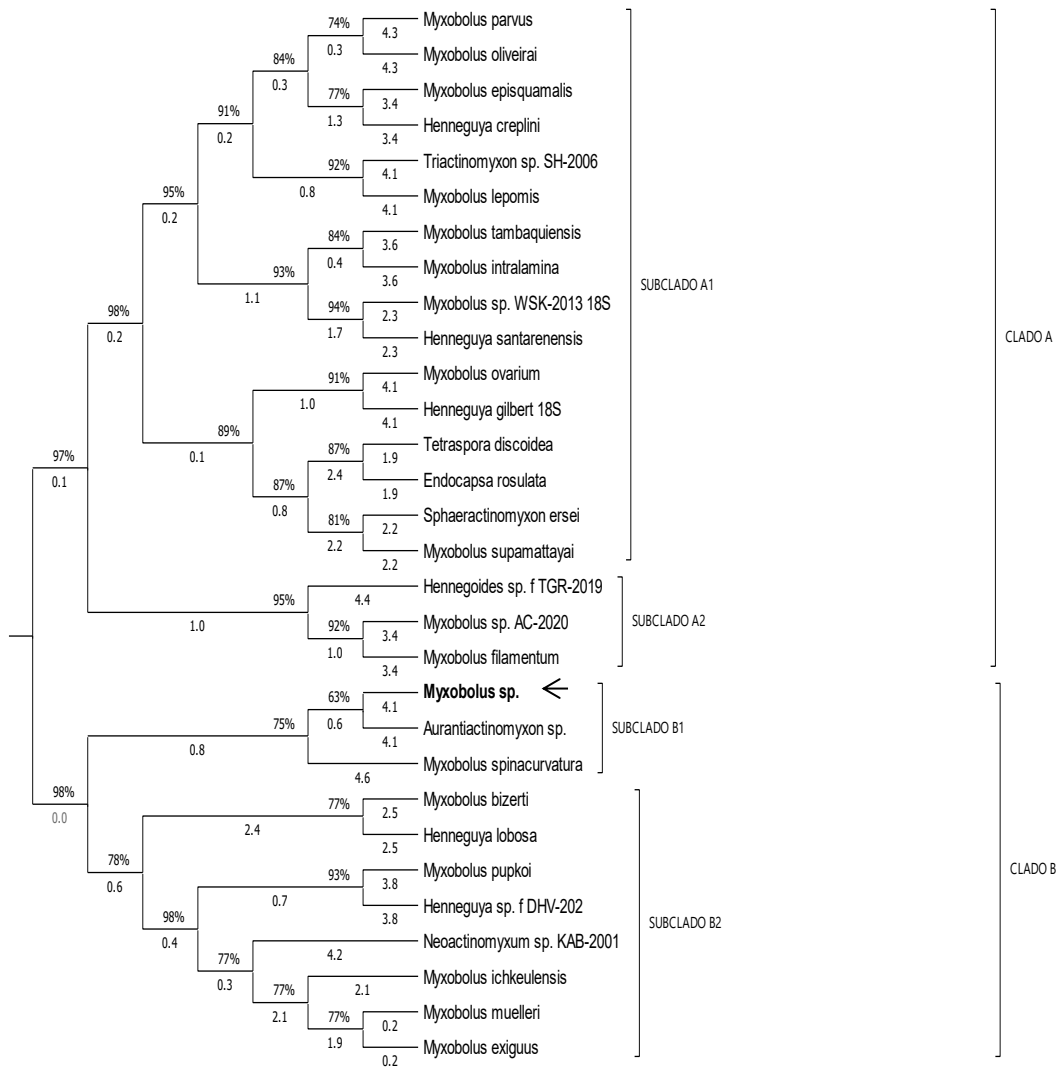
Especie	Longitud de la secuencia	Max. score	Query coverage	% identidad	Código de acceso
<i>Sphaeractinomyxon</i>	2014	1772	91%	93.28	MN037506.1
<i>Aurantiactinomyxon</i>	2058	819	66%	93.32	AF378356.1
<i>M. ichkeulensis</i>	1594	1334	69%	93.18	AF378337.1
<i>M. spinacurvatura</i>	1537	1290	68%	92.67	AF378341.2
<i>M. episquamalis</i>	1881	957	80%	92.31	JF810537.1
<i>M. bizerti</i>	1594	929	41%	97.61	AY129318.1
<i>M. pupkoi</i>	2013	918	75%	91.27	OL605966.1
<i>M. parvus</i>	1727	865	68%	89.82	KX242161.1
<i>M. exiguus</i>	2017	863	75%	89.84	OL604467.1
<i>M. muelleri</i>	1591	859	51%	89.71	AY129314.1
<i>M. supamattayai</i>	1666	848	52%	88.99	HQ166720.1
<i>M. filamentum</i>	1895	835	74%	89.52	KJ849240.1
<i>M. ovarium</i>	1871	830	49%	89.92	MN719638.2
<i>M. oliveirai</i>	1527	824	41%	94.11	HM754633.1
<i>M. lepomis</i>	2037	819	65%	93.92	KY203390.1
<i>M. intralamina</i>	1734	819	41%	93.92	OM420274.1
<i>M. tambaquiensis</i>	1918	811	52%	88.01	MW038821.1
<i>M. branchiarum</i>	1544	804	41%	93.39	JF714994.1

Tabla 12*Especies de Myxobolus, resultado del BLAST.*

Especies alineadas	Hospedero	
	Especie	Familia
<i>M. ichkeulensis</i>	<i>Mugil cephalus</i>	Mugilidae
<i>M. spinacurvatura</i>	<i>Mugil cephalus</i>	Mugilidae
<i>M. episquamalis</i>	<i>Mugil cephalus</i>	Mugilidae
<i>M. bizerti</i>	<i>Mugil cephalus</i>	Mugilidae
<i>M. pupkoi</i>	<i>Mugil cephalus</i>	Mugilidae
<i>M. muelleri</i>	<i>Mugil cephalus</i>	Mugilidae
<i>M. parvus</i>	<i>Liza saliens</i>	Mugilidae
<i>M. exiguus</i>	<i>Chelon ramada</i>	Mugilidae
<i>M. supamattayai</i>	<i>Valamugil seheli</i>	Mugilidae
<i>M. filamentum</i>	<i>Brycon orthotaenia</i>	Characidae
<i>M. ovarium</i>	<i>Brycon orthotaenia</i>	Characidae
<i>M. oliveirai</i>	<i>Brycon orthotaenia</i>	Characidae
<i>M. lepomis</i>	<i>Lepomis marginatus</i>	Centrarchidae
<i>M. intralamina</i>	<i>Micropterus dolomieu</i>	Centrarchidae
<i>M. branchiarum</i>	<i>Micropterus dolomieu</i>	Centrarchidae
<i>M. tambaquiensis</i>	<i>Colossoma macropomun</i>	Serrasalmididae

Figura 9

La relación evolutiva se infirió utilizando el método de Máxima Verosimilitud. Se muestra el árbol con la probabilidad logarítmica más alta (-13650,17). Este análisis involucró 17 secuencias de nucleótidos. Las posiciones de codón incluidas fueron $1^a+2^a+3^a+Sin$ codificación. Hubo un total de 2108 posiciones en el conjunto de datos final. Los análisis evolutivos se realizaron en MEGA X.



V. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

5.1. Hospedero

Los mixosporidios producen histólisis *post-mortem*, ocasionando un ablandamiento del músculo (Chero et al., 2015). Según Mateo (1972) la incorrecta manipulación y conservación de los peces capturados ocasiona que la membrana quística se rompa liberando las esporas y enzimas histolíticas responsables de la miolicuefacción. Los ejemplares capturados con histólisis muscular avanzada presentaron mayor presencia de esporas, ejemplares con histólisis muscular media presentaron baja presencia, sin embargo, algunos ejemplares presentaron un ablandamiento muscular y no se observaron pseudoquistes ni esporas, debido al deterioro natural *post-mortem*. IMARPE (2008), reportó una alta prevalencia de esporas de *Kudoa* en el pejerrey marino, esto apoya la presencia elevada de esporas en los ejemplares capturados. La relación entre la cantidad de esporas y el estado de miolicuefacción fue directa, otras especies como *Kudoa peruviana* Mateo, 1972 y *Kudoa ciliatae* Lom, Rhode y Dykova, 1992, presentan una relación directa entre la prevalencia de infección con el tamaño del hospedero y la edad.

5.2. Especificidad del hospedero

Los estudios recientes de la especificidad del hospedero han descubierto diferencias dentro los dos géneros, se cree que las especies de los géneros bivalvúlidos son altamente específicas y restringidas a una única especie hospedadora (Heiniger et al., 2012). Morán et al. (1999), indicaron que las especies de *Kudoa* son altamente específicas del hospedador ya que solo se informa una sola especie hospedadora. *Kudoa* sp1., *Kudoa* sp2. y *Kudoa* sp3. se han hallado en un solo hospedador (músculo esquelético), no se tiene registro de estas esporas en otro hospedador con las mismas características morfológicas, solo una descripción por el Doctor Raúl Verano en 1987, donde nombra a *Kudoa* sp1. como *Kudoa sarmientae* sp. n parásito de *O. regia* (Luque, 2008), sin embargo al no estar publicada no se registra como

especie válida (Chero et al., 2015). WORMS tiene registrado 99 especies de *Kudoa*, y no se tiene registro de especies de *Kudoa* para *O. regia*, de modo que la especie *K. sarmientae* propuesta por el Doctor Verano en 1987 no es válida.

5.3. *Kudoa peruvianus*

Kudoa peruvianus es el único mixosporidio en *Merluccius gayi peruanus* de la familia Merlucciidae en el Océano Pacífico en Sudamérica, registrado, sus características morfométricas *K. peruvianus*, fue registrada por Mateo en 1972 en el Callao, estos resultados demuestran que *K. peruvianus* tiene una amplia distribución en el litoral peruano y parece presentar solo un hospedador, lo que coincide con lo mencionado sobre la especificidad del hospedero por Moran et al. (1999).

K. peruvianus no presenta información en el Genbank con el que se pueda comparar, Sin embargo, se puede observar que las características morfológicas no han variado desde su primera identificación (Tabla 13).

Tabla 13

Datos morfométricos de Kudoa peruvianus, medidas del estado vegetativo expresados en micrómetros, las esporas (longitud x ancho x espesor) y cápsulas polares (longitud y ancho). LE, longitud de la espora; AE, ancho de la espora; EE, espesor de la espora; LC, longitud de la capsula; AC, ancho de la cápsula. EEM, espesor de la espora máximo; AEM, ancho de la espora máxima; LCM, largo de la cápsula máxima; ACM, ancho de la cápsula máxima; nd, no descrito.

Especie	Características	Hospedero	Localidad
	EE: 5,22-6,44; AE: 5,79-6,76; LE:		
<i>Kudoa</i> sp1.	4,74-5,77; LC: 2,14-2,95; AC: 1,32-2,09	<i>Merluccius gayi</i>	Tumbes
<i>Kudoa peruvianus</i> , Mateo Salas, 1972	EE: nd; AE: 5,48-6,51; LE: 4,65- 5,10; LC: 2,22-2,66; AC: 1,33 – 1,77	<i>Merluccius gayi</i>	Callao

5.4. *Kudoa* sp1

Kudoa sp1. es la única especie de mixosporidio en hospederos del género *Odontesthes* de la familia Atherinopsidae en el Océano Pacífico en Sudamérica, con una cápsula polar más grande que las otras cápsulas, no se tiene registros de esporas de *Kudoa* que parasite a miembros de esta familia, Heiniger et al. (2012), describieron a *Kudoa cheilodipteri* como nueva especie que parasita a peces de la familia Apogonidae, en Australia, *K. cheilodipteri* se ubica en el tejido muscular, estrellado en vista apical, forma piramidal en vista lateral, con 4 cápsulas (una de mayor tamaño). Las características morfométricas están muy cercanas a

Kudoa sp1., *K. cheilodipteri* solo tiene un rango del ancho de la espora (10.1-10.4 μm), en la que no se especifica a que ancho pertenece (máx. o MÍN), esta medida es mayor al de *Kudoa* sp1., que tiene ambas medidas, siendo la máxima 8.99 μm (tabla 14), *K. cheilodipteri* parasita dos especies de géneros distintos, esto entra en contradicción con lo mencionado por Morán et al., (1999), pues indica que existe una especificidad del hospedador por las especies de *Kudoa*, sin embargo Burger y Adlard. (2009) indicaron que hay una proporción significativa de especies que infectan múltiples hospedadores de varias familias y ocasionalmente diferentes órdenes. *Kudoa minithyrsites*, respecto a *Kudoa* sp1., en vista apical *K. minithyrsites* tiene forma estrellada con prolongaciones marcadas, en vista lateral estas prolongaciones son más notorias, originando una depresión en la base de la espora (Whipps et al., 2003), estas características difieren de la descripción de *Kudoa* sp1. *Kudoa whippsi* presenta igual sitio de infección que *Kudoa* sp1., aunque difieren en la morfometría. Giulietti et al. (2019), describieron a *Kudoa thyrsites* con forma estrellada en vista apical y forma subconical con ápices posteriores de las valvas formando procesos lanceolados en vista lateral, *Kudoa* sp1. no presenta esta proyecciones. *Kudoa stellula* y *Kudoa valamugili* tienen dimensiones menores a *Kudoa* spp., en ambas vistas y tiene como sitio de infección el musculo liso e intestinal respectivamente (Eiras et al., 2014), a diferencia de *K. stellula*, *Kudoa mirabilis*, tiene diferencias en las dimensiones que duplican las de *Kudoa* sp1. así como su distribución (Burger y Adlard, 2009). *Kudoa gunterae*, presenta en vista apical forma estrellada, vista lateral, forma piramidal, con proyecciones en la base (Burger y Adlard, 2009), esta característica permite diferenciar de *Kudoa* sp1. así como el largo de la cápsula polar mayor, *Kudoa megacapsula* presenta una cápsula polar mayor que duplica al de *Kudoa* sp1. *Kudoa cruciformun* y *K. megacapsula* tienen el ancho de la espora mayor al de todas las especies con una capsula más grande (Burger y Adlard, 2009), esta característica los diferencia de *Kudoa* sp1. Yurakhno et al. (2007) describieron a *Kudoa unicasula*, con forma rectangular en vista apical y forma de

gota aplanada en el ápice y redondeado en el polo ventral en vista lateral, aunque la principal diferencia es que presenta 3 cápsulas polares de igual tamaño inconspicuas en el microscopio, *Kudoa* sp. tiene las cuatro cápsulas polares visibles al microscopio en ambas vistas. Bunton y Poynton (1991), describen a *Kudoa* sp. (Bunton y Poynton, 1991), subcuadrangular en vista apical con pequeñas restricciones entre las valvas, *Kudoa* sp1. no presenta estas restricciones. *Kudoa lateolabracis* tiene cápsulas con medidas similares a *Kudoa* sp1. las dimensiones de la espora de *K. lateolabracis* son mayores y cuenta con un esporoplasma más desarrollado (Burger y Adlard, 2009). El esporoplasma es una estructura que por lo general es similar a todas las especies variando solo en el tamaño, sin embargo *Kudoa tachysurae*, presenta un esporoplasma granular que lo diferencia de todas las especies de *Kudoa*, dos prolongaciones redondeadas en vista apical y otras dos aplanadas lo que difiere de la descripción realizada de *Kudoa* sp1. (Sarkar y Mazunder,1983).

Datos morfométricos de *Kudoa* spp. con una cápsula polar de mayor tamaño N, número de esporas medidas. EEM, espesor máximo de la espora. EEI, espesor mínimo de la espora. AEM, ancho máximo de la espora. AEI, ancho mínimo de la espora. LE, longitud de la espora. LC1, longitud de la capsula polar mayor. AC1, ancho de la capsula polar mayor. LC2, longitud de la capsula polar menor. AC2, ancho de la capsula polar menor. –, no disponible.

Especie de <i>Kudoa</i>	N	EE M	EEI	AE M	AEI	LE	LC1	AC1	LC2	AC2	Hospedero/sitio de infección	Familia del hospedero	País	Referencia
<i>kudoa</i> sp1.	20	6.88	5.92	8.27	7.38	5.98	4.47	2.09	2.93	1.88	<i>odontesthes regia</i> / músculo esquelético	atherinopsidae	perú	presente estudio Eiras et al. (2013)
<i>k. stellula</i> yurakhno, 1991	-	4.0	3.7	6.9	5.0	-	2.0- 2.2	1.5- 1.6	0.9- 1.4	1.3- 1.5	<i>atherina hepsetus</i> / músculo liso	atherinidae	ucrania	heiniger et al. (2012)
<i>k. cheilodipteri</i> heiniger, cribb y adlard, 2013	-	6.8		10.1-10.4		-	4.5	3.1	-	2.2- 2.5	<i>cheilodipterus quinuelineatus</i> y <i>ostorhinchus</i> <i>cyanosoma</i> / músculo esquelético	apogonidae	australia	burger y adlard. (2009)
<i>k. gunterae</i> burger y adlard, 2010	30	5.6		10.0		5.4	2.59	2.4	2.4	1.1	<i>dascyllus aruanus</i> y <i>abudegduf</i> <i>sordidus</i> / músculo esquelético	pomacentridae	australia	

<i>k. megacapsula</i> yokoyama y itoh, 2005	20	12	40	-	12.7	5.8	2.8	1.2	<i>sphyraena pinguis</i> / músculo somático	sphyraenidae	china	burger y adlard. (2009)	
<i>k. thyrsites</i> gilchrist, 1924	20	7.8	14.0	-	-	2.9	5.1	2.3	<i>thyrsites atun</i> / músculo	gempylidae	sudáfrica	burger y adlard. (2009)	
<i>k. unicapsula</i> , ovcharenko, holzer, sarabeev y balbuena, 2007	20	6.1	5.5	8.0	7.7	5.0	3.1	2.7	0.8	0.7	<i>liza ramada</i> / mesenterio intestinal	mugilidae	españa yurakhno et al. (2007)
<i>k. valamugili</i> kalavati y anuradha, 1993	-	5.3	4.7	5.6	3.2	1.8	2.4	1.4	<i>moolgarda cunnesius</i> / músculo intestinal	mugilidae	india	Eiras et al. (2013)	
<i>k. lateolabracis</i>	20	9.3	11.5	-	-	2.8	3.6	1.9	<i>lateolabrax sp.</i>	lateolabracidae	japón	burger y adlard. (2009)	

<i>k. cruciformun</i>	-	7.4	15.1	-	-	3.1	4	2.1	<i>lateolabrax japonicus</i>	lateolabracidae	japón	burger y adlard. (2009)	
<i>kudoa</i> sp.									<i>morone americana/</i>			bunton y poynton. (1991)	
bunton y poynton 1991	20	6.5	5.0	8.0	5.5	4-6	3.0	4.5	3.5	2.0	músculo y tejido conectivo	moronidae	usa
<i>k. minithyrsites</i>											<i>pempheris ypsilychnus/</i>		whipps et al. (2003)
whipps et al. 2001	-	7.5	5.8	9.9	7.8	4.3-5.4	3.8	2.3	3.2	1.3	músculo somático.	pempheridae/ mugilidae	australia
<i>k. mirabilis</i>											<i>trichiurus lepturus/</i>		burger y adlard. (2009)
naidenova y gaevskaya 1991	-	12	8.1	10.4	10.3	6.6-8.8	7.7	5.2	5.9	4.7	músculo	trichiuridae	india
<i>k. tachysurae</i>											<i>tachysurus tenuispinis/</i>		sarkar y mazumder 1983
sarkar et mazumder 1983	-	6.5	5.0	9.0	7.0	4.87	3.25	2.45	1.45	1.40	<i>vesicular biliar</i>	bagridae	india
<i>k. whippsi</i>											<i>acanthochromis</i>		heiniger et al. (2013)
burger y adlard, 2010	30	6.2	5.3	11.4	9.5	-	3.35	2.75	-	1.63	<i>polyacanthus/</i> músculo esquelético	pomacentridae	australia

5.5. *Kudoa* sp2.

La comparación bibliográfica se llevó a cabo con esporas que parasitan a hospederos del mismo género, *Kudoa intestinalis* (Maeno, Nagasawa y Sorimachi, 1993) registrado en Japón, parasita a *M. cephalus* en tejido muscular, Maeno et al. (1993), describe a *K. intestinales* con proyecciones en los extremos en vista apical, esta característica es compatible con *Kudoa* sp2. aunque estas proyecciones son de menor longitud, las características morfométricas son muy cercanas (tabla 15). Otras especies como *K. bora*, duplica las medidas de *Kudoa* sp2., *K. cascasia* y *K. tetraspora* (ubicación: lóbulos oculares), no presentan estas proyecciones de modo que no se puede establecer que se trate de una de estas especies, sin embargo con *K. intestinalis*, comparten el mismo hospedero, sitio de infección y distribución geográfica. *K. intestinalis* no cuenta con secuencias registradas en el Genbank de modo que la comparación se restringe a nivel morfológico.

Tabla 15

Datos morfométricos de *Kudoa* spp. reportados en la familia Mugilidae con dimensiones medias N, número de esporas medidas. EEM, espesor máximo de la espora. EEI, espesor mínimo de la espora. AEM, ancho máximo de la espora. AEI, ancho mínimo de la espora. LE, longitud de la espora. LC, longitud de la capsula polar. AC, ancho de la capsula polar. –, no disponible.

Especie de <i>Kudoa</i>	N	EE M	EEI	AE M	AEI	LE	LC	AC	Hospedero/sitio de infección	País	Referencia
<i>Kudoa</i> sp2.	20	6.88	5.29	7.98	6.96	5.37	2.43	1.46	<i>Mugil cephalus</i> / músculo esquelético	Perú	Presente estudio
<i>K. intestinalis</i> , Maeno Nagasawa y Sorimachi, 1993	20	6.5	5.8	7.0	6.3	3.0- 3.5	1.5	1.2	<i>Mugil cephalus</i> / capa muscular del intestino	Japón	Maeno et al. (1993)
<i>K. bora</i> , Fujita, 1930	-	12.0	11.0	12.0	11.0	8.0- 8.5	5.5	1.8	<i>Mugil japonicus</i> / musculo lateral	Taiwan	Eiras et al. (2014)
<i>K. cascasia</i> , Sarkar y Chaudhury, 1996	-	8.0	7.0	9.0	7.0	6.0- 8.0	4.5	3.1	<i>Sicamugil cascasia</i> / mesenterio	India	Eiras et al. (2014)
<i>k. tetraspora</i> , Narasimhamurti y Kalavati, 1979	-	9.0		9.0		-	3.7	1.65	<i>Mugil cephalus</i> / alrededor de los lóbulos ópticos	India	Narasimhamurti y Kalavati. (1979)

5.6. *Kudoa* sp3.

Kudoa sp3. es la única especie de mixosporidio en el hospedero del género *Prionotus* de la familia Triglidae, en el Océano Pacífico en Sudamérica, no se tiene registro de mixosporidios que parasiten a miembros del género *Prionotus*. 19 especies registradas, tienen en común la forma cuadrangular de la espora en vista apical (tabla 16). *K. azevedoi*, *K. branchiata*, *K.nova*, *k. miniauriculata* y *K. sebastea* tienen dimensiones menores que *Kudoa* sp3. Li et al. (2013) describen a *K. scomberi* en vista apical semicuadrado y ovoidal con prolongaciones en los extremos, estas prolongaciones difieren de *Kudoa* sp3. Heiniger et al. (2013) y Heiniger y adlard (2012) describieron a *K. cooki*, y *K. leptacanthae*, respectivamente, con mayor tamaño e infectan submucosa intestinal y cavidad pericárdica respectivamente. *K. inornata*, presenta incisiones y bordes engrosados (Dykova, de Buron, Fiala y Roumillat, 2009) *K. azoni*, presenta valvas delgadas con un ligero arrugamiento (Aseeva, 2004), *K. diana*, presenta dimensiones menores y valvas engrosadas en vista apical (Dykova, Fajer y Fiala, 2002), *K. amamiensis* presenta menor espesor y ancho en aproximadamente 2 micras (Egusa y Nakajima, 1980) respecto a *Kudoa* sp3. *k. camarguensis*, presenta en los extremos de las valvas pequeñas prolongaciones tubulares curvadas, dirigidas hacia el ápice de la espora (Pampoulie et al., 1999), Sin embargo, *Kudoa* sp3. presenta unas proyecciones, anchas en la base y angosta en el extremo, *K. ovIvora*, en vista lateral presenta una pequeña proyección apical (Swearer y robertson, 1999), *Kudoa* sp3. No presenta proyecciones en el apice. *K. pagrusi*, presenta capsulas polares de mayor longitud y menor ancho (S. Al Quraishy, E. Koura, A. S. Abdel-Baki, A.-R. Bashtar, N. El Deed, K. Al Rasheid y F. Abdel Ghaffar, 2008). Estas Medidas claramente difieren de *Kudoa* sp3. *K. scomberi*, semicuadrado con base ligeramente aplanada en vista lateral, (Li et al., 2013), *Kudoa* sp3. Presenta base redondeada, *K. leiostomi* se asemeja en morfometría a *Kudoa* sp3. así como el sitio de infección y distribución del hospedero, la morfología de *K. leiostomi*, muestra en vista apical, extremos casi redondeados o ligeramente

elipsoidal, sin embargo *Kudoa* sp3. Presenta unas ligeras proyecciones en los extremos en vista apical (Dykova et al., 1994).

Tabla 16

Datos morfométricos de *Kudoa* spp. con forma cuadrangular. EEM, espesor máximo de la espora. EEI, espesor mínimo de la espora. AEM, ancho máximo de la espora. AEI, ancho mínimo de la espora. LE, longitud de la espora. LC, longitud de la capsula polar. AC, ancho de la capsula polar. —, no disponible.

Especie de <i>Kudoa</i>	EE M	EEI	AE M	AEI	LE	LC	AC	Hospedero/sitio de infección	País	Referencia
<i>Kudoa</i> sp3.	7.58	6.56	9.89	8.29	5,95	2.85	1.86	<i>Prionotus ruscaris</i> / músculo esquelético	Perú	Presente estudio
<i>K. sebastea</i> Aseeva 2004	5.5	5.0	8.2	7.3	5.5	2.1	0.9	<i>Sebastes minor</i> / músculo esquelético	Japón	Aseeva 2004
<i>K. miniauriculata</i> , Whitaker, Kent y Sakanari, 1996	5.8	4.9	8.4	7.0	-	2.1	-	<i>Sebastes paucispinis</i> / musculature corporal	USA	Whitaker et al., 1996
<i>K. Azoni</i> , Aseeva 2004	6.0	5.2	7.2	6.2	5.5	2.05	1.25	<i>Pleurogrammus azonus</i> / entre fibras musculares	Japón	Aseeva 2004
<i>K. Amamiensis</i> , Egusa y Nakajima, 1980	6.0	5.0	6.0	5.0	4.75	1.75	1.1	<i>Seriola quinqueradiata</i> / musculo esquelético	Japón	Egusa y Nakajima, 1980
<i>K. Azevedoi</i> , Mansour, Tthabet, Chourabi, Harrath, Gtari, al Omar y Ben Hassine, 2013	4.8	3.3	5.2	4.0	3.6	1.75	0.7	<i>Trachurus trachurus</i> / ovaries	Tunisia	Mansour et al., 2013
<i>K. Branchiata</i> , Joy, 1972	4.8	4.3	4.8	4.3	4.3	1.4	0.9	<i>Leiostomus xanthurus</i> / branquias	USA	Joy, 1972

<i>K. Camarguensis</i>	6.0	4.4	8.0	6.4	5.2	2.5	1.5	<i>Pomatoschistus microps/</i> <i>músculo del pedunculo y</i> <i>pared abdominal</i>	Francia	Eiras et al., 2014
<i>K. cooki</i> , Heiniger, Cribb y Adlard, 2013	9.5	6.4	10.0	7.6	6.3	2.3	1.6	<i>Ostorhynchus cookie/</i> <i>submucosa intestinal</i>	Australia	Heiniger et al., 2013
<i>K. diana</i> e, Dykova, Avila y Fiala, 2002	6.5	5.5	6.5	5.5	5.0	2.0	1.5	<i>Sphoeroides annulatus/</i> <i>extramuscular</i>	México	Dykova et al., 2002
<i>K. Inornata</i> Dykova, de Buron, Fiala y Roumillat, 2009	6.1	5.9	6.0	5.8	5.4	2.7	-	<i>Cynoscion nebulosus/</i> <i>músculo esquelético</i>	USA	Dykova et al., 2009
<i>K. leiostomi</i> Dykova, Lom y Overstreet, 1994	7.0	5.8	9.8	8.0	6.8	3.3	1.7	<i>Leiostomus xanthurus/</i> <i>músculo</i>	USA	Dykova, 1994
<i>K. leptacanthae</i> Heiniger, y Adlard, 2012	8.0	6.0	9.6	7.2	3.25	2.6	1.4	<i>Zaramia leptacantha/</i> <i>cavidad pericardica</i>	Australia	Heiniger y Adlard, 2012
<i>K. nova</i> Naidova, 1975	5.0	4.0	5.0	4.0	-	1.6	1.2	<i>Neogobius cephalarges/</i> <i>músculo esquelético</i>	Ucrania	Pascual et al., 2012
<i>K. ovivora</i> Swearer y Robertson, 1999	7.7	5.8	8.3	6.7	6.25	2.1	1.5	<i>Thalassoma bifasciatum/</i> <i>ovaries, oocitos</i>	Panamá	Swearer y Robertson, 1999
<i>K. pagrusi</i> Al Quraishy, Koura, Abdel-Baki, Bashar, el Deed, al Rasheid y Abdel Ghaffar, 2008	7.2	5.8	7.2	5.8	7.5	3.7	1.5	<i>Pagrus pagrus/ musculo</i> <i>cardiaco</i>	Suez	Al Quraishy, 2008

<i>K. scomberi</i> Li, Sato, Tanaka, Ohnishi, Kamata y Sugita-Konishi, 2013	8.8	7.0	10.5	8.2	6.45	2.9	1.6	<i>Scomber japonicas/ músculo somático</i>	Japón	Li et al., 2013
<i>K. trachuri</i> Matsukane, Sato, Tanaka, Kamata, y Sugita-Konishi, 2011	6.2	5.3	8.5	7.0	6.2	2.9	2.0	<i>Trachurus japonicus/ músculo somático</i>	Japón	Matsukane et al., 2011

5.7. *Myxobolus* sp.

Myxobolus sp. se ha comparado con 20 especies de *Myxobolus*, reportado en la base de datos WORMS, que infectan a hospederos de la familia Mugilidae, teniendo en cuenta los siguientes enfoques para caracterizar: especificidad del hospedero/órgano, tropismo tisular, ubicación geográfica y datos moleculares (Saha y Bandyopadhyay, 2017). Saha y Baandyopadhyay (2017), describieron a *M. ichkeulensis* como una espora ovoidal a redondeada en vista frontal, en longitud y ancho tanto el interior como los extremos posteriores son romos, esporoplasma granular con una larga vacuola, *Myxobolus* sp. presenta una membrana delgada y esporoplasma sin granulaciones. Salma et al. (2017), describieron a *M. raibauti*, localizado en el hígado y gónadas, presenta esporoplasma sin vacuola iodófila, con dimensiones que superan las de *Myxobolus* sp. resaltando el largo de la longitud de la espora que la duplica. *M. chiungchowensis*, *M. mugcephalus*, *M. mugili*, *M. rohdei*, *M. achmerovi*, *M. dasguptai*, *M. mugchelo* y *M. parenzani*, difieren en dimensiones y sitio de infección (Eiras et al., 2005), *M. platanus* en vista frontal es más largo que ancho (Eiras et al., 2007), diferenciándose del resto de esporas. Landsberg y Lom (1991), describen a *M. narasii* con capsulas polares de menor tamaño y una longitud de la espora, superior a *Myxobolus* sp. Faye et al. (1999) describieron a *M. hani* como parásito de *M. chelo* en espina branquial, y solo se cuenta con dos medidas, longitud y ancho de la espora, estas medidas son mayores a las de *Myxobolus* sp, también presenta proyecciones citoplasmáticas en vista frontal y difieren en sitio de infección y distribución del hospedero. *M. cephalus* y *M. hannensis*, tienen medidas superiores a *Myxobolus* sp. Sobre todo *M. hannensis*, Fall et al. (1997), describieron esta espora con cápsulas polares que abarcan más de la mitad de la espora, siendo una de las especies con cápsulas polares de mayor dimensión (tabla 17).

El análisis filogenético se basó en la comparación del gen 18S rDNA de 29 secuencias de las cuales 16 corresponden a especies de *Myxobolus* (aproximadamente 1500 pb) obtenidas del GenBank. Los resultados mostraron que las especies se agrupan en dos clados, A y B (A, bootstrap: 97% y B, bootstrap: 98%) como una unidad monofilética, ubicándose en el grupo Myxosporrea, perteneciente al Phylum Cnidaria, la ubicación filogenética de los mixosporidios ya se había determinado por Sidall et al. (1995), Después de haber estado ubicado dentro de los protozoarios. El clado A, contiene dos subclados (A1, bootstrap: 98% y A2, bootstrap: 89%) estos subclados contienen especies de *Myxobolus* que infectan a hospederos de las familias Serrasalmidae, Characidae, Centrarchidae y Mugilidae. El clado B, contiene dos subclados (B1, bootstrap: 75% y B2, bootstrap: 78%), todas las especies de *Myxobolus* en este clado parasitan mugílidos, el subclado B1 contiene a *Myxobolus* sp., *M. spinacurvatura* y *Aurantiactinomyxon* sp.

Heiniger et al. (2012), mencionaron que el género *Myxobolus* tiene especificidad y restricción a una única especie hospedadora, sin embargo se ha observado que esto no se cumple en algunas especies que han sido reportadas en más de una especie hospedadora, como: *M. exiguus*, *M. episquamalis*, *M. ichkeulensis* y *M. parvus*. *M. exiguus*, ha sido reportado en *M. cephalus*, *Chelon ramada*, *C. saliens*, *C. labrosus* y *C. auratus*, en los diferentes hospederos se ha registrado medidas que difieren en 1 μm , así también el tropismo tisular, se ha ampliado desde su primer registro en filamentos branquiales a peritoneo visceral e intestinos (Kim, Kim y Oh, 2013; Sinasi et al. 2010; Gupta et al. 2022). *Myxobolus* sp. difiere en el ancho de la espora por 2 μm . *M. ichkeulensis* parasita a *M. cephalus* en branquiespinas y *Carasius auratus* (goldfish), en aleta, esta especie es la única dentro del grupo de los que parasitan mugílidos que infecta una especie hospedadora de agua epicontinental el goldfish, Bahri y Marques (1996) reportaron, originalmente, con medidas superiores a las reportadas en *C. auratus* llegando a duplicar el ancho de la espora y siendo 4 μm mayor en la longitud de la espora

(Bolukbas et al., 2020; Saha y Bandyopadhyay, 2017), las medidas de *M. ichkeulensis* en *M. cephalus*, duplican las medidas de *Myxobolus* sp. Ozer et al. (2016), describieron a *M. parvus*, como parásito en *M. cephalus*, en branquias, *C. saliens* en branquias, hígado, intestino y riñón, las medidas morfométricas son muy cercanas a las de *Myxobolus* sp. también cuenta con proyecciones citoplasmáticas, aunque difieren en el sitio de infección respecto a *M. cephalus*. *M. episquamalis* presenta dimensiones, distribución del hospedero, proyecciones citoplasmáticas, similares a *Myxobolus* sp. sin embargo *M. episquamalis* presenta una membrana gruesa en vista lateral y frontal, haciéndose más notoria en vista lateral, también parasita a *C. ramada* en escamas, *Myxobolus* sp. solo se halló en músculo (Bahri y Marques, 1996; Salman et al., 2017 y Kim, Kim y Oh, 2013), la secuencia en el GenBank de *M. episquamalis* tuvo una identidad del 92% con una cobertura de 80%, en el árbol filogenético ambos son parafiléticos, ubicándose en diferentes clados, esto nos indica, junto con las características morfológicas, que las esporas halladas en el presente estudio no corresponden a esta especie. *M. pupkoi*, en arcos branquiales en *C. ramada*, presenta esporoplasma granular, dos núcleos, ancho y longitud de menor medida, estas características difieren de *Myxobolus* sp. *M. supamattayai*, presenta medidas cercanas a *Myxobolus* sp. aunque difieren en el género del hospedero y sitio de infección (Utaynapun et al., 2011). *M. bizerti* duplica todas las medidas morfométricas de *Myxobolus* sp. *M. spinacurvatura*, supera en 3,5 μm en longitud y ancho de la espora y presenta tropismo tisular diverso (mesenterio, cerebro, bazo y branquias) (Bahri y Marques, 1996). Sin embargo comparten un único hospedero, *M. cephalus*, que habita en la costa de Japón en el océano Pacífico (Salman et al., 2017). Esta espora se ubica en el subclado B1 junto a *Myxobolus* sp. con una identidad del 93% y una cobertura del 68%. *Aurantioctinomyxon* sp., actinosporidio parásito en oligoquetos marinos, inicialmente ubicado dentro del grupo Myxozoa, como clase Actinosporea, sin embargo Whitaker et al., (1996) sugirieron que esta clase y sus 6 familias sean suprimidas del grupo, estudios posteriores

demonstraron que las actinosporas son etapas alternativas de algunos mixosporidios (*Kudoa* y *Myxobolus*, principalmente), esta se ubica en el subclado B1, con una identidad de 93% y una cobertura del 66% con *Myxobolus* sp., sin embargo, Marcucci, Caffara y Goretti (2009), mostraron que *Aurantioctinomyxon* sp. es un estadio alterno del ciclo de *Chloromyxon truttae*, con una identidad de 99.8%.

Myxobolus sp. difiere en el sitio de infección de todas las especies mencionadas, aquellas especies que parasitan diversos tejidos no parasitan el tejido muscular, aquellos *Myxobolus* que parasitan el tejido muscular no pertenecen al grupo de los que parasitan a los mugilidos (Eiras et al., 2014), así también el resultado de la búsqueda BLAST, mostró especies dentro de los dos clados que no parasitan tejido muscular.

Tabla 17

Datos morfométricos de Myxobolus spp. reportadas en la familia Mugilidae. EE, espesor de la espora. AE, ancho de la espora. LE, longitud de la espora. LC, longitud de la capsula polar. AC, ancho de la capsula polar. —, no disponible.

Espece de <i>Myxobolus</i>	EE	AE	LE	LC	AC	Hospedero/sitio de infección	País	Referencia
<i>Myxobolus</i> sp.	5.4	6.53	7.08	3.52	2.23	<i>Mugil cephalus</i> / músculo esquelético	Perú (Tumbes)	Presente estudio
<i>M. bizerti</i> , Bahri y Marques, 1996	-	14.2	14.2	6.5	5.8	<i>Mugil cephalus</i> / branquia	Tunisia	Bahri y Marques, 1996
<i>M. cephalus</i> , Landsberg y Lom, 1991	9.0	11.0	14.1	4.7	3.2	<i>Mugil cephalus</i> / meninges cerebrales, arcos branquiales	USA	Landsberg y Lom, 1991
<i>M. chiungchowensis</i> , Chen y Ma, 1998	6.2	10.5	10.8	6.0	3.6	<i>Mugil cephalus</i> / intestino	China	Chen et al., 1998
<i>M. episquamalis</i> , Egusa et al., 1990	5.1	6.8	8.6	4.4	2.2	<i>Mugil cephalus</i> / escamas	Japón	Egusa et al., 1980
<i>M. goreensis</i> , Fall et al., 1997	-	10.9	10.9	4.1	3.1	<i>Mugil cephalus</i> / branquias	Senegal	Fall et al., 1997
<i>M. hannensis</i> , Fall et al., 1997	-	13.9	13.9	8.9	5.7	<i>Mugil cephalus</i> / branquiespinas laminillas branquiales	Senegal	Fall et al., 1997
<i>M. ichkeulensis</i> , Bahri y Marques, 1996	-	12.5	13.5	5.5	4.2	<i>Mugil cephalus</i> / branquiespinas	Tunisia	Bahri y Marques, 1996

<i>M. mugcephalus</i> , Landsberg y Lom, 1991	-	-	-	1.8	1.1	<i>Mugil cephalus/ branquias</i>	India	Landsberg y Lom, 1991
<i>M. mugilii</i> , Haldar et al., 1996	-	5.5	11.7	6.1	2.7	<i>Mugil cephalus/ branquias</i>	India	Haldar et al., 1996
<i>M. parvus</i> , Shulman, 1962	4.1	5.75	6.75	4.0	2	<i>Mugil cephalus/ branquias</i>	China	Ozer et al., 2016
<i>M. raibauti</i> , Fall et al., 1997	-	12.1	15.3	5.9	3.6	<i>Mugil cephalus/ hígado</i>	Senegal	Fall et al., 1997
<i>M. rohdei</i> , Lom y Dykova, 1994	6.7	8.9	11.0	4.3	2.8	<i>Mugil cephalus/ intersticio del riñón</i>	Australia	Lom y Dykova, 1994
<i>M. spinacurvatura</i> , maeno et al., 1990	6.7	10.0	11.5	4.25	3.0	<i>Mugil cephalus/ mesenterio, cerebro, bazo, branquia</i>	Japón	Maeno et al., 1990
<i>M. achmerovi</i> , Shulman 1966	-	9.5	-	4.15	2.9	<i>Mugil cephalus y M. soiyu</i>	Rusia	Shulman 1966
<i>M. platanus</i> , Eiras, Abreu y Pereira Junior, 2007	5.0	10.8	10.7	7.7	3.8	<i>Mugil liza/ bazo</i>	Brasil	Eiras et al., 2014
<i>M. dasguptai</i> , Haldar et al., 1996	-	6.4	14.1	9.1	2.6	<i>Mugil tade/ branquia, músculo corporal</i>	India	Haldar et al., 1996
<i>M. hani</i> , Faye et al., 1999	-	7.1	8.0	-	-	<i>Mugil curema/ espina branquial</i>	Senegal	Faye et al., 1999
<i>M. mugchelo</i> , Landsberg y Lom 1991	-	4.6	5.9	-	-	<i>Mugil chelo/ mesenterio</i>	Italia	Landsberg y Lom 1991
<i>M. narasii</i> , Landsberg y Lom 1991	-	9.0	13.0	3.25	1.7	<i>Mugil waigensis/ epitelio intestinal</i>	India	Landsberg y Lom 1991

<i>M. parenzani</i> , Landsberg y Lom 1991	-	5.4	5.4	-	-	<i>Mugil chelo</i> / branquias	Italia	Landsberg y Lom 1991
<i>M. muelleri</i> , Butschli, 1882	4.7	7.0	8.3	3	1.8	<i>Mugil cephalus</i> / filamentos branquiales	Turquía	Umur et al., 2010
<i>M. exiguus</i> , Thélohan, 1895	-	8.2	9.3	4.8	2.8	<i>Mugil cephalus</i> / filamentos branquiales	Rusia	Rocha et al., 2018
<i>M. supamattayai</i> , Utaynapun et al., 2011	-	6.5	6.6	3.5	2.0	<i>Valamugil seheli</i> / escamas	Tailandia	Utaynapun et al., 2011
<i>M. pupkoi</i> Gupta et al., 2022	-	5.4	5.8	3.8	2.5	<i>Chelon ramada</i> / arcos branquiales	Israel	Gupta et al., 2022

VI. CONCLUSIONES

K. peruviana se distribuye a lo largo de la costa peruana, la morfometría y morfología de las esporas halladas en Tumbes no difieren de la descripción original en el Callao.

Kudoa sp1 presenta una capsula polar de mayor tamaño, esta característica la comparte con otras especies, sin embargo, no se tiene registro de esporas que infecten a miembros de la familia Atherinopsidae.

Kudoa sp2, comparte con *K. intestinalis*, características morfométricas, morfológicas, hospedero, tropismo tisular y distribución del hospedero. *Kudoa* sp3, es la única espora que parasita al género *Prionotus*. aunque comparte características morfométricas y morfológicas con *K. leiostomi*,

Se reporta *Myxobolus* sp. como parasito muscular en *M. cephalus*, siendo el único parásito con tropismo tisular muscular dentro del hospedero de la familia Mugilidae.

El análisis molecular en el NCBI, mostró que el árbol filogenético divide dos linajes que infectan mugílidos, el clado B, contiene a *Myxobolus* sp. con un bootstrap de 98%, dentro de este clado se encuentra más relacionado a *M. spinacurvatura*, a nivel morfológico y morfométrico presentan similitudes, aunque tienen una identidad del 93%, esto determina que son especies diferentes.

VII. RECOMENDACIONES

Realizar comparaciones entre las esporas preservadas en formol 40% y alcohol absoluto, debido a que estos podrían alterar las características morfométricas y morfológicas.

Debido a que el género *Myxobolus* no presenta especificidad en el hospedero, tropismo tisular ni distribución geográfica, se sugiere realizar enfoques de identificación combinados, entre ellos, el análisis molecular.

El análisis molecular para la identificación de una nueva especie en mixosporidios se realiza generalmente utilizando 4 primers (2 generales y 2 específicos), sin embargo, se recomienda utilizar 6 primers con 4 específicos.

VIII. REFERENCIAS

- Al Quraishy, S., Koura, E., Abdel-Baki, A., Bashar, A., El Deed, N., Al Rasheld, y Ghaffar, F. (2008). Light and electron microscopic studies on *Kudoa pagrusi* sp. n. (Myxosporea: Multivalvulida) infecting the heart of sea bream *Pagrus pagrus* (L.) from the Red Sea. *Journal Parasitology*, 102, 205-209.
- Aseeva, N. (2004). New species of Myxosporea from genus *Kudoa* (Myxosporea, Multivalvulida) found in muscles of some fishes of the Sea of Japan. *Vestnik Zoologii*, 38, 75–77.
- Badii, M., Landeros, J., Valenzuela, J., Rodríguez, R., Ochoa, Y. y Cerna, E. (2013). Patrones reproductivos. *International Journal of Good Conscience*, 8(1), 55-63.
- Bahri, S. y Marques, A. (1996). Myxosporean parasites of the genus *Myxobolus* from *Mugil cephalus* in Ichkeul lagoon, Tunisia: description of two new species. *Diseases of Aquatic Organisms*, 27, 115–122.
- Bolukbas, C., Pekmeczi, G., Yardimci, B., Ozpicak, M., Yilmaz, S. y Polat, N. (2020). First molecular data on the validity of *Myxobolus ichkeulensis* (Cnidaria: Myxosporea) from *Mugil cephalus* (Mugilidae) in Turkish waters. *Journal Parasitology*, 67, 169-174.
- Bunton, T. y Poynton, S. (1991). *Kudoa* sp. (Myxosporea, Multivalvulida) infection in juvenile white perch, *Morone americana* (Gmehn) histopathology and spore morphology. *Journal of Fish Diseases*, 14. 589-594.
- Burger, M. y Adlard, R. (2009). Four new species of *Kuoda* Meglitsch, 1947 (Myxosporea: Multivalvulida) from Australia with recommendations for species descriptions in the Kudoidae. *Parasitology*, 137, 793-814.

- Chang, E., Neuhof, M., Rubinstein, N., Diamant, A., Philippe, H., Huchon, D. y Cartwright, P. (2015). Genomic insights into the evolutionary origin of Myxozoa within Cnidaria. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 112(48), 14912-14917.
- Chen, Q. y Ma, C. (1998) Myxozoa, Myxosporea. Fauna Sinica. Beijing: *Science Press*. 292–528.
- Chero, J., Cruces, C., Iannacone, J., Sáez, G., Alvariño, L. y Diestro, A. (2015). Prevalencia de infección por *Kudoa peruviana* (Mateo, 1972) (Myxosporea: Kudoidae) en la musculatura somática de la merluza peruana *Merluccius gayi peruanus* (Ginsburg, 1954) (Perciformes: Merlucciidae) de la costa central del Perú. *APHIA*, 9(1). 73-85.
- Chirichigno, N. (1974). Clave para identificar los peces marinos del Perú. Instituto del Mar del Perú. Instituto del Mar del Perú, IMARPE, Callao.
- Chirichigno, N. y Vélez, J. (1998). Clave para identificar los peces marinos del Perú. Instituto del Mar del Perú. Publicación Especial, Callao.
- Chirichigno, N. y Cornejo, R. (2001). Catálogo comentado de los peces marinos del Perú. Instituto del Mar del Perú, IMARPE, Publicación especial. Callao _ Perú.
- Dykova, I., de Buron, I., Fiala, I., y Roumillat, W. (2009). *Kudoa inornata* sp. n. (Myxosporea: Multivalvulida) from the skeletal muscles of *Cynoscion nebulosus* (Teleostei: Sciaenidae). *Folia Parasitologica*, 56, 91–98.
- Dykova, I., Fajer, E. y Fiala, I. (2002). *Kudoa diana* sp. n. (Myxosporea: Multivalvulida), a new parasite of bullseye puffer, *Sphoeroides annulatus* (Tetraodontiformes: Tetraodontidae). *Journal Parasitology*, 49, 17-23.

- Dykova, I., Lom, J. y Overstreet, R. (1994). Myxosporean parasites of the genus *Kudoa* Meglitsch, 1947 from some Gulf of Mexico fishes: description of two new species and notes on their ultrastructure. *European Journal of Protistology*, 30, 316–323.
- Eiras, J., Abreu, P., Robaldo, R. y Pereira, J. (2007). *Myxobolus platanus* n. sp. (Myxosporea, Myxobolidae), a parasite of *Mugil platanus* Günther, 1880 (Osteichthyes, Mugilidae) from Lagoa dos Patos, RS, Brazil. *Parasitología Veterinaria*, 59(4), 895-898.
- Eiras, J., Molnár, K. y Lu, Y. (2005). Synopsis of the species of *Myxobolus* Butschli, 1882 (Myxozoa: Myxosporea: Myxobolidae). *Systematic Parasitology*, 61, 1-46.
- Eiras, J., Saravia, A. y Cruz, C. (2014). Synopsis of the species of *Kudoa* Metgltsch, 1947 (Myxozoa: Myxosporea: Multivalvulida). *Systemic Parasitology*, 87(2), 80-153.
- Eiras, J., Yudi, R., Riscalá, R., Sierpe, V., Moura, C., dos Santos, J., Picanco, J. y Guerreiro, D. (2016). *Kudoa* spp. (Myxozoa, Multivalvulida) parasitizing fish caught in Aracaju, Sergipe, Brazil. *Revista Brasil Parasitología Veterinaria*, 25(4), 429-434.
- Escuela de Ciencias del Mar (2008). Estudio Biológico-Pesquero del pejerrey de mar X. (2006-58). http://www.subpesca.cl/fipa/613/articles-89175_informe_final.pdf
- Estudio de desempeño ambiental (ESDA) (2015). Estudio de desempeño ambiental 2003-2013. <https://www.minam.gob.pe/esda/>
- Egusa, S. y Nakajima, K. (1980). *Kudoa amamiensis* n. sp. (Myxosporea: Multivalvulida) found in cultured yellowtails and wild damselfishes from Amami-Oshima and Okinawa, Japan. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries*, 46, 1193–1198.

- Fall, M., Kpatcha, K., Diebakate, C., Faye, N. y Toguebaye, B. (1997). Observations sur des Myxosporidies (Myxozoa) du genre *Myxobolus* parasites de *Mugil cephalus* (Poisson, Teleosteen) du Senegal. *Parasite*, 2, 173–180.
- Faye, N., Kpatcha, T., Diebakate, C., Fall, M. y Toguebaye, B. (1999). Gill infections due to myxosporean (Myxozoa) parasites in fishes from Senegal with description of *Myxobolus hani* sp. n. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 19, 14–16.
- (FAO) Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2010). Perfiles de pesca y acuicultura por países, la República del Perú. <http://www.fao.org/fishery/facp/PER/es>
- FishBase (7 de marzo de 2020). FishBase versión 12/2019. <https://www.fishbase.se/search.php>
- García, L. y Quevedo, A. (2016). Impacto de la concesión del puerto de Paita en la gestión operativa de la exportación de frutos frescos como carga refrigerada. Tesis Para optar el título profesional de licenciada en administración de negocios internacionales. http://www.repositorioacademico.usmp.edu.pe/bitstream/usmp/2333/1/quevedo_garcia.pdf
- Giulietti, L., Mattiucci, S., Paoletti., M., Grevskott, D., Bao, M., Cipriani, P. y Levsen, A. (2019). Morphological and molecular identification of a new *Kudoa thyrsites* isolate in Mediterranean silver scabbardfish *Lepidopus caudatus*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 132, 125-134.
- Grabner, D., Yokoyama, H., Shirakashi, S. y Kinami, R. (2012). Diagnostic PCR assays to detect and differentiate *Kudoa septempunctata*, *K. thyrsites* and *K. lateolabracis* (Myxozoa, Multivalvulida) in muscle tissue of olive flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Aquaculture*, 338-341, 36–40.

- Gupta, A., Haddas, M., Gayer, K. y Huchon, D. (2022). Myxozoan infection in thinlip mullet *Chelon ramada* (Mugiliformes: Mugilidae) in the Sea of Galilee. *Scientific Reports*, 12, 1-10.
- Haldar, D., samal, K. y Mukhopadhyay, D. (1996). Studies on the protozoan parasites of fishes in Orissa: eight species of *Myxobolus* Butschli (Myxozoa: Bivalvulida). *Journal of the Bengal Natural History Society*, 16, 3-24.
- Hallet, S. y Diamant, A. (2001). Ultrastructure and small-subunit ribosomal DNA sequence of *Henneguya lesteri* n.sp. (Myxosporea), a parasite of sand whiting *Sillago analis* (Sillaginidae) from the coast of Queensland, Australia. *Diseases of Aquatic Organisms*, 46, 197-212.
- Heiniger, H., y Adlard, D. (2012). Host specificity and local infection dynamics of *Kudoa leptacanthae* n. sp. (Multivalvulida: Kudoidae) from the pericardial cavity of two *Zoramia* spp. (Perciformes: Apogonidae) at Lizard Island lagoon, Queensland, Australia. *Parasitology International*, 61, 697–706.
- Heiniger, H., Cribb, T. y Adlard, R. (2013). Intra.specefic variation of *Kudoa* spp. (Myxosporea: Multivalvulida) from apogonid fishes (Perciformes), including the description of two new species, *K. cheilodipteri* n. sp. And *K. cookie* n. sp., from Australian waters. *Journal Parasitology*, 84, 193-215.
- Heiniger, H., Gunter, N. y Adlard, R. (2011). Re-establishment of the family Coccoomyxidae and description of five novel species of *Auerbachia* and *Coccoomyxa* (Myxosporea: Bivalvulida) parasites from Australian fishes. *Parasitology*, 138, 501–515.
- Hervio, D., Kent, M., Khattra, J., Sakanari J., Yokoyama, H. y Devlin, R. (1997). Taxonomy of *Kudoa* species (Myxosporea), using a small-subunit ribosomal DNA sequence. *Canadian Journal of Zoology*, 75. 2112-2119.

- Hillis, D., y Dixon, M. T. (1991). Ribosomal DNA: Molecular Evolution and Phylogenetic Inference. *The Quarterly Review of Biology*, 66(4), 411–453.
- IMARPE (2008). Anuario científico tecnológico IMARPE. *IMARPE*, 8.
- IMARPE (2017). Boletín, Instituto del Mar del Perú. *IMARPE*, 32(1), 12-20.
- IMARPE (2018). Reportes de la Actividad Pesquera, IMARPE.
http://www.imarpe.gob.pe/imarpe/index.php?id_seccion=reportes
- IMARPE (2019). Reporte semanal de la pesquería de jurel y caballa, IMARPE.
http://www.imarpe.gob.pe/imarpe/detallereport.php?id_seccion=I0131020800000000000000
- INFOPES (9 de marzo de 2020). *Lisa (Mugil cephalus)*. La Molina. Recuperado de <http://tumi.lamolina.edu.pe/infopes/?product=lisa-mugil-cephalus>
- Joy, J. (1972). A new species of *Kudoa* (Myxosporidea: Chloromyxidae) from the spot, *Leiostomus xanthurus* Lacepede, in Clear Lake, Texas. *Journal of Protozoology*, 19, 264–265.
- Kent, M., Andree, K., Bartholomew, J., El-Matbouli, M., Dessler, S., Devlin, R., Feist, S., Hedrick, R., Hoffmann, R., Khattra, J., Hallett, S., Lester, R., Longshaw, M., Palenzeula, O., Siddall, M. y Xiao, C. (2001). Recent advances in our knowledge of the Myxozoa. *The Journal of Eukaryotic Microbiology*, 48, 395–413.
- Kim, W., Kim, J. y Oh, M. (2013). Morphologic and Genetic Evidence for Mixed Infection with Two *Myxobolus* Species (Myxozoa: Myxobolidae) in Gray Mulletts, *Mugil cephalus*, from Korean Waters. *Journal Parasitology*, 51(3), 369-373.
- Kudo, R. (1969). *Protozoología*, México D.F., México: Compañía Editorial Continental, S.A.

- Landsberg, J. y Lom, J. (1991). Taxonomy of the genera of the Myxobolus/Myxosoma group (Myxobolidae: Myxosporea), current listing of species and revision of synonyms. *Systematic Parasitology*, 18, 165–186.
- Li, Y., Sato, H., Tanaka, S., Ohnishi, T., Kamata, Y., y Sugita, Y. (2013). Characterization of the ribosomal RNA gene of *Kudoa neothunni* (Myxosporea: Multivalvulida) in tunas (*Thunnus* spp.) and *Kudoa scomberi* n. sp. In a chub mackerel (*Scomber japonicus*). *Journal parasitology*, 112, 1991-2003.
- Lom, J., Dykova, I. y Overstreet, R. (1994). Myxosporean parasites of the genus *Kudoa* Meglitsch, 1947 from some gulf of Mexico fishes: description of two new species and notes on their ultrastructure. *European Journal of Protistology*, 30, 316-323.
- Luque, J. (2008). Parásitos: ¿Componentes ocultos de la Biodiversidad? *Biologist*, 6(1), 5-7.
- Maeno, Y., Nagasawa, K., y Sorimachi, M. (1993). *Kudoa intestinalis* n. sp. (Myxosporea: Multivalvulida) from the intestinal musculature of the striped mullet, *Mugil cephalus*, from Japan. *Journal of Parasitology*, 79, 190–192.
- Mansour, L., Halim, A., Abdel, A., Alwasel, S., Al-Quraishy, y Al Omar, S. (2015). *Kudoa saudiensis* sp. n. (Myxosporea: Multivalvulida) infecting oocytes of the Indian mackerel *Rastrelliger kanagurta* (Perciformes: Scombridae) *Folia Parasitologica*, 62(10),1-10.
- Mansour, L., Thabet, A., Chourabi, K., Harrath, A., Gtari, M., Al Omar, S. y Ben Hassine, O. (2013). *Kudoa azevedoi* n. sp. (Myxozoa, Multivalvulida) from the oocytes of the Atlantic horse mackerel *Trachurus trachurus* (Perciformes, Carangidae) in Tunisian coasts. *Parasitology Research*, 112, 1737–1747.

- Marcucci, C., Caffara, M. y Goretti, E. (2009). Occurrence of actinosporean stages (Myxozoa) in the Nera River system (Umbria, central Italy). *Parasitology Research*, 105, 1517-1530.
- Mateo, E. (1972). Investigación parasitológica de la Merluza (*Merluccius gayii peruanus*). Instituto del Mar del Perú, Informe 40.
- Matsukane, Y., Sato, H., Tanaka, S., Kamata, Y. y Sugita Y. (2010). *Kudoa septempunctata* n. sp. (Myxosporea: Multivalvulida) from an aquacultured olive flounder (*Paralichthys olivaceus*) imported from Korea. *Parasitology Research*, 107(4), 865-872.
- Matsukane, Y., Sato, H., Tanaka, S., Kamata, Y. y Sugita, 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. *Parasitology Research*, 108, 913-926.
- Moncada, L., Reyes, P. y López, C. (2007). Algunas consideraciones sobre la prevalencia actual de *Entamoeba histolytica*, *Giardia duodenalis*, coccidios, microsporidios y mixosporidios en Colombia. *Salud uninorte*, 24(2), 294-302.
- Morales, M., Bustillo, M. y Meza, E. (2012). *Myxobolus* sp: posible parásito emergente en humanos. *Laboratorio actual*. 28(43), 6-9.
- Moran, J., Whitaker, D. y Kent, M. (1999). A review of the myxosporean genus *Kudoa* Meglitsch, 1947, and its impact on the international aquaculture industry and commercial fisheries. *Elsevier Science*, 172, 163-196.
- Muñoz, G., Garcías, F., Valdebenito, V. y Nascimento, M. (2001). Parasitofauna y alimentación de *Notothenia c. f. angustata* Hutton, 1875 (Pisces: Nototheniidae) en el

intermareal de dos localidades del golfo de Arauco, Chile. *Boletín chileno de Parasitología*, 56(1), 29-33.

Narasimhamurti, C. y Kalavati, C. (1979). *Kudoa sphyraeni* n. sp. (Myxosporidia: Protozoa) parasitic in the muscles of the gut of the marine fish, *Sphyraena jello* Cuv. *Indian Academy of Sciences*, 88(4), 275-268.

Ozer, A., Gurkanh, C., Ozkan, H., Acar, G., Ciftci, Y. y Yurakhno, V. (2016). Molecular characterization and morphological aspects of *Myxobolus parvus* (Myxozoa) from *Liza saliens* (Mugilidae) off the Turkish Black Sea coasts. *Revista Parasitológica*.

Pampoulie, C., Marques, A., Rosocchi, E., Crivelli, J. y Bouchereau, J. (1999). A New Myxosporean Parasite, *Kudoa camarguensis* n. sp., Recorded on Two Gobs Species (Teleostei: Pisces) in the Rhone Delta (Mediterranean Sea, France). *The Journal of Eukaryotic Microbiology*, 46(3), 304-310.

Pascual, S., Abollo, E., Yurakhno, V. y Gaevskaya, A. (2012). Molecular characterization of *Kudoa nova* (Myxosporidia: Multivalvulida) infecting the round goby *Neogobius melanostomus* from the sea of Azov. *Revista Ambiental Marina*, 1, 576-597.

PRODUCE, (2003). Ministerio de la Producción, Características operativas de los puntos de desembarque.

[http://www2.congreso.gob.pe/sicr/cendocbib/con2_uibd.nsf/CB3F718CFC636D54052577270075A670/\\$FILE/punto.pdf](http://www2.congreso.gob.pe/sicr/cendocbib/con2_uibd.nsf/CB3F718CFC636D54052577270075A670/$FILE/punto.pdf)

Raymundo, A. y Saucedo, M. (2008) Hábitos alimentarios del pez triglido *Prionotus ruscarius* (Gilbert & Starks, 1904) durante 1996, en las costas de Jalisco y Colima, México. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 43(1) 7-15.

- Rocha, S., Azevedo, C., Oliveira, E., Alves, A., Antunes, C., Rodrigues, P. y Casal, G. (2018). Phylogeny and comprehensive revision of mugiliform-infecting myxobolids (Myxozoa, Myxobolidae), with the morphological and molecular redescription of the cryptic species *Myxobolus exiguus*. *Parasitology Research*, 1-18.
- Ruggiero, M., Gordon, D., Orrell, T., Bailly, N., Bourgoin, T., Brusca, R., Cavaller, T., Guiry, M. y Kirk, P. (2015). A higher level classification of all living organisms. *PLOS one*, 1-60.
- Salman, H., Dayoub, A., Merella, P. y Kurhaily, N. (2017). First Record of Myxobolus Species (Myxosporidia: Myxobolidae) in Grey Mullet *Mugil cephalus* (Teleostei, Mugilidae) from Syria. *International Journal of Agriculture & Environmental Science*, 4, 77-82.
- Sarkar, N. y Mazumder, S. (1983). Studies on Myxosporidian Parasites (Myxozoa: Myxosporidia) from Marine Fishes in West Bengal, India. 1. Description of Three New Species from *Tachysurus* spp. *Protistenk.* 127. 59-63.
- Saha, M. y Bandyopadhyay, P. (2017). Parasitological and histological analysis of a new species of the genus *Thalohanellus* and description of a myxozoan parasite (Myxosporidia: Bivalvulida) from cultured ornamental goldfish, *Carassius auratus* L. *Parasitology Research*, 8, 8-15.
- Schlotterer, C. (2004). The evolution of molecular markers – just a matter of fashion? *Nature*, 5, 63-69.
- Serrano, E., Quispe, M., Hinostroza, E. y Plasencia, L. (2017). Detección de parásitos en peces marinos destinados al consumo humano en Lima Metropolitana. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 28(1), 160-168.

- Shulman, S. (1966). Myxosporidians in the fauna of the USSR. Nauka, Moscow-Leningrad. *Zoologicheskii Institute*, 504.
- Siddall, M., Martin, D., Bridge, D., Desser, S. y Cone, D. (1995). The demise of a phylum of protists: phylogeny of Myxozoa and other parasitic Cnidaria. *Journal parasitology*, 81(6), 961-967.
- Swearer, S. y Robertson, D. (1999). Life history, pathology, and description of *Kudoa ovivora* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea): an ovarian parasite of Caribbean labroid fishes. *Journal of Parasitology*, 85, 337–353.
- Tantaleán, M y Huiza, A. (1994). Sinopsis de los parásitos de peces marinos de la costa peruana. *Biotempo*, 1, 53-101.
- Umur, S., Pekmezci, G., Beyhan, Y., Gurler, A. y Acici M. (2010). First record of *Myxobolus muelleri* (Myxosporea: Myxobolidae) in flathead grey mullet *Mugil cephalus* (Teleostei, Mugilidae) from Turkey.
- U-taynapum, K., Penprapai, N., Bangrak, P., Mekata, T., Itami, T. y Tantikitti, C. (2011). *Myxobolus supamattayai* n. sp. (Myxosporea: Myxobolidae) from Thailand parasitizing the scale pellicle of wild mullet (*Valamugil seheli*). *Parasitology Research*, 109, 81-91.
- Veliz, M. y Insil, R. (1998). Variaciones mensuales y anuales de desembarques del pejerrey (*Odontesthes regia regia*) en el Perú entre 1964 y 1986. *Boletín, Instituto del Mar del Perú*, 299-302.
- Villanueva, B. (2017). *Alimento y hábitos alimentarios de Mugil cephalus “lisa” en la Región La Libertad durante el año 2016*. (Tesis de pregrado) Universidad Nacional de Trujillo. La Libertad, Perú.

- Wang, Y., Liu, J., Zhao, H., Lu, W., Zhao, J., Yang, L., Li, N., Du, X. y Ke, Y. (2007). Human 1A6/DRIM, the homolog of yeast Utp20, functions in the 18S rRNA processing. *Biochimica et Biophysica Acta*, 1773, 863-868.
- Whipps, C. (2011). Interrenal disease in Bluegills (*Lepomis macrochirus*) caused by a new genus and species of Myxozoan. *Journal Parasitology*, 97(6), 1159-1165.
- Whipps, C., Adlard, R., Bryant, M., Lester, R., Findlay, V., y Kent, M. (2003). First report of Three Kudoa Species from Eastern Australia: *Kudoa thyrsites* from Mahi mahi (*Coryphaena hippurus*), *Kudoa amamiensis* and *Kudoa minithyrsites* n. sp. from Sweeper (*Pempheris ypsilychnus*). *J. Eukaryot. Microbiol*, 50(5).
- Whipps, C., Adlard, R., Bryant, y Kent, M. (2002). Two unusual myxozoans, *kudoa quadricornis* n. sp. (Multivalvulida) from the muscle of goldspotted trevally (*Carangoides fulvoguttatus*) and *Kudoa permulticapsula* n. sp. (Multivalvulida) from the muscle of Spanish mackerel (*Scomberomorus commerson*) from the great barrier reef, Australia. *Journal Parasitology*, 89, 168-173.
- Whipps, C., y Diggles, B. (2006). *Kudoa alliaria* in flesh of Argentinian hoki *Macruronus magellanicus* (Gadiformes; Merlucciidae). *Diseases of aquatic organisms*, 69, 259-263.
- Whipps, C., Grossell, G., Adlard, R., Yokoyama, H., Bryant, M., Munday, B., y Kent, M. (2004). Phylogeny of the Multivalvulidae (Myxozoa: Myxosporea) based on comparative ribosomal DNA sequence analysis. *Journal of Parasitology*, 90, 618–622.
- Whitaker, D., Kent, M. y Sakanari, J. (1996). *Kudoa miniauriculata* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea) from the musculature of bocaccio (*Sebastes paucispinis*) from California. *Journal of Parasitology*, 82, 312–315

- World Register of Marine Species (WORMS). (2020). WORMS taxon details, *Kudoa* Meglitsch, 1947. <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=120285>
- Wosnitza, C., Ballón, M., Benites, C. y Guevara, R. (2009). Cambios en el área de distribución de la merluza peruana: efecto de la pesquería y El Niño. *Boletín, Instituto del Mar del Perú*, 24(1) 35-44.
- Yokoyama, H., Whipps, C., Kent, M., Mizuno, K. y Kawakami, H. (2004). *Kudoa thyrsites* from Japanese Flounder and *Kudoa lateolabracis* n. sp. from Chinese Sea Bass: Causative Myxozoans of Post-Mortem Myoliquefaction. *The Japanese Society of Fish Pathology*, 39(2), 79-85.
- Yurakhno, V., Ovcharenko, M., Holzer, A., Sarabeev, V. y Balbuena, J. (2007). *Kudoa unicastula* n. sp. (Myxosporea: Kudoidae) a parasite of the Mediterranean mullets *Liza ramada* and *L. aurata* (Teleostei: Mugilidae). *Parasitology*, 101. 1671–1680.
- Zhang, B., Zhai, Y., Liu, Y. y Gu, Z. (2017). *Myxobolus pseudowulii* sp. n. (Myxozoa: Myxosporea), a new skin parasite of yellow catfish *Tachysurus fulvidraco* (Richardson) and redescription of *Myxobolus voremkhai* (Akhmerov, 1960). *Folia Parasitologica*, 64(8).