

UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
INSTITUTO DE PATOLOGÍA ANIMAL

**ESTUDIO TAXONÓMICO DE LA FAUNA PARASITARIA GASTROINTESTINAL
DEL CISNE DE CUELLO NEGRO (*Cygnus melancoryphus*, Molina, 1872) DEL
SANTUARIO DE LA NATURALEZA “CARLOS ANWANDTER” DEL RÍO CRUCES,
VALDIVIA, CHILE.**

Memoria de título presentada como parte
De los requisitos para optar al **TÍTULO
DE MÉDICO VETERINARIO.**

ALEJANDRO ANDRÉS ARAYA DÍAZ

VALDIVIA-CHILE

2005

ÍNDICE.

CAPÍTULO	Página
1. RESUMEN.....	1
2. SUMMARY.....	2
3. INTRODUCCIÓN.....	3
4. MATERIAL Y MÉTODOS.....	9
5. RESULTADOS.....	11
6. DISCUSIÓN.....	19
7. CONCLUSIONES.....	24
8. BIBLIOGRAFÍA.....	25
9. ANEXOS.....	30
10. AGRADECIMIENTOS.....	36

1.- RESUMEN.

Con el objeto de contribuir al conocimiento de las infecciones parasitarias por helmintos en Cisnes de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*), se realizó una investigación en cisnes provenientes del Santuario de la Naturaleza “Río Cruces”, Valdivia, Chile (39° 35 y 39° 47 S; 73° 07 y 73° 16 W).

Se trabajó con 46 cisnes, a los cuales se les examinó Estómago muscular, Intestino delgado e Intestino grueso.

De los 46 cisnes examinados, todos es decir, el 100% fueron positivos a alguna especie de helminto, de los cuales 45 (97.8%) fueron positivos a especies del Phylum nemathelminthes y 43 (93.5%) positivos a especies del Phylum Platyhelminthes.

Se identificó un total de cinco especies de helmintos de las cuales una se encontró en Estómago muscular y cuatro en Intestino delgado y grueso.

El mayor número de helmintos encontrado en un cisne fue de 286 especímenes y el menor, fue de 5 especímenes.

Las especies identificadas fueron: de la Clase Nematoda, *Epomidiostomum skrajabini* (97.8%) y *Capillaria sp.* (93.5%); de la Clase Cestoda, *Hymenolepis sp* (47.8%); y de la Clase Trematoda, *Echinostoma revolutum* (76.1%) y *Catatropis verrucosa* (60.9%).

De acuerdo a los resultados del presente trabajo se concluye que los Cisnes de Cuello Negro del Santuario de la Naturaleza “Río Cruces” de Valdivia, albergan una amplia variedad de helmintos parásitos, que un alto porcentaje de la población estudiada presenta altas cargas parasitarias, y la especies de nemátodos *Epomidiostomum skrajabini* y *Capillaria sp.* fueron las más prevalentes.

2.-SUMMARY.

A SURVEY OF HELMINTH PARASITES IN BLACK-NECKED SWANS (*Cygnus melancoryphus*, Molina, 1872) FROM CARLOS ANWANDTER SANCTUARY OF THE RÍO CRUCES, VALDIVIA, CHILE.

In order to study parasitic infections in Black- Necked Swans (*Cygnus melancoryphus*) a study was undertaken in Valdivia, Southern Chile (39° 35 y 39° 47 S; 73° 07 y 73° 16 W).

Forty six birds from the Rio Cruces Sanctuary were necropsied and the stomach, small and large intestine examined for worms.

Every bird examined was found positive to helminth infections, 97.8% to nematode infections, and 93.5% to Platyhelminthes species, among them, Cestode (45.7%) and Trematode (91.3%) of infection.

A total of five helminth species were identified, one in stomach, and four in small and large intestine.

The major worm burden in one birds was 286 specimens and the minor, 5 specimens in one bird.

The following species were identified: *Epomidiostomum skrajabini* (97.8%), *Capillaria sp.* (93.5%), *Hymenolepis sp* (47.8%), *Echinostoma revolutum* (76.1%) and *Catatropis verrucosa* (60.9%).

It can be concluded that a high percentage of Black-Necked Swans (*Cygnus melanocoryphus*) from the Sanctuary are infected with a wide range of helminth species and most of them with an important worm burden, and the nematode species were the most prevalent of the identified parasites.

3.- INTRODUCCIÓN

Las enfermedades en la fauna silvestre han adquirido gran importancia, ya que ha aumentado la incidencia, tanto en enfermedades nuevas como en las que supuestamente se encontraban controladas (Cattan 2000).

La protección de la fauna silvestre es una parte de la Medicina Veterinaria, que se fundamenta en el diagnóstico y tratamiento de patologías en dichas especies, principalmente al darles un cuidado clínico profesional a aquéllas que posteriormente regresarán a su ambiente natural (Sleeman y Clark 2002).

Según Epstein (2002), las aves entre otros seres vivos son indicadores biológicos de la contaminación ambiental y de las enfermedades que se encuentran en un lugar determinado, ya que existen múltiples signos que señalan una alteración en la biodiversidad, que aumentan la vulnerabilidad de las especies a ciertas enfermedades.

Día a día se proponen y ejecutan programas de manejo, conservación o protección de los recursos naturales, lo que ha provocado el impulso hacia el desarrollo de proyectos de conservación de la fauna silvestre (Salazar 1988). En el mundo, la vida silvestre ha adquirido una gran fuerza en los últimos años, tanto a nivel profesional como estatal. El estado ha adoptado compromisos con el medio ambiente y con la fauna silvestre, debido a que como se está en un mundo globalizado, existe una preocupación a nivel internacional (Pavez 2004).

La conservación de la fauna silvestre tiene como propósito la protección del ecosistema, ya sea para con sus habitantes como para el entorno que los rodea (Else 2002). Por esto la educación ambiental, la Medicina Veterinaria y el trabajo de todas las entidades correspondientes son de vital importancia para la conservación, las cuales se han desarrollado como respuesta a amenazas que afectan tanto la salud animal como humana (Sleeman y Clark 2002).

Para el estudio de una especie en particular y su posterior conservación es fundamental tener el conocimiento del ambiente natural que la rodea y las maniobras extractivas que ocurren dentro de éstas, para así poder conciliar el desarrollo productivo con la conservación del medio ambiente (Parada 2000).

3.1 El Cisne de Cuello Negro

El Cisne de cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*) pertenece al Orden Anseriformes, el cual está dividido en dos familias: Anhimidae y Anatidae, es a esta última a la que pertenecen los cisnes, además, de los gansos y patos (Chile 2000, Narosky e Izurieta 2003).

Existen 7 especies de cisnes: *Cygnus olor*, *Cygnus buccinator*, *Cygnus cygnus*, *Cygnus colombianus*, *Cygnus atratus*, *Coscoroba coscoroba* y *Cygnus melanocoryphus* (Microsoft Encarta 2001). En Chile, sólo las dos últimas se encuentran presentes (Salazar 1988, Schlatter y col 1991).

El Cisne de Cuello Negro se distribuye en América del Sur, desde el paralelo 34° Latitud Sur hasta Tierra del Fuego e Islas Malvinas (Scott 1972), abarcando el sureste de Brasil, Paraguay, Uruguay, Argentina y Chile (Blake 1977, Schlatter 1998).

En Chile, se puede encontrar desde Huasco a Tierra del Fuego, cuyo norte de nidificación es la Laguna del Peral, V región. Entre Santiago y Llanquihue habita preferentemente lagunas vecinas a la costa, ríos, esteros y lagunas de poca profundidad cuyas aguas se encuentran detenidas y también en el mar. (Chile 2000).

En la Provincia de Valdivia, *Cygnus melanocoryphus* fue una de las especies más abundantes y emblemáticas del Santuario de la Naturaleza Carlos Anwandter, el cual se ubica en la depresión de San José y se caracteriza por zonas planas inundadas producto del terremoto de 1960, abarcando una superficie de 4.877 hectáreas (Schlatter y Mansilla 1998). Corresponde a un sistema estuarino, de humedales y pantanos intermareales, con una abundante flora acuática y palustre capaz de sustentar a una gran cantidad de especies de aves silvestres y algunos mamíferos acuáticos, ofreciendo un sitio ideal para su alimentación y reproducción (Chile 1999).

Respecto a su Biología, el Cisne de Cuello Negro es una especie exclusivamente herbívora que ramonea la pradera de donde puede consumir finas hierbas y plantas acuáticas, aprehendiéndolas con su poderosa lengua (Geobopoligical Survey 2000). Su principal alimento lo constituye el luchecillo (*Egeria densa*) y el luche (*Ulva lactuca*) (Corti 1996).

Los Cisnes de Cuello Negro son aves monógamas, que se reproducen a partir del tercer año de edad, concentrándose este período entre Julio y Enero, con posturas de 3 a 4 huevos en nidos semiflotantes inmersos en pajonales a orillas e interior de las lagunas (Salazar 1988).

Se ha definido a *Cygnus melanocoryphus*, como un ave migratoria (Blake 1977, Salazar 1988), pero sólo realizan movimientos locales, ya que lo hace de acuerdo a patrones estacionales de la región donde habita, lo que provoca movimientos erráticos y oportunistas hacia lugares donde comúnmente no se encuentran (Schlatter y col 2002).

La necesidad de contar con una información adecuada sobre el estado de las poblaciones de Cisnes en el país, fluctuaciones anuales, influencia del medio ambiente, otros aspectos de su ecología y comportamiento, ha motivado a realizar censos nacionales. La institución encargada de efectuar las observaciones en el Santuario de la Naturaleza del Río Cruces entre 1982 y 1987 fue la Corporación Nacional Forestal (Salazar 1988). En este estudio se detectaron fluctuaciones anuales importantes, con bajas notorias en el número de individuos en épocas invernales y alzas en Verano y principios de Otoño, muy similar a lo ocurrido en 1997 donde en esta fecha se censaron 14.000 ejemplares (Schlatter y col 2002). En

el censo realizado en Enero de 1999 la población total de Cisnes fue de 3.792 individuos (CHILE, 2000). Es así, como para el Cono Sur Americano se estima una población total aproximada de 100.000 ejemplares (Schlatter y col 1991, Vilina y col. 2002).

Legalmente, y de acuerdo al libro rojo de los vertebrados, el Cisne de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*), está clasificado como Vulnerable (Glade 1993). En este sentido, cabe destacar que para las zonas Centro, Sur y Austral de nuestro país, se encuentra en estado de conservación Vulnerable (CHILE 1998).

Schlatter y col (1997) señalaban que la población de Cisnes del Santuario de la Naturaleza de Valdivia era en parte, producto de la protección impuesta en este sitio por CONAF, a la incorporación de Área en la Lista Internacional de Sitios de la Conservación RAMSAR, a los censos periódicos de la población, marcaje y control de nidos.

Además, a las inmigraciones importantes de Cisnes que supuestamente han llegado desde Argentina, debido a fenómenos de sequía macroregional, pero principalmente a la estabilidad de los humedales, lo que es esencial para que las poblaciones puedan alimentarse, establecerse y reproducirse (Schlatter 1998).

Sin embargo, en la actualidad, esta población se encuentra disminuida como lo señala el informe de la Universidad Austral de Chile acerca de la situación del Santuario de la Naturaleza (UACH 2005).

3.2 Aspectos Parasitológicos:

Dentro de las infecciones parasitarias se han señalado importantes pérdidas en los animales domésticos, sin embargo, esta clase de datos no es fácil de obtener en animales silvestres como los Cisnes, salvo en circunstancias excepcionales (Davis y Anderson 1977).

A continuación se describen los diferentes grupos de parásitos, según Phylum que afectan a aves del Orden Anseriformes:

3.2.1 Phylum Arthropoda:

Del Phylum Arthropoda, se describen ectoparásitos caracterizados por poseer cuerpos segmentados externamente, apéndices articulados y exoesqueletos quitinosos. Dentro de este Phylum los de mayor importancia son los piojos masticadores (Calnek 1997).

Los piojos, pertenecientes al Orden Mallophaga, se transfieren entre la misma especie y de una especie a otra si los hospederos están en contacto directo o cercano y se alimentan de células muertas de la piel. Los ácaros por su parte, son ectoparásitos, succionadores de sangre

y que caminan con bastante rapidez, también pudiendo transferirse de una especie a otra (Calnek 1997, Cordero del Campillo 1999).

Los Ectoparásitos no son altamente patógenos, en especial para las aves adultas, pero en aves jóvenes infestadas masivamente pueden provocar la muerte, especialmente cuando se acompañan de condiciones de mala salud, tales como parasitismo gastrointestinal, desnutrición y enfermedades infecciosas (Calnek 1997).

En aves acuáticas silvestres, específicamente Anseriformes se han señalado diferentes especies de piojos y ácaros que los afectan (Davis y Anderson 1977). Es así como Humphreys (1975) describió en aves del orden anseriformes a las especies *Holomenopon leucoxanthum* y *Cytodites nudus*, estableciendo que aquellas aves acuáticas no parecían ser hospederos adecuados para estos artrópodos, y las infecciones, sobre todo en el caso de *Cytodites nudus*, han sido adquiridas de aves domésticas. En tanto, Calnek (1997), cita entre las principales especies de artrópodos que afectan a las aves silvestres a: *Anaticola anseris*, *Anaticola crassicornis*, *Trinoton anserinum* y *Trinoton querquedulae*, en lo que se refiere a piojos, y a *Cytodites nudus* y *Epidermoptes bilobatus* en lo que respecta a ácaros, ambos causando cuadros de mayor gravedad en aves jóvenes.

Por otra parte, Soulsby (1987) menciona que diferentes especies de piojos afectan a las aves de la Familia Anatidae citando a las siguientes especies: *Holomenopon leucoxanthum*, *Trinoton anserinum*, *Anaticola crassicornis*, *Anaticola anseris* y *Ischinocera sp.*

En Estados Unidos, Canaris y col. (1981), en una población de 72 aves acuáticas silvestres, describe las siguientes especies de piojos: *Trinoton querquedulae*, *Anaticola crassicornis*, *Anatoecus icteroides*, *Holomenopon setigerum* y al acaro *Epidermoptes sp.*

Cohen y col (1991) establece que *Trinoton anserinum* es altamente móvil y robusto. Por su parte, en Escocia, Pennycott (1998), menciona a *Trinoton anserinum* como el ectoparásito de mayor prevalencia en 14 cisnes mudos (*Cygnus olo*).

3.2.2 Phylum Nematelminthes:

El Phylum Nematelminthes, constituye el grupo más importante de parásitos helmintos en las aves, tanto en número como en daños producidos, superando a Tremátodos y Céstodos del Phylum Platyhelminthes (Calnek 1997).

Los Nematelminthes, son gusanos redondos, no segmentados, especies de vida libre y parásitas, cuya morfología es básicamente semejante. El cuerpo es filiforme, con simetría bilateral, pero las hembras de algunas especies desarrollan dilataciones corporales más o menos globulosas (Cordero del Campillo 1999). Con unas pocas excepciones, son de sexo separado y su ciclo vital puede ser directo o incluir un hospedador intermediario (Soulsby 1987).

El parasitismo por helmintos en aves acuáticas silvestres es un fenómeno muy común, sin embargo, la significación patológica de la mayoría de ellos es confusa (Islam y col. 1988).

Capillaria es uno de los géneros de nemátodos de mayor presencia en los diferentes hospederos aviares. En las aves del Orden Anseriformes se describen especies tales como: *Capillaria anatis*, *C. Obsignata*, *C. caudinflata*, *C. Bussata*, *C. Contorta* y *C. Annulata* (Calnek 1997, Pennycott 1998, Cordero del Campillo 1999).

Pertenecientes además, a este grupo de helmintos, destacan los Nemátodos que se localizan en el estómago muscular dentro de los cuales las principales especies son: *Amidostomum anseris*, *A. Skrjabini* y *Epomidiostomum uncinatum* (Davis y Anderson 1977, Calnek 1997).

En Estados Unidos, Canaris y col (1981), en 72 aves acuáticas silvestres menciona la presencia de *Amidostomum anseris* como el parásito de mayor frecuencia en el estómago muscular de dichas aves. Pennycott (1998), en Escocia, describe como causa de muerte en Cisnes mudos a *Amidostomum anseris*, asociado a intoxicaciones por metales pesados, en donde la carga parasitaria estuvo altamente aumentada, sobre todo en aves jóvenes.

En Chile, la información de parásitos en estómago muscular de Cisnes, señala a nemátodos pertenecientes a la familia *Amidostomidae*, identificándose *amidostomum anseris* y *epomidiostomum sp.* (Schlatter y col 1991, Valenzuela 2004)*.

Dentro de las nematodosis, cabe destacar además, las que afectan el aparato respiratorio en las aves, y las anátidas no son la excepción, destacando especies parasitarias tales como: *Cyathostoma bronchialis* y *Syngamus trachea*, causando ambas insuficiencia respiratoria (Soulsby 1987, Cordero del Campillo 1999).

3.2.3 Phylum Platyhelminthes:

Los Platelminfos son metazoos con simetría bilateral y cuerpo, generalmente alargado y aplanado en sentido dorsoventral, por lo que reciben el nombre de “gusanos planos”. Dentro de este Phylum se consideran tres clases: Turbellaria, Trematoda y Cestoda, siendo estas dos últimas de importancia en aves silvestres. (Cordero del Campillo 1999).

El ciclo de vida de los tremátodos, que parasitan a las aves es indirecto y requiere por lo tanto, de uno o incluso dos moluscos como hospedadores intermediarios (Soulsby 1987, Calnek 1997).

* Dr. Valenzuela J. Comunicación personal. Instituto de Patología Animal. UACH.

Dentro de los trematodos más importantes, en aves silvestres, específicamente anseriformes se mencionan los géneros *Echinostoma*, *Hypoderaeum*, *Notocotylus*, *Catatropis*, *Trichobilharzia* y *Echinoparyphium* (Soulsby 1987).

Canaris y col (1981), en Estados Unidos, en un trabajo que comprendió el examen de 72 aves acuáticas, describió las siguientes especies de tremátodos: *Notocotylus attenuatus*, *Zygocotyle lunata*, *Typhlocodun sisowi*, *Echinostoma revolutum* e *Hypoderaeum conoideum*.

Pence y Rhodes (1982), describen tremátodos adultos en hígado y venas mesentéricas de aves acuáticas, además, de una severa enteritis hemorrágica, como consecuencia de infecciones por *Trichobilharzia physellae*.

Roscoe y Huffman (1982 y 1989), en Estados Unidos, describen a *Sphaeridiotrema globulus*, como enzoótica en el lago Musconetcong, causando la muerte de aproximadamente 250 cisnes mudos (*Cygnus olor*), entre los años 1970 y 1980. Respecto a esto, Lepitzki y Bunn (1994), señala que *S. globulus* puede ser ingerido por aves, a partir de cáscaras vacías de los caracoles, que contienen sus metacercarias viables.

Pennycott (1998) describe en cisnes mudos jóvenes (*Cygnus olor*) una prevalencia de un 55.0% de infección por *Echinoparyphium recurvatum*.

Respecto a los Céstodos, Canaris y col (1981), en Estado Unidos, mencionan las siguientes especies en aves acuáticas: *Cloacotaenia megalops*, *Gastrotaenia sygni* e *Hymenolepis Sp.*

Soulsby (1987) menciona como las principales especies de céstodos en aves acuáticas a: *Raillietina cesticillus*, *Choataenia infundibulum* y especies de la familia *Hymenolepididae*, destacando esta última como la de mayor importancia, dentro de las anatidas.

En Brasil, Muniz-Pereira y Amato (1998) describen en aves acuáticas a las siguientes especies: *Fimbriaria Fasciolaris* y *Cloacotaenia megalops* con 535 especímenes recogidos en una sola ave.

De acuerdo a los antecedentes expuestos y con el objeto de contribuir al conocimiento de las infecciones por helmintos parásitos en el Cisne de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*) del Santuario de la Naturaleza “Carlos anwandter” del Río Cruces de Valdivia y en Chile, contar con mayores antecedentes sanitarios para considerarlos en campañas de protección de la vida silvestre en la región se propusieron los siguientes objetivos:

- Identificar taxonómicamente y cuantificar especies de parásitos del sistema gastrointestinal de Cisnes de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*).
- Introducir al estudiante en la actividad de investigación científica.

4.- MATERIAL Y MÉTODOS

4.1 Material

Se examinaron Estómago, Intestino Delgado e Intestino Grueso, de 46 Cisnes de cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*), de los cuales 4 fueron juveniles y 42 fueron adultos, todos procedentes del Santuario de la Naturaleza de Valdivia, Chile.

4.2 Métodos

Los métodos de examen utilizados en este estudio fueron los siguientes:

A.- Estómago muscular:

- a. El estómago se cortó longitudinalmente para dividir el órgano en dos partes.
- b. Se separó el contenido estomacal para el análisis de metales.
- c. Se separó el epitelio córneo mediante pinzas y se extrajeron los parásitos.
- d. Todos los especímenes encontrados fueron colocados en un portaobjeto con solución preservante de lactofenol para su identificación.

B.- Intestino grueso e intestino delgado:

- a. Se conectó el órgano con la llave de agua.
- b. El contenido del órgano se recibió en un contenedor o bandeja.
- c. Se escindió el órgano en forma longitudinal con tijera y se raspó la mucosa con un portaobjetos .
- d. El material resultante del raspado se transfirió al mismo contenedor.
- e. El material del contenedor se llevó a un tamiz de malla metálica de 23 cm de largo; 19 cm de ancho; 8 y 3 cm de altura en la parte más alta y más baja del tamiz, respectivamente.
- f. Se dejó correr agua sobre el tamiz con el objeto de lavar el material .
- g. El material lavado se llevó a un frasco de 500 cc al cual se le agregó 10 gotas lugol parasitológico y se dejó teñir por 30 minutos.
- h. El material del frasco se llevó al tamiz de malla metálica para ser lavado con agua corriente.
- i. El material retenido en el tamiz se trasladó a un contenedor de acrílico, de dimensiones: 60 cm de largo; 6cm de ancho y 1.5 de altura.
- j. El material en el contenedor de acrílico fue examinado bajo lupa estereoscópica.
- k. Los especímenes fueron extraídos con asas metálicas y fueron colocados portaobjetos con solución preservante de lactofenol para su identificación.

Los parásitos encontrados fueron clasificados de acuerdo a las descripciones dadas por Borchert (1964), Calnek (1997), Cordero Del Campillo (1999), Davis y Anderson (1971), Dunn (1978), Hendrix (1999), Soulsby (1987).

5.- RESULTADOS

De los 46 Cisnes de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*) examinados, el 100% presentó algún tipo de parásitos.

Los especímenes identificados corresponden a los Phylum Platyhelminthes y Nematelminthes.

El número de Cisnes infectados con Platelminthes y Nematelminthes y su porcentaje, se presentan en el cuadro N°1.

Cuadro N°1: Distribución según Phylum de parásitos en Cisnes de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*) del Santuario de la Naturaleza de Valdivia, Chile.

Phylum	N° de Cisnes infectados	%
Platelminthes	43	93.5
Nematelminthes	45	97.8

Los Cisnes examinados y parásitos clasificados por Clase y su porcentaje, se presentan en el cuadro N° 2.

Cuadro N°2: Helmintos por Clases y porcentaje de presentación en Cisnes de Cuello Negro (*Cygnus melanocoryphus*) del Santuario de la Naturaleza de Valdivia, Chile.

Clase	N° Cisnes positivos	%
Nematoda	45	97.8
Cestoda	22	47.8
Trematoda	42	91.3

Los órganos examinados e infectados con especímenes clasificados de acuerdo a su Clase y su porcentaje, se presentan en el cuadro N° 3.

Cuadro N°3: Órganos de Cisnes de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*) del Santuario de la Naturaleza de Valdivia, infectados y su porcentaje, según Clase.

Clase	Estómago Muscular	%	Intestino Delgado	%	Intestino Grueso	%
Nematoda	45	97.8	24	52.2	40	87
Cestoda	0	0	19	41.3	5	10.9
Trematoda	0	0	10	21.7	39	84.8

Con respecto a la Clasificación por Clase de helmintos en los órganos examinados (cuadro N°3), se observa que en estómago muscular la totalidad de las especies encontradas pertenecían a la Clase Nematoda con un 97,8 % de cisnes positivos. En intestino delgado el 52,2 % de los cisnes presentaron especies de la Clase Nematoda, el 41,3 %, especies de la Clase Cestoda y el 21,7 %, especies de la Clase Trematoda. En intestino grueso el 87.0 % de los cisnes examinados presentaron helmintos de la Clase Nematoda, el 10,9 %, de Clase Cestoda y el 84,8 %, de la Clase Trematoda.

De los 46 Cisnes de diferentes edades (juveniles y adultos), examinados de acuerdo a Clases y su porcentaje, se presenta el cuadro N° 4.

Cuadro N°4: Número y porcentaje de Cisnes de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*) del Santuario de la Naturaleza de Valdivia, infectados, según grupo etáreo.

Clase	Juveniles	%	Adultos	%
Nematoda	4	100	41	97.6
Cestoda	4	100	18	42.9
Trematoda	4	100	38	90.5

El número de Cisnes infectados con las diversas especies de parásitos y su porcentaje, se presentan en el cuadro N° 5.

Cuadro N°5: Especies parásitas identificadas en Cisnes de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*) del Santuario de la Naturaleza de Valdivia, Chile.

Espece	N° de Cisnes infectados	%
<i>Capillaria sp.</i>	43	93.5
<i>Hymenolepis sp.</i>	22	47.8
<i>Echinostoma revolutum</i>	35	76.1
<i>Catatropis verrucosa.</i>	28	60.9
<i>Epomidiostomum skrajabini</i>	45	97.8

En las figuras N° 1, 2, 3, 4, 5, 6 y 7 se muestran las imágenes correspondientes a helmintos encontrados en los segmentos del aparato digestivo del Cisne de Cuello Negro (*Cygnus Melancoryphus*), provenientes del Santuario de la Naturaleza “Carlos Anwandter” del Río Cruces de Valdivia, Chile.



Figura 1: Útero sacciniforme de *Hymenolepis sp.* Proglótidas.

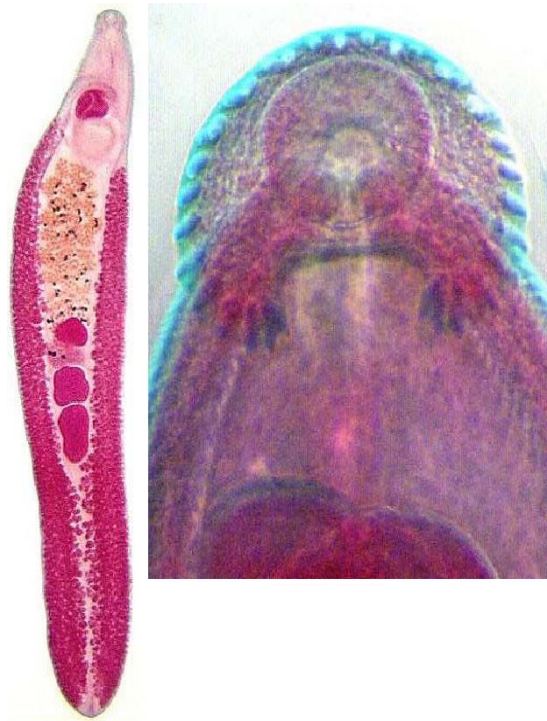


Figura 2: *Echinostoma revolutum*.

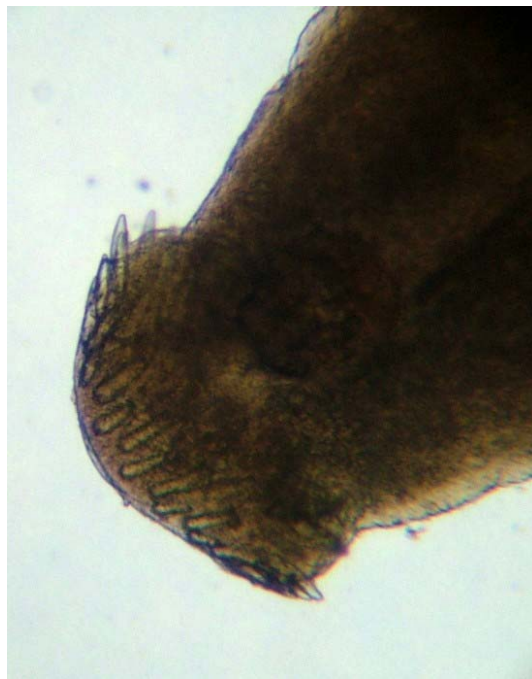


Figura 3: Corona de ganchos de *Echinostoma revolutum*. Extremo anterior.

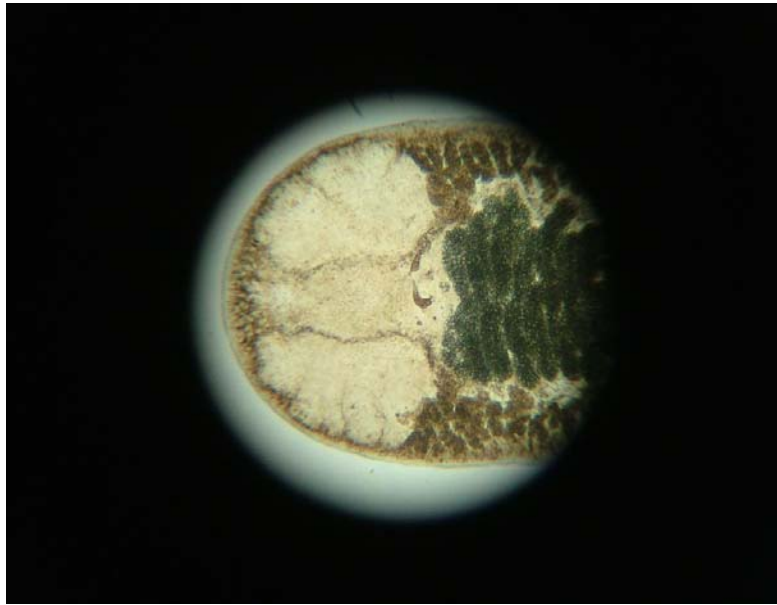


Figura 4. Órganos genitales de *Catatropis verrucosa*. Extremo posterior.



Figura 5: Ventosa oral de *Catatropis verrucosa*. Extremo anterior.

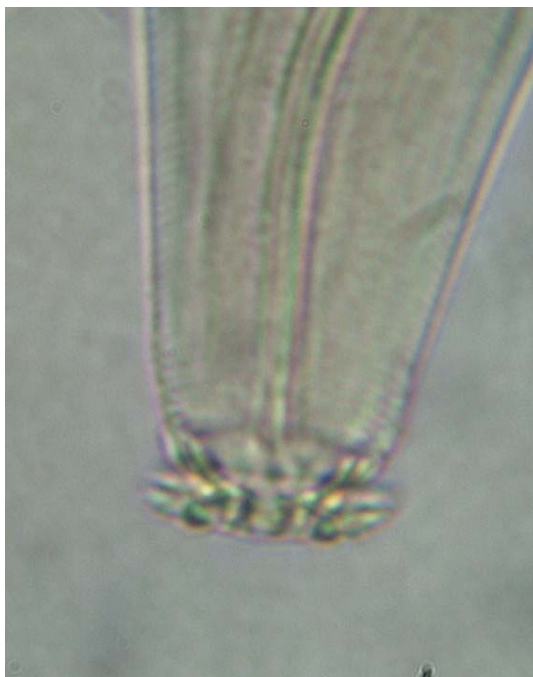


Figura 6: Corona de ganchos de *Epomidiostomum skrajabini*. Extremo anterior.



Figura 7: Nemátodos bajo el estrato corneo del estómago muscular.

6.- DISCUSIÓN

De los 46 cisnes examinados, el 100 % presentó algún tipo de parásito, ya sea en estómago muscular, intestino delgado o intestino grueso.

De acuerdo a los resultados del cuadro N° 1, se observa que de los 46 cisnes examinados, 43 presentaron infección por especímenes del Phylum Platyhelminthes y 45 por especímenes del Phylum Nematelminthes, lo que corresponde al 93,5 % y 97,8 % respectivamente. Canaris y col (1981) en Estados Unidos describe que de 72 patos (*Anas crecca*) examinados, 70 (97,2%) presentaron algún tipo de helmintos. Zuchowska (1997) en un estudio realizado en Polonia entre los años 1959 y 1990, examinó 429 aves del orden anseriformes, de las cuales 108, es decir, el 25,2 % de la población examinada presentaban infección por algún tipo de helmintos. En Escocia, Pennycott (1998), describe que de 14 cisnes mudos (*Cygnus olor*) examinados, 8, es decir, el 57,1%, presentaban algún tipo de parásitos y éstos en número muy importante.

La diferencia porcentual entre el presente trabajo y el de Zuchowska se explicaría porque las aves examinadas en dicho estudio eran aves en cautiverio que provenían del “Lodz Zoological Garden”, en Polonia, y por lo tanto, se encuentran bajo control sanitario y con pocas posibilidades de contraer infecciones naturalmente.

Según Soulsby (1987) y de acuerdo a la epidemiología de estos parásitos, las condiciones que podrían favorecer el alto porcentaje de infección por especímenes del Phylum Nematelminthes, es el ciclo biológico de estos parásitos, que al ser directo no necesita de un hospedero intermediario, facilitando el desarrollo del ciclo biológico y como consecuencia, la infección de las aves.

En relación a los helmintos presentes en los cisnes examinados y su clasificación por Clases (cuadro N°2), se observa el predominio de la Clase Nematoda con 45 cisnes positivos, lo que equivale al 97,8 % y Trematoda con 42 cisnes positivos, correspondiente al 91,3%, sobre la Clase Cestoda que presenta 22 cisnes positivos, es decir, 45,7%. Canaris y col (1981), en su estudio en patos (*Anas crecca*) determinó que el 97,2 % de las aves presentó infección por especímenes de las Clases Nematoda, Trematoda y Cestoda.

Con respecto a las especies del Phylum platyhelminthes y en especial aquéllas pertenecientes a la Clase Trematoda, llama la atención que a pesar de poseer estas especies un ciclo evolutivo indirecto y por lo tanto, necesitar de un hospedero intermediario, un alto porcentaje de la población de cisnes examinados estaban infectados, y un importante número presentaban una alta carga parasitaria. Esto podría explicarse por la abundante población de

caracoles hospederos intermediarios que se encuentran en las riberas del hábitat de estas aves (Valenzuela 2005)*.

Por otra parte, la abundante presencia de helmintos en los cisnes examinados se explica por la ausencia de tratamientos antiparasitarios, por el deficiente estado nutricional de las aves, debido a la falta de alimento (Valenzuela 2004)*. Esto y a la ausencia de control y tratamiento conduce a una depresión del sistema inmunológico lo cual favorece el desarrollo de las infecciones por parásitos (Rojas 1990).

En lo que respecta a las especies de la clase Cestoda, el bajo porcentaje de infección presentado por los cisnes examinados, concuerda con lo señalado por Cordero del Campillo (1999), quien señala que en aves silvestres, este tipo de parásitos son poco frecuentes y en la mayoría de los casos se encuentran en pequeño número.

Los resultados de el cuadro N°3 concuerda con lo observado por Pennycott (1998), quien trabajando con Cisnes mudos (*Cygnus olor*), describe la presencia de Nematelmintos y especies de Platelminfos. Por ejemplo, señala que el 57,8% de las aves examinadas presentaban especies de las Clases Cestoda y Nematoda, sin diferenciar el segmento de intestino examinado. David y col (2002), en Nueva Zelanda, encontró que el 77,0% de los intestinos delgados examinados de aves acuáticas, estaban parasitados por helmintos de la clase Cestoda, el 11,0%, por la Clase Trematoda y el 22,0%, por la Clase Nematoda, lo que es inferior en el caso de Trematodos y Nematodos y superior en el caso de los Cestodos con respecto a los porcentajes señalados en el presente trabajo, mientras que en intestino grueso, el 33,0% de las aves presentó parásitos de la Clase Trematoda, porcentaje que también es inferior a lo obtenido en el presente trabajo.

Según Cordero del Campillo (1999), las referencias bibliográficas son escasas en el caso de las parasitosis producidas por céstodos en las aves silvestres, aun cuando los problemas que producen en algunas especies y sobretodo en las protegidas por ser más vulnerables o en riesgo de extinción merecen una mayor atención.

El Cuadro N° 5, muestra que todos los cisnes juveniles examinados presentaron mayor numero de parásitos y todas las especies de las Clases Nematoda, Cestoda y Trematoda, a diferencia de los adultos, en donde los porcentajes de infección por helmintos son menores. Sin embargo, habría que destacar que las infecciones por nemátodos y tremátodos no son menos importantes en aves adultas.

Lo anterior se explica en la base de que en aves jóvenes, pueden darse las condiciones adecuadas para que las parasitosis lleguen a ser un problema. En estos casos, por lo general, aparecen aves enfermas o incluso muertas y sobretodo señales de que los predadores encuentran presas fáciles entre las aves (restos de plumaje y cadáveres parcialmente comidos)

* Dr. Valenzuela J. 2004. Comunicación personal. Instituto de Patología Animal. UACH.

* Dr. Valenzuela J. 2004. Comunicación personal. Instituto de Patología Animal. UACH.

y las necropsias, cuando pueden realizarse, suelen relacionar los problemas de las aves con los parasitismos que padecen, lo cual es válido para cualquier tipo de parasitosis (Cordero del Campillo 1999).

Con respecto a las especies identificadas en el presente trabajo (Cuadro N° 6), se observa el predominio de *Capillaria sp.* y *Epomidiostomum skrajabini*, pertenecientes a la Clase Nematoda con 43 y 44 cisnes infectados, lo que equivale al 93.5% y 95.7%, respectivamente, sobre *Echinostoma revolutum* y *Catatropis verrucosa* de la clase Trematoda, con 35 y 28 cisnes infectados, equivalente al 76.1% y 60.9%, respectivamente. El menor porcentaje obtenido corresponde a *Hymenolepis sp.* con 22 cisnes infectados, correspondiente al 47.8%.

Estas cifras se explicarían, en el caso de los nemátodos, es decir, *Capillaria sp.* y *Epomidiostomum skrajabini*, de acuerdo a lo establecido por Soulsby (1987) y Calnek (1997), por poseer un ciclo biológico directo, en el cual no necesitan un hospedador intermediario para completar su ciclo, sino que evolucionan siempre dentro del hospedero definitivo.

Referente a los tremátodos identificados en el presente trabajo, tanto para *Echinostoma revolutum* como para *Catatropis verrucosa* su presencia se explicaría, de acuerdo a lo establecido por Soulsby (1987), Cordero del Campillo (1999) y Muniz-Antoli y col (2000) a que en condiciones favorables, los huevos de los parásitos evolucionan en medios húmedos, con temperaturas templadas, dando lugar a un miracidio que penetra en caracoles acuáticos (*Lymnaea sp.*, *Planorbis sp.*, *Physa sp.*, entre otros), del que emergen las cercarias, que se convierten en metacercaria en otro caracol de la misma o distinta especie, anfibios (fase de renacuajo), planarios o peces. Los dos primeros géneros de caracoles han sido observados en las riberas del hábitat de estas aves (Valenzuela, 2005)*.

Los Cestodos identificados, pertenecientes a la familia Hymenolepididae, tienen entre sus hospedadores intermediarios a artrópodos de vida libre que se encuentran en el forrajeo, y que han sido descritos en Sudamérica por Muñoz-Pereira y Amato (1998) y Digiani (2000), lo que explicaría su presencia en los cisnes del presente trabajo.

Cabe señalar, que en el presente estudio, un alto porcentaje de las aves examinadas presentó una carga importante de parásitos en el sistema digestivo. A este respecto, cabe hacer notar que uno de los cisnes examinados presentó un número total de 286 especímenes. (Anexo N° 1).

Comparados estos resultados con los resultados obtenidos en esta misma especie de ave por Schlatter (1991) y Valenzuela (2004)* en años anteriores, y con cisnes (*Cygnus melancoryphus*) provenientes de la región de Magallanes, se observa que actualmente el número de especies parásitas en los Cisnes es mayor, que el número de parásitos en cada cisne

* Dr. Valenzuela J. 2005. Comunicación personal. Instituto de Patología Animal. UACH.

* Dr. Valenzuela J. 2004. Comunicación personal. Instituto de Patología Animal. UACH.

es también mayor y que *Amidostomum anseris*, especie de nemátodo comúnmente identificada en estómago de Cisne no se observó en el presente trabajo, siendo reemplazada por nemátodos del género *Epomidiostomum*, nemátodo de alta patogenicidad dado sus caracteres morfológicos, un largo aproximado de 2 cm y con un aparato bucal armado de una poderosa corona de ganchos, como se observa en las descripciones dadas por Dunn (1978), con la cual se encontraban firmemente adheridos al revestimiento córneo del Estómago Muscular.

De acuerdo a Euzeby (1961), las especies parásitas identificadas en el presente estudio producen importantes procesos patológicos. Las capillarias producidas por especies del género *Capillaria*. (nemátodos) y las cestodiasis provocadas por especies del género *Hymenolepis* (céstodos), son responsables de importantes cuadros clínicos. Las aves afectadas muestran desnutrición, emaciación, anemia intensa, enteritis hemorrágica, diarrea y muerte. Cabe señalar que ambos grupos de parásitos, también pueden relacionarse con signos nerviosos. Las capillarias y cestodiasis no actúan directamente sobre el sistema nervioso central, sino que producen irritación de las terminaciones nerviosas de la mucosa intestinal y determinan alteraciones comparables con cuadros epileptiformes. Los parásitos dotados de poder irritativo más marcado, son los que desencadenan más frecuentemente las alteraciones nerviosas.

En todos los casos, estos síndromes se presentan en las aves jóvenes y en individuos en estado de carencia vitamínica (Complejo vitamínico B) , o mineral (Calcio). En la mayoría de los casos el síndrome gastroentérico se exterioriza por modificación del apetito (muy disminuido), y de la sed (muy aumentada). El intestino muestra exudado catarral y en algunas oportunidades cierto grado de engrosamiento. En los Cisnes examinados, aquellos intestinos (Intestino Delgado), que albergaban céstodos la mucosas se presentaban hemorrágicas (Calnek 1997, Hoekstra 2001).

En lo que respecta a las especies de tremátodos identificados, se describe que ellas son capaces de producir mortalidad en aves (Euzeby 1961). Esta acción patógena se acentúa en la especie *Echinostoma revolutum*, ya que dañan traumáticamente la mucosa intestinal con sus ventosas, ganchos periorales y espinas de la cubierta tegumentaria que poseen, así como por su alimentación a expensas del revestimiento epitelial y de sangre. Con baja cantidad de especímenes se describe un leve desnudamiento epitelial, zonas necróticas y petequias o equimosis (curso subclínico). En las manifestaciones patentes (curso clínico), se produce supresión del apetito, polidipsia, trastornos digestivos graves, heces acuosas, mucosas y sanguinolentas, con adelgazamiento de las aves e incluso dificultad de vuelo, sobre todo en los ejemplares jóvenes (Davis y Anderson 1977, Cordero del Campillo 1999).

En lo que respecta a los parásitos del Estómago Muscular, ellos son responsables de pérdida del apetito, debilidad y emaciación. El revestimiento del órgano se presenta necrótico, de color pardo a negro, hemorrágico, y en infecciones altas, alteraciones proliferativas (Soulsby 1987, Calnek 1997).

En los Estómagos examinados en este estudio, el estrato córneo o revestimiento de queratina del estómago, normalmente duro, se presentaba reblandecido y desprendido en algunas áreas del órgano, y de color negro.

En general, las especies parasitarias encontradas en este estudio, se han descrito en el aparato gastrointestinal de las diferentes especies de aves del Orden Anseriformes, como lo señala Shaw y Kocan 1980, en un estudio con aves migratorias en Oklahoma tales como: *Anas platerynchus*, *Anas americana*, *Anas discors* y *Anas crecca*, describió la presencia las mismas especies de Trematodos y Nematodos presentes en este estudio, destacando la distribución cosmopolita de dichos Helmintos, ya que sus hospedadores intermediarios se encuentran en la mayoría de los hábitat donde se ubican aves acuáticas silvestres.

Con relación a los Cestodos, Digianni (2000) y Figueroa Lira de Freitas (2002), describieron en sus respectivos estudios que la familia Hymenolepididae se encuentra en las diferentes aves silvestres del hemisferio sur, destacándose entre estas el Cisne de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*), ya que en su hábitat se encuentran artrópodos y caracoles que son hospederos intermediarios infectantes para dichas aves .

Los dos párrafos anteriores, podrían asociarse a la introducción de aves silvestres puestas en cautiverio en el Sur del Continente y de Chile, a través de las cuales los ciclos de las especies parasitarias identificadas en el presente trabajo pudieran haberse mantenido, infectando a las diferentes poblaciones de aves silvestres de la zona Sur de nuestro país (Schlatter 2005)*

Finalmente, cabe señalar que todas estas lesiones producidas por los parásitos pueden ser invadidas por flora bacteriana y viral lo que acentúa la gravedad del cuadro clínico.

* Dr. Schlatter. Comunicación personal. Instituto de Zoología. UACH.

7.- CONCLUSIONES

- Los Cisnes de Cuello Negro del Santuario de la Naturaleza “Río Cruces” de Valdivia, albergan una amplia variedad de helmintos parásitos.
- Un alto porcentaje de la población estudiada presenta altas cargas parasitarias.
- Las especies de nemátodos *Epomidiostomum skrajabini* y *Capillaria sp.* fueron las más prevalentes.
- El Origen de las especies parasitarias de la población estudiada se debe en gran parte a lo cosmopolita que son éstas y a sus hospedadores intermediarios se encuentran en la mayoría de los lagos y ríos del mundo.

8.- BIBLIOGRAFÍA

Araya B, Millie G. 1996. Guía de campo de las aves de Chile. 7ª Edición. Editorial Universitaria. Santiago. Chile.

Blake E. 1977. Manual of Neotropical Birds, Volume 1. The University of Chicago Press. USA.

Borchert A. 1964. Parasitología Veterinaria. 3ª edición. Editorial Acribia. Zaragoza. España.

Calnek B. W. 1997. Enfermedades de las Aves. 2ª edición. Editorial Manual Moderno. Madrid. España.

Canaris AG, Mena AC, Bristol JR. 1981. Parasites of waterfowl, from Southwest Texas. The green winged teal, *Anas crecca*. J Wild Dis.17: 57-64.

Cattan P. 2000. Ecología y enfermedades infecciosas emergentes. Monografías de Medicina Veterinaria. 20:1.

CHILE. 1998. Ministerio de Agricultura. Servicio Agrícola y Ganadero. Cartilla de Caza. Departamento de protección de recursos naturales renovables. Sub-departamento de divulgación técnica.

CHILE. 1999. Ministerio de Agricultura. Corporación Nacional Forestal. Plan de manejo Reserva Nacional Río Cruces. Documento de Trabajo N° 325.

CHILE. 2000. Ministerio de Agricultura. Corporación Nacional Forestal. Censos de especies de fauna 1995-1999; Censos de Áreas de concentración de fauna 1995-1999; Listado de Vertebrados terrestres y dulceacuícolas de Chile y su distribución regionalizada. C. Cunnaza; I. Benoit (Eds.).

Cohen S, Greenwood TM, Fowler JA. 1991. The louse *Trinoton anserinum* (Amblycera: Phthiraptera), an intermediate host of *Sarconema eurycerca* (Filaroidea: Nematoda), a heartworm of swans. Med Vet. Entomol. 15: 101-110.

Cordero del Campillo M. 1999. Parasitología Veterinaria. McGraw-Hill Iberoamericana. Madrid. España.

Corti P. 1996. Conducta de Alimentación y Capacidad de forrajeo del Cisne de cuello negro (*Cygnus melancoryphus*, Molina, 1872) en humedales de Valdivia. Tesis M.V. Facultad de Ciencias, Universidad Austral de Chile, Valdivia. Chile.

David A, Lathan M, Poulin, R. 2002. New Records of gastrointestinal helminth in waterfowl in New Zeland.

Davis J, Anderson R. 1971. Parasitic Diseases of wild mammals. The Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA.

Davis J, Anderson R. 1977. Enfermedades infecciosas y parasitarias de las aves silvestres. Editorial Acribia. Zaragoza. España.

Digiani, MC. 2000. Digeneans and cestodes parasitic in the white-faced ibis *Plegadis chihi* (Aves: Threskiornithidae) from Argentina. *Folia Parasitol (Praha)*.47: 195-204.

Dunn A. 1978. Veterinary Helminthology. 2nd edition. W. Heinemann, Medical Books Ltd., London. England.

Else J. 2002. Introduction. En: Conservation Medicine: Ecological Health in Practice. Aguirre A, Ostfeld R, Tabor G, House C, Pearl M. (Eds). Oxford University Press, Inc. New York.

Epstein P. 2002. Biodiversity, Climate Change, and Emerging Infectious Diseases. En: Conservation Medicine. Ecological Health in Practice. Aguirre A, Ostfeld R, Tabor G, House C, Pearl M. (Eds). Oxford University Press, Inc. New York.

Euzeby J. 1961. El Parasitismo en Patología Aviar. Editorial Acribia. Zaragoza. España.

Figueroa Lyra de Freitas M, Bianque de Olivera J, Dowel de Brito M, Soares Leite A, Santiago Magalhaes V, Alves de Oliveira R, Evencio Sobrino A. 2002. Parasitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitol Latinam.* 57: 50-54.

Geobopological Survey. 2000. Obtenido de: <http://www.geobop.com/Bird/Anseriformes/anatidae/Swans.htm>. Visitado con fecha: Septiembre 2004.

Glade A. 1993. Libro Rojo de los Vertebrados Terrestres de Chile. 2^a edición. Corporación Nacional Forestal.

Hendrix C. M. 1999. Diagnóstico Parasitológico Veterinario. 2^a edición. Harcourt Brace. Madrid. España.

Hoekstra KA. 2001. Capillariasis in Pigeons. University of British Columbia Avian Research Centre. Vancouver, BC, Canadá. Resource Document N° 1.

Humphreys PN. 1975. Wet feather in a Duck associated with *Holomenopon leuxanthum*, Vet, Rec, 97: 98.

Humphreys P. 1978 Ducks, Geese, Swans (Anseriforms). En Zoo and Wild Animal Medicine. Fowler, M.(Ed). Saunders Company.

Islam MR, Shaikh H, Baki MA. 1988. Prevalence and pathology of helminth parasites in domestic duck of Bangladesh. Vet Parasitol. 29: 73-77.

Lepitzki DA, Bunn, BM. 1994. A Plug in the cyst wall of metacercariae of *Sphaeridiotrema pseudoglobulus* (Digenea: Psilostomidae) and a possible novel mode of transmission. Inst. Parasitol. 24: 273-275.

Microsoft Encarta on line Enciclopedia. 2001. Swan (bird). Obtenido de: <http://encarta.msn.com>. Visitado con fecha: Septiembre 2004.

Muniz-Antoli C, Toledo R, Esteban JG. 2000. The life cycle and transmission dynamics of the larval stages of *Hypoderma conoideum*. Departamento de Parasitología, Facultad de Farmacia, Universidad de Valencia. Valencia, España. 74: 165-72.

Muniz-Pereira LC, Amato SB. 1998. Fimbriaria fasciolaris and Cloacotaenia megalops (Eudestoda, Hymenolepididae), cestodes from Brazilian waterfowl. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 93: 767-772.

Narosky T, Izurieta D. 2003. Guía para la identificación de las aves de Argentina y Uruguay. Edición de Oro. Vasquez Mazzini Editores. Buenos Aires. Argentina.

Parada M. 2000. Herramientas de Conservación en Ambientes Lacustres Salinos del Norte de Chile. Encuentro universitario sobre conservación y manejo de fauna silvestre, Universidad de Chile. Santiago. Chile.

Pavez E. 2004. Gestion Veterinaria. Conservación y Vida silvestre.5: 24-29.

Pence DB, Rhodes MJ. 1982. *Trichobilharzia physellae* (Digenea: Schistosomidae) from endemic waterfowl on the high plains of Texas. J Wild Dis. 18: 69-74.

Pennycott, TW. 1998. Lead poisoning and parasitism in a flock of Mute Swans (*Cygnus olor*) in Scotland. Vet Rec. 142:13-17.

Rojas, M. 1990. Parasitismo de los Rumiantes domésticos. Editorial Maijosa. Lima. Perú.

Roscoe DE, Huffmann JE. 1982. Trematode (*Sphaeridiotrema globules*) induced ulcerative hemorrhagic enteritis in wild Mute Swans (*Cygnus olor*). Avian dis. 26: 214-224.

Roscoe DE, Huffmann JE. 1989 Experimental infections of waterfowl with *Sphaeridiotrema globules* (Digenea). J Wild Dis. 25:143-146.

Salazar J. 1988. Censo poblacional del Cisne de cuello negro (*Cygnus melancoryphus*) en Valdivia. 3^{er} Simposio de Vida Silvestre. Medio Ambiente. 9: 78-87.

Shaw MG, Kocan AA. 1980. Helminth fauna of waterfowl in central Oklahoma. J Wildl Dis. 16: 59- 64.

Sleeman J, Clark E. 2002. Clinical Wildlife Medicine: A New Paradigm for a New Century. J Avian Medicine and Surgery. 17: 33-37.

Schlatter R, Salazar J, Villa A, Meza J. 1991. Demography of Black-necked Swans *Cygnus melancoryphus* in three Chilean wetland areas. En: J. Sears; P. Bacon. (Eds.). Proceedings Tirad IWRB international Swan Symposium, Oxford 1989. *Wildfowl*, Supplement N^o 1.

Schlatter R, Ruiz J, Simeone A, Corti P, Miranda L, Ton L, Rosas R. 1997. 5^o Encuentro Nacional de Ornólogos 3^{er} congreso de Ornitología. La Recuperación Natural de una Especie Amenazada en Chile: Evidencia demográfica con el Cisne de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*) en sitio Ramsar del Río Cruces, Valdivia. Chile.

Schlatter, R. 1998. El Cisne de cuello negro en Chile. La Conservación de la Fauna Nativa de Chile. Logros y Perspectivas. Víctor Valverde S. (Ed.). CONAF. Ministerio de Agricultura. Chile.

Schlatter R, Mansilla Y. 1998. Ficha informativa de los Humedales de Ramsar. Categorías aprobadas por la Recomendación 4.7 de la Conferencia de las partes Contratantes.

Schlatter R, Navarro R, Corti P. 2002. Effect of El Niño Southern Oscillation on Numbers of Black-necked Swans at Río Cruces Sanctuary, Chile. En: E. C. Rees, S. L. Earnst and J. Coulson (Eds.). Proceedings of the Fourth International Swan Symposium 2001. *Waterbirds* . 25. Special Publication 1: 114-122.

Scott P. 1972. THE WILDFOWL TRUST. The Swans. Houghton Mifflin Company. Boston, London.

Soulsby EJJ. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. 7^a edición. Nueva Editorial interamericana. Ciudad de México. México.

UACH. 2005. Situación de los Cisnes de Cuello Negro (*Cygnus melancoryphus*, Molina, 1892). Comité de Expertos. Informe de Análisis.

Vilina Y, Cofré C, Silva-García C, García M, Perez-Friedenthal C. 2002. Effects of El Niño on Abundance and Breeding of Black-necked Swans on El Yali Wetland in Chile. En: E.

C. Rees, S. L. Earnst and J. Coulson Eds.). Proceedings of the Fourth International Swan Symposium 2001. *Waterbirds* . 25. Special Publication 1: 123-127.

Zuchowska E. 1997. Helminth fauna Anseriforms (Aves) in the Lodz Zoological Garden. *Wiad Parazytol.* 43: 213-221.

9.- ANEXOS

ANEXO 1

DETALLE DE NECROPSIA PARASITOLÓGICA

Nº de Cisne	Estómago muscular	Nº	Intestino Delgado	Nº	Intestino Grueso	Nº	Total
1	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	37	<i>-Capillaria sp.</i>	4	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	22 4 2	69
2	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	52	<i>-Hymenolepis fasciata</i>	+++	<i>-Capillaria sp.</i>	5	57
3	<i>-Epomidiostomum Skrajabini</i>	97	<i>-Hymenolepis fasciata</i>	+++	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	50 2 137	286
4	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	4	<i>-Capillaria sp.</i>	1	-----		5
5	<i>-Epomidiostomum skajabini</i>	40	-----		<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	30 50 5	125
6	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	5	-----		<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	50 80	135
7	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	5	-----		<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	10 7	22
8	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	26	<i>-Hymenolepis fasciata</i>	+	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	20 1	47

9	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	15	<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	+ 11	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	1 31 30	88
10	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	23	-----	---	<i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	1 21	45
11	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	---	<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	+ 1	<i>-Capillaria sp.</i>	13	14
12	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	30	<i>-Hymenolepis fasciata</i>	+	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	5 5	40
13	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	90	<i>-Hymenolepis fasciata</i>	+++	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i> <i>-Hymenolepis fasciata</i>	30 6 60 +	186
14	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	48	<i>-Hymenolepis fasciata</i>	+	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	7 36 19	110
15	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	74	<i>-Capillaria sp.</i>	12	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i> <i>-Hymenolepis fasciata</i>	37 1 10 +	134
16	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	19	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	4 1	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	47 36 1	108
17	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	10	<i>-Capillaria sp.</i>	3	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	3 1	17

18	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	35	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	1 1	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	69 50	156
19	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	70	<i>-Hymenolepis fasciata</i>	++	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i> <i>-Hymenolepis fasciata</i>	35 6 4 +	115
20	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	67	<i>-Hymenolepis fasciata</i>	+	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	63 36	166
21	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	27	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	1 2	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	26 4 1	61
22	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	15	<i>-Capillaria sp.</i>	4	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	55 1	75
23	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	46	<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Capillaria sp.</i>	+	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	57 3 2	110
24	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	4	-----	---	<i>-Echinostoma revolutum</i>	1	5
25	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	33	<i>-Capillaria sp.</i>	3	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	46 3	85
26	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	15	<i>-Capillaria sp.</i>	5	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Hymenolepis fasciata</i>	39 2 +	61

27	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	14	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	3 1	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	56 3 9	86
28	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	20	<i>-Capillaria sp.</i>	1	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	20 12 6	59
29	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	4	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	1 6	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	9 9 1	30
30	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	7	<i>-Hymenolepis fasciata</i>	+	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	35 33	75
31	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	46	<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Capillaria sp.</i>	+	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	18 19	89
32	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	19	<i>-Capillaria sp.</i>	27	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	37 14 10	107
33	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	30	<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Capillaria sp.</i>	+	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	8 12 12	52
34	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	6	<i>-Hymenolepis fasciata.</i>	+	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	14 5 5	30
35	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	8	<i>-Capillaria sp.</i>	6	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	6 1	21

36	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	34	<i>-Capillaria sp.</i>	4	<i>-Capillaria sp.</i>	31	69
37	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	40	<i>-Capillaria sp.</i>	2	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	14 2	58
38	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	7	<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Capillaria sp.</i>	+ 3	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	15 21 10	56
39	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	33	<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Capillaria sp.</i>	+ 4	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	65 2	104
40	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	6	<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Capillaria sp.</i>	+ 2	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	45 1	54
41	-----		<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Capillaria sp.</i>	+ 2	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	33 4	39
42	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	17	<i>-Capillaria sp.</i>	1	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i>	36 2	57
43	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	1	<i>-Catatropis verrucosa</i>	2	<i>-Catatropis verrucosa</i>	4	7
44	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	9	<i>-Hymenolepis fasciata</i> <i>-Capillaria sp.</i>	+ 1	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	45 6 23	84

45	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	13	<i>-Echinostoma revolutum</i>	10	<i>-Capillaria sp.</i> <i>-Echinostoma revolutum</i> <i>-Catatropis verrucosa</i>	20 30 34	107
46	<i>-Epomidiostomum skrajabini</i>	14	<i>-Capillaria sp.</i>	1	<i>-Capillaria sp.</i>	8	23

10.- AGRADECIMIENTOS

Agradezco a todas las personas y entidades quienes de alguna u otra forma han colaborado en la realización de esta investigación; entre ellas:

Dr. Gastón Valenzuela J., laboratorio de Parasitología, Belisario Monsalve, Mario Alvarado, CONAF, SAG, alumnos tesistas del laboratorio, Rocío Sepúlveda y a mis padres y familia quienes me han brindado su apoyo incondicional.