



UNIVERSIDAD DE CHILE



FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS

**IDENTIFICACIÓN DE FAUNA ENDOPARASITARIA
EN CETÁCEOS DE TIERRA DEL FUEGO**

CATHERINE ANDREA DOUGNAC OPITZ

Memoria para optar al Título
Profesional de Médico Veterinario
Departamento de Medicina
Preventiva Animal

PROFESOR GUÍA: Dr. FERNANDO FREDES MARTÍNEZ

SANTIAGO, CHILE
2011



UNIVERSIDAD DE CHILE



FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS

**IDENTIFICACIÓN DE FAUNA ENDOPARASITARIA
EN CETÁCEOS DE TIERRA DEL FUEGO**

CATHERINE ANDREA DOUGNAC OPITZ

Memoria para optar al Título
Profesional de Médico Veterinario
Departamento de Medicina
Preventiva Animal

NOTA FINAL:

	NOTA	FIRMA
PROFESOR GUÍA : FERNANDO FREDES MARTINEZ
PROFESOR CONSEJERO: PEDRO CATTAN AYALA
PROFESOR CONSEJERO: PATRICIO RETAMAL MERINO

**SANTIAGO, CHILE
2011**

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer a todos los que de alguna u otra manera me ayudaron a que terminara mis estudios y a desarrollar este trabajo, el cual resultó ser mucho más complejo de lo esperado.

Agradezco a mi familia, a mis padres por entender, o al menos aceptar, mis interminables horas de estudios y ausencias a compromisos familiares, por regalarme estudios y este viaje. A mi hermana por el apoyo logístico y los consejos universitarios, también a mis hermanos, primos, tíos y abuelos.

A la Facultad de Veterinaria de la Universidad de Chile, por regalarme 3 semestres de estudios, y a todos los profesores que participaron en mi formación profesional.

Gracias a todos mis amigos, por impulsarme, por creer en mí, por darme fuerza; Stephanie, por siempre creer que yo era capaz de cualquier cosa, Consuelo, por su compañía, sus pies a tierra y por compartir su vida conmigo, a Jorge, porque me alienta a seguir, Paulo D., por ayudarme a creer que es posible salvar el mundo, por ser un compañero de batallas, Paulo L. y Sibila, por las interminables horas de estudio, viajes en micro, fines de semana, risas y vida recorrida juntos, Javiera, por compartir mi locura y apoyarla, a Viole, porque es entusiasta y comparte mi pasión por la naturaleza. A Ángela, quien se ha convertido en un gran apoyo en este año, además de hacerme entender que de nada vale ser un cadáver culto.

A José Yáñez, por el gran e invaluable apoyo vocacional y motivacional, constantemente alentándome a trabajar en pro del océano y sus habitantes.

A Valentina, por ser la primera en mencionarme al Museo Acatashún y el primer impulso a realizar este viaje.

A Carlos Olavarría y Olivia Blank, por su desinteresada orientación y consejos.

A Patricio Retamal, quien me alentó a desarrollar este proyecto, a Pedro Ábalos por su entusiasmo y simplificación de las cosas.

A Natalie Goodall por recibirme en el Museo Acatushún y compartir su conocimiento y sabiduría, quien en su inmensa generosidad me cedió muestras de animales que atesoraba desde hace años, quien confió en mi y no sólo me admitió en su proyecto, si no que me permitió revisar sus archivos y me facilitó todo el material que yo considerase necesario.

A todos mis compañeros de pasantía: a Moni, Cata, Any, Mary y Nani, por su pasión, por hacer de mi estadía en el Museo unos momentos maravillosos; a Christian y Barby, por su compañía y conversación. También a Pablo, por compartir su enfoque veterinario del trabajo con fauna marina y los contactos para facilitar mi estudio y desarrollo de la investigación. Y a todos los que durante mi estadía contribuyeron a mi desarrollo como ser humano.

También quisiera agradecer a Ninfa y Colleen por su apoyo logístico con las muestras rezagadas.

Al CEQUA por confiarme muestras de *Globicephala melas*.

A mis compañeros de laboratorio en FAVET, por compartir el uso de microscopio y sufrir en conjunto por las tareas asignadas; a Patricio Toro, porque hace posible todo el trabajo en el laboratorio, por compartir su experiencia y conocimiento.

A la Dra. Mercedes Fernández y al Dr. Antonio Raga, por ayudarme con la identificación de los Digeneos.

Por supuesto también quisiera agradecer al Dr. Fernando Fredes, por aceptarme como tesista y ayudarme a desarrollarla a plenitud, por su comprensión, por su sincero interés en mi desarrollo como profesional y también por compartir su música.

Y finalmente a Marco por haberme cedido sus muestras, sin las cuales esta memoria no hubiese sido posible, también por ayudarme en mi aceptación en el proyecto AMMA , y por supuesto, por el apoyo, por alentarme en mis momentos de desesperación, por creer en mí y por estar siempre a mi lado.

INDICE

INDICE	4
RESUMEN.....	6
ABSTRACT	7
INTRODUCCION	8
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	10
Cetáceos	10
Tierra del Fuego	11
Agentes Transmisibles en Cetáceos	11
Agentes Parasitarios en Cetáceos.....	12
Nematelmintos.....	13
I. Familia Pseudaliidae.....	13
II. Familia Tetrameridae, Subfamilia Crassicaudidae	18
III. Familia Anisakidae	19
IV. Familia Polymorphidae	22
Platelmintos.....	23
1. Clase Trematoda.....	23
I. Familia Brachycladiidae (Campulidae).....	23
II. Otras Familias	26
a. Familia Pholeteridae	26
b. Familia Brauninidae	26
c. Familia Notocotylidae	26
2. Clase Cestoda.....	26
I. Familia Tetrabothriidae.....	26
II. Familia Diphylobothriidae	27
III. Familia Phyllobothriidae.....	28
Estudios en Patagonia Chile y Argentina.....	30
OBJETIVOS.....	33
OBJETIVO GENERAL	33
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	33
MATERIALES Y METODOS	34
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	39
A. Nematelmintos	44
a) Parásitos Gastrointestinales.....	44
b) Parásitos Pulmonares	52
B. Platelmintos.....	64
a) Cestodos.....	64
b) Trematodos.....	69
C. Muestras Negativas	71
DISCUSIÓN GENERAL.....	72
iv. Información generada en este estudio	76
CONCLUSIONES.....	78
BIBLIOGRAFÍA	79
ANEXO I.....	86
Mapa Político del Territorio Argentino de Tierra del Fuego.....	86
ANEXO II.....	87

Imágenes de los Endoparásitos Estudiados.....	87
1. Nematelmintos.....	87
a) Parásitos Gastrointestinales.....	87
i. Familia Anisakidae.....	87
ii. No identificados.....	93
b) Parásitos pulmonares.....	94
I. Bulla Timpánica.....	94
i. Familia Tetrameridae.....	94
ii. Familia Pseudaliidae.....	96
iii. No identificados.....	97
II. Pulmones.....	99
i. Familia Pseudaliidae.....	99
ii. No identificados.....	103
2. Platelmintos.....	104
a) Cestodos.....	104
i. Familia Phyllobothriidae.....	104
ii. Familia Tetrabothriidae.....	105
b) Trematodos.....	108
D. Muestras Negativas.....	110
i. Pseudoparásito.....	110

RESUMEN

Esta memoria tuvo como objetivo la identificación de la fauna endoparasitaria presente en cetáceos muestreados entre los años 1997 y 2010 en Tierra del Fuego, zona de importancia en el estudio de estos animales debido, entre otras cosas, a la influencia de la Corriente Circumpolar Antártica. Para esto se trabajó con cadáveres recuperados en el marco del proyecto de Aves y Mamíferos Marinos Australes (AMMA) del Museo Acatushún en la costa Atlántica de Argentina, y con muestras obtenidas por el Centro de Estudios del Cuaternario Fuego-Patagonia y Antártica Chile (CEQUA).

Se obtuvieron muestras de 33 animales pertenecientes a 11 especies diferentes, incluyendo 27 delfines (cinco especies), una marsopa, cuatro zifidos (cuatro especies) y un misticeto. Se analizó un total de 22 muestras gastrointestinales, cuatro muestras de grasa sub cutánea, 10 de bulla timpánica y siete de pulmones.

Las estructuras parasitarias fueron analizadas por microscopía óptica y se utilizó para su identificación la bibliografía disponible incluyendo las claves taxonómicas.

Dentro de los resultados presentados destaca la primera descripción de 11 géneros parasitarios para la especie hospedera y 18 géneros para la Isla de Tierra del Fuego.

ABSTRACT

The objective of this work was to identify the parasitic fauna present in cetaceans found dead in Tierra del Fuego. The research was possible thanks to the collaboration of the Aves y Mamíferos Marinos Australes project (AMMA) from Acatushún Museum, which collects dead marine animals from the Atlantic coast in Argentina, and also the collaboration of Centro de Estudios del Cuaternario Fuego-Patagonia y Antártica Chile (CEQUA). This is an important geographic zone to the study of cetaceans because of the influence on Antarctic Circumpolar Current.

There was obtained samples from 33 animals belonging to 11 different species including 27 dolphins (five species), one porpoise, four zifids (four species) and one baleen whale. There were analyzed a total of 22 samples from gastrointestinal tract, four from blubber, 10 from tympanic bulla and seven from lungs.

The parasites were microscopically examined and identified using taxonomic keys and available bibliography.

This study is the first report of 11 parasite genera to the host specie and 18 parasite genera to the studied region (Tierra del Fuego).

INTRODUCCION

Los mamíferos marinos son animales que se encuentran ampliamente distribuidos en los distintos ambientes acuáticos del mundo. Este grupo está constituido por especies de tres órdenes: Carnívora, Sirenia, y Cetácea (Carwardine, 2002).

La interacción del ser humano con los mamíferos marinos comenzó a través de la caza con fines de subsistencia para luego dar paso a la caza comercial, ya sea para alimentación o peletería. Esta situación diezmo algunas poblaciones, en tanto que a otras especies las llevó al borde de la extinción o definitivamente a su desaparición (Bastida y Rodríguez, 2003). Actualmente el creciente interés público por estos animales tiene consecuencias positivas, como es el deseo de protección de estas especies, pero por otra parte, este mismo anhelo ha generado diversas actividades que obligan a mantener a cetáceos en cautiverio, lo que del punto de vista del bienestar animal es mundialmente cuestionado (Rose, 2004).

El gran conocimiento de la biología del orden Cetácea se basa principalmente en especies de hábitos costeros o en individuos cautivos, por lo que aún existen muchas otras sobre las cuales la información es limitada o prácticamente inexistente (Reeves *et al.*, 2002).

En lo que respecta a los agentes parasitarios de cetáceos, existen estudios donde algunas especies han sido consideradas causa de varamiento e incluso muerte del hospedero, a pesar de que la teoría indica que los parásitos rara vez provocan alteraciones significativas en animales silvestres (Measures, 2001; Raga *et al.*, 2002; Zylber *et al.*, 2002).

Las costas de Chile y Argentina se encuentran habitadas por una amplia variedad de cetáceos, estando en ambos países bajo protección legal según la Ley N°20.293 (Chile, 2008) y la Ley N°25.577 (Argentina, 2002), puesto que la gran mayoría de las especies que viven en esta región se encuentran clasificadas en la Lista Roja de Especies Amenazadas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN)

como especies con "Información Insuficiente" (IUCN, 2010), lo que deja en evidencia la importancia y urgencia del estudio de estos animales.

En particular, en Tierra del Fuego son frecuentes los hallazgos de mamíferos marinos muertos en las playas, sobre todo en la costa Atlántica debido a la influencia de las corrientes marinas presentes en el lugar (Bastida y Rodríguez, 2003). Es por esto, y por lo anteriormente señalado que el objetivo de esta memoria de título fue identificar los endoparásitos de cetáceos encontrados en estas playas y de esta forma contribuir al conocimiento de las enfermedades parasitarias de la fauna marina del extremo sur de Sudamérica.

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

Cetáceos

Un mamífero marino se define como un mamífero que habita el ambiente acuático durante toda su vida o parte de ella. Esta clasificación incluye cetáceos (ballenas, delfines, marsopas, zífidos y monodontidos), pinnípedos (focas, lobos marinos y la morsa), mustélidos (nutrias), sirénidos (manatíes y dugongos) y al Oso Polar (*Ursus maritimus*) (Carwardine *et al.*, 2002).

Los cetáceos conservan la organización anatómica básica de todo mamífero, sin embargo, poseen adaptaciones a la vida en el agua, entre ellas (Reeves *et al.*, 2002; Shirihai y Jarrett, 2006):

- Cuerpo hidrodinámico, debido a la pérdida de los miembros posteriores y desarrollo de un apéndice caudal horizontal (cola).
- Presencia de una aleta dorsal en la mayoría de las especies, la cual proporciona estabilidad en el océano.
- Extremidades anteriores en forma de aletas, modificación que no ha llevado a la pérdida de la estructura ósea original (conserva el carpo y los cinco dedos).
- Otras adaptaciones que reducen el roce y evitan la pérdida de calor, como órganos excretores, glándulas mamarias y genitales ocultos en pliegues o en el interior del cuerpo; piel carente de pilosidad; y una espesa capa de grasa subcutánea (de 1 a 60 cm, según la especie).

De acuerdo a Reeves *et al.* (2002) el orden Cetacea incluye más de 80 especies y se divide en dos sub órdenes: Mysticeti y Odontoceti. El primero de ellos está conformado por cuatro familias, seis géneros y al menos 13 especies, y corresponde a los cetáceos que poseen barbas en lugar de dientes (ballenas). En tanto que el suborden Odontoceti agrupa a los cetáceos dentados, subdivididos en 10 familias, 40 géneros y al menos 70 especies, e incluye cachalotes, zífidos, delfines de río, delfines oceánicos, monodontidos y marsopas.

Tierra del Fuego

Tierra del Fuego es territorio de soberanía chilena y argentina. Las aguas que circundan esta isla alberga una gran diversidad de mamíferos marinos debido a la influencia de las corrientes oceánicas presentes en la zona, principalmente a la corriente Circumpolar Antártica, la cual rodea el continente blanco mezclando las aguas profundas de todos los océanos llevando los nutrientes de regreso a la superficie y permitiendo durante el verano un gran desarrollo fitoplanctónico, eslabón inicial de muchas cadenas y tramas alimentarias, convirtiendo estas aguas en las más productivas del mundo (Bastida y Rodríguez, 2003). Tierra del Fuego es la única masa de tierra que se interpone en el recorrido de esta corriente, lo que en parte explica la alta frecuencia de cetáceos varados en sus costas, poniéndose de manifiesto la importancia geográfica de la zona en el estudio de estos animales.

Agentes Transmisibles en Cetáceos

En términos generales, la información disponible sobre agentes patógenos en cetáceos se debe principalmente a estudios realizados en el Hemisferio Norte, siendo escaso el conocimiento proveniente del Hemisferio Sur y, además, asociado a un número reducido de especies. Aguayo-Lobo (1999) señala que en Chile esto se debería, en parte, a que existe una tendencia a abandonar la investigación de mamíferos marinos en general y de cetáceos en particular, situación que hoy día es verdadero especialmente en el ámbito veterinario, ya que en Chile existen instituciones con acceso a estos animales, incluyendo diversas organizaciones no gubernamentales (ONG), como Eutropia, Centro Ballena Azul, Centro de Conservación Cetácea y CMMR Leviathan, las cuales realizan estudios de la biología de estas especies, principalmente ecología, pero ninguna de ellas busca obtener muestras que permitan una evaluación sanitaria.

Esta situación explica, en parte, que las publicaciones científicas sobre infecciones o patologías de cetáceos en el continente Sudamericano se deben a hallazgos fortuitos en la gran mayoría de los casos, incluyendo los trabajos en parásitos, los cuales hasta la fecha son escasos.

En el año 2008 se promulgó la Ley N°20.093 en Chile, la cual protege a estas especies básicamente prohibiendo la caza de cetáceos en aguas de jurisdicción chilena y

la tenencia de estos animales o parte de ellos; fomenta la creación de reservas marinas y zonas de avistamiento, entre otras, pero no establece normas o pasos a seguir frente al hallazgo de animales varados, ni políticas claras de manejo y conservación. En el caso de Argentina existe la Ley N°25.577 la que, al igual que en Chile, sólo protege a los cetáceos. Sin embargo, en el territorio argentino de Tierra del Fuego existe una iniciativa privada de la bióloga Natalie Prosser de Goodall, fundadora y directora del Museo Acatushún, que a través del Proyecto AMMA (Aves y Mamíferos Marinos Australes) se encarga de programar expediciones a las costas de la isla en busca de animales muertos fundamentalmente para estudios biológicos básicos; no obstante, hasta la fecha se han recolectado elementos o estructuras parasitarias habiéndose identificado y publicado sólo las muestras obtenidas a mediados de la década del 80 y del 90, las cuales involucran sólo dos especies de delfines, *Globicephala melas* (Raga *et al.*, 1994) y *Cephalorhynchus comersonii* (Berón-Vera *et al.*, 2001).

Agentes Parasitarios en Cetáceos

La existencia de parásitos en un hospedero es determinada a través de la evolución de las interacciones predador-presa, por lo tanto rara vez la presencia de estos agentes en pequeñas infecciones tiene la capacidad de generar sintomatología clínica, especialmente en las especies silvestres (Berón-Vera *et al.*, 2001; Measures, 2001). Sin embargo, los cetáceos se encuentran en un medio acuático y poseen complejos mecanismos de orientación y adaptación que los diferencia de los animales terrestres, de esta forma los parásitos, inclusive en pequeñas cantidades, pueden tener efectos negativos en el hospedero, debilitándolo (Gibson *et al.*, 1998) o causando enfermedad, pero pocas veces la muerte (Colón-Llavina *et al.*, 2009), aunque algunas especies pueden convertirse en factores importantes de varamiento y, por lo tanto, indirectamente, provocar mortalidad (Raga *et al.*, 2002).

Los estudios en especies de vida silvestre se realizan comúnmente en animales encontrados muertos en las playas, siendo lo más usual obtener muestras de helmintos colectados de varamientos individuales, lo que no es representativo de la situación parasitaria de una especie (Gibson *et al.*, 1998; Berón-Vera *et al.*, 2001). No se suele trabajar con animales vivos (salvo en casos de cautiverio) debido a las dificultades de manejo asociadas y por lo escaso de algunas especies; por esto, y debido al bajo número de muestras, se imposibilita la realización de estudios de cohorte prevalenciales o que

permitan algún tipo de análisis estadístico, a excepción de casos de varamientos masivos, situación que ocurre esporádicamente y, sólo en especies particulares (Gibson *et al.*, 1998).

Nematelmintos

Los parásitos que se encuentran con mayor frecuencia en cetáceos son los nematodos y dentro de ellos los llamados parásitos pulmonares, que adquieren una mayor relevancia frente a otros debido a que pueden ser altamente patogénicos y generalmente presentarse en grandes números (Gibson *et al.*, 1998).

I. Familia Pseudaliidae

Los pseudaliideos corresponden a los parásitos pulmonares, se encuentran en el sistema respiratorio y circulatorio asociado, incluyendo pulmones, senos aéreos, vasos sanguíneos pulmonares, corazón (Raga *et al.*, 2002; Houde *et al.*, 2003) y sistema auditivo (oído medio principalmente) (Dailey, 2001; Houde *et al.*, 2003). Los cetáceos se ven afectados por aproximadamente 17 especies de esta familia (Measures, 2001; Raga *et al.*, 2002) distribuidas en ocho géneros, siete de los cuales se encuentran restringidos a los odontocetos (*Halocercus*, *Pharurus*, *Pseudalius*, *Pseudostenurus*, *Skrjabinalius*, *Stenurus* y *Torynurus*) (Measures, 2001).

Se consideran agentes cosmopolitas, afectando sólo odontocetos, principalmente a phocoenidos y monodontidos, y en segundo lugar a delfinidos (Raga *et al.*, 2002), con sólo un reporte en un zifido infectado con *Halocercus* sp., sin reportes en delfines de ríos o cachalotes (Measures, 2001).

Es importante resaltar que, en relación a las vías aéreas, lo que podría considerarse una baja carga parasitaria en mamíferos terrestres, y por lo tanto asintomático, en cetáceos puede tener efectos negativos debido a su particular fisiología respiratoria adaptada al rápido intercambio gaseoso y a la retención de aire durante buceos profundos, por lo que la inflamación e hipertrofia causada por los parásitos o simplemente la obstrucción mecánica por su presencia provocará una oclusión progresiva de las vías aéreas que en un animal acuático ocasionará sintomatología grave (Conlogue *et al.*, 1985).

Algunos síntomas, observados en animales cautivos incluyen tos, fuertes ruidos provenientes del espiráculo, exudado mucoespumoso o purulento en el mismo sitio, expulsión explosiva de gusanos durante la espiración y signos menos específicos de debilidad como anorexia y letargia (Measures, 2001). Sin embargo, existen reportes de infestaciones severas en individuos saludables sin daños aparentes (Slob *et al.*, 1996), pero aún así, contaminantes, enfermedades infecciosas concomitantes, el estrés del cautiverio o el estrés asociado a un varamiento podrían predisponer a una enfermedad pulmonar severa en estos casos (Measures, 2001).

A. Órganos afectados y lesiones producidas.

i. Pulmones

En el árbol bronquial y bronquiolar es posible encontrar *Pseudalius inflexus*, *Torynurus convolutus* y algunas especies de los géneros *Skrjabinalius* y *Stenurus*. Particularmente *P. inflexus*, *T. convolutus*, *Stenurus ovatus*, y *Skrjabinalius* spp. pueden producir infestaciones muy intensas llevando a la obstrucción mecánica, casi completa, de estas vías, sin reacciones tisulares asociadas en el hospedero (Measures, 2001).

Los parásitos pulmonares han desarrollado distintos sistemas de adhesión para evitar ser eliminados en las explosivas exhalaciones del hospedador (Gibson *et al.*, 1998). Algunas especies penetran con su extremidad cefálica las paredes bronquiales y bronquiolares, otros enrollan todo su cuerpo en el parénquima pulmonar dejando libre en las vías respiratorias sólo el extremo posterior (Slob *et al.*, 1996; Measures, 2001). En ocasiones al penetrar el tejido forman complejos nódulos por encapsulaciones provocadas por reacciones tisulares del hospedero, haciendo muy difícil el muestreo del individuo completo (Measures, 2001). Sin embargo, otras especies, como *T. convolutus* y *S. minor*, generalmente se encuentran libres en el árbol bronquial (Slob *et al.*, 1996).

Las especies que penetran el parénquima pulmonar provocan neumonía verminosa, causa común de muerte en pequeños odontocetos (Measures, 2001; Zylber *et al.*, 2002), lo que se debería a severas infecciones secundarias bacterianas o virales, más que a un daño parasitario directo (Stroud y Roffe, 1979; Measures, 2001). Pero también las neumonías parasitarias en cetáceos también pueden ser causa primaria de muerte (Dailey y Stroud, 1978), asociado principalmente a neumonía focal purulenta subaguda por presencia de estadios larvarios (Measures, 2001; Zylber *et al.*, 2002).

Otras lesiones asociadas a parásitos pulmonares en infecciones agudas son hemorragia intraalveolar, bronconeumonía supurativa aguda, bronquitis aguda, bronquiolitis, edema, atelectasia focal, hiperplasia, hipertrofia del epitelio mucoso y del musculo liso, y erosión del epitelio bronquial (Measures, 2001; Zylber *et al.*, 2002).

También existen infestaciones crónicas que inducen inflamaciones granulomatosas (Zylber *et al.*, 2002) las que se observan como pequeños nódulos amarillos pálidos a nivel subpleural, los que corresponden a gusanos encapsulados que al morir se degeneran y calcifican (Measures, 2001). Estas lesiones se asocian principalmente a *Halocercus* spp. y serían parte de la respuesta inmune del hospedero (Dailey y Stroud, 1978; Conlogue *et al.*, 1985), pero no siempre están presentes (Moser y Rhinehart, 1993).

ii. Oído medio, canal auditivo y senos craneales

En estos órganos es posible encontrar *Pseudostenurus sunameri*, algunas especies de *Pharurus* (Measures, 2001), la mayoría de las especies de *Stenurus* (Measures, 2001; Zylber *et al.*, 2002) y ocasionalmente *T. convolutus* (Measures, 2001). Las lesiones observadas son sinusitis, hemorragias menores de la mucosa (Measures, 2001; Zylber *et al.*, 2002; Houde *et al.*, 2003), el engrosamiento de la misma e inflamación crónica no supurativa y rara vez sinusitis purulenta (Measures, 2001; Zylber *et al.*, 2002). Algunos autores han sugerido que estas especies pueden provocar lesiones óseas, sin embargo, éstas se atribuyen generalmente a *Crassicauda grampicola* (familia Crassicaudidae) parásito que puede estar infectando concomitantemente (Measures, 2001).

En estos órganos uno de los géneros parasitarios encontrados mejor descrito es *Stenurus*, nematodo más prevalente en individuos jóvenes (Torres *et al.*, 1994). Los *Stenurus* spp. se encuentran comúnmente en grandes números, alcanzando más de 1.500 individuos en algunas especies (Gibson *et al.*, 1998); macroscópicamente se observan agrupados, provocando muchas veces la obstrucción de los conductos auditivos y también lesiones óseas (Zylber *et al.*, 2002). Debido a que en los delfines el sistema auditivo es parte del sensible sonar que permite la orientación para navegación y captura de presas (sistema de ecolocalización) (Dailey, 1976) esta infección puede ser causa de varamientos individuales, de una cría con su madre, o inclusive varamientos masivos, en especies que tienen líder (Torres *et al.*, 1994; Gibson *et al.*, 1998; Tantalean y Cabrera, 1999; Measures, 2001; Zylber *et al.*, 2002). Pese a que el rol patogénico del género no

es claro, el efecto dependería de muchos factores, ya que se han descrito infestaciones sin lesiones asociadas, sólo otitis media ocasionalmente, por lo que se postula que la presencia del parásito es incidental y no produce un efecto importante en la salud (Gibson *et al.*, 1998). Aún así, especies parasitarias que no provocan daño tisular llevarían igualmente a varamiento del hospedero, porque la presencia de un gran número de nematodos moviéndose en zonas muy sensibles y cercanas al oído interno alterarían el balance de estos órganos e interferirán con la ecolocalización (Gibson *et al.*, 1998; Measures, 2001; Zylber *et al.*, 2002).

iii. Corazón y vasos sanguíneos

Cuando los pseudaliideos se encuentran en corazón, vasos sanguíneos pulmonares o tráquea se considera que hubo una migración post mortem o es una ubicación aberrante en hospederos poco adaptados al parásito (Tantalean y Cabrera, 1999; Measures, 2001). Sin embargo, Slob *et al.* (1996) propone que encontrar *P. inflexus* en vasos sanguíneos pulmonares puede estar indicando la ruta migratoria de estos parásitos hacia su ubicación pulmonar, ya que esta especie es frecuentemente encontrada en estos vasos (Slob *et al.*, 1996; Gibson *et al.*, 1998). Es decir, se propone que ocurría lo mismo que con otros parásitos pulmonares de mamíferos donde los vasos sanguíneos son puertas de entrada para la infección de los pulmones (Slob *et al.*, 1996).

Pseudalius inflexus pareciese ser particularmente patogénico, en parte debido a su longitud y porque comúnmente se encuentra en grandes números (cientos) y en coinfecciones con *T. convolutus*, llegando a bloquear las vías aéreas y causando obstrucción de vasos sanguíneos pulmonares y corazón, incluso generando trombo vasculitis necrotizante, arteritis proliferativa o aneurisma arterial pulmonar (Gibson *et al.*, 1998; Measures, 2001). Además, *P. inflexus* se ha descrito provocando bronconeumonía parasitaria crónica, lesión reportada como causa de muerte en algunos cetáceos (Gibson *et al.*, 1998; Tantalean y Cabrera, 1999).

B. Ciclo de Vida

El ciclo biológico de los pseudaliideos es poco conocido, pero se ha visto que frente al hallazgo de una especie parasitaria pulmonar aumentan significativamente las posibilidades de encontrar otra especie asociada, como ha sido descrito entre *P. inflexus*, *T. convolutus* y *H. invaginatus* (Slob *et al.*, 1996; Measures, 2001) y pese a que esta

asociación no siempre está presente, los antecedentes sugieren que los distintos miembros de esta familia poseen ciclos similares, con el mismo hospedero definitivo e intermediario (Slob *et al.*, 1996).

Los parásitos pulmonares que afectan mamíferos terrestres tienen ciclos directos, o indirectos con gastrópodos y oligoquetos como hospederos intermediarios (Gibson *et al.*, 1998; Measures, 2001). En el caso de los mamíferos marinos es difícil imaginar un ciclo directo distinto a la transmisión directa de una generación a la siguiente (Gibson *et al.*, 1998), ya sea por vía transuterina o lactogénica. La teoría que supone que larvas de primer estadio liberadas al ambiente externo a través de aerosoles o vómito de individuos parasitados serían infectivas para otros cetáceos no es muy probable, porque las larvas se dispersarían y perderían en el ambiente marino, dificultando la infección de un nuevo hospedero (Measures, 2001). Es por esto que se ha propuesto que la infección vía leche materna o prenatal transplacentaria sería la más probable (Colongue *et al.*, 1985; Dailey *et al.*, 1991; Slob *et al.*, 1996; Gibson *et al.*, 1998; Measures, 2001; Raga *et al.*, 2002). Otros autores señalan que el ciclo debe, de todas formas, incluir hospederos intermediarios como peces, moluscos y/o crustáceos (Moser *et al.*, 1993; Raga *et al.*, 2002) no obstante, no se han encontrado estadios larvarios en dichos animales (Gibson *et al.*, 1998).

C. Identificación

La identificación de estas especies es de particular dificultad debido a que en muchas ocasiones es imposible recuperar los individuos, por su adhesión y penetración en el tejido pulmonar (Gibson *et al.*, 1998).

Los llamados "nudos de *Halocercus*" corresponden a pequeños nódulos blanco amarillentos de 2 mm o menos en el parénquima pulmonar, que al corte presentan gusanos enrollados son lesiones anatómicas que permiten pre suponer el género parasitario presente (Gibson *et al.*, 1998).

Los pseudaliideos adultos pueden medir desde 3,5 mm a 293 mm dependiendo de la especie, lo que repercute en que la intensidad de la infección de las especies más pequeñas pueden alcanzar los miles de individuos en un hospedador, a diferencia de las especies más grandes que la carga parasitaria no supera los cientos (Measures, 2001).

II. Familia Tetrameridae, Subfamilia Crassicaudidae

Esta subfamilia incluye dos géneros, *Crassicauda* spp. y *Placentonema* spp., con cerca de 11 especies exclusivas de cetáceos (Raga *et al.*, 2002).

Placentonema gigantissima es la principal especie del género, siendo el parásito de mayor longitud registrado en el mundo (puede superar los 7 mt de largo) y afecta solamente la placenta del Cachalote (*Physeter macrocephalus*) (Raga *et al.*, 2002), descrito por primera vez por Gubanov en 1951.

Los parásitos del género *Crassicauda* pueden encontrarse en órganos urogenitales, placenta, glándula mamaria, senos craneales, pulmones, musculatura (Gibson *et al.*, 1998; Raga *et al.*, 2002) y bajo la capa de grasa sub cutánea (s.c.) (Gibson *et al.*, 1998).

A. Órganos afectados

i. Senos Craneales

Crassicauda spp. se asocia con varamiento y muerte cuando se encuentra en los senos aéreos, donde causa inflamación de la mucosa, sinusitis purulenta y osteítis, impidiendo el adecuado funcionamiento de la ecolocalización (Dailey y Stroud, 1978; Dailey, 2001). Si existen infecciones bacterianas secundarias, la presencia de estos parásitos se considera causa de muerte (Stroud y Roffe., 1979; Araki *et al.*, 1994).

ii. Glándula Mamaria

Crassicauda spp. se ha reportado en glándula mamaria, siendo posible observar huevos en la leche de los animales infectados. En infecciones severas ocurre fibrosis de los conductos lactíferos, dificultándose la eyección láctea, además de verse reducida la producción de leche por la presencia de parásitos, huevos, debris de tejidos y células inflamatorias (Conlogue *et al.*, 1985), algunas veces ocurre una mastitis supurativa asociada (Dailey y Stroud, 1978).

iii. Musculatura y Grasa sub cutánea

Diferentes especies de *Crassicauda* se han encontrado en *P. phocoena* en la interfase entre musculatura y grasa subcutánea, donde se observan gusanos enrollados

dentro de lesiones con forma de cráter rodeadas por una capa de grasa parcialmente saponificada y calcificada (Dailey y Stroud, 1978; Araki *et al.*, 1994).

iv. Sistema Urogenital

En el caso de riñones, se ha reportado *C. giliakiana* en *Berardius bairdi* (Araki *et al.*, 1994) y *C. boopis* en *B. physalus*, este último corresponde a un parásito gigante, que involucra no sólo el sistema urogenital, sino que también el sistema circulatorio de mysticetos, convirtiéndose en el segundo nematodo más grande conocido, alcanzando los 7 mt de longitud y 1 cm de diámetro en las hembras (Gibson *et al.*, 1998).

B. Ciclo de Vida

Los ciclos de vida de estas especies no son conocidos, para el caso particular de *C. boopis* se especula que el mecanismo de transmisión corresponde a la ingestión de la larva liberada por la orina de la madre o por vía transplacentaria (Raga *et al.*, 2002).

C. Identificación

Es común que en las necropsias se obtengan sólo fragmentos de *Crassicauda* spp. debido a su mecanismo de adhesión que dificulta su identificación, por esto se postula que deben ser especies más comunes que lo descrito (Gibson *et al.*, 1998). Las erosiones que provocan en el tejido óseo permitirían un acercamiento a este género, al ser los únicos parásitos asociados a esta lesión (Gibson *et al.*, 1998; Pascual *et al.*, 2000).

III. Familia Anisakidae

Esta es la familia de parásitos gastrointestinales que en términos de colonizar distintos hospederos en muchos ambientes es probablemente la más exitosa (Raga *et al.*, 2002), sin embargo, los mamíferos marinos serían su hospedero definitivo, aunque parecen tener poca especificidad por el hospedero ya que algunas larvas alcanzan el estado adulto en distintas aves y mamíferos piscívoros, pero esto ocurre siempre en un número reducido (Gibson *et al.*, 1998).

Los géneros más frecuentes son *Anisakis*, *Contraecaecum* y *Pseudoterranova* (= *Phocanema*, *Terranova* o *Porrocaecum*), siendo *Anisakis* el más documentado y mejor descrito en cetáceos (Dailey, 2001).

A. Órganos afectados

En cetáceos *Contracecum* spp. y *Pseudoterranova* spp. generalmente se encuentran sólo en estados larvarios a lo largo del tracto gastrointestinal, en tanto que *Anisakis* spp. se encuentra tanto en estado adulto como larvario afectando principalmente el primer estómago (Dailey, 2001).

Los parásitos adultos se encuentran libres en el lumen del órgano o adheridos a la mucosa (Motta *et al.*, 2008), por su parte, los estados larvarios siempre se adhieren a la mucosa, es así que el hallazgo de larvas L3 y L4 libres de *Anisakis* spp. en el estómago e intestino se debería a migración post mortem (Gibson *et al.*, 1998; Berón-Vera *et al.*, 2001) y, en términos generales, la presencia de anisakidos en intestino se relaciona con la eliminación de gusanos que no han sido exitosos (Berón-Vera *et al.*, 2001).

Con respecto a las lesiones, una infección media rara vez produce signología clínica, pero grandes infecciones pueden producir gastritis y úlceras gástricas (Dailey, 2001; Motta *et al.*, 2008), asociadas a veces a edema y hemorragia (Motta *et al.*, 2008).

Las larvas de *Anisakis* y ocasionalmente los adultos del mismo género, además de adherirse a la mucosa estomacal pueden penetrarla y posiblemente alimentarse del tejido, lo que teóricamente ocurriría cuando la pared estomacal está dañada o cuando la comida es escasa; al parecer una vez que un gusano ha penetrado el estómago atrae a otros dando como resultado heridas ulcerativas de gran tamaño (Gibson *et al.*, 1998; Raga *et al.*, 2002). Otros autores señalan que estos parásitos sólo se adhieren a lugares con úlceras preexistentes (Motta *et al.*, 2008). De cualquier forma, una vez embebidos provocan una gastritis intensa y ulceración, pudiendo existir úlceras de formación aguda y hemorrágicas con fibrosis y granulación, en algunos casos llegando a perforación estomacal con la consiguiente peritonitis y probable muerte, situación que es impedida en la mayoría de los casos por la respuesta fibrinosa del hospedero (Motta *et al.*, 2008).

B. Ciclo de Vida

A diferencia de lo que ocurre con otros parásitos que infectan a los mamíferos marinos, el ciclo biológico de los anisakidos es bien conocido (Gibson *et al.*, 1998). Involucra crustáceos copépodos como primer hospedero intermediario, los que ingieren las larvas de vida libre (L2) que provienen de los huevos liberados al medio ambiente, el

segundo hospedero son crustáceos de mayor tamaño, peces (teleostomos principalmente) o calamares, donde las larvas se ubicarán preferentemente en los tejidos o vísceras para continuar el desarrollo hasta L3, luego los cetáceos adquieren la larvas infectantes al alimentarse de una presa parasitada. El estado adulto se alcanza en el estómago del mamífero marino, donde los anisákidos se reproducen y las hembras liberan los huevos que serán posteriormente dispersados al medio ambiente junto a las heces (Gibson *et al.*, 1998; Raga *et al.*, 2002), para continuar el ciclo, así, los mamíferos marinos albergan L3, L4 y adultos, siendo los huevos de aproximadamente 46-58 x 41-53 µm, los cuales son eliminados no embrionados en el medio ambiente (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Es importante destacar que todos los anisákidos son potencialmente zoonóticos. El ser humano adquiere la infección al consumir pescados crudos infectados con L3 (Nadler *et al.*, 2005). Este parásito se ubica de preferencia en las cavidades del cuerpo del pez, por lo tanto serían eliminados al momento de la evisceración del pescado, pero la infección es posible porque un pequeño porcentaje de larvas penetran la musculatura, la cual al ser ingerida por el ser humano puede causar anisakidosis (Gibson *et al.*, 1998).

C. Identificación

En la mayoría de los casos frente al hallazgo de úlceras en mamíferos marinos, éstas son asociadas directamente al parasitismo por nematodos (*Anisakis* spp., *Contraecum osculatum*, y *Phocanema decipiens*, entre otros), estas lesiones son generalmente superficiales y el parásito está embebido en ellas (Motta *et al.*, 2008).

La identificación de las especies basada en morfología, en el caso de los anisákidos y nematodos en general, es limitada, y comúnmente sólo es posible con machos adultos (Colón-Llavina *et al.*, 2009), sin embargo, el reconocimiento del género en los anisakidos se realiza sin dificultades a través de la morfología del esófago (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Dailey, 2001). En el caso de *Anisakis* se observa un ventrículo cilíndrico sin apéndices o ciego intestinal, *Pseudoterranova* presenta un ventrículo y ciego intestinal dirigidos hacia el extremo anterior del cuerpo, mientras que el género *Contraecum* manifiesta un apéndice ventricular dirigido hacia el extremo posterior del cuerpo y un ciego intestinal anterior (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Sin embargo, pese a las descripciones morfológicas que permiten el reconocimiento de las especies, hoy en día son las técnicas moleculares las preferidas para identificación debido al polimorfismo genotípico observado entre parásitos de la misma especie (Colón-Llavina *et al.*, 2009).

Género *Anisakis*

El género *Anisakis* se ha descrito en al menos 35 cetáceos (Raga *et al.*, 2002; Fernández *et al.*, 2004). Mediante morfología se han identificado 5 especies diferentes, pero un mayor número al realizar análisis moleculares, de aquí la dificultad de la identificación basada únicamente en morfología (Raga *et al.*, 2002).

Anisakis simplex es la especie mejor documentada (Dailey, 2001), grandes cargas de este parásito usualmente se encuentran ligadas a signos de debilitamiento general y se asocian a hemorragias gástricas fatales o úlceras con hemorragias crónicas capaces de producir anemia de mediana gravedad (Gibson *et al.*, 1998). En la amplia distribución, tanto geográfica como de hospederos que ha alcanzado esta especie, parece haber desarrollado poblaciones dimórficas en los distintos cetáceos que parasita alcanzando los 104 mm de longitud en algunos y sólo los 60 mm en otros (Sagua y Carvajal, 1987).

Estudios de genética molecular utilizados para definir la especie de *A. simplex* han determinado que existen tres especies en este complejo: *A. simplex (sensu stricto)*, *A. pegreffi* y *A. simplex C* (Colón-Llavina *et al.*, 2009).

Es reconocido que en el caso de *Anisakis*, existe mayor número de larvas en las especies de peces pelágicos, por lo que alimentarse de ellos llevará a poseer mayor abundancia de estos nematodos (Berón-Vera *et al.*, 2001).

IV. Familia Polymorphidae

Esta familia agrupa dos géneros descritos en cetáceos (Clase Acantocephala), *Corynosoma* y *Bolbosoma* (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002), sin embargo, otros autores también describen *Polymorphus* infectando cetáceos (Dans *et al.*, 1999).

Se encuentran en el intestino y ocasionalmente estómago de mamíferos marinos (Dans *et al.*, 1999; Raga *et al.*, 2002).

En el caso de *Bolbosoma* spp. los cetáceos son los hospederos primarios (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002; Colón-Llavina *et al.*, 2009), en tanto que los pinnípedos lo son de *Corynosoma* spp. (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002); aunque los estadios larvarios de este último se encuentran frecuentemente en aves marinas y cetáceos, rara vez alcanzan el estado adulto en hospederos no pinnípedos (Raga *et al.*, 2002).

Con respecto al ciclo biológico, se postula que eufasidos pelágicos y copépodos actuarían como hospederos intermediarios (Raga *et al.*, 2002) y peces como hospederos paraténicos (Torres *et al.*, 1992).

Platelmintos

1. Clase Trematoda

En cetáceos son comunes cuatro familias de la clase Digenea: Campulidae, en mysticetos y odontocetos; Brauninidae y Pholeteridae en odontocetos; y Notocotylidae en mysticetos (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002). Sin embargo, aún existe discusión sobre la clasificación taxonómica de estos agentes, en el 2005 Gibson señala que la familia Campulidae debe llamarse Brachycladiidae y se discute extensamente la validez de las familias y subfamilias, sin llegar a una conclusión clara, es por esto que hemos adoptado con fines descriptivos, la división en cuatro familias.

I. Familia Brachycladiidae (Campulidae)

En términos de distribución geográfica es la familia más importante, con 41 especies descritas, de las cuales 35 se encuentran en cetáceos (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002). Un grave problema con este grupo es que dadas las dificultades en las claves taxonómicas, muchas especies han sido atribuidas a distintos géneros y a veces a distintas subfamilias (Gibson, 2005).

A. Órganos afectados

i. Sistema Nervioso

Nasitrema spp. se describe como el parásito más común en estructuras anatómicas presentes en la cabeza (cerebro y oídos) de pequeños odontocetos, aunque no existe un

acuerdo en la severidad ni las características de las lesiones que provoca (Raga *et al.*, 1994), pero poseería un potencial efecto patogénico que incluye neuropatías, necrosis cerebral y daño mecánico por migración (Morimitsu *et al.*, 1987; Raga *et al.*, 1994; Dailey, 2001), provocando así varamientos, incoordinación y eventualmente la muerte (Raga *et al.*, 1994; Dailey, 2001). Esto también se describe en *Hunterotrema* spp. (Dailey, 2001). Además, se ha descrito que la presencia de huevos de distintas especies, como *Campula* spp., en cerebro provocan severas necrosis. Esta ubicación podría deberse a parásitos erráticos que llegan a este órgano y depositan sus huevos, pero también es posible que la oviposición sea en un lugar diferente (como los pulmones) y que a través de la circulación lleguen a cerebro (Ridgway, 1972).

ii. Sistema Respiratorio

Nasitrema spp. también se ha descrito en sistema respiratorio (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002), en sistema auditivo provocando déficit en este órgano y en senos aéreos sin producir daños severos, pero si esta infección se combina con otras enfermedades y estrés ambiental se cree que la densa cobertura tegumentaria de espinas del parásito puede dañar el epitelio; también se han aislado huevos de tejido pulmonar con lesiones crónicas asociadas, estos aparentemente habrían llegado pulmones por aspiración y no por oviposición directa de los adultos (Raga *et al.*, 1994).

También el género *Hunterotrema* afecta sistema respiratorio (Ridgway, 1972; Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002).

iii. Sistema Gastrointestinal

En sistema digestivo se describe *Hadwenius* spp., los que se embeben profundamente en la mucosa causando irritación con hiperemia y hemorragia gástrica y duodenal anterior (Dailey *et al.*, 1978). También *Synthesium* spp. se puede encontrar en estómago e intestinos (Figueroa, 1988; Torres *et al.*, 1992; Tantalean y Cabrera, 1999).

iv. Hígado y Páncreas

Los odontocetos se ven afectados en estos órganos por trematodos de los géneros *Campula*, *Oschmarinella* y *Zalophotrema*, mientras que las ballenas sólo presentan en

hígado y páncreas trematodos del género *Lecithodesmus* (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002), donde la presencia de adultos en los conductos biliares y pancreáticos provoca diversas lesiones (Ridgway, 1972) como hiperplasia de conductos biliares, obstrucción de los mismos, por esto en afecciones de curso crónico puede manifestarse como colangitis, hepatitis, pancreatitis y hepatocolangitis, además de fibrosis e inclusive necrosis (Conlogue *et al.*, 1985; Gibson *et al.*, 1998). También la presencia de huevos en el parénquima hepático puede generar hepatitis (Dailey y Stroud, 1978).

Macroscópicamente en infecciones con *C. oblonga* se han observado lesiones hepáticas de menos de 1 cm de diámetro, y en algunos casos, quistes de más de 2 cm (Conlogue *et al.*, 1985), así como también en páncreas se describe una lesión macroscópica de áreas de inflamación focalizadas, crónicas y aguda, asociadas a la presencia de los huevos y adultos (Dailey y Stroud, 1978).

B. Ciclo de Vida

Los ciclos de vida no son bien conocidos, sin embargo, todas los digeneos poseen ciclos indirectos (Raga *et al.*, 2002) y a pesar de poseer un ciclo diferente a las especies terrestres, un molusco debiese actuar como primer hospedero intermediario (Gibson *et al.*, 1998). Además, estas especies están ampliamente distribuidos en cetáceos que se alimentan de peces o calamares, lo que sugiere que estas mismas actuarían como hospederos intermediarios secundarios o paraténicos (Raga *et al.*, 2002).

C. Identificación

Al igual que con las otras familias, la especiación es muy difícil si se dispone de poco material, pero la presencia de un parásito en la cabeza, con largas espinas cuticulares y huevos triangulares al corte, serían datos sugerentes de *Nasitrema* sp. (Dailey, 1976). Sin embargo se debe considerar que la especie del hospedero y otros factores como la latitud, la intensidad de la infección (número de gusanos por hospedero) y las técnicas de fijación pueden ser fuente de variación intraespecífica (Raga *et al.*, 1994). Otro grave problema es que rara vez los parásitos son recuperados en condiciones adecuadas, por esto las espinas externas comúnmente están ausentes y los detalles internos se encuentran macerados, por lo que varias especies han sido atribuidas a distintos géneros y a veces a distintas subfamilias (Gibson, 2005).

II. Otras Familias:

- a. **Familia Pholeteridae:** No existe mucha literatura al respecto. Esta familia incluye dos especies, ambas del género *Pholeter*, una de ellas, *Pholeter gastrophilus* ha sido descrita en un variado número de odontocetos, pero se encuentra principalmente en delfinidos (Raga *et al.*, 2002) y ha sido considerado causa de varamiento (Raga *et al.*, 1994). Se ubica en la pared estomacal y entérica duodenal (Raga *et al.*, 2002), las lesiones incluyen irritación, hemorragia y fibrosis de la mucosa estomacal (Gibson *et al.*, 1998; Raga *et al.*, 2002). Esto se debe a que pequeños grupos de este trematodo penetran la pared estomacal y forman encapsulaciones de 2 a 3 cm de diámetro (Raga *et al.*, 1994).
- b. **Familia Brauninidae:** El principal parásito de esta familia es *Braunina cordiformis*, posee una morfología ovoidea y se adhiere al estómago y la ampolla duodenal de pequeños odontocetos (Torres *et al.*, 1992; Raga *et al.*, 2002).
- c. **Familia Notocotylidae:** Sólo se describe un género, *Ogmogaster*, que incluye un gran número de especies afectando sólo el intestino grueso de misticetos en diferentes zonas geográficas (Raga *et al.*, 2002).

2. Clase Cestoda

En esta clase se describen dos familias cuyo hospedero definitivo son los cetáceos: Tetrabothriidae y Diphylobothriidae (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002). Todas las especies involucradas parasitan el sistema gastrointestinal y sólo *Strobilocephalus triangularis* (Tetrabothriidae) se considera patógeno (Dailey, 2001).

Además, los cetáceos pueden ser hospederos intermediarios de la familia Phyllobothriidae (Raga *et al.*, 2002).

I. Familia Tetrabothriidae

Esta familia se incluye dentro del Orden Tetrabotriidea que se ha sugerido deriva del Orden Tetraphyllidea, un grupo de cestodos cuyo estado adulto se encuentra en elasmobranquios, sin embargo, también poseen características del orden Cyclophyllidea, orden que involucra parásitos de mamíferos terrestres y aves (Gibson *et al.*, 1998).

La familia Tetrabothriidae se encuentra representada en cetáceos por cuatro géneros (*Trigonocotyle*, *Strobilocephalus*, *Priapocephalus* y *Tetrabothrius*) y 23 especies, de las cuales 16 afectan a mamíferos marinos (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002). Sólo los géneros *Priapocephalus*, y *Tetrabothrius* se han descrito en ballenas (Gibson *et al.*, 1998; Raga *et al.*, 2002).

Las especies pertenecientes a esta familia poseen diferentes tamaños, siendo algunos de pocos centímetros y otros de varios metros de largo, pero en términos generales tienden a ser mucho más pequeños y a ocurrir en infecciones menos intensas que los miembros de la familia Diphyllobothriidae (Gibson *et al.*, 1998).

Strobilocephalus triangularis es una especie cosmopolita y exclusiva de los cetáceos (Berón-Vera *et al.*, 2001) que penetra con su escólex profundamente hasta la submucosa de la pared de colon terminal y recto, provocando una intensa úlcera necrótica habiendo sido considerado, en infestaciones masivas, causa de muerte (Dailey, 2001).

II. Familia Diphyllobothriidae

Pertenecen al Orden Pseudophyllidea, que corresponde a cestodos que infectan un amplio rango de aves y mamíferos piscívoros, incluyendo al ser humano (Gibson *et al.*, 1998). Esta familia está representada por cuatro géneros: *Diphyllobothrium*, *Diplogonoporus*, *Hexagonoporus* y *Plicobothrium*, con 48 especies, de las cuales 11 parasitan a mamíferos marinos (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002).

Las especies del género *Diphyllobothrium* se encuentran en ballenas con mayor frecuencia que en odontocetos, donde es un hallazgo raro; *Diplogonoporus* se describe en mysticetos y *P. macrocephalus*; *Hexagonoporus* sólo en este último; y *Plicobothrium* es característico de *Globicephala* spp., siendo raro en otros delfines (Raga *et al.*, 2002).

En lo que respecta a los ciclos de vida tanto de la familia Tetrabothriidae como Diphyllobothriidae, se sabe que en general los cestodos de homeotermos marinos usan crustáceos zooplanctónicos como primer hospedero intermediario, por lo que se postula que eufasidos cumplirían este rol en estos parásitos, pudiendo encontrarse peces actuando como hospederos paraténicos en el ciclo de algunos tetrabothriideos; mientras que en los diphyllobotrideos también algunos copépodos y peces actuarían como hospederos intermediarios (Raga *et al.*, 2002).

III. Familia Phyllobothriidae

Esta familia pertenece al orden Tetracystida y utiliza cetáceos como hospederos intermediarios, se han descrito sólo dos especies: *Phyllobothrium delphini* y *Monorygma grimaldii* cuyos estados larvarios se encuentran enquistados en la grasa subcutánea del abdomen y en mesenterios, respectivamente (Raga *et al.*, 2002; Aznar *et al.*, 2007).

A. Órganos afectados

Phyllobothrium delphini se encuentra primariamente en la grasa sub cutánea, alrededor del surco ano genital de cetáceos, en individuos con infecciones moderadas y altas, la distribución se puede extender hacia la aleta dorsal y el pedúnculo caudal (Aznar *et al.*, 2007). Por su parte, *M. grimaldii* se describe sólo en mesenterios, principalmente en peritoneo alrededor de la región genital, pudiendo presentarse también en el mesenterio uterino, testículos, porción colon-rectal del intestino (Aznar *et al.*, 2007) y en los ligamentos laterales de la vejiga (Norman, 1997) y, aunque es una situación poco probable, también puede ser encontrado en la grasa sub cutánea (Gibson *et al.*, 1998).

Estos parásitos son merocercoides con características morfológicas, moleculares y ecológicas diferentes, pero ambos forman quistes que asemejan vejigas llenas de fluido, hecho excepcional entre los Tetracystida, puesto que los estados larvarios de tetracystideos comúnmente se encuentran en peces, cefalópodos y otros invertebrado marinos, usualmente como plerocercoides (Aznar *et al.*, 2007).

B. Ciclo de Vida

El ciclo de vida es desconocido, se ignora el hospedero definitivo para ambos (Raga *et al.*, 2002; Aznar *et al.*, 2007). La presencia de estos merocercoides en cetáceos resulta muy interesante, debido a que ningún otro tetracystideo utiliza mamíferos como hospedero intermediario o paraténico (Raga *et al.*, 2002), esto facilitaría la transmisión a predadores de nivel trófico más alto como los grandes tiburones lamnidos y la morfología de los quistes protegería a las larvas del daño mecánico por la ingestión (Walker, 2001).

Estudios moleculares han mostrado una alta similitud genética de estas larvas con *Clistobothrium* spp., género parasitario descrito sólo en grandes tiburones pelágicos de la familia Lamnidae, como el gran tiburón blanco (*Carcharodon carcharias*) (Aznar *et al.*,

2007). Estos estudios sugieren que *Clistrobothrium* sería el mismo género que *Phyllobothrium* (Agustí *et al.*, 2005), pero pese a las similitudes genéticas, en cestodos la especie se define primariamente por características morfológicas del adulto (Aznar *et al.*, 2007). Sin embargo, dados los antecedentes, se postula a estos peces como hospederos definitivos, quienes se infectarían al depredar sobre cetáceos o al alimentarse de carroña de los mismos (Raga *et al.*, 2002). Además los tiburones consumen en primer lugar la región abdominal y caudal de los cetáceos (Walker, 2001), región donde se concentran *P. delphini* y *M. grimaldii* (Aznar *et al.*, 2007), abalando esta teoría. Por otro lado, la hipótesis de la carroña se mantiene por estudios que han descrito la presencia de phyllobothrideos en cetáceos que no son atacados por tiburones, por lo que la adquisición del parásito sería por carroñeo sobre animales muertos por otras causas (Walker, 2001).

Además de la depredación y la carroña como mecanismo de transmisión, en el caso de *P. delphini* su ubicación lo hace particularmente disponible para *Isistius brasiliensis* (Tiburón cigarro) que también se ha postulado como hospedador definitivo (Norman, 1997; Siquier y Le Blass, 2003), permitiendo la transmisión del parásito sin necesidad de matar al hospedero, lo que no podría ocurrir en el caso de *M. grimaldii*, porque, al encontrarse en cavidad abdominal, necesariamente debe ser transmitido tras la muerte del hospedero (Gibson *et al.*, 1998).

Con respecto a las especies que se ven afectadas por estos parásitos, en un estudio realizado en diferentes especies por Abollo *et al.* (1998) se registró que las larvas de phyllobothriidos fueron los parásitos de tejidos más comunes encontrados en los cetáceos, pese a que aparentemente no afectaría misticetos, o esta infección sería muy rara en ellos, de hecho sólo existe un reporte en *B. borealis* (Aznar *et al.*, 2007).

Por lo anteriormente expuesto, es posible que los cetáceos se infecten al alimentarse de peces infectados y que éstos se infecten al ingerir crustáceos parasitados con el primer estado larvario del parásito (Gibson *et al.*, 1998), pero queda la interrogante de las vías que siguen estos parásitos para llegar a su posición final, se ha sugerido que ingresarían a los cetáceos como plerocercoides y a través del sistema circulatorio sanguíneo y/o linfático llegarían a su sitio final de infección donde se transformarían en los merocercoides antes descritos (Aznar *et al.*, 2007).

Otras Larvas: Debido a la dificultad en identificar confiablemente las larvas de cestodos en algunos animales marinos una práctica común ha sido nombrar a las larvas de acuerdo a su forma, utilizando un nombre colectivo común para especies o estados larvarios similares (Jensen y Bullard, 2010), por ejemplo, *Scolex pleuronectis* (Fernández *et al.*, 2004), se refiere a una larva que posee una ventosa apical y cuatro acetábulos, divididos o no; también se conoce como *Scolex polymorphus* (Jensen y Bullard, 2010).

C. Identificación

Aparentemente ninguna de estas especies cumple todos los requisitos para la identificación que exige su género, porque el diagnóstico de los cestodos se basa en las características del adulto por lo tanto la determinación utilizada en estas larvas se justifica sólo si los escólex de ellas no cambian a través de su desarrollo (Raga *et al.*, 2002; Agustí *et al.*, 2005). Algunos autores describen diferentes “morfotipos” de merocercoides encontrados en cetáceos, postulando que se trata de distintos cestodos, pero en realidad se trataría de diferentes fases del desarrollo de las mismas especies ya descritas (Agustí *et al.*, 2005).

En ambas larvas el escólex presenta una ventosa apical y 4 botridias con ventosas accesorias, pero *P. delphini* posee un largo escólex con botridias plegadas y se une a la vejiga por un filamento corto y grueso (Siquier y Le Blass, 2003; Agustí *et al.*, 2005), a diferencia de *M. grimaldii*, que es más grande, posee botridias simples y se conecta a la vejiga a través de un filamento largo y delgado (Agustí *et al.*, 2005), siendo quistes de 2 a 4 cm, con una larva al interior que posee un cuello de gran longitud, de cerca de 6 a 12 cm (Gibson *et al.*, 1998).

Estudios en Patagonia Chile y Argentina

Existe un creciente interés por los cetáceos en Chile y Argentina, sin embargo, nuevamente el esfuerzo está concentrado en estudios ecológicos y no sanitarios, existiendo un escaso conocimiento sobre la salud de estos animales de igual o mayor forma que en otras partes del mundo, lo que motiva el presente estudio.

Estudios en Patagonia existen al menos cinco, dos de éstos incluyen Tierra del Fuego, ambos relacionados con el Proyecto AMMA; el primero de ellos se realizó con

muestras de un macho de *G. melas* varado en 1984, en el que se encontraron 23 ejemplares de *Nasitrema* sp. en los senos aéreos (Raga *et al.*, 1994). Otro estudio fue realizado con 32 *C. commersonii* varados entre 1992 y 1995, nueve de ellos en Patagonia continental y 23 en Tierra del Fuego; a partir del contenido gastrointestinal de estos animales y según el lugar de procedencia se identificaron cuatro parásitos: *Anisakis* spp., *B. cordiformis*, *Hadwenius* spp. y *P. gastrophilus* para la zona continental, y *A. simplex*, *Hadwenius* spp. y *S. triangularis* en el caso de Tierra del Fuego (Berón-Vera *et al.*, 2001).

Un tercer estudio, ya en Patagonia, incluyó 23 *L. obscurus* capturados en redes de pesca incidentalmente entre 1990 y 1995, todos presentaron helmintos de cinco especies diferentes, siendo *A. simplex* el más frecuente (presente en el 100% de los individuos); *B. cordiformis* el segundo más común (87%) y luego *Hadwenius* spp. (52,2%), los menos frecuentes fueron *Corynosoma australe* y *P. gastrophilus* (Dans *et al.*, 1999).

El cuarto estudio involucró a dos ejemplares de *Lagenorhynchus cruciger*, uno varado en 2001 y el otro en 2002, identificándose *Hadwenius* spp., *Oschmarinella* spp. y merocercoides de *P. delphini*, además de adultos y estados larvarios de *A. simplex* (Fernández *et al.*, 2003).

La quinta publicación, la más reciente, examinó dos *Phocoena dioptrica*, un *P. spinipinnis*, un *Z. cavirostris*, un *Mesoplodon grayi* y un *P. macrocephalus* (**Cuadro 1**) (Berón-Vera *et al.*, 2008):

Cuadro 1. Hospederos, órganos examinados y especies parasitarias encontradas por Berón-Vera *et al.* (2008).

Hospedero	Estómago	Intestino	Grasa s. c.	Pulmones
<i>P. dióptrica</i>	<i>A. simplex</i>	<i>C. australe</i>	A/P	A/P
<i>P. dióptrica</i>	<i>A. simplex</i>	<i>Tetrabothrius</i> spp. <i>S. pleuronectis</i>	A/P	A/P
<i>P. spinipinnis</i>	<i>A. simplex</i> , <i>P. gastrophilus</i>	<i>C. cetaceum</i> , <i>A. Simplex</i>	N/E	N/E
<i>Z. cavirostris</i>	A/P	A/P	A/P	A/P
<i>M. grayi</i>	A/P	<i>S. pleuronectis</i>	<i>P. delphini</i>	N/E
<i>P. macrocephalus</i>	<i>A. physeteris</i>	<i>Corynosoma</i> spp. <i>C. bullosum</i>	<i>P. delphini</i>	N/E

*s.c.: subcutánea. A/P: ausencia de parásitos. N/E: órgano no examinado

Luego de esta revisión bibliográfica queda de manifiesto la escasez de estudios y, por tanto, la falta de información actualizada en parasitología de cetáceos en el Sur de Sudamérica. Es por esto y debido a la importancia de Tierra del Fuego en su disposición geográfica y de los cetáceos que habitan las aguas que la rodean, que esta memoria de título buscó identificar fauna endoparasitaria de cetáceos hallados muertos en playas de esta isla a partir de muestras obtenidas por el proyecto AMMA entre los años 1997 y 2010.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Identificar la fauna endoparasitaria presente en cadáveres de cetáceos en la costa atlántica de Tierra del Fuego.

OBJETIVO ESPECÍFICO

- Identificar y caracterizar macroscópica y microscópicamente los parásitos encontrados a partir de muestras obtenidas por el proyecto AMMA entre los años 1997 y 2010.

MATERIALES Y METODOS

Las muestras fueron recolectadas desde cetáceos encontrados en distintas playas de Tierra del Fuego por pasantes del Proyecto AMMA del Museo Acatushún (Estancia Harberton, ver Figura 1), entre los años 1997 y 2010 durante el período comprendido entre el 15 de octubre al 15 de abril de cada año, y también el Centro de Estudios del Cuaternario Fuego-Patagonia y Antártica Chile (CEQUA) facilitó muestras para la realización de esta memoria. En total se analizaron 22 muestras obtenidas desde el sistema gastrointestinal, cuatro desde grasa sub cutánea (s.c.), 10 desde bulla timpánica y siete desde pulmones, obtenidas desde 32 individuos diferentes representantes de 11 especies de cetáceos.

En el Anexo I Figura 1 se observa un mapa político del territorio argentino de Tierra del Fuego, donde es posible ver la ubicación geográfica de las distintas estancias y ciudades de la zona.

La metodología para la obtención de muestras correspondió a un protocolo ya estandarizado por el proyecto que comienza con la revisión de playas durante salidas a terreno, campañas, en busca de animales muertos. Cuando se encuentra un cadáver se le asigna un número y se registra toda la información asociada al hallazgo, en este caso, los datos utilizados fueron: número del animal en la colección (RNP), especie, sexo, longitud, fecha de recolección, fecha de muerte (cuando fue posible), localidad donde fue hallado, estado inicial en que se encuentra el animal (**Cuadro 2**) y tipo de espécimen (**Cuadro 3**).

Cuadro 2. Escala de Estado Inicial (Museo Acatushún, Argentina).

1	Vivo
2	Muerto, Fresco
	2a Completo
	2b Partes comido
3	Hinchado, olor a descomposición
	3a Entero
	3b Comido
4	Muy comido, músculos en cabeza y cola
	4a Fresco
	4b Seco
5	Piel seca, completo en la zona superior, cayendo la zona inferior
6	Huesos limpios, articulado
7	Huesos limpios y separados

Cuadro 3. Tipo de espécimen (Proyecto AMMA del Museo Acatushún, Argentina).

A	Esqueleto completo.
B	Esqueleto casi completo.
E	Esqueleto post-craneal. Ex: esqueleto post-craneal incompleto.

Hecho esto se procede a examinar el cuerpo, cuando es un animal de gran tamaño se realiza la medición de este en el lugar, la revisión de órganos en busca de parásitos o lesiones, se toman muestras de piel y grasa sub cutánea, y finalmente se recuperan todas las piezas óseas que sea posible. Sin embargo, a veces esto no es posible, debido a dificultades climáticas o por el mal estado de los animales, debido a que las campañas se realizan aproximadamente cada dos semanas, por lo que muchas veces se encuentra sólo el esqueleto o parte de él y/o el espécimen en un avanzado estado de descomposición. Es por todo esto que cuando los animales son pequeños son guardados dentro de una bolsa con su respectiva numeración para ser analizados y muestreados al llegar al museo una vez finalizada la campaña, en el caso de los animales grandes, se identifica su ubicación y son dejados en las playas para ser revisitados cada vez para retirar la osamenta que se ha desprendido por el proceso de descomposición.

Luego de la campaña los encargados del proyecto verifican la información y animales recolectados, identifican las especies y deciden si se ingresa o no a la colección. Si es ingresada se le asigna un número correlativo al último ingresado, esto es tanto con los animales que se llevaron al museo como aquellos grandes cetáceos dejados en las playas. En el caso de los animales recolectados completos se toman sus medidas, se dibuja el contorno de las aletas, y se les inspeccionan sus órganos, incluidas las bullas timpánicas. Si se encuentran parásitos macroscópicamente estos son recolectados en frascos plásticos y fijados en formalina 10%, también si es posible se recolecta contenido gastrointestinal también conservados en formalina 10%, y siempre se recolectan muestras de piel en etanol 70% para análisis moleculares y confirmación de especie, entre otras cosas.

La edad de los individuos se estima de acuerdo a la madurez física, determinada a través de la fusión de los arcos neurales y epífisis al cuerpo vertebral (Chivers, 2002) de acuerdo al **Cuadro 4** y la Figura 2.

Cuadro 4. Escala de Madurez Física (Utilizada por el Proyecto AMMA del Museo Acatushún, Argentina).

0	Feto o Neonato. Algunos arcos neurales no fusionados
1	Juvenil. Todos los arcos neurales fusionados, ninguna epífisis fusionada 1a muy pequeño (de acuerdo al tamaño adulto) 1b muy grande
2	Subadulto. Algunas, pero no todas las epífisis fusionadas al cuerpo vertebral 2a sólo algunas fusionadas 2b casi todas fusionadas
3	Adulto. Todas las epífisis fusionadas 3a línea de fusión visible 3b totalmente fusionadas, sin presencia de línea de fusión

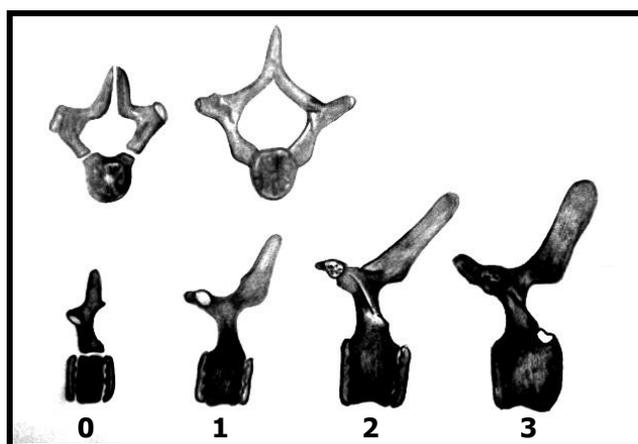


Figura 2. Diagrama la Escala de Madurez Física (Utilizada por el Proyecto AMMA del Museo Acatushún, Argentina) donde se observan las epífisis y su unión a los cuerpos vertebrales.

Toda la información para cada individuo se encuentra resumida en una Lista Maestra ('Master List') que incluye a todos los animales de la colección del Museo Acatushún.

Las muestras de esta memoria de título incluyeron contenido gastrointestinal y endoparásitos conservados en formalina 10% o etanol 70%, obtenidas de especies de cetáceos de Tierra del Fuego y fueron enviadas al laboratorio de parasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile.

Las muestras facilitadas por el CEQUA, correspondientes a parásitos de 6 *Globicephala melas* varados en Octubre del 2006 en Isla Navarino no cuentan con información tan detallada, como sí lo es en el caso de las muestras obtenidas gracias al proyecto AMMA.

Se debe señalar que tanto las muestras obtenidas por el proyecto AMMA y por el CEQUA sólo constituyen una parte de lo encontrado en el animal y que en ningún caso corresponden al total de los parásitos presentes en los distintos individuos muestreados.

Análisis de las Muestras

Contenido Gastrointestinal

Las muestras de contenido gastrointestinal (n=6) se analizaron siguiendo el protocolo establecido para esto en el laboratorio, esto es, el contenido se depositó en bandejas de fondo blanco para separar macroscópicamente los elementos grandes de los pequeños y posterior mente fueron observados mediante lupa. El resto del contenido se trasladó a frascos coladores y se añadieron gotas de Lugol, dejando actuar por al menos 1 minuto con el fin de teñir los vermes microscópicos para su visualización. Posteriormente el contenido fue lavado con agua para eliminar el exceso de Lugol y fue nuevamente vertido en la bandeja, esta vez los elementos encontrados fueron montados entre un porta y un cubreobjetos con lactofenol para posterior análisis microscópico.

Muestras individuales de endoparásitos

Las muestras de endoparásitos provenientes de diferentes órganos (pulmones, senos y bulla timpánica, intestino y estómago), se analizaron macroscópicamente registrando sus características anatómicas.

Evaluación microscópica

Las muestras de endoparásitos fueron visualizadas en el microscopio óptico con aumento de 4x, 10x y 40x, para esto cada endoparásito fue transparentado en lactofenol y luego montado entre porta y cubreobjetos. Así se observaron las estructuras anatómicas microscópicas que permitieron su identificación, mediante el uso ya sea de claves taxonómicas para nematelmintos (Anderson *et al.*, 1989), cestodos (Khalil *et al.*, 1994) y trematodos (Gibson, 2005) o mediante la información disponible en diferentes publicaciones.

En el caso de aquellas muestras que no permitían una adecuada visualización de los elementos internos, se realizó otra técnica de transparentación que consiste en la deshidratación progresiva de los helmintos con diferentes concentraciones de etanol,

permaneciendo entre 12 y 24 horas en cada una. Posteriormente las muestras fueron fijadas en portaobjetos en bálsamo de Canadá.

Cuando se contó con muestras conservadas en etanol 70% y fue posible identificar a los parásitos usando sólo una parte de la muestra, el resto de ella no fue transparentada, de manera tal que el lactofenol no degrade el ADN con el objetivo de contar con muestras disponibles para futuros estudios moleculares.

Como ya fue mencionado, muchas veces los cetáceos encontrados presentaban un avanzado estado de descomposición, lo que compromete un muestreo adecuado, debido a esto, a la escasez de algunas muestras y al mal estado de conservación de las mismas se dificultó la identificación de muchas especies y por lo tanto tampoco fue posible realizar microscopía electrónica de barrido, ya que el estado de los parásitos o el fijador empleado no permite una descripción adecuada de las estructuras parasitarias externas.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La información obtenida a partir de la Lista Maestra del Museo Acatushún se observa en el **Cuadro 5** e incluye el número del animal en la colección, especie a la cual corresponde, la zona donde se realizó el muestreo (Localidad), las fechas del hallazgo y la muerte, cuando hubo plena certeza de ella. En los casos en que fue posible determinarlo, esta lista también contiene el género del animal, largo, la madurez física, la edad en años, el estado inicial en que se encontraron los individuos y el tipo de espécimen.

Cuadro 5. Información de los animales muestreados obtenida a partir de la Lista de especies registradas en el Museo Acatushún.

RNP	Especie	Localidad	Fecha de Muerte	Fecha de hallazgo	G	Largo cm	MF	E	EI	Tipo
2024	<i>L. australis</i>	Estancia Sara	---- ---	27.nov.97	F	172	2	-	5	A
2045	<i>C. commersonii</i>	Bahía San Sebastián	---- ---	01.feb.98	-	--	-	-	6	Ex
2139	<i>C. commersonii</i>	Paso Las Cholgas	20.feb.00	22.feb.00	M	135,7	2a	-	2b	A
2171	<i>P. dióptrica</i>	Bahía San Sebastián	26.may.00	27.may.00	F	180,4	3a	-	2b	A
2179	<i>C. commersonii</i>	Paso Las Cholgas	---- ---	23.dic.00	M	118.5	2a	-	2b	A
2182	<i>C. commersonii</i>	Paso Las Cholgas	22.dic.00	23.dic.00	M	126,4	2a	-	2b	A
2196	<i>M. layardii</i>	Paso Las Cholgas	-- --- --	16.feb.01	M	254	0	-	2b	A
2228	<i>C. commersonii</i>	Estancia Sara	—.ene.02	26.ene.02	F	140,4	3b	-	2b	A
2236	<i>C. commersonii</i>	Paso Las Cholgas	—.feb.02	17.feb.02	M	118	2a	-	2b	A
2243	<i>C. commersonii</i>	Paso Las Cholgas	-- mar.02	10.mar.02	M	134,4	2	-	2b	A
2245	<i>C. commersonii</i>	Paso Las Cholgas	-- mar.02	10.mar.02	M	134,5	3b	-	2b	A
2246	<i>C. commersonii</i>	Paso Las Cholgas	-- mar.02	10.mar.02	M	132,5	3a	-	3b	A

*Continúa en la siguiente página.

Cuadro 5. (Continuación)

RNP	Especie	Localidad	Fecha de Muerte	Fecha de hallazgo	G	Largo cm	MF	E	EI	Tipo
2262	<i>T. sheperdii</i>	Estancia Sara, Punta Sinai	08.nov.02	15.nov.02	M	631	3b	-	2a	A
2290	<i>M. grayi</i>	Bahía San Sebastián	---- ---	28.ene.03	M	472	-	-	4b	B
2315	<i>T. truncatus</i>	Punta Basílica	-mar.03	21.mar.03	F	277,7	2	-	2	A
2316	<i>T. truncatus</i>	Los Chorrillos	-mar.03	21.mar.03	M	305,7	3	-	2	A
2362	<i>B. borealis</i>	Ushuaia, Bahía Golondrina	29.jun.04	29.jun.04	F	1131	2	-	1	A
2366	<i>L. cruciger</i>	Estancia Moat	17.ene.05	17.ene.05	M	178.5	3b	15	2b	A
2372	<i>C. commersonii</i>	Río Ladrillero	05.feb.05	06.feb.05	F	114,3	2a	-	2a	A
2530	<i>C. commersonii</i>	Río Lainez	---- ---	15.mar.08	M	127	-	-	3b	A
2531	<i>C. commersonii</i>	Río Lainez	---- ---	15.mar.08	-	----	-	-		
2572	<i>C. commersonii</i>	Punta Sinai	---- ---	14.ene.09	-	----	-	-	2b	A
2616	<i>Z. cavirostris</i>	Bahía San Sebastián	---- ---	13.mar.09	F	470	-	-	2b	B
2628	<i>C. commersonii</i>	Paso Las Cholgas	28.dic.09	28.dic.09	M	118,9	-	-	2b	A
2658	<i>C. commersonii</i>	Cabo Domingo	8.ene.10	09.ene.10	M	119,8	-	-	2a	A
2670	<i>C. commersonii</i>	Cabo Peñas	4.feb.10	07.feb.10	F	139	-	-	2b	A
2671	<i>C. commersonii</i>	Cabo Peñas	4.feb.10	07.feb.10	M	109	-	-	2b	A

(**RNP**: Sigla que identifica la colección de Rae Natalie Prosser; **G**: Género, **F**: Femenino, **M**: Masculino; **MF**: Madurez Física; **E**: Edad; **EI**: Estado Inicial (**1**: Vivo, **2a**: Muerto, fresco y completo; **2b**: Muerto, fresco con partes comidas; **3a**: Comenzando descomposición, entero; **3b**: Comenzando descomposición, partes comidas; **4**: Muy comido, con músculos sólo en cola y cabeza (**4a**: fresco y **4b**: seco); **Tipo**: Tipo de Especimen (**A**: Esqueleto completo, **B**: Esqueleto casi completo, **E**: Esqueleto post-craneal, **Ex**: Esqueleto post craneal incompleto))

En lo que respecta a las muestras facilitadas por el CEQUA, la información disponible indica que provienen de seis *G. melas* encontradas en un varamiento masivo en Isla Navarino en Octubre del año 2006.

El análisis de las muestras arrojó como resultados la identificación de nematodos, cestodos y trematodos, lo que se encuentra detallado en el **Cuadro 6**. La caracterización

microscópica y macroscópica se detalla más adelante, presentándose la discusión correspondiente muestra por muestra.

Cuadro 6. Resumen de los resultados obtenidos, según identificación (numérica) del animal por institución (RNP, Museo Acatashún y CEQUA), identificación del parásito (Clase y Familia o Género), número de especímenes obtenidos en cada muestra (Número), longitudes (Menor, Mayor y Promedio en cm) y dimensiones de los huevos cuando corresponda (en μm).

RNP	Origen	Identificación		Número	Promedio longitud	Menor longitud	Mayor longitud	Huevos
		Clase	Familia o Género					
2024	Contenido estomacal	Nematoda	<i>Anisakis</i>	10 enteros y al menos 20 segmentos	11,1	2,43	12	42,5 x 45
2045	Contenido estomacal	Nematoda	No Identificado	1	0,6	---	---	---
2139	Bulla timpánica	Nematoda	<i>Crassicauda</i>	4	5,42	4,5	6,2	---
2171	Bulla timpánica	Nematoda	<i>Stenurus</i>	16	1,46	1,3	1,7	45 x 90
2179	Bulla timpánica	Insecta	Larvas de Moscas	3	0,86	0,8	1	---
2182	Pulmones	Nematoda	Familia Pseudaliidae	Más de 35 segmentos	---	---	---	70 x 50
2196	Intestino	Pseudoparásito		---	---	---	---	---
2228	Bulla timpánica	Nematoda	<i>Crassicauda</i>	1	5,5	---	---	---
2236	Bulla timpánica	Nematoda	<i>Crassicauda</i>	2	5,7	4,7	6,7	---
		No Identificado		2	12,5	10	15	25 x 35
	Pulmones	Nematoda	<i>Halocercus</i>	10 segmentos	---	---	---	---
2243	Bulla timpánica	Nematoda	<i>Crassicauda</i>	1	3,1	---	---	---
2245	Estómago	Nematoda	<i>Anisakis</i>	2	3,45	2,5	4,4	
2246	Bulla timpánica	Nematoda	NO IDENTIFICADO	---	---	---	---	---
2262	Contenido estomacal	Cestoda	<i>Trigonocotyle</i>	Varios segmentos	5	1	10	25 x 35
2290	Contenido estomacal	Sin hallazgos	---	---	---	---	---	---
2315	Bulla timpánica	Insecta	Larvas de Moscas	2	0,6	0,6	0,7	---
2316	Bulla timpánica	Insecta	Larvas de Moscas	4	0,725	0,6	0,9	---
2362	Intestinos	Cestoda	<i>Tetrabothrius</i>	Muchos, medidos 10	8,9	4,2	13,8	35 x 45
2366	Contenido Estomacal	Nematoda	<i>Pseudoterranova</i>	1	2	---	---	---
		Nematoda	Familia Anisakidae	1	0,3	---	---	---
	Grasa s.c.	Nematoda	<i>Phyllobothrium</i>	---	---	---	---	---
	Intestinos	Trematoda	<i>Synthesium</i>	2	3,2	3	3,4	175 x 75

* continúa en la siguiente página.

Cuadro 6. (Continuación)

RNP	Origen	Identificación		Número	Promedio longitud	Menor longitud	Mayor longitud	Huevos
		Clase	Familia o Género					
2372	Pulmones	Nematoda	<i>Halocercus</i>	Sólo segmentos, al menos 60	---	---	---	---
2530	Estómago	Nematoda	<i>Contraecaeum</i>	4	1,25	0,5	2	---
			Familia Anisakidae	1	2	---	---	---
2531	Estómago	Nematoda	Familia Anisakidae	2	1,85	1,8	1,9	---
2572	Bulla timpánica	Insecta	Larvas de Moscas	2	0,675	0,6	0,7	---
		Nematoda	No Identificado	2	1,25	1	1,5	---
2616	Intestinos	Nematoda	Familia Anisakidae	2	8,25	7	9	---
	Estómago	Nematoda	Familia Anisakidae	1	16	---	---	---
2628	Estómago	Nematoda	<i>Contraecaeum</i>	4	0,825	0,5	1	---
	Pulmones	Nematoda	<i>Halocercus</i>	---	---	---	---	---
2658	Estómago	Nematoda	No Identificado	1	1,5	---	---	---
	Pulmones	Nematoda	<i>Halocercus</i>	---	---	---	---	---
2670	Estómago	Nematoda	<i>Anisakis</i>	3	2,7	2,1	3,2	---
	Pulmones	Nematoda	<i>Halocercus</i>	---	---	---	---	---
2671	Pulmones	Nematoda	Familia Pseudaliidae	---	---	---	---	---
CEQUA								
801	Estómago	Nematoda	<i>Pseudoterranova Anisakis</i>	38	2,44	1,8	3,5	---
	Grasa s.c.	Cestoda	<i>Phyllobothrium</i>	1	---	---	---	---
803	Estómago	Nematoda	<i>Anisakis</i>	60	2,3	1,5	3,3	---
805	Estómago	Nematoda	<i>Anisakis</i>	31	6,1	1,6	10,2	---
			<i>Pseudoterranova</i>	24	2,089	1,1	5,8	---
806	Estómago	Nematoda	<i>Anisakis Pseudoterranova</i>	24	2,089	1,1	5,8	---
	Grasa s.c.	Cestoda	<i>Phyllobothrium</i>	3	---	---	---	---
807	Estómago	Nematoda	<i>Anisakis</i>	58	5,95	0,6	8	---
	Grasa s.c.	Cestoda	<i>Phyllobothrium</i>	8	---	---	---	---
809	Estómago	Nematoda	<i>Anisakis</i>	8	2,35	1,8	2,7	---
		Trematoda	<i>Synthesium</i>	35	2,96	2,5	3,6	82,5 x 35
		Cestoda	Familia Tetrabothriidae	Varios fragmentos	15	3	30 (sin escólex)	---

Dentro de los endoparásitos descritos en las 11 especies estudiadas en esta memoria, existen 11 de ellos que, de acuerdo a la literatura disponible, podrían constituir un nuevo registro para la especie y 18 para Tierra del Fuego. Esta información se detalla en el **Cuadro 7**, sin incluir las muestras que presentaron larvas de mosca (como por ejemplo en *T. truncatus*), puesto que estas probablemente infestaron al animal una vez muerto; ni la muestra de *M. grayi*, puesto que el contenido estomacal no presentó

parásitos, y tampoco la de *M. layardii* debido a que la muestra correspondía a un pseudoparásito.

Cuadro 7. Especies de endoparásitos descritos por cetáceo. Se indica si constituyen o no un nuevo registro para la especie y/o la zona geográfica (Tierra del Fuego).

Cetáceo	Endoparásito	Nuevo Registro para la especie	Nuevo Registro para Tierra del Fuego
<i>B. borealis</i>	<i>Tetrabothrius</i> spp.	NO	SI
<i>C. commersonii</i>	<i>Anisakis</i> spp.	NO	NO
	<i>Contracecum</i> spp.	SI	SI
	<i>Crassicauda</i> spp.	SI	SI
	<i>Halocercus</i> spp.	SI	SI
	Familia Pseudaliidae (No <i>Halocercus</i> spp., <i>Skrjabinalius</i> spp.?)	SI	SI
<i>G. melas</i>	<i>Anisakis</i> spp.	NO	SI
	<i>Phyllobothrium delphini</i>	NO	SI
	<i>Pseudoterranova</i> spp.	SI	SI
	<i>Synthesium</i> spp.	SI	SI
	Familia Tetrabothriidae	NO	SI
<i>L. australis</i>	<i>Anisakis</i> spp.	SI	SI
<i>L. cruciger</i>	Familia Anisakidae (No <i>Pseudoterranova</i> spp.)	NO	SI
	<i>Phyllobothrium delphini</i>	NO	SI
	<i>Pseudoterranova</i> spp.	SI	SI
	<i>Synthesium</i> spp.	SI	SI
<i>P. dioptrica</i>	<i>Stenurus</i> spp.	SI	SI
<i>T. sheperdii</i>	<i>Trygonocotyle</i> spp.	SI	SI
<i>Z. cavirostris</i>	Familia Anisakidae	NO	SI
Total de Nuevos Registros	-----	11	18

Es posible afirmar que los hallazgos de esta memoria son nuevos registros, debido a que las publicaciones hechas en estos animales y latitudes, no indicaban la presencia de estos agentes parasitarios en su organismo. Sin embargo, Fernández *et al.* (2004) critica esta situación al mencionar que, en general, los estudios parasitológicos en

especies silvestres, incluidos los cetáceos, no proveen información explícita sobre los órganos analizados, por lo que frente al hallazgo de un agente parasitario no es posible saber si antes infectaba esta especie o si es que los órganos no habían sido examinados en busca de ellos.

Los resultados del presente estudio presentan particularidades los cuales serán detallados y discutidos a continuación, incluyendo la caracterización macro y microscópica de cada una de las muestras obtenidas, separadas en tres grandes grupos: A. Nematelmintos, B. Platelmintos y las C. Muestras Negativas. Todas las figuras asociadas a los resultados se encuentran en el Anexo II.

A. Nematelmintos

a) Parásitos Gastrointestinales

i. Familia Anisakidae

Todas las muestras obtenidas desde estómago presentaron al menos un anisakido, adultos y/o larvas, con la excepción de las muestras RNP 2045 y 2658.

Se identificó solo hasta género, de acuerdo a las características del esófago según lo previamente descrito por Anderson *et al.* (1989), Cordero del Campillo *et al.* (1999) y Dailey (2001), ya que, como se mencionó en la revisión bibliográfica, la descripción basada en morfología no es certera en la definición de especies (Raga *et al.*, 2002; Colón-Llavina *et al.*, 2009).

Esta identificación se hizo sin mayores dificultades, ya que a diferencia de la mayoría de los endoparásitos presentes en cetáceos, los anisákidos son bien conocidos, lo que sin duda se debe al hecho de ser potencialmente zoonóticos (Gibson *et al.*, 1998).

Cabe destacar que el número exacto de ejemplares de cada género presente en las muestras no fue cuantificado, puesto que cada una de estas corresponde a una submuestra de otra original, por lo que no fue posible obtener abundancias o intensidades de cada uno de ellos y, por lo tanto, tampoco comparar desde este punto de vista estos resultados con los de otros estudios.

Las observaciones realizadas en cada muestra se detallan a continuación:

***Lagenorhynchus australis* (RNP 2024):** La muestra correspondía a contenido estomacal, desde la cual se obtuvieron gusanos de cuerpo cilíndrico, de color blanco y café claro, con longitudes que variaban entre los 2,43 y los 12 cm. Mediante la observación microscópica se evidenciaba la presencia de 3 labios en su extremidad cefálica y el esófago presentaba morfología característica de *Anisakis* spp.

Se identificaron larvas y adultos, hembras y machos, todos pertenecientes al mismo género. El espécimen macho presentó dos espículas levemente curvadas en su extremo posterior, de tamaño similar y que no sobresalían del cuerpo (Anexo II Figura 3), las cuales no pudieron ser medidas por falta de transparencia en la muestra. Además, en algunas hembras se observan huevos redondos de 42,5 μm x 45 μm , sin evidencia de embrión, lo que corresponde con lo descrito para esta familia (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Dada la literatura revisada, este sería la primera descripción para *L. australis* no sólo del género *Anisakis*, sino que de la familia Anisakidae. Esta situación llama la atención, puesto que este género parasitario es uno de los más ampliamente descritos en cetáceos alrededor de todo el mundo, tal vez por ser un delfín que habita exclusivamente el sur del continente sudamericano éste no ha sido sometido a revisiones exhaustivas, o, simplemente, la información no se encuentra publicada. Lo que Fernández *et al.* (2004) ya ha mencionado como un problema para los investigadores trabajando en el campo de la parasitología de animales marinos, puesto que impide generar mayores conclusiones frente a, posiblemente, nuevos hallazgos.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2245):** Esta muestra correspondía a sólo un parásito obtenido directamente desde estómago y comparte las características macro y microscópicas generales descritas para la muestra RNP 2024. En este espécimen fue posible además observar la posición de las tres glándulas cecales (Anexo II Figura 9), identificándose como una hembra adulta de *Anisakis* spp. de 0,6 cm de longitud.

Este registro no constituye una novedad en *C. commersonii*, al ser la especie más estudiada de Tierra del Fuego, producto de sus constantes capturas incidentales en redes de pesca en la costa del Atlántico, su fauna parasitaria gastrointestinal es la más descrita en la zona (Berón-Vera *et al.*, 2001).

***Lagenorhynchus cruciger* (RNP 2366):** En este caso se contaba con dos muestras de contenido estomacal desde las cuales se obtuvieron anisákidos; una larva de cuerpo cilíndrico y blanco, de 2 cm de longitud identificada como *Pseudoterranova* spp., determinado por la longitud del cuerpo, diente y del mucrón (Anexo II Figuras 10, 11, 12 y 13) (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). Y también una larva de menor tamaño (0,3 cm), la cual fue posible identificar sólo cómo perteneciente a la familia Anisakidae (Anexo II Figuras 14, 15 y 16).

La presencia de anisákidos en *L. cruciger* ya había sido previamente descrita (Fernández *et al.*, 2003), pero no la presencia de *Pseudoterranova* spp.

En general los estudios en esta especie de delfín son escasos, ya que sus hábitos son oceánicos (Reeves *et al.*, 2002; Bastida y Rodríguez, 2003; Shiriai y Jarret, 2006), por lo que los hallazgos de varamientos son esporádicos.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2530):** Esta muestra estaba constituida por cuatro estructuras parasitarias. Todas ellas fueron identificadas como familia Anisakidae, por su cuerpo cilíndrico, ubicación en el organismo, presencia de labios y morfología esofágica de la familia, como ya ha sido mencionado.

Tres anisákidos fueron identificados como larvas de *Contracaecum* spp., con longitudes de 0,5 a 1,5 cm, determinada por una cola cónica que termina en punta roma y no se evidenció mucrón (Anexo II Figura 19) (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

El cuarto endoparásito correspondía a una hembra adulta de 2 cm (Anexo II Figuras 22 y 23), de género no establecido debido a que la zona de unión esófago-intestino se encontraba poco definida.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2531):** En esta muestra sólo se encontraron larvas de anisákidos en muy mal estado de conservación, razón por la cual no fue posible determinar el género, con tamaños similares a los observados para los estados inmaduros en RNP 2530, con valores promedio de 1,85 cm.

***Ziphius cavirostris* (RNP 2616):** Muestra que albergaba anisákidos de color café amarillentos extraídos desde intestino y estómago, algunos de ellos sólo eran

segmentos, encontrándose dos nematodos completos en intestinos, uno de los cuales medía 9 cm y el otro 7 cm. Ambos eran hembras, sin embargo el mal estado de conservación no permitió determinar el género (Anexo II Figura 22).

La estructura parasitaria de estómago tenía similares características a las de intestino, pero era de mayor longitud (16 cm).

Antes de este estudio no existían registros de parásitos infectando *Z. cavirostris* en Tierra del Fuego, especie que ya había sido estudiada en esta zona, pero no se habían reportado hallazgos pese a la revisión de diversos órganos (Berón-Vera *et al.*, 2008). Sin embargo, esta especie se encuentra ampliamente distribuida en los océanos y sí existen registros de fauna endoparasitaria en este zifido, particularmente en lo que respecta a anisákidos, sólo existen reportes del género *Anisakis* en distintas regiones como el Mar Mediterráneo (Fernández *et al.*, 2004) y el Caribe (Collón-Llavina *et al.*, 2009).

Cabe destacar que las estructuras parasitarias que fueron encontradas en intestino en el presente estudio y no en estómago como se describe comúnmente, ya habían sido reportadas en este órgano en un Zifido de Cuvier (Collón-Llavina *et al.*, 2009). Esta localización puede ser producto de migración post mortem y no su ubicación en el animal vivo, situación que ya ha sido mencionada (Berón-Vera *et al.*, 2001). Además, en esta memoria de título se obtuvo muestras de este mismo parásito en estómago, lo que reafirma esta posible migración. Gibson *et al.* (1998) plantea esto como evidencia suficiente para sostener que intestino no es órgano blanco de la familia Anisakidae.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2628):** Esta muestra contenía larvas de *Contracaecum* spp. (Anexo II Figura 23), de tamaños de 0,5 a 1 cm, mismas observaciones a las referidas para este género en RNP 2530.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2670):** En esta muestra se encontraron 3 hembras adultas de *Anisakis* spp. de acuerdo a la morfología esofágica, cuyo tamaño promedio fue 2,7 cm.

***Glophicephala melas* (CEQUA 801):** Esta muestra también contenía presencia de anisákidos, con longitudes variables entre los 1,8 a 3,5 cm correspondientes a sólo

hembras adultas identificadas como *Anisakis* spp. y *Pseudoterranova* spp. (Anexo II Figuras 24, 25 y 26).

Cabe señalar que pese a contar con 38 anisákidos, todos fijados en etanol 70%, solo se identificó a una parte de ellos y el resto se dejó para futuros estudios moleculares, como fue señalado en material y métodos. Por esto, se entrega sólo el promedio de las longitudes de los anisákidos observados, ya que estos, aunque pertenecientes a diferentes géneros, presentaron tamaños que se superponían unos con otros.

El hallazgo de adultos de *Pseudoterranova* spp. constituye un nuevo registro para la especie, no así *Anisakis* spp. el cual había sido previamente reportado en este especie de mamífero marino (Dailey y Brownell, 1972). Sin embargo, sí es nuevo para Tierra del Fuego, recordando que este animal fue específicamente encontrado en la Isla Navarino (Chile). Como ya fue indicado anteriormente, el único registro de endoparásitos de *G. melas* en Sudamérica correspondía al realizado por Raga *et al.* (1994) que estudió y encontró en un individuo 23 ejemplares de parásitos del género 23 *Nasitrema* en los senos craneales.

***Globicephala melas* (CEQUA 803):** Esta muestra presentó adultos y larvas de *Anisakis* spp. donde se observaba claramente la arquitectura esofágica del género (Anexo II Figura 27) con longitudes promedio de 2,3 cm.

Los machos presentaron dos espículas de tamaño similar, curvadas en el extremo posterior (Anexo II Figura 28), las cuales no fueron medidas por no distinguirse claramente su límite cefálico.

También se identificaron hembras, con clara evidencia del ano (Anexo II Figura 29).

***Globicephala melas* (CEQUA 805):** En esta muestra se evidenció la presencia de *Anisakis* spp. (Anexo II Figura 30), larvas y adultos. Los machos presentaban espículas de aproximadamente 1,25 mm de longitud (Anexo II Figura 31).

También se encontraron hembras adultas de *Pseudoterranova* spp. (Anexo II Figuras 32).

Las longitudes promedio de todos los anisákidos encontrados iban desde los 1,6 cm en las larvas hasta 10,2 cm en los adultos.

***Globicephala melas* (CEQUA 806):** Esta muestra contenía adultos de *Pseudoterranova* spp. (Anexo II Figura 33) y *Anisakis* spp.

Se observaron machos sólo de *Anisakis*, los que presentaron dos espículas paralelas de similar tamaño y forma sigmoidea que no sobresalían del cuerpo, con una longitud promedio de 1,8 mm (Anexo II Figura 34).

Los tamaños registrados iban desde los 1,1 cm a los 5,8 cm.

***Globicephala melas* (CEQUA 807):** En esta muestra sólo se encontraron *Anisakis* spp., larvas y adultos (Anexo II Figura 35), tanto hembras como machos, y estos últimos con espículas de tamaños muy desiguales, las cuales no pudieron ser medidas.

También se presentaron otros anisákidos larvas y adultos cuya unión esófago intestinal era poco clara, por lo que no fue posible determinar género (Anexo II Figura 36).

La longitud promedio de todos los anisákidos encontrados fue de 3,8 cm.

***Globicephala melas* (CEQUA 809):** Muestra de contenido estomacal que presentaba *Anisakis* spp. adultos, sólo hembras, cuyas longitudes iban desde los 1,8 cm hasta los 2,7 cm.

En esta muestra también se encontraron cestodos y trematodos los cuales son detallados más adelante.

En el **Cuadro 8** se entrega un resumen de los anisákidos encontrados en las muestras estudiadas.

Cuadro 8. Resumen de los géneros de anisákidos encontrados en las distintas muestras de origen gastrointestinal. Larvas (L) y/o adultos (A).

Muestra	<i>Anisakis</i> spp.		<i>Pseudoterranova</i> spp.		<i>Contracaecum</i> spp.		No identificado	
	L	A	L	A	L	A	L	A
RNP	2024	X	X					
	2245		X					
	2366			X			X	
	2530					X		X
	2531						X	
	2628					X		
	2670		X					
CEQUA	801		X		X			
	803		X					
	805	X	X		X			
	806		X		X			
	807	X	X				X	X
	809		X					

Finalmente, en lo que respecta a esta familia parasitaria, podemos señalar que fue posible observar macroscópicamente diferencias de tamaño en anisákidos del mismo género, pero provenientes desde hospederos diferentes, lo cual ya ha sido descrito incluso para anisákidos de una misma especie, como es el caso de *A. simplex* habiéndose descrito adultos de 10,4 cm en hospederos de gran tamaño, y sólo 6 cm en aquellos de menor longitud (Sagua y Carvajal, 1987).

Esto se debe, en general, a que el crecimiento de los nematodos se ve restringido por el espacio disponible dentro del hospedero o por la cantidad de parásitos presentes en el mismo, de manera tal que, si el cetáceo es de mayor tamaño una misma especie parasitaria crecerá más que en una de menores dimensiones. Es por esto que los anisákidos de la muestra RNP 2616 que corresponden a un animal que puede alcanzar los 7 mt de longitud y 3 toneladas de peso (Carwardine, 2002), alcanzaron los 16 cm de longitud, mientras que en los animales más pequeños, como el caso de *C. commersonii* que puede alcanzar como máximo 1,7 mt de largo y 60 kg de peso (Carwardine, 2002), los anisákidos sólo alcanzaran los 5 cm como máximo. Es importante señalar también que no es posible definir de qué especie proviene un anisákido de acuerdo a su longitud, puesto que diferentes cargas parasitarias en una misma especie animal puede resultar en

que los mismos parásitos alcancen dimensiones diferentes, como ya ha sido mencionado, debido a los recursos disponibles para su crecimiento y desarrollo.

ii. No Identificados

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2045):** Muestra de contenido estomacal, que no presentaba parásitos reconocibles a simple vista, sin embargo, posterior a la tinción con lugol se encontró un nematodo hembra de 0,6 cm de longitud, el cual presenta características morfológicas diferentes a los únicos nematodos gastrointestinales descritos en cetáceos, que son todos de la familia Anisakidae (Dailey, 2001; Measures, 2001; Raga *et al.*, 2002).

En la extremidad cefálica no presenta labios distinguibles, se observa una constricción que determina un segmento de 90 μm (Anexo II Figuras 37 y 38), el que incluye aparentemente una cavidad bucal, posterior a este segmento se define otro el cual mide 8 mm e incluye esófago el cual se une sin desviaciones o formación de ventrículos con el intestino (Anexo II Figura 39). Hacia el extremo posterior se distingue también un abultamiento (4,6 mm), que incluye ano subterminal y cola terminal (75 μm) (Anexo II Figura 40). No se observaron huevos, larvas o espículas.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2658):** Esta muestra correspondía a un nematodo, probablemente hembra, encontrado en estómago, cuya cutícula era anillada, medía 1,5 cm de largo (Anexo II Figura 48), presentaba extremos aguzados, alcanzando 0,2 cm de ancho en la zona de mayores dimensiones. En el extremo anterior (Anexo II Figura 42), era posible observar estructuras internas tuboidales de forma zigzagueante que daban paso a otra estructura, formada por dos paredes, cada una de las cuales alcanzaba cerca de los 75 μm de ancho, las cuales formarían el esófago, con una longitud de 525 μm y un ancho de 150 μm . El extremo caudal poseía una proyección en forma redondeada de la cutícula y medía 100 μm de largo (Anexo II Figura 43), sobre la cual se observaba el ano. La terminación del tubo digestivo no era distinguible, y no se evidenció la presencia de huevos, larvas o espículas.

Las características observadas no concuerdan con los nematodos descritos en tracto gastrointestinal de cetáceos y el estado de las muestras no permitió mayores descripciones a las ya mencionadas.

En ambos casos, tanto para la muestra RNP 2045 como RNP 2658 las limitaciones de la parasitología mediante morfología no permiten determinar si es una nueva especie para *C. commersonii*, si es un parásito espúreo o si es una variación de alguna especie particular de anisákido ya descrito, lo cual sólo sería posible de identificar mediante herramientas moleculares. Sin embargo, estudios en biodiversidad manifiestan que existe tal ignorancia con respecto a nematodos en fauna silvestre, que cualquier hallazgo que no se asemeje a los ya descrito, tiene grandes posibilidades de constituir una especie nueva (Purvis y Hector, 2000).

b) Parásitos Pulmonares

Los parásitos encontrados en los distintos componentes del sistema respiratorio se conocen genéricamente como "parásitos pulmonares". En esta memoria se obtuvieron muestras desde bulla timpánica y pulmones de distintos odontocetos, mayoritariamente de *C. commersonii*.

Particularmente para Tierra del Fuego no existían descripciones de parásitos pulmonares además de la ya mencionada en *G. melas* (Raga *et al.*, 1994), por lo que todos los hallazgos de este tipo de parásitos en esta memoria constituyen nuevos registros, al menos, para la zona geográfica en estudio.

La identificación de este grupo de agentes presenta una dificultad particular, debido a que resulta muy común que en el muestreo de endoparásitos pulmonares, ya sean pseudaliideos (Measures, 2001) o del género *Crassicauda* (Gibson *et al.*, 1998), no se obtengan individuos completos. Por lo tanto, esto imposibilita su descripción e identificación, al no poder tomar medidas de longitud, ni observar ambos extremos de un mismo ejemplar. Esta situación en ocasiones ha llevado a identificar una misma especie como perteneciente a géneros distintos, por ejemplo, de acuerdo a Measures (2001) existirían siete género de pseudaliideos restringidos a odontocetos: *Halocercus*, *Pharurus*, *Pseudalius*, *Pseudostenurus*, *Skrjabinalius*, *Stenurus* y *Torynurus*; sin embargo, ya diez años antes Anderson (1989) en sus claves taxonómicas señala que *Pharurus* es sinónimo de *Pseudostenurus*, por lo que la lista mencionada se reduciría a sólo seis géneros.

A continuación se entregan los detalles de las muestras obtenidas en este estudio, separadas en aquellas encontradas en I. Bulla Timpánica y II. Pulmones.

I. Bulla Timpánica

Los hallazgos realizados se encuentran clasificados de acuerdo a la familia a la que pertenecen (i. Familia Tetrameridae y ii. Familia Pseudaliidae).

Particularmente en las muestras provenientes desde bulla timpánica, existieron dos de ellas (RNP 2315 y 2316) obtenidas desde *T. truncatus*, especie que no incluye Tierra del Fuego en su distribución, las cuales fueron identificadas como larvas de moscas. Esta situación se discute en el último punto de este capítulo (C. Muestras Negativas).

i. Familia Tetrameridae

Se identificaron cuatro muestras pertenecientes a esta familia, la cual pertenece al orden Spirurida, que se caracterizan por poseer forma de espiral en el extremo posterior, principalmente los machos, sin embargo, en lo que respecta a la subfamilia Crassicaudinae Género *Crassicauda*, la hembra también puede poseer esta característica o bien presentar en la cola una terminación globosa, siendo entonces el dimorfismo sexual poco marcado en estas especies (Anderson *et al.*, 1989).

Todos los parásitos identificados como *Crassicauda* spp. en esta memoria provinieron de las bullas timpánicas de Toninas Overas (*C. commersonii*), habiéndose obtenido sólo el extremo posterior del helminto en todos los casos (segmentos color café de 5 cm de longitud y 2 a 4 mm de ancho en promedio), todos los cuales presentaron cutícula anillada y una zona globosa en la zona caudal, y también, en algunos de ellos se observaba la formación de espirales. El hecho de encontrar sólo un segmento del parásito coincide con los mecanismos de adhesión asociados a *Crassicauda*, los que dificultan la extracción completa sin provocar daño en la arquitectura del parásito (Gibson *et al.*, 1998). Sin embargo, cabe hacer notar que en esta memoria no se evaluó la existencia de daño en la estructura ósea, la cual ha sido asociada a la presencia de este género y a su patogenicidad (Gibson *et al.*, 1998; Dailey, 2001).

El escaso número de parásitos por muestra obtenidos y el estado de conservación, no permitió determinar la especie, pese a que, de acuerdo a la revisión bibliográfica realizada en esta memoria, sólo *Crassicauda grampicola* ha sido descrita en sistema respiratorio de odontocetos (Dailey y Stroud, 1978; Stroud y Roffe, 1979; Gibson *et al.*, 1998; Dailey, 2001), por esto, probablemente los ejemplares descritos en esta memoria pertenecen a la misma especie.

A continuación se detallan algunas particularidades de cada muestra:

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2139):** Muestra conformada por 4 nematodos, la longitud del más pequeño fue de 4,5 cm y el mayor de 6,2 cm, con un promedio de 5,4 cm (Anexo II Figura 44). Microscópicamente la zona anterior se encontraba destruida, sin embargo se observó una forma globosa en ella (Anexo II Figuras 45 y 46), pero no se distinguieron estructuras en el parásito.

Se identifican como *Crassicauda* spp., los que presentan diferencias en la terminación posterior, pudiéndose tratar ya sea de dos especies distintas o de un macho y una hembra, uno de los cuales presenta el extremo posterior en forma de espiral (Anexo II Figura 47) y otro presenta una dilatación de forma globosa en su lugar (Anexo II Figura 48).

El hallazgo de *Crassicauda* spp. es nuevo para la especie, sin embargo, como ya ha sido mencionado, en este caso esto puede deberse a una falta de inspección del sistema respiratorio, más que a una ausencia del parásito en estudios anteriores, puesto que las investigaciones que han incluido *C. commersonii* se han orientado a la descripción de la fauna parasitaria gastrointestinal (Berón-Vera *et al.*, 2001), y sería relevante evaluar las implicancias de esta infestación, puesto que estos delfines habitan las costas de Tierra del Fuego y frecuentemente mueren ahogados atrapados en redes de pesca y tal vez esto podría verse incrementado por la presencia de parásitos pulmonares en sistema auditivo, lo que, como ya hemos visto, podría provocar la desorientación del animal. Lamentablemente, estos ejemplares muchas veces se encuentran en avanzado estado de descomposición en las playas o ya han sido devorados por la fauna carroñera de la zona, lo que dificultaría esta evaluación.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2228):** Esta muestra presentó sólo un ejemplar incompleto por ausencia del extremo anterior (Anexo II Figura 49), presentándose la zona caudal en forma de espiral (Anexo II Figura 60). Y, al igual que en la muestra anterior, no se distinguieron estructuras internas (Anexo II Figura 51). La muestra midió 5,5 cm de longitud y correspondió a un *Crassicauda* spp.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2236):** Esta muestra presentó dos tipos distintos de parásitos en la cavidad de la bulla timpánica, uno de los cuales no pudo ser definida (ver más abajo el punto iii. No identificados), mientras que el otro fue identificado como *Crassicauda* spp., midiendo 5,5 cm (Anexo II Figura 52) y correspondiendo sólo a un segmento del parásito por ausencia de la zona anterior, observándose un espiral en el extremo posterior, el cual se encontró en mal estado de conservación y por lo tanto poco definido y no tan evidente como en las muestras anteriores (Anexo II Figura 53).

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2243):** Esta muestra contenía el segmento posterior de un nematodo identificado como *Crassicauda* spp., con características macroscópicas similares a las mencionadas para los tres casos anteriores, pero, a diferencia de ellas, presentó una terminación globosa muy definida y redondeada en el extremo posterior de 1.000 µm de diámetro, definido anteriormente por un estrechamiento formado por constricción de la cutícula (Anexo II Figura 54). Esta formación presentó en su límite posterior una prominencia que termina en una estructura lineal levemente cóncava de coloración más oscura y de bordes redondeados, cuyas dimensiones fueron de 225 µm de longitud x 25 µm de ancho (Anexo II Figura 55), detrás de esta estructura, en el borde superior, se observaron 4 papilas, 2 a cada lado.

ii. Familia Pseudaliidae

En esta memoria sólo una muestra presentó estos endoparásitos en el sistema auditivo, correspondiente a un *P. dióptrica* (RNP 2171).

***Phocoena dióptrica* (RNP 2171):** Esta muestra poseía 16 ejemplares completos y varios otros incompletos. Macroscópicamente se observaban como una agrupación de nematodos de cuerpo delgado con una longitud promedio de 1,5 cm muy unidos unos a otros por cerumen, por lo que separarlos y limpiarlos sin destruirlos

resultaba muy complejo, proceso necesario para la identificación. Por esto, algunos de los individuos fueron aclarados por medio de la deshidratación y fijado con bálsamo de Canadá (descrito en Materiales y Métodos), lo que permitió distinguir mejor algunas estructuras.

Mediante la observación microscópica se observó que la cutícula del parásito no presentaba anillamiento y en el extremo anterior se evidenciaba la presencia de una cápsula bucal bien definida (Anexo II Figuras 56, 57 y 58). También se observó la presencia de huevos alargados midiendo en promedio 45 μm x 90 μm (Anexo II Figura 59), y también en otros ejemplares fue posible observar la presencia de larvas en el interior (Anexo II Figuras 60 y 61).

No se distinguió la presencia de espículas, lo que pudo deberse a que, en general, el estado de las muestras no permitía diferenciar claramente estructuras internas.

Dadas las observaciones realizadas, la comparación con diferente bibliografía y las fotografías observadas en Carvalho (2009), la muestra se identificó como *Stenurus* spp., siendo una nueva descripción para el hospedero. En Sudamérica sólo existían dos registros de este género en odontocetos: *S. globalicephalae* en una Falsa Orca (*Pseudorca crassidens*) en el Sudatlántico (Zylber *et al.*, 2002) y *S. australis* en *P. spinipinnis* en las costas del Pacífico de Chile (Torres *et al.*, 1994) y Perú (Tantalean y Cabrera, 1999).

Phocoena dioptrica es una marsopa que, en términos de fauna parasitaria, no ha sido muy estudiada, sin embargo, en Patagonia ya existe una identificación de endoparásitos para esta especie, pero sólo en sistema gastro intestinal, ya que en ese trabajo que detalla la inspección de pulmones no se hallaron estructuras parasitarias. Sin embargo, no se menciona si fueron examinadas las bullas timpánicas (Berón-Vera *et al.*, 2008), por lo que se desconoce si esas *P. dioptrica* estudiadas se encontraban o no infectadas por *Stenurus* spp.

Este género parasitario ha sido descrito en sistema auditivo y asociado a varamiento, no por daño tisular, si no por el gran número de ejemplares presentes en estos órganos (Gibson *et al.*, 1998; Measures, 2001; Zylber *et al.*, 2002), lo cual concuerda con lo encontrado en esta muestra, que pese a ser una submuestra, presentó un alto número de nematodos agrupados, y, debido a que un gran número de *Stenurus*

spp. fueron encontrados enteros, su sistema de adhesión debe ser menos invasivo que en *Crassicauda* spp.

iii. No identificados

De las muestras obtenidas hubo tres de ellas que no fueron identificadas y se describen a continuación.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2236):** Esta muestra, como ya fue descrito, presentaba un *Crassicauda* spp. en bulla timpánica, pero además se encontraron dos otras estructuras "parasitarias" de características idénticas, uno en la bulla timpánica izquierda y otro en la derecha, las cuales no se corresponden con ninguno de los parásitos pulmonares ni con otro endoparásito descrito en cetáceos.

Los ejemplares se componen de dos estructuras filiformes de color café claro, uno de 15 cm y otro de 10 cm de longitud (Anexo II Figura 62), de diámetro variable, siendo más delgado hacia los extremos alcanzando 200 μm en esta zona y 500 μm en las de mayor ancho. Mediante microscopía óptica se observó que los extremos no estaban completos, salvo en uno de ellos que formaba un límite aguzado por constricción de la pared en cuyo centro emerge otra estructura filiforme con una extensión de 1.550 μm de largo y de 50 μm de ancho (Anexo II Figura 63).

Por otra parte, la única estructura reconocible en el interior fueron posiblemente huevos, los cuales se extienden a lo largo y ancho de todo el "parásito" llenando por completo su interior (Anexo II Figuras 64, 65 y 66), de forma ovalada con dimensiones promedio de 25 x 35 μm , algunos aparecen claramente embrionados y poseen una pared gruesa, mientras que en otros esto no es evidente y, además, en algunas imágenes aparece una concavidad en una de sus caras, lo cual puede ser efecto del montaje de la muestra (Anexo II Figura 67).

La ausencia de órganos internos, no permite determinar si realmente estamos en presencia de un endoparásito, pudiéndose tratar entonces de un pseudoparásito, sin embargo las únicas estructuras internas que se identifican poseen morfología coincidente con huevos embrionados.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2246):** Esta muestra se encontraba en muy mal estado, se logró recuperar sólo un segmento de pequeñas dimensiones (0,5mm de longitud), cuya arquitectura sólo permitió determinar que se trataba de un nematodo.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2572):** Esta muestra de bulla timpánica presentaba larvas de mosca en su interior (ver el punto C. Muestras Negativas), pero además un endoparásito, el cual no fue identificado por sólo encontrarse un segmento de 1 cm de longitud y 250 µm de ancho, que incluía la región anterior donde se observan dos labios destruidos (Anexo II Figura 68), mientras que la otra estructura encontrada medía 1,5 cm e incluía la región posterior (Anexo II Figura 69). Se distinguía la cutícula anillada, sin embargo todas las estructuras internas e inclusive los límites externos de los ejemplares estaban incompletos y dañados. Permitiendo asegurar sólo que se está ante la presencia de un nematodo.

III. Pulmones

Todos los endoparasitarios muestreados desde pulmones fueron obtenidos desde *C. commersonii* y se identificaron como pertenecientes a la familia Pseudaliidae, salvo uno de ellos que no fue posible determinar.

i. Familia Pseudaliidae

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2182):** En esta muestra se observaron al menos 20 segmentos de nematodos que pertenecían a dos especies distintas, esto fue evidenciado por la apariencia general de órganos interiores y de las terminaciones de los extremos posteriores. Así la muestra se dividió en A (Anexo II Figuras 70, 71, 72, 73 y 74) y B (Anexo II Figuras 97, 98, 99 y 100, ver más abajo punto ii. No identificados).

A: Muestra que contenía segmentos de parásitos. Macroscópicamente eran de color café claro con una línea café oscura en su interior, la cual llenaba casi completamente el interior del cuerpo del parásito.

Los segmentos encontrados en su mayoría correspondían sólo a la zona intermedia, mientras que la menor parte de ellos, incluían el extremo posterior, puesto

que la muestra se obtuvo sólo extrayendo macroscópicamente los gusanos observados, de manera tal que el extremo anterior debió permanecer embebido en el tejido pulmonar, concordando con lo descrito para la familia Pseudaliidae (Measures, 2001).

El nematodo no presentó cutícula anillada, los órganos internos eran tubulares y se cruzaban continuamente en el interior, de manera que en los extremos cortados fue posible observar esta morfología (Anexo II Figura 73).

El extremo caudal de los machos se observa en el Anexo II Figuras 83 y 84, no se visualizaron espículas evidentes, pero sí dilataciones cuticulares correspondientes a la bursa, los rayos no se distinguieron, pero sí las papilas. Por su parte, el extremo posterior de las hembras se observa en el Anexo II Figuras 85 y 86, donde fue posible ver huevos dentro del oviducto en la zona intermedia de ellas (Anexo II Figuras 73 y 74), los que midieron 70 x 50 µm promedio, pero no presentaban desarrollo en el interior.

Toda esta descripción permitió identificar a este nematodo como perteneciente a la familia Pseudaliidae, ya que la ausencia de imágenes fotográficas en la literatura disponible no permitió definir género, pues todas las publicaciones presentaban sólo descripciones de las estructuras, en tanto que en las claves taxonómicas los dibujos de algunas especies en particular, como ya se señaló, tienen divergencias sobre los distintos géneros pertenecientes a esta familia, de manera que una identificación más precisa requeriría la observación de un gran número de machos.

En lo que respecta a este hallazgo, no existen descripciones de ningún tipo de parásitos en órganos pulmonares de Toninas Overas, como ya fue discutido, por lo que esta constituye la primera descripción de infestación en vías respiratorias de esta especie de delfín.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2236):** Esta muestra presentaba segmentos de nematodos, los cuales fueron encontrados con un extremo libre en el árbol bronquial y el otro extremo embebido en el parénquima. Macroscópicamente eran de color amarillo, algunos de los cuales presentaban su cuerpo con nudos en diferentes zonas (Anexo II Figura 75).

A la observación microscópica no fue posible diferenciar órganos internos, debido al estado de conservación (Anexo II Figura 76), se rehidrató la muestra, pero la situación no cambió y tampoco se distinguieron espículas, larvas ni huevos. Sin embargo fue posible observar uno de los extremos, imágenes que, junto a las características macroscópicas, como la presencia de nudos y su distribución en el órgano, permitieron identificarlo como *Halocercus* spp., ya que se describe enrollando su cuerpo en el parénquima y dejando libre en las vías respiratorias sólo la extremidad posterior, sin reacciones tisulares asociadas (Measures, 2001; Moser *et al.*, 1993).

Este hallazgo constituye la primera descripción de *Halocercus* en pulmones de *C. commersonii*.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2372):** Muestra pulmonar desde donde se extrajeron parásitos de apariencia macroscópica similar a los antes señalados para RNP 2182 A, color café claro con una línea de color más oscuro e intenso en su interior. El extremo anterior se encontraba cortado y en esa zona se distinguieron estructuras internas tubulares de diferente diámetro, las que se entrecruzaban a lo largo de todo el parásito hasta el extremo posterior (Anexo II Figura 77). En este mismo extremo, correspondiente a una hembra, fue posible observar con un mayor aumento, la presencia de larvas en forma de círculos con diámetros que variaron entre los 45 a los 80 μm (Anexo II Figura 78).

Además fue posible observar la presencia de dos espículas en los machos que poseían una zona recta y otra curvada, midiendo en promedio 800 μm , algunas de las cuales sobresalían del extremo posterior del cuerpo (Anexo II Figuras 79) las que iban en forma paralela, pero a distinto nivel por lo que en una de ellas el segmento que se encontraba fuera del cuerpo midió 150 μm de longitud, y la otra 100 μm . Sin embargo, esto pudo ser sólo efecto del montaje de la muestra en el portaobjetos y no necesariamente una característica del género. También se observaron machos en que las espículas no sobresalían del límite del parásito (Anexo II Figura 80).

Dadas las características, y la bibliografía citada, que en esta ocasión se presenta fotografías (Dailey y Gilmartin, 1980; Carvalho, 2009), se identificaron los endoparásitos como *Halocercus* spp.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2628):** Esta muestra contenía segmentos posteriores de nematodos encontrados en pulmones formando múltiples nudos en su cuerpo. Microscópicamente se observó que todos eran hembras sin evidencia de larvas en su interior.

Las características macro y microscópicas observadas fueron idénticas a las vistas en la muestra RNP 2372, por lo que los parásitos se identificaron como *Halocercus* spp.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2658):** A diferencia de las muestras anteriores, en que sólo se tenían los parásitos que fueron extraídos desde pulmones, esta muestra consistía en un corte de tejido pulmonar donde era posible observar los nematodos. Éstos se encontraban con el extremo posterior libre en el árbol bronquial y el extremo anterior embebido en el parénquima pulmonar. Al cortar el tejido se observaron pequeños nódulos de 2 a 3 mm de diámetro de coloración amarillo claro, estos nódulos se formaban por el extremo anterior del parásito enrollado en esa zona (Anexo II Figuras 81, 82 y 83).

No fue posible recuperar parásitos completos, solo se obtuvo el segmento posterior, ya que el anterior al tratar de sacarlo fue destruido, obteniéndose sólo pequeños trozos de nematodos. Al igual que lo observado en muestras anteriores, en el segmento obtenido fue posible distinguir órganos internos tubulares, pero además en esta ocasión en las hembras se observó una gran cantidad de larvas las cuales se encontraban formando círculos de 75 μm de diámetro en promedio en la zona de corte (Anexo II Figuras 101 y 102). Y también estas larvas se encontraron en el extremo posterior de las hembras (Anexo II Figura 86).

Los machos presentaron dos espículas, las cuales eran paralelas y de tamaño similar (entre 800 y 900 μm de longitud), donde se observó una zona recta anterior de 200 μm en promedio, seguidas de una porción curvada de aproximadamente 675 μm de longitud, algunas de las cuales sobresalían del extremo posterior del nematodo más de 200 μm , otros sobresalían sólo un poco (25 μm) (Anexo II Figura 88) y otros se mantenían en el interior del parásito (Anexo II Figura 89).

No fue posible observar extremos anteriores conservados, todo ellos se encontraban destruidos.

Esta muestra fue identificada como *Halocercus* spp. no solo por sus características morfológicas, sino que además en esta ocasión esto fue confirmado al observar el tipo de lesión descrita por Gibson *et al.* (1998) para este género en el tejido, quien señala que los nódulos observados se conocen como "nudos de *Halocercus*", los que al corte presentan gusanos enrollados en su interior, situación que no fue posible evaluar en las muestras anteriores. El mismo autor indica que en casos de no existir evaluación microscópica, esta característica macroscópica permite pre suponer el género parasitario presente.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2670):** Muestra de tejido pulmonar que presentó idénticas características, macro y microscópicas que las observadas en la muestra RNP 2658, con los parásitos en el árbol bronquial fuertemente adheridos por el extremo anterior en el parénquima (Anexo II Figura 90). Una vez extraídos los nematodos, se verificó que se obtuvieron sólo segmentos, los cuales también presentaron nudos en diferentes zonas de su cuerpo (Anexo II Figura 91).

En esta ocasión no se encontraron machos, sino que sólo hembras con larvas en su interior (Anexo II Figura 92) las que formaban círculos de entre 45 a 70 μm de diámetro.

Estos parásitos pulmonares fueron identificados como *Halocercus* spp.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2671):** Al igual que con RNP 2658 y 2671, esta muestra correspondió a una de tejido pulmonar que presentó nódulos amarillentos, pero que en esta ocasión superaron los 5 mm en su diámetro mayor (Anexo II Figura 93), situación que duplica el valor descrito para *Halocercus* (Gibson *et al.*, 1998). Estos nódulos poseían 3 mm de ancho en su diámetro menor, desde el cual se observó cómo emergía el extremo posterior del nematodo (Anexo II Figura 94), estos nódulos al corte sagital presentaban el parásito enrollado en el interior, que, a diferencia de lo visto en las muestras anteriores, tenían una cápsula fibrinosa dando forma al nódulo (Anexo II Figura 95), desde el cual se extrajeron las muestras y se obtuvieron los segmentos observados en el Anexo II Figura 115.

Por microscopía no fue posible distinguir estructuras internas, sin embargo en el extremo donde se produjo el corte del segmento parasitario se observaron estructuras tubulares interiores, de imagen similar a la observada en las muestras anteriores.

Dadas estas características es posible determinar que este nematodo pertenece a la familia Pseudaliidae. Sin embargo, las lesiones observadas en el tejido pulmonar son diferentes a las mencionadas en RNP 2658 y 2670, tanto por el tamaño del nódulo como por la reacción fibrinosa observada a su alrededor. Por lo que, las características macroscópicas permiten suponer que los parásitos encontrados son del género *Skrjabinalius*, ya que estos nódulos en el parénquima, encapsulados por reacciones tisulares del hospedero que dificulta el muestreo a este género (Measures, 2001). Al no contar con imágenes microscópicas claras, no fue posible identificar con certeza el género.

ii. No identificados

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2182):** Como ya fue mencionado esta muestra estaba constituida por *Halocercus* spp. (A), y además por otro nematodo (B), el cual no fue identificado.

B: Se obtuvieron estos segmentos de nematodos provenientes de los pulmones. Macroscópicamente eran de color amarillo muy claro, los cuales a observación microscópica presentaban cutícula anillada, a diferencia de los ya descritos en el presente estudio. Al contar sólo con trozos de parásitos, fue posible describir las estructuras encontradas sólo de los segmentos posteriores, que fueron de dos tipos. En el Anexo II Figuras 97 y 98 se observa uno de ellos, el cual presentó un extremo posterior redondeado con una pequeña proyección en el centro. Y, en el Anexo II Figuras 99 y 100 se observa el otro, donde se observó el ano subterminal y la presencia de una terminación alargada con un mucrón de 7,5 μm de longitud.

Estas últimas características se asemejan a las observadas en las larvas de anisákidos, sin embargo, la ubicación en el cuerpo del delfín no es propia de estos parásitos, además, no fue posible describir el segmento anterior, y tampoco la información sobre cómo se encontraba en el tejido pulmonar, características que hubiesen permitido determinar la familia a la cual pertenecen estos nematodos.

B. Platelminetos:

Se encontraron siete individuos parasitados por platelmintos, todos presentaron cestodos y dos de ellos además se encontraban infectados por trematodos.

a) Cestodos

i. Familia Phyllobothriidae

El cestodo *Phyllobothrium delphini* se identificó en la grasa subcutánea de la región caudal de cuatro odontocetos, un *L. cruciger* (RNP 2366) y tres *G. melas* (CEQUA 801, 806 y 807) presentando las mismas características morfológicas en los 4 casos.

Las muestra de RNP 2366 consistía en cortes de piel de la zona pélvica, que incluían la grasa subcutánea y los quistes parasitarios presentes en ella (Anexo II Figuras 101, 102 y 103). Se extrajo un total de 9 quistes de diferentes diámetros y formas, nunca excediendo los 1,5 cm.

Las muestras provenientes de CEQUA 801, 806 y 807 correspondían a estructuras quísticas previamente obtenidas desde grasa subcutánea de la zona caudal de estos tres diferentes animales. Desde CEQUA 801, sólo se tuvo un quiste; desde CEQUA 806 tres y ocho desde CEQUA 807.

En todos los casos, las estructuras eran redondeadas y de color blanco amarillentas en promedio de tamaños 0,7 x 0,6 cm, que al ser cortadas contenían en su interior una larva unida al quiste por una estructura filiforme de longitud variable, pero siempre inferior a 2 cm con un promedio de 1,5 cm. El extremo libre se observaba redondeado y mediante observación en la lupa se evidenció la invaginación de esta zona, la que correspondía al escólex, el que microscópicamente presentaba cuatro botrideas (Anexo II Figuras 104, 105 y 106) en todas las muestras, sin evidencia de proglotización en el resto del parásito.

Se han descrito sólo dos especies de cestodos que utilizan cetáceos como hospederos intermediarios, *P. delphini* y *Monorygma grimaldii*. En ambos casos los estados larvarios se encuentran formando quistes, ya sea en la grasa subcutánea o en

mesenterios, respectivamente (Raga *et al.*, 2002; Aznar *et al.*, 2007). Sin embargo, *M. grimaldii* sí puede parasitar grasa subcutánea, y su diferencia morfológica principal es que en el caso de esta última el filamento de unión al quiste es largo y delgado de más de 6 cm (Gibson *et al.*, 1998; Agustí *et al.*, 2005), mientras que en *P. delphini* este filamento tiene una longitud menor a los 2 cm (Agustí *et al.*, 2005). Los cestodos encontrados en el presente estudio fueron identificados como *P. delphini* debido a lo anterior.

Estos registros no son nuevos para los hospederos, pero sí para la zona (Dailey y Brownell, 1972; Fernández *et al.*, 2003). Particularmente, en el caso de *L. cruciger* este hallazgo sí se había realizado previamente en aguas patagónicas (Fernández *et al.*, 2003), pero no en la isla de Tierra del Fuego.

Como ya se ha mencionado, *L. cruciger* es una especie poco conocida, debido a sus hábitos estrictamente oceánicos. Por su parte, *G. melas* habita también zonas pelágicas, pese a migraciones estacionales a zonas más costeras (Reeves *et al.*, 2002). Por lo tanto, la identificación de *P. delphini* en estas especies marinas concuerda con lo reportado, al ser un parásito poco descrito en especies de hábitos costeros (Aznar *et al.*, 2007). Esto último explicaría que pese a la gran cantidad de Toninas Overas que varan en toda la costa Atlántica de Patagonia, no existan registros de este parásito en estos animales, ya que poseen hábitos estrictamente costeros (Carwardine, 2002; Reeves *et al.*, 2002).

El ciclo de vida de este cestodo, es totalmente desconocido, salvo por el hecho de que el estado larvario es comúnmente encontrado en odontocetos de hábitos oceánicos. Lo anterior, hace suponer que el estado adulto debiese estar presente en animales de distribución similar, pero aún no se identifica su hospedero definitivo.

Mediante herramientas moleculares se ha descrito que existe una similitud genética de sobre el 98% de *P. delphini* con el género *Clistrobothrium* (Agustí *et al.*, 2005; Aznar *et al.*, 2007), un cestodo que en su estado adulto se encuentra en el sistema gastrointestinal de los grandes tiburones lamnidos (Walker, 2001).

Aznar *et al.* (2007) propone que las larvas *P. delphini* descritas en cetáceos y *Clistrobothrium montaukensis*, descrito sólo en el Tiburón Blanco, pertenecen en realidad

al mismo género parasitario. Sin embargo, el mismo autor discute que si taxonómicamente el género del estado adulto se identifica mediante las características morfológicas del escólex y, bajo el supuesto que *P. delphini* conservara las características de la larva en el proceso de maduración de su escolex, estos dos parásitos serían de diferente género ya que presentan diferente morfología. Es por esto que se ha propuesto que el hospedero definitivo de *P. delphini* se encuentra en tiburones carroñeros, avalada por el hecho de que el quiste conserva viva la larva durante días después de muerto el delfín (Aznar *et al.*, 2007), pero hace falta más estudios comparativos, tanto moleculares como morfológicos con distintas especies de tiburones para descifrar más interrogantes sobre el ciclo evolutivo de este parásito.

Es debido a todos estas incógnitas en torno a *P. delphini*, incluyendo cómo llega la larva a su ubicación en tejido subcutáneo, que algunos autores prefieren utilizar una denominación general de acuerdo a la forma de la larva y no asignarle un género o especie (Jensen y Bullard, 2010). En el caso particular de *P. delphini* y *M. grimaldii*, se cree que corresponden a la misma especie, pero que se ubica en zonas distintas del cetáceo y de ahí las diferencias morfológicas. Por esto, algunos autores prefieren simplemente utilizar la denominación general de *Scolex pleuronectis* (Fernández *et al.*, 2004) o *Scolex polymorphus* (Jensen y Bullard, 2010) refiriéndose a una larva que posee una ventosa apical y cuatro acetábulos, divididos o no.

En esta memoria se ha mantenido la nomenclatura clásica, puesto que es la más utilizada y permite comparar los hallazgos realizados con previas y futuras descripciones.

ii. Familia Tetrabotheiidae

Los otros tres cestodos descritos utilizan cetáceos como hospedero definitivo y pertenecen a la familia Tetrabotheiidae, dos de ellos fueron identificados en odontocetos, un delfinido y un zifido (*G. melas* y *T. sheperdii*), y el otro en un mysticeto (*B. borealis*).

Como ya se mencionó en revisión bibliográfica, sólo existen 4 géneros de esta familia descritos en cetáceos: *Trigonocotyle*, *Strobilocephalus*, *Priapocephalus* y *Tetrabotheirus* (Dailey, 2001; Raga *et al.*, 2002). Los hallazgos realizados en las muestras obtenidas en este estudio se detallan a continuación:

***Tasmacetus sheperdii* (RNP 2262):** Esta muestra provenía de estómago y contenía innumerables cestodos de color café, muy delgados, sin escólex evidente macroscópicamente, los que se disgregaban con facilidad, razón por la que se obtuvo una gran cantidad de segmentos, pero pocos de ellos unidos al escólex. Los segmentos midieron en promedio 5 cm.

Los escólex estaban definidos por un cuello evidente y delgado de 300 a 350 μm de ancho (Anexo II Figuras 107, 108 y 109) y presentaban 4 botrideas de tamaño similar (400 a 450 μm de diámetro).

Las proglotidas eran más anchas que altas y con forma de trapecio (Anexo II Figuras 110 y 111), con anchos variables de 700 a 950 μm y altos de máximo 250 μm .

Uno de los elementos que permiten identificar el género es la forma y número de sacos del cirro por proglótida, que en este caso eran circulares e impares, además, se encontraban siempre en el mismo lado (Anexo II Figura 112). Para realizar esta observación fue necesario deshidratar la muestra y fijarla con bálsamo de Canadá para aumentar la transparencia.

También se observaron huevos ovoides con embrión hexacanto, de 25 x 35 μm en promedio (Anexo II Figura 114).

Los cestodos fueron identificados como *Trigonocotyle* spp.

Con respecto a los cestodos descritos en esta memoria, la presencia de *Trigonocotyle* spp. en *T. sheperdii* es particularmente relevante, debido a que pese a la extensa revisión bibliográfica realizada, no se hallaron descripciones previas de ninguna especie parasitaria en este zifido, en ninguna parte del mundo. Siendo no sólo un hallazgo nuevo para el hospedero, sino que sería el único parásito descrito en *T. sheperdii*.

***Balaenoptera borealis* (RNP 2362):** Muestra obtenida desde intestinos de una Ballena Sei.

Los cestodos eran de color amarillo blanquecino de longitud variable, con segmentos de 8,9 cm en promedio. Macroscópicamente el escólex era muy evidente,

cuadrado y con 4 botrideas de 2 mm de diámetro promedio (Anexo II Figuras 115, 116 y 117).

Al igual que el cestodo encontrado en RNP 2262, este poseía proglótidas más anchas que altas, sin embargo es una especie de mayores magnitudes, alcanzando los 3mm de ancho y 0,5mm de alto, las que a medida que se alejan del extremo cefálico comienzan a alargarse y adquirir una forma más cuadrada e inclusive levemente más altas que anchas. Además, todas las proglótidas tenían forma de trapecio, siendo esto no tan evidente como sí lo era en la muestra RNP 2262 (Anexo II Figuras 118 a 122).

En las Figuras 121 y 123 se observó el saco del cirro que presentó una forma redondeada circular y se encontró sólo en uno de los lados de la proglótida, siempre en el mismo lugar en todas ellas.

Se observaron huevos con embrión hexacanto en su interior, con medidas promedio de 35 x 45 μm (Anexo II Figura 124).

De acuerdo a la descripción, los cestodos fueron identificados como del género *Tetrabothrius* (= *Tetrabothrium*).

Este hallazgo no es nuevo para la especie, pero sí para Tierra del Fuego. Por lo demás este género es uno de los dos únicos descritos en misticetos (Gibson *et al.*, 1998; Raga *et al.*, 2002).

Esta muestra posee la relevancia de provenir de una ballena que varó en una playa de Ushuaia por escapar de sus depredadores (*Orcinus orca*) y murió en el lugar, siendo esta la única causa de varamiento en misticetos vivos (Natalie Goodall, comunicación personal).

***Globicephala melas* (CEQUA 809):** Muestras de estómago conservadas en alcohol desde el año 2006, donde se encontraron anisákidos (ya descritos en el punto I. Nematelmintos) junto a trematodos y cestodos, estos últimos eran delgados y estaban enredados entre sí, los que al intentar separarlos se rompían con facilidad, lo que no ocurría con los trematodo, pese a ser más delgados aún (ver punto b. Trematodos).

Se obtuvo gran número de fragmentos, pero no fue posible recuperarlos unidos al escólex, sin embargo se obtuvieron muestras de hasta 30 cm de longitud sin escólex, por lo que probablemente alcanza longitudes mayores. Los segmentos se encontraban en muy mal estado y sólo se obtuvo dos escólex.

Las proglótidas eran, al igual que las dos muestras anteriores, de mayor ancho que alto, pero la maceración de la muestra impidió la toma de medidas. Por su parte, el escólex presentaba 4 botrideas separadas, cada una de 125 µm de diámetro en promedio, y un cuello que no evidenciaba divisiones (Anexo II Figuras 145 y 126).

Las observaciones realizadas no permitieron determinar el género del que se trataba, pero sí identificar los cestodos como pertenecientes a la familia Tetrabothriidae.

Este hallazgo no es nuevo para *G. melas*, pero sí para Tierra del Fuego, específicamente Isla Navarino (Chile).

b) Trematodos

En este estudio se obtuvieron dos trematodos, ambos identificados como familia Brachycladiidae, antes conocida como Campulidae, género *Synthesium* spp. (Gibson, 2005).

Los principales problemas en la identificación de parásitos en cetáceos ocurren en la clase Digenea, porque la taxonomía aún no está definida. Así por ejemplo, de acuerdo a Dailey (2001) y Raga *et al.* (2002) las familias que infectan cetáceos son Campulidae, Brauninidae, Pholeteridae y Notocotylidae. Pero, Gibson (2005) señala que la familia Campulidae debe llamarse Brachycladiidae y discute extensamente la validez de todas las familias y subfamilias de esta clase, porque muchas especies han sido atribuidas a distintos géneros y a veces a distintas subfamilias.

La observación de estructuras internas en los parásitos encontrados no fue posible para **RNP 2366**, ni tampoco para **CEQUA 809**, a pesar de haber intentado aclarar estas muestras por deshidratación y utilizando bálsamo de Canadá. Esto no es una situación poco frecuente, por lo demás la caracterización de estos parásitos muchas veces omite la descripción de estructuras morfológicas básicas (Gibson, 2005). Es por esto que, de acuerdo sólo a las características observadas, como son cuerpo muy elongado, el

aplastamiento dorsoventral, la presencia de ventosas de tamaño similar en el tercio anterior del cuerpo, huevos numerosos y operculados, de apariencia triangular, y su presencia en sistema gastrointestinal de odontocetos, estas muestras fueron identificadas como *Synthesium* spp. con la posterior confirmación del Dr. Antonio Raga y la Dra. Mercedes Fernández de la Universitat de València (España).

A continuación se detallan las características encontradas en cada muestra por separado:

***Lagenorhynchus cruciger* (RNP 2366):** Muestra que contenía sólo 2 ejemplares parasitarios, uno de 3,4 cm y otro de 3 cm de longitud, macroscópicamente de apariencia elongada con irregularidades a lo largo de sus cuerpos (Anexo II Figura 127), con un ancho máximo de 875 μm , y mínimo de 575 μm .

Presentaban 2 ventosas en el extremo anterior, una ventral de 375 μm y la anterior de 500 μm de diámetro (Anexo II Figuras 128 y 129), ambas se encontraban separadas por una distancia aproximada de 250 μm .

En el interior y a lo largo de todo el trematodo se observan huevos ovalados de aproximadamente 175 μm de largo y 75 μm en su ancho máximo, operculados en un extremo (Anexo II Figuras 132 y 133).

Este hallazgo es nuevo para la especie, no habiéndose descrito trematodos en *L. cruciger*.

***Globicephala melas* (CEQUA 809):** Muestra proveniente de estómago, que, como ya se mencionó, contenía anisákidos y tetrabotidreos, además de estas digeneas, las que se encontraron enredadas entre los cestodos. Macroscópicamente eran de apariencia alargada y muy delgada, con longitudes de 2,5 cm a 3,6 cm (Anexo II Figura 134), con un ancho promedio de 200 μm , presentando variaciones en este parámetro, pero de forma menos evidente que el ejemplar encontrado en *L. cruciger*.

Se observó sólo una ventosa anterior muy redondeada con un diámetro promedio de 1.250 μm , sin evidencia de una ventosa ventral (Anexo II Figura 135).

Los huevos en el interior se observaban ovalados con un extremo aguzado y operculados (Anexo II Figura 136), en algunas imágenes éstos parecieran formar ángulos, pero esta situación puede deberse al estado de conservación de la muestra más que a una característica propia de esta especie (Anexo II Figuras 137 y 138), lo que ya ha sido mencionado por Gibson (2005) midiendo en promedio 82,5 µm de longitud, y 35 µm de diámetro.

Este parásito identificado como *Synthesium* spp. es un nuevo reporte para la especie, existiendo un registro previo de trematodos en senos craneales, específicamente *Nasitrema* spp. en un macho de *G. melas* varado en Isla Navarino (Raga *et al.*, 1994).

C. Muestras Negativas

En este estudio hubo 6 muestras negativas a la presencia de endoparásitos, las cuales se detallan a continuación:

Dentro de las muestras facilitadas por el proyecto AMMA, se recolectaron "gusanos" desde bulla timpánica, que una vez en el laboratorio ya macroscópicamente fue evidente que se trataba de estados larvarios de moscas, los cuales se encontraban en los cadáveres. Sin embargo, y puesto que se trata de muestras obtenidas desde animales silvestres poco estudiados e incluso hallados fuera de su rango habitual de distribución (como es el caso de *T. truncatus*) es que no se eliminó este hallazgo del muestreo, ya que estas larvas no son endoparásitos en los animales vivos y que la identificación de estos insectos requiere un procesamiento adicional, no se presentan mayores detalles de la identificación y características de ellas.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2179):** Muestra de tres larvas de moscas, dos de ellas de 1 cm de longitud y dos de 0,8 cm.

***Tursiops truncatus* (RNP 2315):** Muestra de dos larvas de moscas, una de 0,6 cm y otra de 0,7 cm.

***Tursiops truncatus* (RNP 2316):** Muestra de cuatro larvas de moscas, dos de ellas de 0,7 cm de largo, una de 0,6 cm y otra de 0,9 cm.

***Cephalorhynchus commersonii* (RNP 2572):** Muestras de dos larvas de moscas en bulla timpánica, de 0,65 cm y 0,6 cm de longitud.

Las otras muestras negativas fueron:

***Mesoplodon grayi* (RNP 2290):** Submuestra de contenido estomacal, que luego del procesamiento no se encontraron agentes parasitarios.

***Mesoplodon layardii* (RNP 2196):** La muestra obtenida desde este ejemplar presentaba características macroscópicas semejantes a un endoparásito, sin embargo no esto fue desechado.

Se encontraron cuatro elementos, uno de ellos era una estructura aplanada de 0,7 cm de ancho y formaba anillos de 4,3 cm de diámetro. Los otros tres elementos correspondieron a espirales incompletos de la misma estructura, pero de ancho variable donde la zona más delgada midió 0,4 cm y 1 cm el mayor, el diámetro alcanzaba los 5 cm (Anexo II Figura 139).

Se determinó que los objetos encontrados correspondían a elementos no digeridos de la alimentación, probablemente de algún calamar, coincidente con los hábitos alimenticios reportados para la familia Ziphiidae (Reeves *et al.*, 2002).

DISCUSIÓN GENERAL

i. Muestreo de Cetáceos en Tierra del Fuego

Las muestras de este estudio fueron obtenidas en un período de 14 años por pasantes del proyecto AMMA (Museo Acatushún), los cuales corresponden en su gran mayoría a alumnos de biología o biología marina. La participación activa para esta memoria se realizó durante Febrero de 2009.

Las condiciones que presenta la Patagonia Austral dificultan enormemente, entre otras cosas, la revisión continua de las playas en busca de animales frescos (mejor estado de conservación), la completa examinación de los cuerpos en las zonas de hallazgo y la realización de necropsias. Si esto fuera posible de realizar, permitiría observar las estructuras parasitarias en su ubicación original, sin el sesgo de las posibles migraciones post mortem, así también sería posible describir las lesiones macroscópicas

asociadas a la presencia de agentes parasitarios, e inclusive, tomar muestras para histopatología. Pero, como ya se ha mencionado en material y métodos, los cadáveres se encuentran, en la mayoría de los casos, en avanzado estado de descomposición o los órganos internos han sido devorados por la fauna carroñera de la región.

Por otra parte, particularmente en el caso del Proyecto AMMA el muestreo no se encuentra orientado a la salud animal, de manera tal que la intención de muestreo de fauna marina no está relacionada con la búsqueda de agentes biológicos patógenos como principal motivación y, por lo tanto, no está dirigida hacia los órganos que podrían eventualmente o clásicamente estar parasitados, así, el muestreo para estudios sanitarios ocurre sólo frente a hallazgos fortuitos de endoparásitos macroscópicos, de los cuales se recuperan sólo unos cuantos, impidiendo los estudios prevalenciales.

Esta situación lleva a errores, como ocurrió en esta memoria, donde al menos cuatro de las muestras fueron tomadas desde bulla timpánica por presentar gusanos y por lo tanto, se asumió que eran parásitos, pero resultaron ser larvas de mosca, las cuales llegan ahí posterior al varamiento y no constituyen parte de la fauna parasitaria del animal vivo. Esto demuestra la necesidad de la participación de equipos multidisciplinarios que incluyan, por ejemplo, a médicos veterinarios trabajando en el área, capacitados sobre qué órganos deben examinarse y cuáles son las muestras necesarias que permiten determinar la ausencia o presencia de parásitos que no son visibles macroscópicamente (algunas larvas y todos los protozoos). De esta manera se obtendrá el mejor y completo aprovechamiento de los animales encontrados en zonas tan aisladas y poco intervenidas por el ser humano, como es la Isla de Tierra del Fuego.

En lo que respecta al territorio chileno, no existen iniciativas de este tipo en ninguna región del país, las ONG que estudian cetáceos realizan estudios ecológicos y no consideran la inclusión de la medicina de la conservación en sus hallazgos.

Por todo esto, los estudios en general y este en particular, sólo son descriptivos, es decir, la información lograda sólo permite describir la fauna endoparasitaria capaz de infectar ciertas especies de cetáceos, pero (en general) no las lesiones asociadas a ellos, ni su ubicación exacta en la anatomía del hospedero.

La gran mayoría de los cetáceos que viven en esta región se encuentran en la lista roja de especies amenazadas como especies con "Información Insuficiente" (IUCN, 2010), lo que deja en evidencia la falta de información y, por lo tanto, la importancia y urgencia del estudio de estos animales.

ii. Identificación de Parásitos

La caracterización macroscópica de las muestras fue realizada sin mayores dificultades y coincidió con las descritas para los géneros estudiados, permitiendo determinar si el parásito correspondía a un nematodo, un cestodo o un trematodo. En lo que respecta a la caracterización e identificación microscópica, ésta fue de una dificultad superior a la esperada, debido a diferentes factores:

- El estado de los parásitos de este estudio en muchas ocasiones no permitió la identificación de sus órganos internos y, en otras oportunidades, tampoco de las estructuras externas, pese a la utilización de diferentes técnicas de fijación (como lactofenol y bálsamo de Canadá).
- La información disponible para identificar órdenes, familias, géneros y especies mediante observación microscópica sólo contempla descripciones escritas y ocasionalmente dibujos, los que sin duda no constituyen una buena orientación para los no expertos en morfología de parásitos. La literatura en general no incluye fotos de los parásitos descritos y las claves tampoco lo hacen, situación que sería de gran utilidad para un rápido diagnóstico en laboratorios no especializados en fauna marina; es por esto que en este estudio se ha incluido el mayor número de fotografías, generando de esta forma una guía que permita la determinación de géneros presentes en cetáceos de Tierra del Fuego.
- En algunas familias o géneros de endoparásitos de cetáceos aún no existen criterios comunes para identificarlos, a excepción de la familia Anisakidae, existiendo diferencias entre distintos autores de diferentes claves taxonómicas. Esto es particularmente evidente en el caso de los Digeneos.

Una consecuencia directa de esto en los investigadores resulta en fallas al momento de buscar descripciones antes hechas sobre un mismo parásito, ya que al ser identificados en diferentes familias, géneros o especies, la búsqueda bibliográfica es

sesgada. Por esto la parasitología molecular está actualmente reemplazando a la clásica, basada exclusivamente en morfología. La utilización de estas herramientas ha llevado al descubrimiento que individuos considerados miembros de la misma especie presentan un alto polimorfismo genotípico, lo que ha planteado nuevas descripciones. Un ejemplo de esto es *Anisakis simplex*, especie comúnmente encontrada en cetáceos de todo el mundo y morfológicamente muy estudiada y fácilmente reconocible para los expertos, y hoy se sabe que lo que parecía ser una especie en realidad corresponde a tres diferentes (Colón-Llavina *et al.*, 2009).

Lamentablemente las muestras consideradas para este trabajo llevaban años almacenadas en formalina, lo que dificulta la aplicación de pruebas moleculares. Algunas que se encontraban en etanol fueron conservadas en este elemento, de manera que eventualmente su DNA podrá ser analizado en futuras investigaciones.

Debido a los diferentes análisis a los que puede ser sometida una muestra de un agente parasitario, cuando existe acceso a estos animales se deben utilizar diferentes métodos de conservación, es decir, dividir la muestra de manera tal que puedan vincularse las características morfológicas con la identificación molecular. Así, la formalina 10% permite conservar las estructuras externas en mejor estado que el etanol 70%, ya que esta última muchas veces deshidrata las muestras dañando su estructura interna y/o externa, pero es la mejor opción si se desean realizar estudios moleculares. Otra alternativa, y la que permite la mejor descripción de la morfología externa, es la conservación en Glutaraldehído 3% y posterior análisis mediante microscopía electrónica de barrido. Estos detalles son fundamentales y deben ser considerados cuando se trabaja con especies poco conocidas como las estudiadas en esta memoria.

iii. La importancia de los cetáceos

La importancia del estudio de cetáceos se asocia a su rol como centinelas de la salud de los océanos, y por lo tanto, del planeta (Bossart, 2010). Los mares se han visto afectados por las enfermedades emergentes, los tóxicos y los contaminantes químicos y naturales, debido a efectos antrópicos directos (contaminación) o indirectos, como el cambio climático. Los cetáceos al vivir toda su vida en el mar, y muchos de ellos en un rango más o menos limitado y compartido por el ser humano, son excelentes indicadores biológicos de las alteraciones que sufren los océanos. Además, al ser animales longevos y

poseedores de una gruesa cobertura de grasa, acumulan grandes cantidades de tóxicos, muchos de los cuales han demostrado tener un efecto cancerígeno en diferentes mamíferos marinos. Por su condición de mamíferos, ciertos eventos que los afectan pueden afectar también al ser humano, en mayor o menor medida y por lo tanto, la información obtenida desde un cetáceo permitiría una evaluación sanitaria, bastante certera, del océano y la toma de medidas preventivas tempranas frente a posibles brotes de enfermedades (Bossart, 2010).

La limitante de esto, es que es necesario conocer los patrones normales o comunes de infecciones y el estado de salud general de los animales hoy, para poder estudiar sus cambios y así resolver problemas de Conservación. En Chile, al respecto aún no existen estudios de base que permitan la toma de decisiones adecuadas ante los cambios observados, dificultándose así el cumplimiento de los diferentes acuerdos a los que Chile se encuentra suscrito, como es: la Convención de Especies Migratorias (CMS o Convención de Bonn), que recomienda para cetáceos en América del Sur, entre otras cosas, la creación de Áreas Marinas Protegidas eficientemente administradas y señala la necesidad de involucrar al sector privado en la solución de problemas de conservación (SERNAPESCA, 2008); y la Convención de Naciones Unidas sobre la Ley del Mar (UNCLOS), la cual obliga a los países costeros a trabajar con organizaciones internacionales para la conservación, gestión y estudio de mamíferos marinos (UN, 2010).

Por lo tanto, en Chile y Tierra del Fuego debiesen existir centros de estudios multidisciplinarios en el trabajo con cetáceos silvestres, donde sea fundamental la participación de médicos veterinarios que estén capacitados en las particularidades anatómicas de estas especies y en el análisis de las muestras provenientes de ellos. Hoy en día se pierde mucha información sanitaria de estos animales porque el trabajo es realizado casi exclusivamente para estudios de tamaño poblacional, hábitos alimenticios y rangos de distribución.

iv. Información generada en este estudio

Pese a que la información entregada en este trabajo es limitada, puesto que describe sólo la fauna helmíntica de animales varados o capturados en redes, es información relevante, tanto porque los cetáceos en Tierra del Fuego son poco

estudiados (desde el punto de vista sanitario), o ya sea porque con el presente estudio 18 de las identificaciones realizadas son nuevos reportes para la isla, y 11 son nuevas para las especies estudiadas. Esto se debe a que sólo existen tres trabajos disponibles en la literatura que realizaron hallazgos parasitológicos en cetáceos de Tierra del Fuego, uno de ellos se en *G. melas* (Raga *et al.*, 1994), otro en *L. obscurus* (Dans *et al.*, 1999) y el tercero en *C. commersonii* (Berón-Vera *et al.*, 2001).

Estos estudios, a excepción de Raga *et al.* (1994) que describe *Nasitrema* spp. en senos craneales, se centran en agentes que afectan el sistema gastrointestinal, lo cual es importante por la escasa información, pero al trabajar con especies tan poco estudiadas, la información sanitaria de los animales no debería dejar de incluir estudios sobre parásitos en todos los órganos, y, por sobre todo, no dejar de evaluar el sistema respiratorio, ya que, de acuerdo a la revisión hecha, son los que ponen en mayor riesgo la sobrevivencia de estos mamíferos. En ese sentido, esta memoria generó información nueva, al disponer de al menos 10 muestras provenientes de estos órganos.

Finalmente, las descripciones realizadas en esta memoria serán esenciales para generar la línea base de la situación parasitaria de cetáceos de Tierra del Fuego, permitiendo que nuevos trabajos y hallazgos sean confrontados para realizar comparaciones, evidenciar cambios y, de esta manera, facilitar la toma de decisiones frente a problemas emergentes de diferente índole.

CONCLUSIONES

- i. Los resultados obtenidos en este estudio describen nueva fauna parasitaria para ***Cephalorhynchus commersonii*** (*Contracaecum* spp. en estómago, *Halocercus* spp. en pulmones y *Crassicauda* spp. en sistema auditivo), ***Globicephala melas*** (*Pseudoterranova* spp. y *Synthesium* spp. en estómago), ***Lagenorhynchus australis*** (*Anisakis* spp. en estómago), ***Lagenorhynchus cruciger*** (*Pseudoterranova* spp. y *Synthesium* spp. en estómago), ***Phocoena dioptrica*** (*Stenurus* spp. en sistema auditivo) y ***Tasmacetus sheperdii*** (*Trygonocotyle* spp. en estómago). Además, 18 de las 19 relaciones hospedero-parásito observadas, son nuevos registros para la Isla de Tierra del Fuego.

- ii. Los parásitos del género *Crassicauda* descritos en esta memoria probablemente corresponden a la especie *C. grampicola*.

BIBLIOGRAFÍA

ABOLLO, E.; LÓPEZ, A.; GESTAL, C.; BENAVENTE, P.; PASCUAL, S. 1998. Macroparasites in Cetaceans Stranded on the Northwestern Spanish Atlantic Coast. *Dis Aquat Org.* (32): 227-231.

AGUAYO-LOBO, A. 1999. Los Cetáceos y sus Perspectivas de Conservación. *Estudios Oceanológicos.* (18): 35-43.

AGUSTÍ, C.; AZNAR, F.J.; OLSON, P.D.; LITTLEWOOD, D.T.J.; KOSTADINOVA, A.; RAGA, J.A. 2005. Morphological and Molecular Characterization of Tetraphyllidean Merocercoids (Platyhelminthes: Cestoda) of Striped Dolphins (*Stenella coeruleoalba*) from Western Mediterranean. *Parasitology.* **130(4)**:461-474

ANDERSON, R.C.; CHABAUD, A.G; WILLMOTT, S. 1989. *CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates.* CAB International. 2nd Ed. United Kingdom.

ARAKI, J.; MACHIDA, M.; KURAMOCHI, T. 1994. Three Species of *Crassicauda* (Nematoda, Spirurida) from Cetaceans in Japanese and Adjacent Waters. *Bull. Natn. Sci. Mus., Tokyo, Ser. A.* 20(2): 59-65.

ARGENTINA. SECRETARÍA DE AMBIENTE Y DESARROLLO SUSTENTABLE. 2002. Ley N° 25.577 Prohibición de Caza de Cetáceos en Todo el Territorio Nacional. 8 de Mayo de 2002.

AZNAR, F.J.; AGUSTÍ, C.; LITTLEWOOD, D.T.J.; RAGA, J.A.; OLSON, P.D. 2007. Insight into the Role of Cetaceans in the Life Cycle of the Tetraphyllideans (Platyhelminthes: Cestoda). *Int J Parasitol.* (37): 243 – 255.

BASTIDA, R.; RODRÍGUEZ, D. 2003. *Mamíferos Marinos de Patagonia y Antartida.* 1ra Ed. Vazquez Mazzini Editores. Argentina. 208 pp.

BERÓN-VERA, B.; PEDRAZA, N.; RAGA, J.; GIL DE PERTIERRA, A.; CRESPO, E.; ALONSO, M.; GOODALL, R.N. 2001. Gastrointestinal Helminths of

Commerson's dolphins *Cephalorhynchus commersonii* from central Patagonia and Tierra del Fuego. Dis Aquat Org. (47): 201-208.

BERÓN-VERA, B.; CRESPO, E.; RAGA, J. 2008. Parasites in Stranded Cetaceans of Patagonia. J. Parasitol. 94(4): 946-948.

BOSSART, G. D. 2010. Marine Mammals as Sentinels for Oceans and Human Health. Vet Pathol DOI: 10.1177/0300985810388525

CARVALHO, V.L. 2009. Parasitos Metazoários de Cetáceos da Costa Nordeste do Brasil. Tesis para optar al grado de Magister en Ciencias Veterinarias, Universidade Estadual do Ceará, Brasil. 80 pp.

CARWARDINE, M.; CAMM, M.; EVANS, P.; WEINRICH, M. 2002. Whales, Dolphins and Porpoises. Smithsonian Handbooks. 2nd Ed. Dorling Kindersley, United States of America, New York. 220 - 221.

CHILE. MINISTERIO DE ECONOMÍA, FOMENTO Y RECONSTRUCCIÓN. 2008. Ley Nº 20.293 Protege a los Cetáceos e Introduce Modificaciones a La Ley Nº 18.892 General de Pesca y Acuicultura. 25 de Octubre de 2008.

CHIVERS, S.J. 2002. Cetacean Life History. **In:** Perrin, W. F.; Würsig, B.; Thewissen, J.G.M. (Eds). Encyclopedia of Marine Mammals. Academic Press. 1st Ed. United States of America. 222 pp.

CITES. 2010. ¿Qué es la CITES? [en línea] www.cites.org [consulta: 23-01-2010]

COLÓN-LLAVINA, M.M.; MIGNUCCI-GIANNONI, A.A.; MATTIUCI, S.; PAOLETTI, M.; NASCETTI, G.; WILLIAMS Jr, E.H. 2009. Additional Records of Metazoan Parasites from Caribbean Marine Mammals, Including Genetically Identified Anisakid Nematodes. Parasitol Res. 105: 1239-1252.

CONLOGUE, G.J.; OGDEN, J.A.; FOREYT, W.J. 1985. Parasites of Dall's Porpoise (*Phocoenoides dalli* True). J Wildl Dis. 21(2): 160-166.

CORDERO DEL CAMPILLO, M.; ROJO, F. A.; MARTINEZ, A.; SANCHEZ, C.; HERNANDEZ, S.; NAVARRETE, I.; DIEZ, P.; QUIROZ, H.; CARVALHO, M. 1999. Parasitología Veterinaria. McGraw-Hill Interamericana. 1st Ed. Madrid. 967pp.

DAILEY, M.D.; BROWNELL, R.L. 1972. A Checklist of Marine Mammal Parasites. In: Ridgway, S.H. 1972. Mammals of the Sea. Biology and Medicine. pp 528-589.

DAILEY, M.D. 1976. A Trematode from the Round Window of an Atlantic Bottlenosed Dolphin's Ear. J Wildl Dis. 12: 45-47.

DAILEY, M.; STROUD, R. 1978. Parasites and Associated Pathology Observed in Cetaceans Stranded Along the Oregon Coast. J Wildl Dis. 14: 503-511.

DAILEY, M. D.; GILMARTIN, W.G. 1980. Diagnostic Key to the Parasites of Some Marine Mammals. Naval Ocean System Center (NOSC). San Diego, California. EEUU. 37 pp.

DAILEY, M.; WALSH, M., ODELL, D.; CAMPBELL, T. 1991. Evidence of Prenatal Infection in the Bottlenose Dolphin (*Tursiops truncatus*) with the Lungworm *Halocercus lagenorhynchi* (Nematode: Pseudaliidae). J Wildl Dis. 27: 164-165.

DAILEY, M.D. 2001. Parasitic Diseases. **In:** Dierauf, L. A.; Gulland, F. M. D. 2001. CRC Handbook of Marine Mammal Medicine. 2nd Ed. CRC Press. United States of America. pp 357-365.

DANS, S.L.; REYES, L.M.; PEDRAZA, S.N.; RAGA, J.A.; CRESPO, E.A. 1999. Gastrointestinal Helminths of the Dusky Dolphin, *Lagenorhynchus obscurus* (Gray, 1828), Off Patagonia, in the Southwestern Atlantic. Mar Mam Sci. 15(3): 649-660.

FERNÁNDEZ, J.C. 1987. Nuevos Registros de Parásitos en Mamíferos Marinos Chilenos. Parasitología al Día. (11): 120-125.

FERNÁNDEZ, M.; BERÓN-VERA, B.; GARCÍA, N.A.; RAGA, J.A.; CRESPO, E.A. 2003. Food and Parasites from Two Hourglass Dolphins, *Lagenorhynchus cruciger* (Quoy and Gaimard, 1824), from Patagonian Waters. Mar Mam Sci. 19(4): 832-836.

FERNÁNDEZ, M.; AZNAR, J.; MONTERO, F.E.; GEORGIEV, B.B.; RAGA, J. A. 2004. Gastrointestinal Helminths of Cuvier's Beaked Whales, *Ziphius cavirostris*, From the Western Mediterranean. J. Parasitol. 90(2): 418-420.

FIGUEROA, L. 1988. *Synthesium tursionis* (Marchi, 1873) Price, 1932 (Digenea: Campulidae) en *Cephalorhynchus eutropia* Gray, 1846 (Cetacea: Odontoceti) en la Costa Chilena. Parasitol al Día. 12: 185 – 186.

GIBSON, D.I.; HARRIS, E.A.; BRAY, R.A.; JEPSON, P.D.; KUIKEN, T.; BAKER, J.R.; SIMPSON, V.R. 1998. A Survey of the Helminth Parasites of Cetaceans Stranded on the Coast of England and Wales During the Period 1990-1994. J. Zool., Lond. 244: 563-574.

GIBSON, D.I. 2005. Family Brachycladiidae Odher, 1905. **En:** JONES, A.; Bray, R.A.; GIBSON, D.I. Keys to the Trematoda, Volume 2. CAB International and the Natural History Museum. 1st Ed. Londres, 2005. 768 pp.

GUBANOV, N.M. 1951. Giant Nematoda from the Placenta of Cetacea; *Placentonema gigantissima* nov. gen. nov. sp.". Proc. USSR Acad. Sci. 77(6): 1123–1125.

HOUDE, M.; MEASURES, L.N.; HUOT, J. 2003. Experimental Transmission of *Pharurus pallasii* (Nematoda: Metastrongyloidea), a Lungworm of the Cranial Sinuses of the Beluga Whale (*Delphinapterus leucas*), to fish. Canadian Journal of Zoology. 81(3): 364-370.

IUCN. 2010. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2010.2. [en línea] <www.iucnredlist.org> [consulta: 10-02-2010]

INTERHABIT TRAVEL NETWORK. 2010. Tour and Activities Argentina. [en línea] <www.interhabit.com> [consulta: 12-10-2010]

JENSEN, K.; BULLARD, S.A. 2010. Characterization of a Diversity of Tetraphyllidean and Rhinebothriidean Cestode Larval Types, with Comments on Host Associations and Life-cycles. Int J Parasitol. 40(8):889-910.

KHALIL, L.F.; JONES, A.; BRAY, R.A. 1994. Keys to the Cestode Parasite of Vertebrates. CAB International. 1st Ed. United Kingdom. 768 pp.

MEASURES, L.N. 2001. Chapter 10: Lungworms of Marine Mammals **In:** SAMUEL, W.M; PYBUS, M.J.; KOCAN, A.A. 2001. Parasitic Diseases of Wild Mammals. 2nd Ed. Iowa State University Press. Ames. Pp 288 – 300.

MORIMITSU, T.; NAGAI, T.; IDE, M.; KAWANO, H.; NAICHUU, A.; KOONO, M.; ISHII, A. 1987. Mass Stranding Of Odontoceti Caused By Parasitogenic Eighth Cranial Neuropathy. J Wildl Dis, 23(4): 586-590.

MOSER, M.; RHINEHART, H. 1993. The Lungworm, *Halocercus* spp. (Nematoda: Pseudaliidae) in Cetaceans from California. J Wildl Dis. 29(3): 507-508.

MOTTA, M.R.A.; PHINHEIRO, D.C.S.N.; CARVALHO, V.L.; VIANA, D.A.; VICENTE, A.C.P.; IÑIGUEZ, A.M. 2008. Gastric Lesions Associated With The Presence of *Anisakis* spp. Dujardin, 1845 (Nematoda: Anisakidae) in Cetaceans Stranded on the Coast of Ceara, Brazil. Biota Neotrop. 8(2):91-95.

NADLER, S.A.; D'AMELIO, S.; DAILEY, M.D.; PAGGI, L.; SIU, S.; SAKANARI, J.A. 2005. Molecular Phylogenetics and Diagnosis of *Anisakis*, *Pseudoterranova* and *Contracaecum* from Northern Pacific Marine Mammals. J. Parasitol. 91(6): 1413-1429.

NORMAN, R.J. 1997. Tetracyllidean Cysticerci in the Peritoneal Cavity of the Common Dolphin. J Wildl Dis. 33(4): 891 - 895.

PASCUAL, S.; ABOLLO, E.; LÓPEZ, A. 2000. Elemental Analysis of Cetacean Skull Lesions Associated with Nematode Infections. Dis Aquat Org. 42: 71-75.

PURVIS, A.; HECTOR, A. 2000. Getting the Measure of Biodiversity. Nature. 405: 212-219.

RAGA, J.A.; ABRIL, E.; GOODALL, R.N.; BALBUENA, J.A. 1994. *Nasitrema* sp. (Digenea: Nasitrematidae) from Long-Finned Pilot Whale (*Globicephala melas*) of Tierra del Fuego; A New Host Record. Rep. Int. Whal. Commn. 44: 371-374.

RAGA, J.A.; AZNAR, F.J.; BALBUENA, J.A.; FERNÁNDEZ, M. 2002. Parasites. **In:** Perrin, W. F.; Würsig, B.; Thewissen, J.G.M. (Eds). Encyclopedia of Marine Mammals. Academic Press. United States of America. pp 867 - 876.

REEVES, R.R.; STEWART, B.S.; CLAPHAM, P.J.; POWELL, J.A. 2002. National Audubon Society Guide to Marine Mammals of the World. Alfred A. Knopf. 1st Ed. United States of America, New York. 528 pp.

RIDGWAY, S.H. 1972. Cerebral and Cerebellar Involvement of Trematode Parasites in Dolphins and their Possible Role in Stranding. J Wildl Dis. 8: 33-43.

ROSE, N.A. 2004. Captive Cetaceans: The Science Behind the Ethics. European Cetacean Society 18th Annual Conference Kolmården, Sweden. 29 March 2004.

SAGUA, H.; CARVAJAL, J. 1987. Variación Intraespecífica en *Anisakis simplex* y su Relación con el Nivel Trófico del Hospedador Definitivo. Parasitol al Día. 11: 91-96.

SHIRIHAI, H.; JARRETT, B. 2006. Whales Dolphins and Other Marine Mammals of the World. Princeton Field Guides. 1st Ed. China. 384 pp.

SIQUIER, G.F.; LE BLASS, A.E. 2003. Morphometrical Categorization of *Phyllobothrium delphini* (Cestoidea, Tetraphyllidea) Cysts from Fraser's Dolphin, *Lagenodelphis hosei* (Cetacea, Delphinidae). LAJAM. 2(2): 95-100.

SLOB, C.M.; HENDRIKX, W.M.L.; BORGSTEEDE, F.H.M.; GARCÍA HARTMANN, M. 1996. Lungworms in Harbour Porpoises (*Phocoena phocoena*) from Dutch Waters. **In:** Proceedings of the Third ECS Workshop on Cetacean Pathology. Lisabon, 14 March 1996. Lung Pathology. European Cetacean Society Newsletter. No. 37, Special Issue.

STROUD, R.K.; ROFFE, T.J. 1979. Causes of Death in Marine Mammals Stranded Along the Oregon Coast. J Wildl Dis. 15: 91-97.

TANTALEAN, M.; CABRERA, R. 1999. Algunos Helmintos de la Marsopa Espinosa (*Phocoena spinipinnis*) de la Reserva Nacional de Paracas, Perú. Parasitol al Día. 23 (1-2): 57-58.

TORRES, P.; OPORTO, J.A.; BRIEVS, L.M.; ESCARE, L. 1992. Gastrointestinal Helminths of the Cetaceans *Phocoena spinipinnis* (Burmeister, 1865) and *Cephalorhynchus eutropia* (Gray, 1846) from the Southern Coast of Chile. J Wildl Dis. 28(2): 313-315.

TORRES, P.; CORTES, P.; OPORTO, J.A.; BRIEVA, L.; SILVA, R. 1994. The Occurrence of *Stenurus australis* Tantalean and Sarmiento, 1991 (Nematoda: Metastrongyloidea) in the Porpoise *Phocoena spinipinnis* (Burmeister, 1865) on the Southern Coast of Chile. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 89(2): 141-143.

UN. 2010. Oceans and Law of the Sea. Division for Oceans Affair and the Law of the Sea. [en línea] <www.un.org> [consulta: 10-07-2010]

WALKER, W. 2001. Geographical Variation of the Parasite *Phyllobothrium delphini* (Cestoda) in Dall's Porpoise, *Phocoenoides dalli*, in the North Pacific, Bering Sea, and Sea of Okhotsk. Mar Mam Sci. 17(2): 264-275.

ZYLBER, M.I.; FAILLA, G.; LE BLAS, A. 2002. *Stenurus globicephalae* Baylis et Daubney, 1925 (Nematoda: Pseudaliidae) from False Killer Whale, *Pseudorca crassidens* (Cetacea: Delphinidae), Stranded on the Coast of Uruguay. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Río de Janeiro. 97(2):221-225.

ANEXO I

Mapa Político del Territorio Argentino de Tierra del Fuego



Figura 1. En esta imagen se observa el territorio argentino de Tierra del Fuego, donde es posible ver la ubicación geográfica de la Estancia Harberton (Ea. Harberton), Junto a otras estancias y ciudades. El número 3, indica la carretera principal. (InterHabit Travel Network, 2010).

ANEXO II

Imágenes de los Endoparásitos Estudiados

En esta sección se encuentran algunas de las fotografías tomadas como registro de los ejemplares descritos, respetando el orden seguido en la sección de Resultados y Discusión de esta Memoria. En cada figura se identifica el espécimen del cual proveen las muestras, el aumento de la imagen de microscopía óptica (4x, 10x o 40x) y se entrega una breve descripción de la imagen. Todas las imágenes se obtuvieron posteriormente al proceso de aclaramiento con Lactofenol, sólo en el caso de que la muestra haya sido tratada con bálsamo de Canadá se especifica en la imagen.

1. Nematelmintos

a) Parásitos Gastrointestinales

i. Familia Anisakidae



Figura 3. RNP 2024. 10x. Extremo posterior de un macho adulto (se observan las espículas).

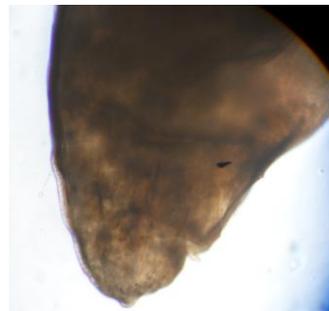


Figura 4. RNP 2024. 10x. Se observa el extremo posterior de una hembra adulta

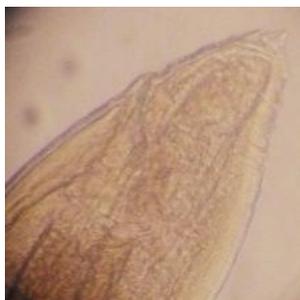


Figura 5. RNP 2024. 10x. Extremo posterior de una larva, se evidencia un mucrón corto. *Anisakis* spp.

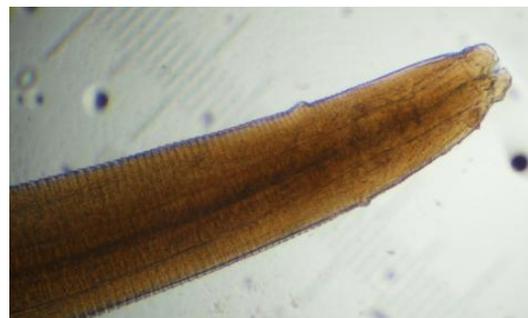


Figura 6. RNP 2245. 4x. Extremo anterior, se observa la morfología del esófago de un *Anisakis* spp.



Figura 7. RNP 2245. 10x. Extremo anterior de un *Anisakis* spp.

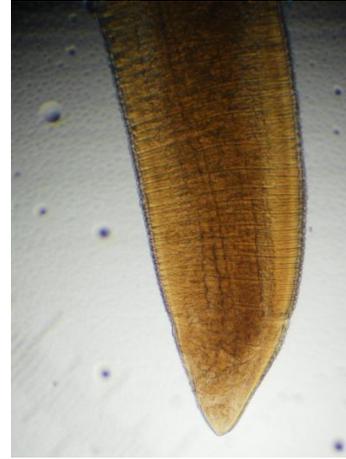


Figura 8. RNP 2245. 40x. Extremo posterior de una hembra adulta. *Anisakis* spp.

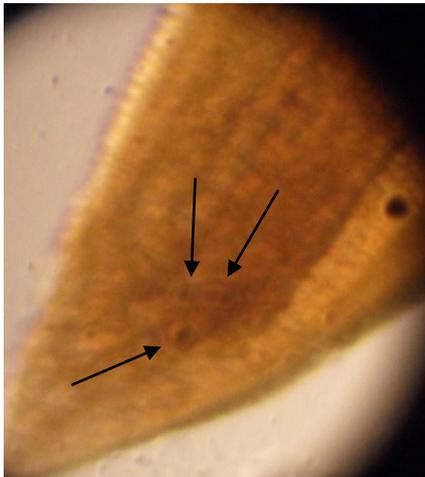


Figura 9. RNP 2245. 4x. Extremo posterior hembra, se observan las glándulas cecales (indicadas con flechas, 3). *Anisakis* spp.



Figura 10. RNP 2366. 2 cm de longitud.



Figura 11. RNP 2366. 10x. *Pseudoterranova* spp. Extremo Anterior.



Figura 12. RNP 2366. 40x. Extremo Anterior *Pseudoterranova*, donde se observa el diente.



Figura 13. RNP 2366. 40x Extremo Posterior de *Pseudoterranova* spp. , se observa la forma y longitud del mucrón.



Figura 14. RNP 2366. 4x. Larva de Anisakido. 0,3 cm.



Figura 15. RNP 2366. 10x. Extremo Anterior de larva en Figura 15.



Figura 16. RNP 2366. 40x. Extremo Posterior de larva de Anisakido.



Figura 17. RNP 2530.10x. Extremo anterior L3 *Contracaecum* spp.

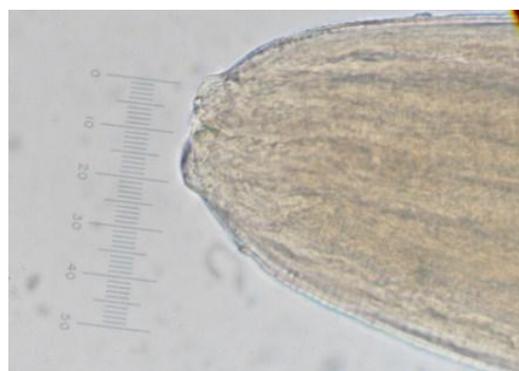


Figura 18. RNP 2530. 40x. Extremo anterior *Contracaecum* spp. (L3).



Figura 19. RNP 2530. 40x. Extremo posterior de L3 *Contracaecum* spp.



Figura 20. RNP 2530. 40x. Extremo anterior. Adulto de Anisakido. Se observan los labios.

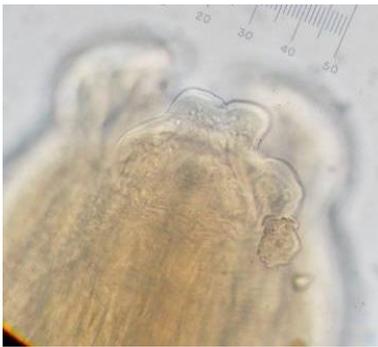


Figura 21. RNP 2530. 40x. Extremo anterior Adulto de Anisakido. Se observan los labios.



Figura 22. RNP 2616. Anisakido.



Figura 23. RNP 2628. 4x. Extremo posterior de *Contracaecum* spp.



Figura 24. CEQUA 801. 10x. En esta imagen se observan los labios. *Anisakis* spp.

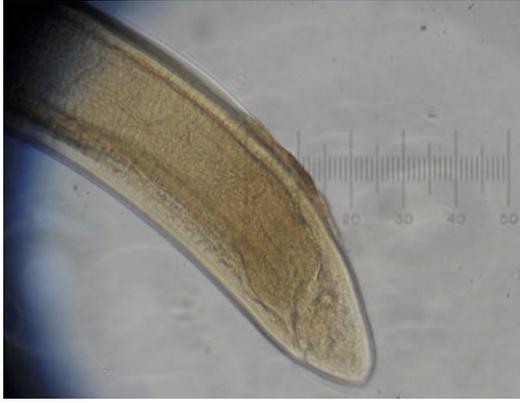


Figura 25. CEQUA 801. 10x. Extremo posterior hembra. *Anisakis* spp.



Figura 26. CEQUA 801. 10x. esófago *Pseudoterranova* spp.

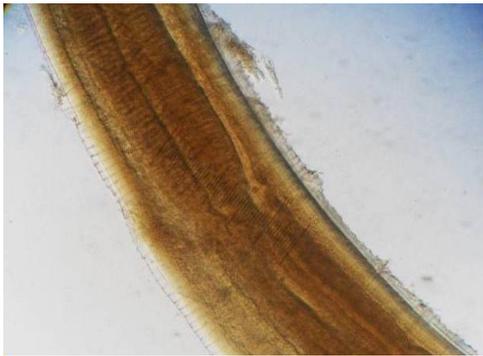


Figura 27. CEQUA 803. 4x *Anisakis* spp. en esta imagen es posible observar claramente las características del esófago

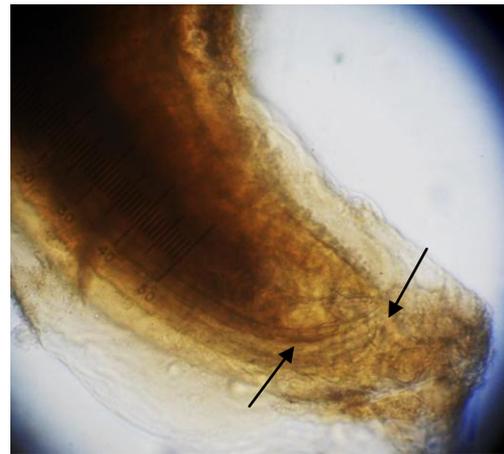


Figura 28. CEQUA 803. 10x. Macho de *Anisakis* spp. es posible observar las espículas (Flechas).

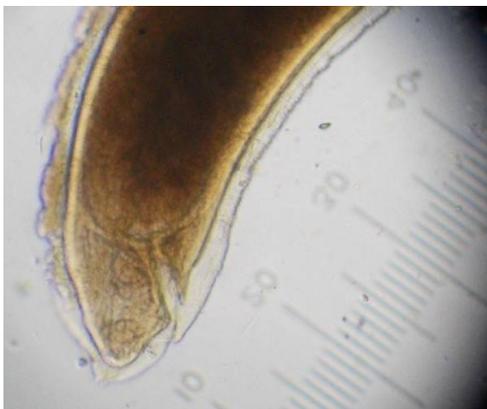


Figura 29. CEQUA 803. 10x. Hembra de *Anisakis* spp. Se observa el ano.



Figura 30. CEQUA 805. 4x. *Anisakis* spp.

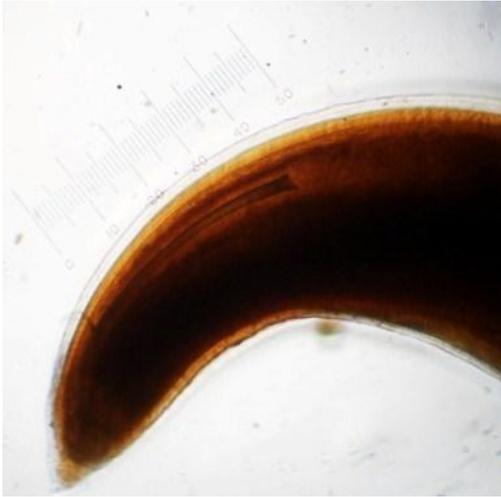


Figura 31. CEQUA 805. 4x. Macho de *Anisakis* spp. es posible observar las espículas.

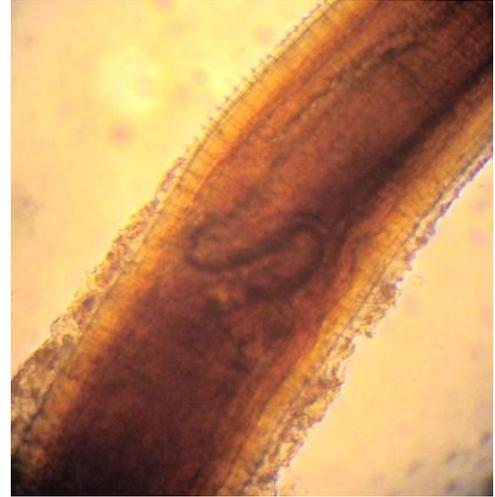


Figura 32. CEQUA 805. 4x. Detalle de esófago. *Pseudoterranova* spp.

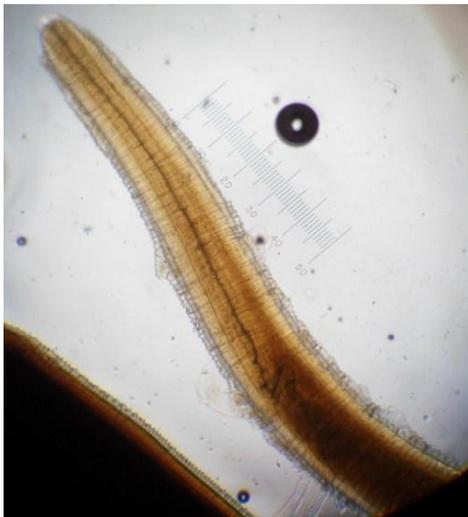


Figura 33. CEQUA 806. 4x. Unión esófago intestinal de *Pseudoterranova* spp. hembra adulto.

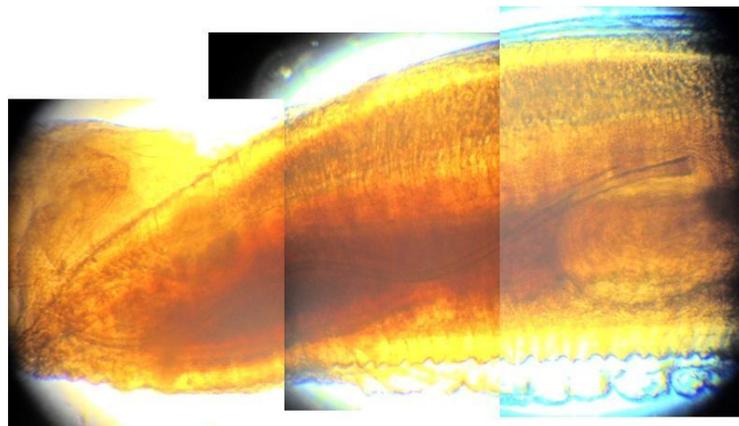


Figura 34. CEQUA 806. 4x. Macho de *Anisakis* spp. Se observan las espículas (2), que poseen forma sigmoidea y no sobresalen del nematodo.



Figura 35. CEQUA 807. 4x. *Anisakis*

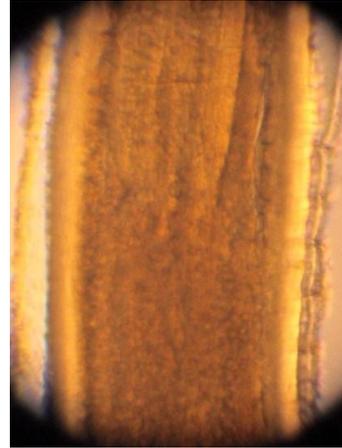


Figura 36. CEQUA 807. 4x. Anisakido, cuyo esófago se encuentra unido a intestino de manera poco clara.

ii. No identificados



Figura 37. RNP 2045. 4x. Nematodo encontrado en estómago.



Figura 38. RNP 2045. 10x. Extremo cefálico.



Figura 39. RNP 2045. 40x. Extremo cefálico.



Figura 40. RNP 2045. 10x. Extremo posterior. Se observa cola y ano.



Figura 41. RNP 2658. Endoparásito completo, 1,5 cm de largo.



Figura 42. RNP 2658. 4x. Extremo anterior.

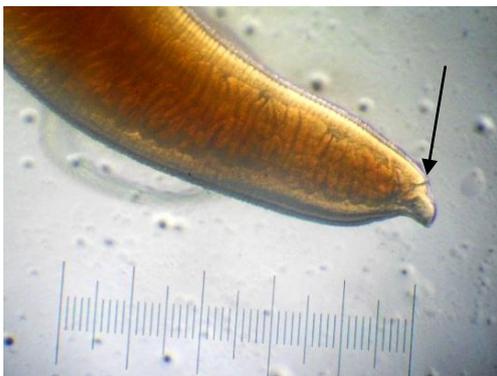


Figura 43. RNP 2658. 4x. Extremo posterior. Se observa el ano (flecha).

b) Parásitos pulmonares

I. Bulla Timpánica

i. Familia Tetrameridae



Figura 44. RNP 2139. Macroscópico. Se observa el extremo posterior espiral de un macho de 6 cm de longitud. *Crassicauda* spp.

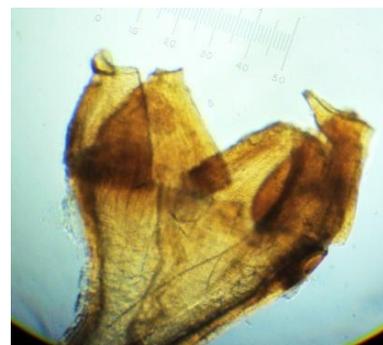


Figura 45. RNP 2139. 4x. Extremo anterior del ejemplar de la figura 54. *Crassicauda* spp.



Figura 46. RNP 2139. 4x. Extremo anterior. *Crassicauda* spp.

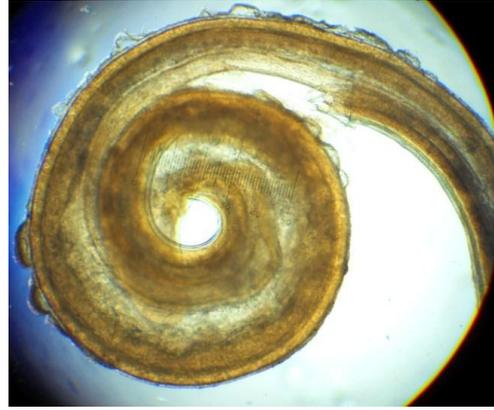


Figura 47. RNP 2139. 4x. Extremo posterior. *Crassicauda* spp. Muestra fijada con Bálsamo de Canadá.



Figura 48. RNP 2139. 4x. Extremo posterior. *Crassicauda* spp.



Figura 49. RNP 2228. Macro. Extremo posterior. *Crassicauda* spp.



Figura 50. RNP 2228. 4x. Extremo posterior. *Crassicauda* spp.



Figura 51. RNP 2228. 10x. Zona intermedia, se distingue la cutícula anillada. *Crassicauda* spp.



Figura 52. RNP 2236. Vista macroscópica, 5,5 cm de longitud. *Crassicauda* spp.



Figura 53. RNP 2236. 4x. Cola. *Crassicauda* spp.



Figura 54. RNP 2243. 4x. Estructura globosa posterior de 1mm de diámetro, y la presencia de un estrechamiento característico. *Crassicauda* spp.

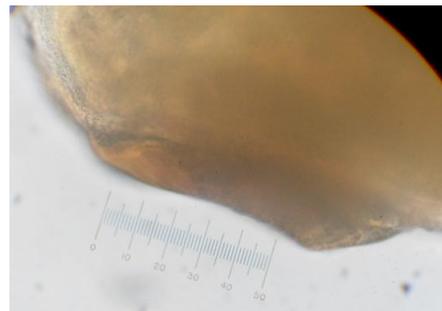


Figura 55. 2243. 10x. Extremo posterior. *Crassicauda* spp.

ii. Familia Pseudaliidae



Figura 56. RNP 2171. 4x. Extremo anterior. *Stenurus* spp.



Figura 57. RNP 2171. 40x. Extremo anterior, cavidad bucal rodeada por cuatro segmentos de igual tamaño. *Stenurus* spp.



Figura 58. RNP 2171. 40x. Extremo anterior, cápsula bucal. *Stenurus* spp. Muestra fijada en Bálsamo de Canadá.



Figura 59. RNP 2171. 10x. Huevos de 45 μ m x 90 μ m en promedio en el interior de *Stenurus* spp.



Figura 60. RNP 2171. 10x. Extremo posterior de una hembra que presenta larvas en el interior. *Stenurus* spp.



Figura 61. RNP 2171. 40x. Extremo posterior. Larvas en el interior de una hembra. *Stenurus* spp.

iii. No identificados



Figura 62. RNP 2236. Vista macroscópica de una estructura parasitaria de 10 cm obtenida desde bulla timpánica.



Figura 63. RNP 2236. 4x. Extremo, donde se observa una estructura filiforme de 1,55 mm de longitud.



Figura 64. RNP 2236. 4x. Segmento intermedio, se observan huevos a lo largo de toda la estructura.



Figura 65. RNP 2236. 4x. Segmento intermedio, se observan huevos a lo largo de toda la estructura.



Figura 66. RNP 2236. 10x. Segmento intermedio.

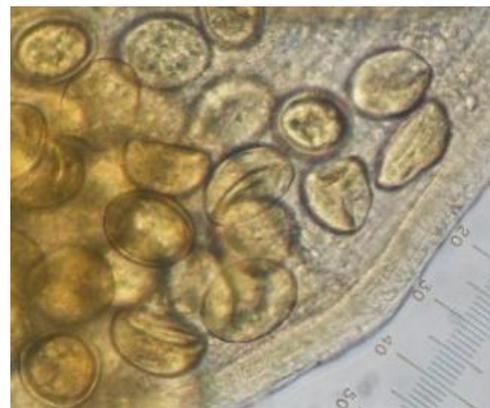


Figura 67. RNP 2236. 40x. Huevos al interior de la estructura parasitaria.



Figura 68. RNP 2572. 10x. Segmento anterior de un nematodo, se observa la cutícula anillada. Nematodo.



Figura 69. RNP 2572. 10x. Segmento posterior de un nematodo.

II. Pulmones

i. Familia Pseudaliidae

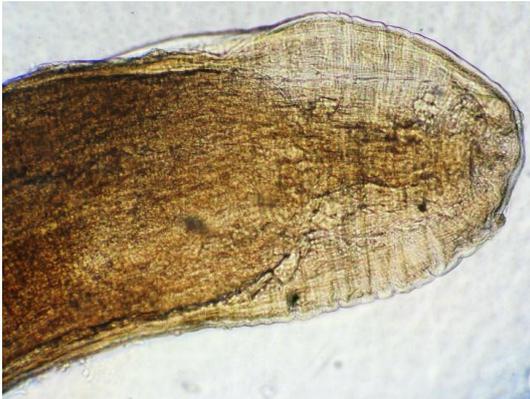


Figura 70. RNP 2182. A. 4x. Extremo posterior, macho. Familia Pseudaliidae.



Figura 71. RNP 2182. A. 4x. Extremo posterior, hembra. Familia Pseudaliidae



Figura 72. RNP 2182. A. 10x. Extremo posterior, hembra. Familia Pseudaliidae.



Figura 73. RNP 2182. A. 10x. Zona seccionada del endoparásito. Familia Pseudaliidae.

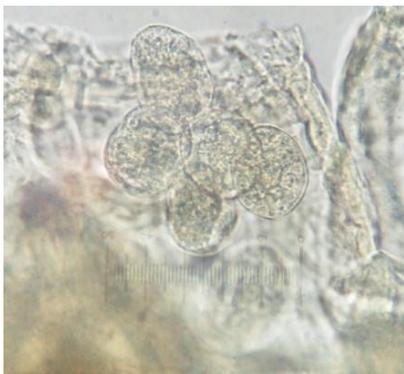


Figura 74. RNP 2182. A. 40x. Huevos en oviducto 70 x 50 μ m. Familia Pseudaliidae



Figura 75. RNP 2236. Vista macroscópica.

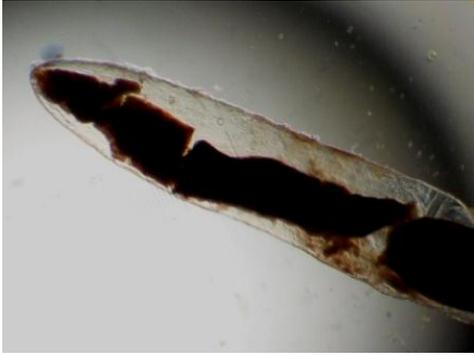


Figura 76. RNP 2236. 4x. *Halocercus* spp.



Figura 77. RNP 2372. 10x. Extremo posterior hembra. *Halocercus* spp.

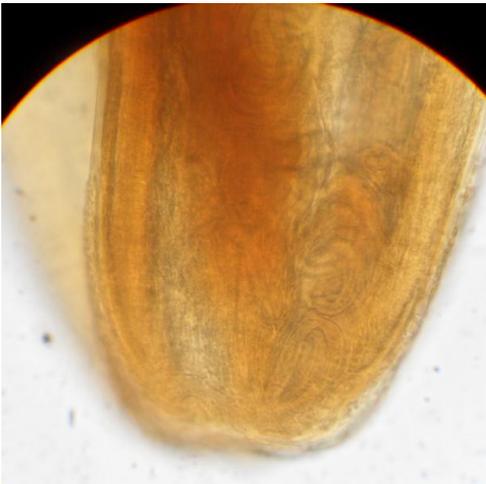


Figura 78. RNP 2372. 40x. Extremo posterior hembra. Larvas. *Halocercus* spp.



Figura 79. RNP 2372. 10x. Extremo posterior macho. *Halocercus* spp.

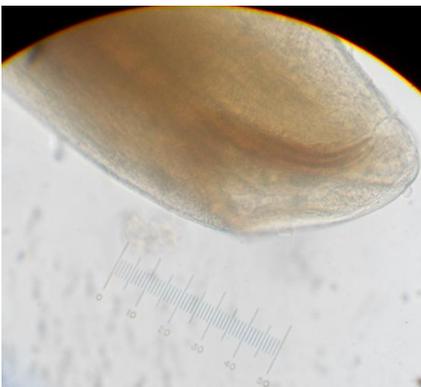


Figura 80. RNP 2372. 40x. Extremo posterior macho. *Halocercus* spp.



Figura 81. RNP 2658. Presencia del extremo posterior de *Halocercus* spp. dentro del árbol bronquial.



Figura 82. RNP 2658. Macro. Presencia de *Halocercus* spp. dentro del árbol bronquial, se observa que el extremo anterior se encuentra embebido en el parénquima pulmonar.

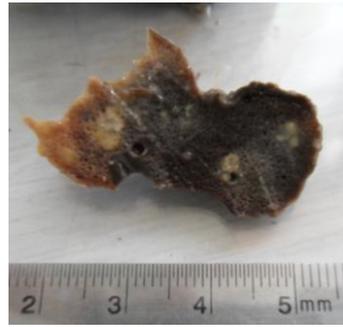


Figura 83. RNP 2658. Vista de corte de tejido pulmonar donde se observan nudos de *Halocercus* spp. de color amarillo (2 a 3 mm de diámetro).

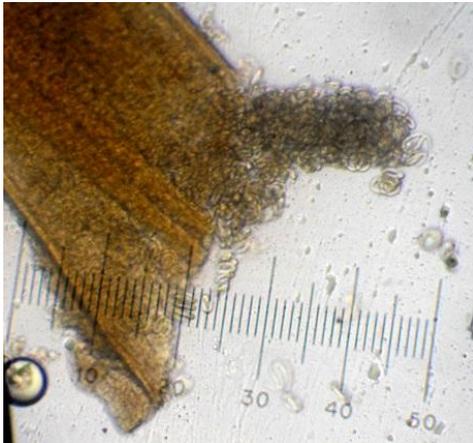


Figura 84. RNP 2658. 4x. *Halocercus* spp.

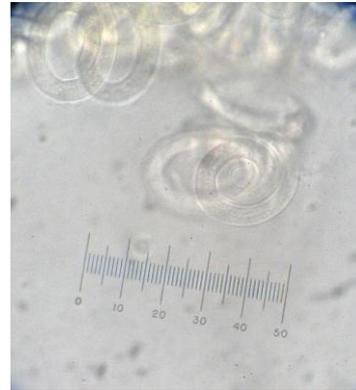


Figura 85. RNP 2658. 40x. Larvas de *Halocercus* spp.



Figura 86. RNP 2658. 4x. Extremo posterior de hembra. Se observan larvas en el interior. *Halocercus* spp.



Figura 87. RNP 2658. 4x. Zona media de una hembra, con presencia de larvas y huevos. *Halocercus* spp.



Figura 88. RNP 2658. 4x. Macho, se observan espículas que sobresalen levemente del cuerpo. *Halocercus* spp.



Figura 89. RNP 2658. 10x. Macho. Se observa que las espículas no sobresalen del cuerpo del nematodo. *Halocercus* spp.



Figura 90. RNP 2670. Macro. *Halocercus* spp.



Figura 91. RNP 2670. 4x. Macro.



Figura 92. RNP 2670. 4x. Extremo anterior. *Halocercus* spp.



Figura 93. RNP 2671. 4x Muestra de tejido pulmonar. Se observan nódulos de más de 5 mm.



Figura 94. RNP 2671. Nódulo en tejido pulmonar desde el cual se observa el extremo posterior de un nematodo. Familia Pseudaliidae.



Figura 95. RNP 2671. Acercamiento de un nudo cortado sagitalmente, de aproximadamente 5 x 3 mm.



Figura 96. RNP 2671. Imagen macroscópica de parásitos extraídos desde el nódulo de la Figura 114.

ii. No identificados

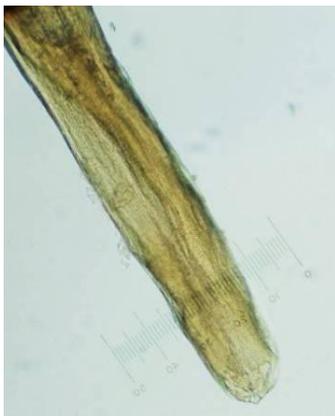


Figura 97. RNP 2182. B. 10x.



Figura 98. RNP 2182. B. 40x.



Figura 99. RNP 2182. B. 4x. Extremo posterior.



Figura 100. RNP 2182. B. 40x. Extremo posterior.

2. Platelminetos

a) Cestodos

i. Familia Phyllobothriidae



Figura 101. RNP 2236. Grasa sub cutánea con quiste de *P. delphini* cortado sagitalmente.

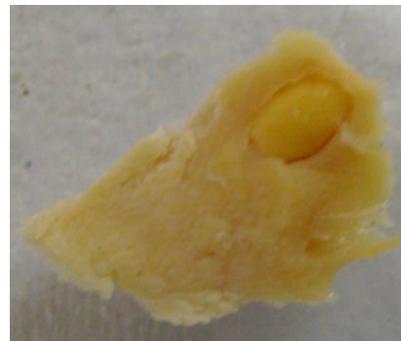


Figura 102. RNP 2366. Grasa sub cutánea con quiste de *P. delphini* completo.



Figura 103. Grasa sub cutánea de *L. cruciger* (RNP 2366) luego de la extracción de un quiste.

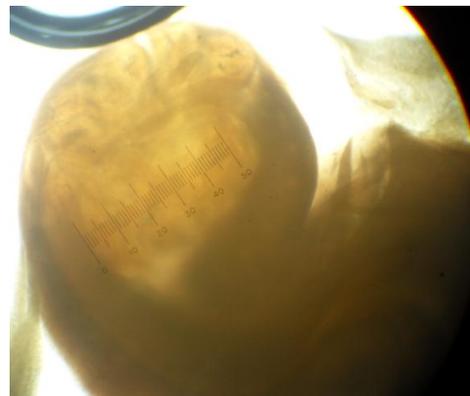


Figura 104. *P. delphini*. 4x, se observa el extremo cefálico invaginado.

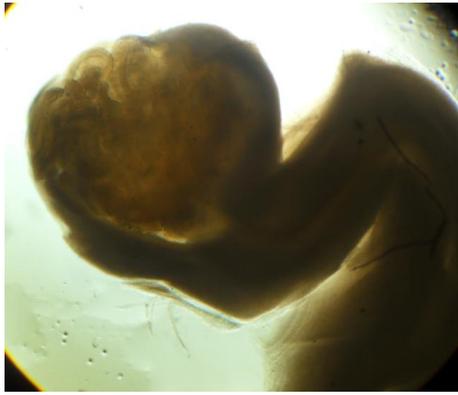


Figura 105. 4x. Extremo cefálico invaginado. Se observan botrideas. *P. delphini*

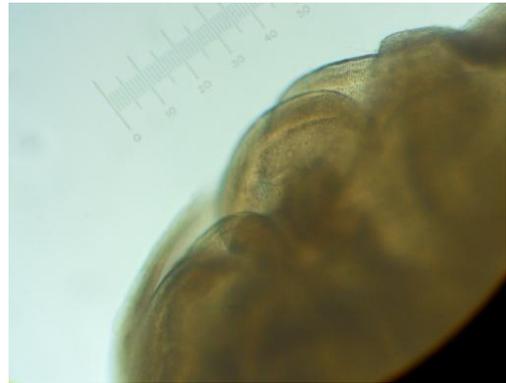


Figura 106. 10x. Acercamiento a las botrideas. *P. delphini*

ii. Familia Tetrabothriidae

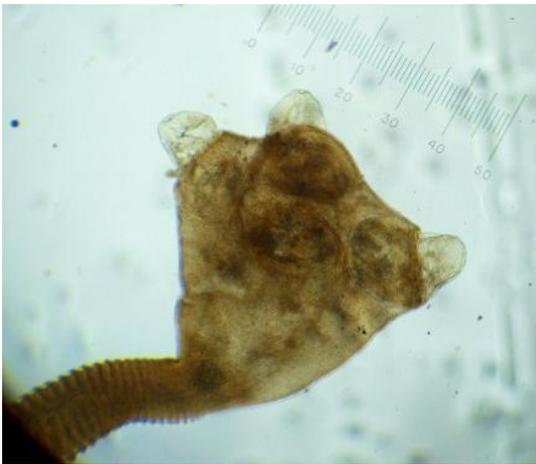


Figura 107. RNP 2262. 4x. Escólex donde se observan las cuatro botrideas. *Trigonocotyle* spp.



Figura 108. RNP 2262 4x. Se observan las cuatro botrideas. *Trigonocotyle* spp.



Figura 109. RNP 2262. 10x. Zona del cuello posterior al escólex. *Trigonocotyle* spp.



Figura 110. RNP 2262. 4x. Proglótidas. *Trigonocotyle* spp.



Figura 111. RNP 2262. 10x. Proglótidas. Muestra fijada con Bálsamo de Canadá. *Trigonocotyle* spp.



Figura 112. RNP 2262. 10x. Se observa el saco del cirro redondeado al lado derecho de las proglótidas. *Trigonocotyle* spp.



Figura 113. RNP 2262. 10x. *Trigonocotyle* spp.

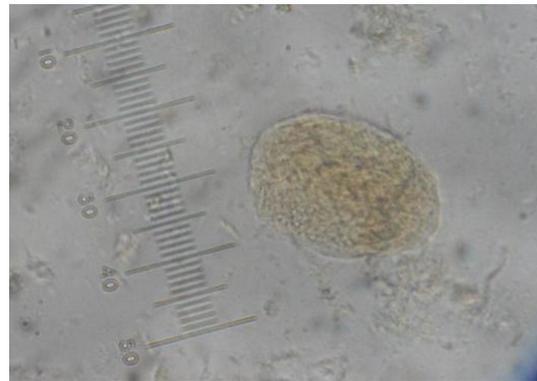


Figura 114. RNP 2262. 40x. Huevo con embrión hexacanto, 25 x 35 μ m. *Trigonocotyle* spp.



Figura 115. RNP 2362. 0,7x. Se observa claramente el escólex. *Tetrabothrius* spp.

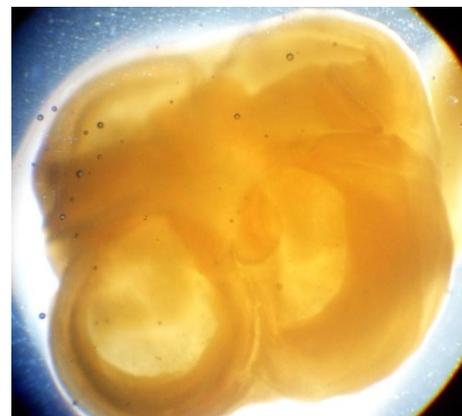


Figura 116. RNP 2362. 4x. Escólex donde se observan cuatro botrideas. *Tetrabothrius* spp.

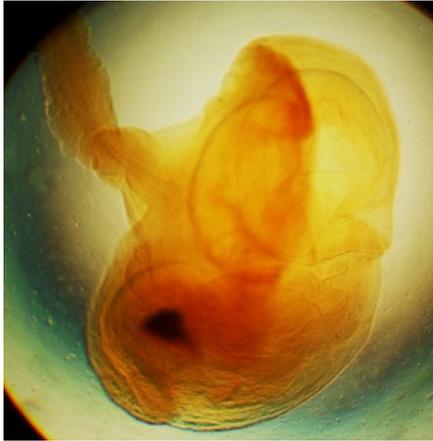


Figura 117. RNP 2362. 4x. Forma de las botrideas. Muestra fijada en Bálsamo de Canadá. *Tetrabothrius* spp.

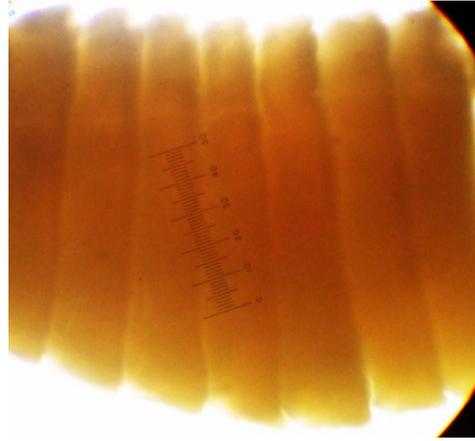


Figura 118. RNP 2362. 4x. Proglótidas. *Tetrabothrius* spp.

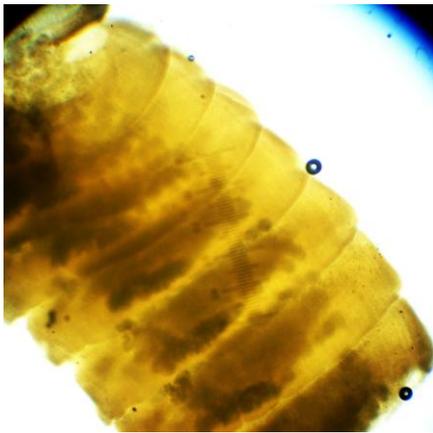


Figura 119. RNP 2362 4x. Proglótidas. Muestra fijada con bálsamo de Canadá. *Tetrabothrius* spp.



Figura 120. RNP 2362. 4x. Proglótidas. *Tetrabothrius* spp.



Figura 121. RNP 2362. 4x. Proglótidas. *Tetrabothrius* spp.



Figura 122. RNP 2362. 4x. *Tetrabothrius* spp.

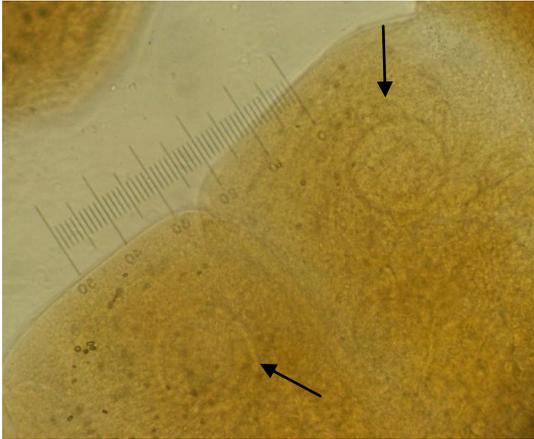


Figura 123. RNP 2362. 4x. Se observa el saco del cirro (flecha) *Tetrabothrius* spp.



Figura 124. RNP 2362. 40x. Huevo con embrión hexacanto. *Tetrabothrius* spp.

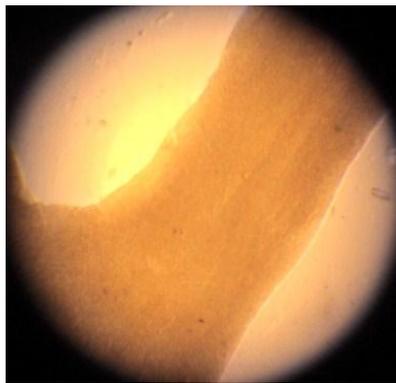


Figura 125. CEQUA 809. 4x. Cuello, posterior a escólex. Se observa la ausencia de divisiones. Familia Tetrabothriidae.

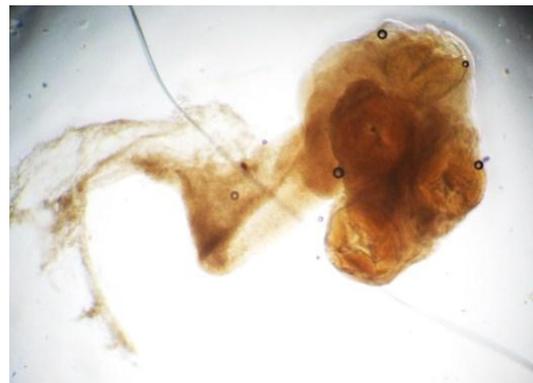


Figura 126. CEQUA 809. 4x. Se observa escólex, con presencia de 4 botrideas. Familia Tetrabothriidae.

b) Trematodos



Figura 127. RNP 2366. *Synthesium* spp.



Figura 128. RNP 2366. 4x. Ventosas anterior. *Synthesium* spp.



Figura 129. RNP 2366. 4x. Ventosa ventral y anterior. *Synthesium* spp.

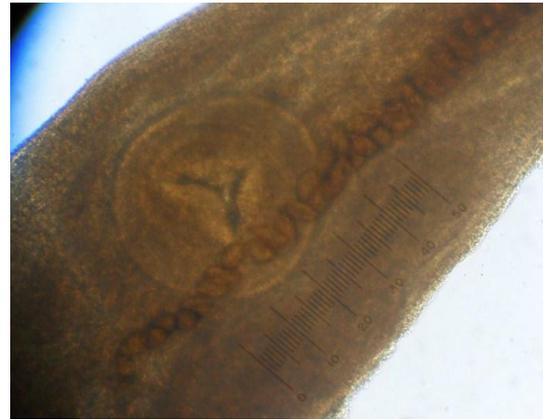


Figura 130. RNP 2366. 10x. Ventosa Ventral. Se observan huevos. *Synthesium* spp.



Figura 131. RNP 2366. 10x. Extremo posterior. *Synthesium* spp.



Figura 132. RNP 2366. 10x. Se observan huevos en la zona intermedia de *Synthesium* spp.



Figura 133. RNP 2366. 40x. Huevos. *Synthesium* spp.

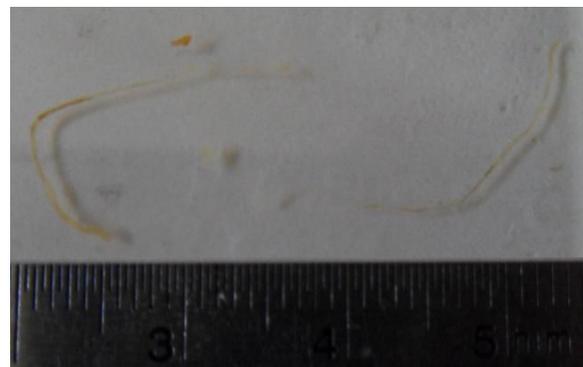


Figura 134. CEQUA 809. *Synthesium* spp.



Figura 135. CEQUA 809. 4x. Se observa la ventosa anterior. *Synthesium* spp.



Figura 136. CEQUA 809. 4x. huevos en el interior de *Synthesium* spp.

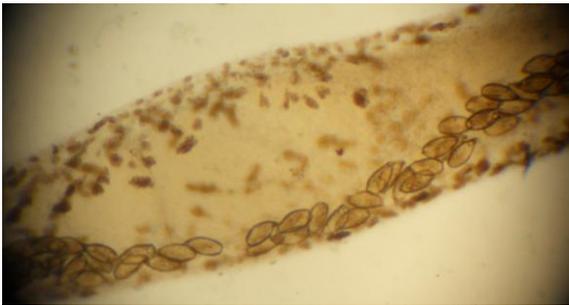


Figura 137. CEQUA 809. 4x. *Synthesium* spp.



Figura 138. CEQUA 809. 40x. Acercamiento huevos. *Synthesium* spp.

D. Muestras Negativas

i. Pseudoparásito



Figura 139. RNP 2196. Pseudoparásito.