



**UNIVERSIDAD DE CHILE**

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS  
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS

**DIAGNÓSTICO PRELIMINAR DE ALGUNAS PARASITOSIS EN  
AVES DEL ZOOLOGICO METROPOLITANO**

**EDUARDO VEGA GUTIÉRREZ**

Memoria para optar al Título  
Profesional de Médico Veterinario  
Departamento de Ciencias  
Biológicas Animales.

**PROFESOR GUÍA: DR. PEDRO CATTAN A.**

**SANTIAGO, CHILE  
2004**



# UNIVERSIDAD DE CHILE

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS  
DE CIENCIAS VETERINARIAS

## DIAGNÓSTICO PRELIMINAR DE ALGUNAS PARASITOSIS EN AVES DEL ZOOLOGICO METROPOLITANO

**EDUARDO VEGA GUTIÉRREZ**

Memoria para optar al Título  
Profesional de Médico Veterinario  
Departamento de Ciencias  
Biológicas Animales.

**NOTA FINAL:** .....

	<b>NOTA</b>	<b>FIRMA</b>
PROFESOR GUÍA: DR. PEDRO CATTAN A.	.....	.....
PROFESOR CONSEJERO: DR. FERNANDO FREDES	.....	.....
PROFESOR CONSEJERO: DR. LUIS RAGGI	.....	.....

**SANTIAGO, CHILE**  
**2004**

## INDICE

RESUMEN.....	1
SUMMARY.....	2
INTRODUCCION.....	3
REVISION BIBLIOGRAFICA.....	5
OBJETIVOS.....	13
MATERIAL Y METODOS.....	14
RESULTADOS.....	17
DISCUSION.....	28
CONCLUSIONES.....	32
ANEXO 1.....	33
ANEXO 2.....	36
BIBLIOGRAFIA.....	40

## RESUMEN

Se analizaron 216 muestras de heces correspondientes a 36 jaulas de aves en el Zoológico Metropolitano. La toma de muestras se realizó día por medio con un total de tres muestras por jaula en dos periodos de muestreo, Marzo-Abril y Septiembre-October. Once de estas jaulas eran habitadas sólo por una especie (jaulas monoespecíficas).

Se detectó la presencia de huevos correspondientes a: *Ascaridea*, *Capillaria sp.*, *Strongiloidea*, y ooquistes de *Eimeria sp.*, e *Isospora sp.*.

Durante el primer periodo de muestreo el porcentaje de muestras positivas fue de un 16,7%, y en el segundo de un 44,4%, porcentaje que se acerca a los observados en carnívoros y primates no humanos del Parque Zoológico Metropolitano por diversos autores.

La estructura parasitaria encontrada con más frecuencia fueron los ooquistes de *Eimeria sp.* En orden descendente le siguieron los huevos de: *Ascaridea*, *Capillaria sp.*, *Strongiloidea* y los ooquistes de *Isospora sp.*

No se observó diferencias estadísticamente significativas en la frecuencia de aparición de los ooquistes de *Eimeria sp.* en las jaulas monoespecíficas, ni tampoco se observó diferencias estadísticamente significativas en la cantidad de huevos por gramo de heces (hpg) de *Eimeria sp.* y Ascaridios en las jaulas positivas a estos parásitos en ambos periodos de muestreo.

## SUMMARY

We analyzed 216 faeces samples corresponding to 36 birds cages in the city Zoo. The collection of samples was done every two days with an average of three samples by cage, during two periods of sampling, march-april, and september-october. Eleven cages were inhabited just by one species (mono-specific cages).

We detected the presence of eggs corresponding to: Ascarideas, *Capillaria sp.*, Strongiloidea, and oocyst of *Eimeria sp.*, and *Isospora sp.*

During the first period of sampling percentage of positive samples were 16,7%, and in the second period was 44,4%. A similar percentage was detected in carnivorous, and primates of the city Zoo by other authors.

Ooquistes of *Eimeria sp.* were the most frequently found. In a descendent order Ascaridea, *Capillaria sp.*, Strongiloidea, e *Isospora sp.* were detected.

There were not differences between both periods for *Eimeria sp.* and ascaridea.

## **INTRODUCCION**

Las colecciones de animales silvestres han existido desde la antigüedad; sin embargo, la historia de los primeros zoológicos modernos abiertos al público comienza hace doscientos años. Desde entonces, numerosas instituciones se han establecido en todas partes del mundo con una gran diversidad, que varía desde zoológicos con colecciones generales a establecimientos con colecciones especializadas como acuarios, aviarios, parques safaris y de primates.

Las principales labores que realizan los zoológicos son: la educación para la conservación, esparcimiento, conservación de especies en peligro de extinción y desarrollo de investigación científica, tanto en Medicina Veterinaria como en Medicina Humana (Salas, 1985). En ellos, se realizan estudios sobre comportamiento animal, reproducción, alimentación, anatomía, patología comparada en las distintas especies en cautiverio, y otros, que han servido muchas veces de modelo biológico para el hombre.

Dado que los zoológicos forman parte de “un documento viviente” existe una línea definida de acción a seguir cuya principal meta es apoyar la conservación de las especies. Se ha propuesto avanzar en el mejoramiento de estas instituciones hasta transformarlos en centros para la conservación.

Una condición básica de los zoológicos es que los animales mantengan un estado saludable, compatible con su exhibición y conservación. Sin embargo, es importante señalar que muchas veces estos animales están expuestos a enfermedades que no siempre son habituales en su estado natural. Entre las enfermedades que los afectan, las parasitarias constituyen un grupo muy importante (Prescott, 1978). Esto es de especial relevancia ya que la acumulación de un gran número de especies en un recinto restringido, aumenta la probabilidad de infección. A esto se añade el estrés que significa la adaptación a nuevas condiciones ambientales y climáticas, lo que aumenta la susceptibilidad a los agentes patógenos. Lo anterior puede incrementar las tasas de mortalidad en especies de gran valor económico individual (Salas, 1985).

Existen otros factores que favorecen la presentación de infecciones parasitarias en estos recintos, como son la presencia de ratas, palomas, gorriones, gatos y perros vagos que pueden actuar como vectores mecánicos o biológicos de enfermedades. El personal encargado del cuidado de los animales del zoológico, puede actuar también como vector mecánico de formas infectivas de parásitos, lo que podría aumentar el riesgo de infección (Salas, 1985).

Por lo anterior, resulta importante que cada zoológico establezca programas de manejo con el fin de evitar que sus animales enfermen. Para realizar un programa de manejo de las enfermedades parasitarias es necesario conocer inicialmente que parásitos están presentes. En el Zoológico de Santiago se han realizado estudios previos sobre parásitos encontrados en mamíferos. Sin embargo, no existe conocimiento de los parásitos presentes en las aves. El presente estudio aportará información respecto a este tema.

## **REVISION BIBLIOGRAFICA**

Los traumas y algunas enfermedades infecciosas pueden ser más frecuentes como causa de enfermedad y muerte que el parasitismo, sin embargo, éste es uno de los mayores problemas en aviarios. Las rapaces, psitácidas y gallinaceas sufren frecuentemente de parasitismo (Greve, 1978).

Los ciclos de vida de la mayoría de los parásitos que afectan a las aves están poco estudiados. Mucha de la información disponible usualmente está basada en datos comparativos entre taxas similares en otros hospederos (Greiner y Ritchie, 1994). Sin embargo, los efectos de una infección pueden variar desde benignos, hasta afectar seriamente la salud de las aves en cautiverio y terminar en enfermedad o muerte de las mismas (Prescott, 1978; Greiner y Ritchie, 1994).

Los parásitos internos no causan signos clínicos específicos, pero bajo determinadas condiciones (carga parasitaria) pueden afectar en forma directa y/o indirecta tanto la supervivencia como el éxito reproductivo de poblaciones de hospederos (Cubas, 1993). También pueden reducir la capacidad competitiva y hacer las poblaciones más vulnerables a la predación e inanición (Saucedo, 1998). En estos casos es, posible observar retardo en el crecimiento y, ocasionalmente, muertes. La enfermedad causada por parásitos depende del número, tipo y virulencia del parásito. Otros factores son la ruta de entrada al organismo y el estado inmunológico del hospedero. Esto último es particularmente importante en animales con enfermedades primarias (ej. Enfermedad de la Bursa de Fabricio, Newcastle, etc.), con estado nutricional deficiente o con estrés medioambiental (Zander, 1997). Frecuentemente, se encuentran parasitismos internos asociados con otras enfermedades, sugiriendo que la combinación de estas enfermedades podría ser sinérgica (Greve, 1978).

Para lograr un control racional y efectivo de las enfermedades parasitarias es necesario un diagnóstico del parásito involucrado. El diagnóstico depende generalmente de



exámenes macroscópicos y microscópicos de un ave o un grupo de aves para necropsia o un examen microscópico de heces de aves vivas (McDougal, 1997). Las aves alojan a la mayoría de sus parásitos en el tracto gastrointestinal y sus anexos. Estos parásitos incluyen protozoos, cestodos, trematodos, nematodos, y acantocefalos (Greiner y Ritchie, 1994). En particular, los cestodos son bastante comunes, aunque no constituyen un gran problema para la salud de las aves. Usualmente, se les encuentra en la necropsia (Greve, 1978; Dunn, 1983). Todos usan la vía digestiva para la salida desde el hospedero, por tanto el examen coprológico es el principal método usado para diagnosticar estos parásitos (Greve, 1978).

Se han descrito más de 1.400 especies de cestodos en aves domésticas y silvestres los que se encuentran con mayor frecuencia en verano debido a que sus hospederos intermediarios son más abundantes (Reid y Mc Dougal, 1997; Saucedo, 1998). La mayoría de los cestodos tienen hospederos específicos para una sola o unas pocas especies relacionadas.

Las infecciones por cestodos son comunes en pinzones (Fringillidae), loro gris africano (*Psittacus erithacus*) (15 a 20% de aves importadas) y cacatúas (*Cacatua sp.*) (10 a 20% de las aves importadas). En psitaciformes de Sudamérica las infecciones por cestodos aparecen sólo ocasionalmente (Greiner y Ritchie, 1994). También se han descrito infecciones en picaflores (*Sephanoides sp.*) y correcaminos (*Geococcyx sp*) (Ingram, 1978), así como de varias familias de cestodos en aves acuáticas silvestres y domesticas (Valkounova, 1983; Kube *et al*, 2002).

Platelmintos del grupo Digenea se han encontrado en gaviota cocinera (*Larus dominicanus*) en la Patagonia Argentina (Kreiter y Semenas, 1997). También se han descrito digeneos en cuervillos de la cañada (*Plegadis chichi*), en la provincia de Buenos Aires. Las especies *Dietziella egreria*, *Patafiger bilobus*, *Ascocotyle heterolecithodes* y *Posthodiplostomum nanum* son de reciente descripción en estas aves (Digiani, 2000a).

Cada especie de ave puede tener uno o más cestodos relativamente específicos. Así, gorriones blancos (*Zonotrichia albicollis*), del parque Algonquin, Ontario, Canadá, se han

encontrado parasitados por *Anonchotaenia quiscalis* en un 50%, *Brachylecithum nanum* en un 43%, *Zonorchis alveyi* 15% y *Prosthogonimus macrorchis* en un 8%. La proporción de gorriones afectados con dos especies no fue significativamente diferente de la prevalencia de una especie, indicando que estos no tendrían una interacción competitiva para este tipo de hospedero (Brooks *et al*, 1993).

En flamencos (*Phoeniconaias minor*) del Zoológico de Baltimore procedentes del valle del Rift Africa, se encontró a cestodos cyclophyllideos como causantes de diverticulosis intestinal (Poynton *et al*, 2000). El género *Cladotaenia* se ha descrito en una gran variedad de aves de presa. (Prescott, 1978). Muchas especies de cestodos pertenecientes a los géneros *Raillietina*, *Hymenolepis* y *Cotugnia* se han descrito en pichones (*Columba livia*) (Keimer, 1991). Los géneros de mayor importancia en aves domésticas serían *Davainea sp.* y *Raillietina sp.* (Dunn, 1983).

En Chile se han descrito varias especies de cestodos en aves domésticas y silvestres, entre ellas: *Hymenolepis carioca*, *H. cantaniana*, *H. lanceolata*, *H. coronula*, *Davainea proglottina*, *D. meleagridis*, *Amoebotaenia cuneata* A. *sphenoides*, *Aporina delafondi*, *Choanotaenia infundibulum*, *Aploparaksis tinamoui* *Tetrabotrhrius sp.* (Bertossi, 1984; Toro *et al*, 1999; Alcaino y Gorman, 1999; Madariaga, 2001).

Todos los cestodos requieren de hospederos intermediarios, como escarabajos, hormigas, moscas, ácaros, gusanos de tierra, etc. (Greve, 1978; Keimer, 1997), Estos organismos pueden encontrar en el suelo de las jaulas de los zoológicos un ambiente adecuado para su desarrollo, lo que hace necesaria una mayor preocupación por el sustrato utilizado en las mismas.

Algunas infecciones masivas pueden tener importancia clínica y ser causa primaria de muerte. Esto puede ocurrir bajo condiciones de hacinamiento, en aviarios abiertos, en los cuales las aves silvestres podrían introducir la infección y en los que el hospedero intermediario está presente en gran cantidad (Greve, 1978; Humphrey, 1978). Entre otros, los signos que se pueden observar en infecciones masivas son de enteritis catarral con

diarrea (Dunn, 1983; Greiner y Ritchie, 1994). En cuanto a los trematodos, estos se encuentran en el sistema digestivo y anexos, especialmente el hígado de las aves, y rara vez son patógenos (Greve, 1978). Los trematodos que viven en el sistema respiratorio se encuentran principalmente en aves acuáticas. Los gusanos pueden encontrarse desde la boca hasta los sacos aéreos. Algunos géneros comunes son *Cycloelum*, *Typhlocoelum*, *Tracheophilus*, y *Orchipedum* (Greve, 1978). Los trematodos que viven en los conductos biliares pertenecen a la familia *Dicrocoeliidae*. Los trematodos de aves domésticas, tienen una amplia variedad de hospederos que potencialmente pueden transmitir la infección (Dunn, 1983). Casi todos los casos registrados en Norteamérica corresponden a aves importadas (especies africanas) que son infectadas por especies endémicas en sus países de origen. Rara vez se encuentran trematodos hepáticos en psitaciformes de América. Estos se han descrito, sin embargo, en cacatúas (Greiner y Ritchie, 1994). Los trematodos son los parásitos internos más comunes y, usualmente, inoocuos en rapaces. Géneros de la familia Strigeidae habitan en frecuente los intestinos de muchas especies sin ser patógenos (Prescott, 1978). Un gran número de especies de trematodos y cestodos se han descrito en aves acuáticas, los que pueden causar mortalidades ocasionales. En New Jersey, 250 muertes en cisnes se atribuyeron a enteritis hemorrágica causada por *Shonidiotreme globulus*. Por su parte, *Trichobilliarzia physellae* fue causante de fibrosis hepática en patos de Texas (Humphreys, 1978).

Trematodos del género *Psilostomum* parasitan la parte superior del tubo digestivo, el proventrículo de diversas aves, donde producen úlceras y engrosamiento de la pared. *P. ondatrae* parasita con frecuencia aves domésticas, pollos y gansos. Otra especie, *P. cygnei*, se presenta sólo en cisnes y, aparentemente, no afecta a las aves domésticas (Dunn, 1983).

*Plagiorchis sp.* es causante de enteritis en faisanes y pavos en Gran Bretaña, pero por lo general parasita garzas y gaviotas (Dunn, 1983).

*Cotylurus sp.* y *Cyathocotyle sp.* se presentan con más frecuencia en patos y gansos, utilizando caracoles como hospederos intermediarios. *Apatemon sp* parasita aves acuáticas domésticas y pichones, y utiliza como hospederos intermediarios a sanguijuelas, lo cual es

poco usual. *Notocotylus sp.* parasita el ciego y recto de patos y gansos, y a veces también pollos (Dunn, 1983). *Strigea falconispalumbi* se describe en buitres europeos (*Buteo buteo*), en tres áreas diferentes de Alemania, mostrando un mayor porcentaje de infección en lugares donde los buitres tienen un mayor acceso a fuentes de agua fresca (Krone y Streich, 2000).

El ciclo de los trematodos es complejo y no es usual que progrese en ambientes artificiales, por lo que la infección podría desaparecer por la falta de transmisión. Sin embargo, hay informes aislados del desarrollo de ciclos en salas de exhibiciones naturales (Greve, 1978).

Los nematodos constituyen el grupo más importante de helmintos parásitos de las aves. En número de especies y daño causado, exceden a los trematodos y cestodos. Presentan una mayor diversidad que los gusanos planos (Greiner y Ritchie, 1994) y muchas especies viven en el tracto gastrointestinal de las aves (Greve, 1978). Presentan ciclos de vida directos e indirectos, estos últimos requieren de hospederos intermediarios para completar su estado de desarrollo. Los nematodos encontrados en aves silvestres pueden constituir un riesgo para su comercialización (Ruff y Norton, 1987).

Los ascarideos son los parásitos más comunes encontrados en aves que se mantienen encerradas con acceso al suelo (Greiner y Ritchie, 1994). Dado su ciclo directo, pueden producir enfermedad y eventualmente la muerte si se presentan en gran número (Prescott, 1978; Humphreys, 1978; Greiner y Ritchie, 1994). Hay muchas especies en este grupo, pero las más frecuentes en aves domésticas son: *Ascaridia galli*, que se ha encontrado en aves domésticas, aves de caza y también en psitaciformes, *A. dissimilis* descrita en pavos, *A. compar* en pollos y aves de caza (Dunn, 1983), *A. columbae* (Keimer, 1991; Mushi *et al*, 2000) en Columbiformes. Varias especies de *Ascaridia* y *Porrocaecum* se han descrito en rapaces y Passeriformes (Prescott, 1978).

*A. galli*, *A. columbae* y *A. dissimilis* fueron encontrados en tórtolas (*Zenaida auriculata*) en la provincia del Ñuble Chile (Bertossi, 1984) y *A. columbae* fue identificado en palomas (*Columba livia*) de la región metropolitana por Toro *et al* (1999).

Ascarideos del género *Heterakis* se han encontrado en el ciego de Gallináceas, Anseriformes y otras aves (Greve, 1978; Dunn, 1983; Greiner y Ritchie, 1994). Este género de nematodos está asociado a la transmisión de histomonas (Greve, 1978; Dunn, 1983). La especie *Heterakis gallinarum* fue descrita en gallinetas (*Numidia meleagridis*) en el Zoológico de Buenos Aires (Miropé *et al*, 1998). También se encuentra a *Heterakis sp.* como patógeno ocasional en aves acuáticas (Greiner y Ritchie, 1994). En faisanes (*Phasianus sp.*) y pavos ocelados (*Meleagris ocellata*) del Zoológico de San Diego se encontraron granulomas cecales asociados a la presencia de *H. isolonche* (Griner *et al*, 1977). En Chile, se ha descrito *H. gallinae* en tórtolas (*Z. Auriculata*) y gallinas (Bertossi, 1984; Alcaino y Gorman, 1999).

*Capillaria sp.* es un gusano delgado que puede infectar el tracto gastrointestinal, buche, esófago e intestinos de la mayoría de las especies de aves (Greve, 1978; Dunn, 1983; Greiner y Ritchie, 1994). Las infecciones son comunes en guacamayos (*Ara sp.*), periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*), canarios (*Serinus canarius*), palomas (*Columba sp.*), gallinaceas y anseriformes (Greiner y Ritchie, 1994; Dunn, 1983). Así mismo, es posible que se constituya en causa importante de muerte en aves de presa tanto silvestres como en cautiverio (Prescott, 1978). También se ha observado mortalidad en grullas a causa de *Capillaria sp.* luego de su reintroducción en el ambiente silvestre en el Mississippi (Carpenter, 1978).

Varias especies de *Capillaria sp.* se han encontrado en aves domésticas y silvestres en Chile, de las cuales *C. annulata*, *C. columbae*, *C. obsignata* se han descrito en palomas (*C. livia*) (Toro *et al*, 1999) y *C. caudinflata* en perdices (*Notoprocta perdicaria*) (Bertossi, 1984; Rubilar *et al*, 1996). *C. retusa* también se ha descrito en aves domésticas (Alcaino y Gorman, 1999).

Los strongiloideos como *Syngamus sp.* y *Cyathostomum sp.* parasitan la tráquea de muchas aves, especialmente gallinaceas, passeriformes y anseriformes (Greve, 1978; Greiner y Ritchie, 1994). *Syngamus trachea* es al único parásito de este género que parasita aves domésticas, incluyendo pichones y aves acuáticas (Dunn, 1983).

Otros nematodos como *Ascarops sp.*, *Spiroptera incerta* y *Dispharynx nasuta* se han encontrado en Psitaciformes; *Streptocara sp.* en la mucosa del esófago, buche, proventrículo y ventrículo, principalmente de Anseriformes (Greiner y Ritchie, 1994), *Dispharynx spiralis* en palomas (*C. livia*) Toro *et al.*, 1999; Mushi *et al.*, 2000). *Tetrameres aspicula* fue hallado en el proventriculo de garza blanca (*Egreta alba*) en Argentina (Digiani, 2000 b).

*Eustrongylides ignotus* sería el causante de peritonitis en infecciones naturales y experimentales en Ciconiiformes de Florida. Esta enfermedad está inversamente relacionada con la edad de las aves y directamente relacionada con el número de parásitos involucrados (Spalding y Forrester, 1993).

En 12 especies de Passeriformes, 2 especies de Coraniiformes y una especie de Caradriformes que murieron en el área de vuelo libre de la zona tropical del Parque Zoológico de Assiniboine, Winnipeg Canadá, se encontró a *Geopetitia aspiculata* como causante de quistes e inflamación crónica en la serosa del tercio inferior de el esófago, proventrículo y parte anterior de la molleja. La probable fuente de infección fueron grillos (Bartlett *et al.*, 1984).

Un gran número de protozoos flagelados se encuentran en el tracto digestivo, pero pocos son patógenos. Entre ellos se incluyen *Trichomonas*, *Giardia* y *Spironucleous (Hexamita)* (Greve, 1978; Greiner y Ritchie, 1994). La tricomoniasis se ha descrito en loro amazónico de frente azul (*Amazona aestiva*), catas ninfas (*Nynphicus hollandicus*) y periquito australiano (*M. undulatus*) (Greiner y Ritchie, 1994). Es relativamente común en pichones y rapaces que se alimentan de éstos (Prescott, 1978; Greiner y Ritchie, 1994).

Los protozoos son comunes en todas las especies de aves y son causa de enfermedad moderada a severa. La coccidiosis se encuentra principalmente en jóvenes y aves viejas, que viven bajo malas condiciones sanitarias o hacinamiento, pero debe ser considerada omnipresente en toda explotación de aves, ya que, incluso en las mejores condiciones experimentales, resulta difícil evitar totalmente la infección durante cierto

periodo de tiempo (Soulsby, 1987). Las coccidias tienen variados ciclos de vida y medios de transmisión, siendo más común la transmisión mecánica por personal que transita entre los distintos lugares de alojamiento (Bruning y Dolensek, 1978; McDougal, 1997). Los ooquistes de la mayor parte de los géneros son eliminados no esporulados. La coccidiosis es la enfermedad parasitaria más importante en aves de corral provocando pérdidas económicas importantes (Rodríguez *et al*, 2001), las coccidias de estas aves se consideran hospedero-especifico, pero existe poca información frente al rango de hospederos de coccidias de otras aves (Greve, 1978),

*Isospora sp.* puede ser común en Passeriformes, Psittaciformes y Piciformes. *Eimeria sp.* es más común en Galliformes y Columbiformes (Greiner y Ritchie, 1994). En Columbiformes, *Eimeria sp.*, especialmente *E. labbeana* (Mc Dougal, 1997) y *E. columbarum* (Keimer, 1991) son patógenos, especialmente en pichones entre tres y cuatro meses de edad.

Numerosas especies de coccidias se han descrito en patos y gansos tanto domésticos como silvestres. La especie de mayor importancia en estas aves es *E. truncata* que es la responsable de la coccidiosis renal, la cual puede provocar elevada mortalidad en casos agudos (Soulsby, 1987; Gomis *et al*, 1996; Mc Dougal, 1997).

## **OBJETIVOS**

### **1.-OBJETIVO GENERAL:**

Determinar la presencia de endoparásitos mediante examen coprológico en fecas de aves residentes en el Parque Zoológico Metropolitano.

### **2. Objetivos específicos.**

- Identificar los huevos de endoparásitos presentes en las heces de las aves.
- Determinar la frecuencia estacional de los grupos de endoparásitos.
- Determinar la frecuencia de grupos de parásitos por jaula.
- Relacionar la presencia de endoparásitos con las especies de aves por jaula.



## **MATERIAL Y METODO.**

Las muestras se obtuvieron del Parque Zoológico Metropolitano. El parque consta de 7,5 hectáreas, de las cuales 4,6 hectáreas forman parte de jaulas y recintos acondicionados. En el año durante el cual se realizó este estudio, el parque contaba con aproximadamente 1.128 ejemplares que representan 160 especies de animales, entre mamíferos, aves y reptiles.

Se realizaron exámenes coprológicos para determinar la presencia de parásitos. Dada la diversidad de especies que conviven en algunas jaulas, este trabajo se limitó al diagnóstico de grandes grupos de protozoos y helmintos (órdenes).

La toma de muestras se realizó en dos periodos: Marzo-Abril y Septiembre-October, para observar diferencias en la cantidad y tipos de parásitos en Otoño y Primavera. Las distintas especies de aves se encontraban agrupadas en un total de 34 jaulas: 11 jaulas con una especie y 23 jaulas con más de una especie (2 a 12 especies). Las muestras obtenidas de los mirlos (jaula 37) y turacos (jaula 40) se consideraron como jaulas individuales por lo que para efectos de análisis las jaulas individuales fueron 13 y el total de jaulas 36 (Anexo 1). Todas las muestras de una misma jaula se unieron para formar una sola unidad “pool”, debido a que las aves están alojadas en jaulas colectivas. En dos de las jaulas (37 y 40) donde se encontraban varias especies, fue posible aislar las muestras de mirlos (*Molotrus bonaerenses*) y turaco violeta (*Musophaga violacea*), debido a lo anterior, estas jaulas serán nombradas como jaulas 37M y 40T respectivamente. (Anexo 1).

Se tomaron muestras en forma seriada de las heces frescas acumuladas en el piso de las jaulas, cada 48 horas hasta completar 3 tomas por jaula. Ello para aumentar la probabilidad de que al menos una de las muestras contuviera parásitos, ya que la eliminación de estos en las deposiciones es intermitente (Soulsby, 1987). Se obtuvo un total de 216 muestras de las cuales 78 correspondieron a jaulas con una especie y 138 a jaulas con más de una especie. Las muestras fueron obtenidas del suelo de los recintos en los que se encontraban las aves, excepto aquellas correspondientes a mirlos (jaula 37) y turacos

(jaula 40) que se obtuvieron desde papeles puestos sobre arbustos en los que se posan. La recolección se realizó antes de las 12 AM, y las muestras fueron analizadas el mismo día. Las que no se alcanzaron a revisar fueron guardadas en frascos con formol sal y analizadas el día siguiente.

Adicionalmente, se muestreó la sala de crianza en la que hay aves en observación y dos nuevos recintos habilitados después de la primera toma de muestras.

Las muestras se sometieron a examen coproparasitario mediante métodos cualitativos y cuantitativos como son la observación macroscópica directa, sedimentación mediante el método de Telemann (preparación directa y concentrada) (Thienpont *et al*, 1979) y flotación con solución de sulfato de zinc saturada (Dunn, 1983; Greiner y Ritchie, 1994). Con el fin de determinar la carga parasitaria en las jaulas que resultaron positivas se utilizó el método de Mac Master (Thienpont *et al*, 1979; Soulby, 1987).

Para la observación macroscópica se lavaron las heces y fueron pasadas a través de un colador fino; el material retenido se diluyó en una pequeña cantidad de agua y se observó en una lupa.

El método de Flotación: se tomó una pequeña cantidad de excrementos (2-5g aprox.), los que se diluyeron en la solución de sulfato de zinc saturada; luego éste se filtro mediante un colador en un frasco angosto de pared recta, el que se llenó hasta el borde formando un menisco convexo. A continuación se colocó un cubreobjeto y se dejó reposar entre 10 a 15 minutos, se retiró con una pinza y se puso sobre un portaobjeto que se observó con aumentos menores (3X y 10X). Este método es útil para diagnosticar ooquistes de protozoos, huevos de ascarideos, estrombilideos, *Trichuris sp.*, *Capillaria sp.* y huevos de cestodos.

El método de Sedimentación: en 5 ml de solución de ácido acético al 5% se suspendió aproximadamente 1 g de heces, se agitó y se dejó reposar por un minuto. Luego, la mezcla se coló directamente dentro de un tubo de centrifugación. Se agregó igual

cantidad de éter se agitó vigorosamente y se centrifugó durante 1 minuto a 1.500 G. el sedimento contiene huevos de trematodos, sobre los cuales hay una capa de ácido y una capa de éter, entre ambas queda una capa de restos de heces. El sobrenadante se elimina quedando sólo el sedimento. Luego, se agregan algunas gotas de agua y se mezcla vigorosamente. Para facilitar la observación se agregan 3 a 4 gotas de lugol, se deja reposar unos 5 minutos y se observa todo el sedimento empleando una lupa estereoscópica.

El método de Mc. Master modificado requiere de una placa de Mc. Master que consiste en dos vidrios separados por un espacio y con una zona marcada con líneas de 1 cm de largo x 1cm de ancho (0,15 cm de alto). En el procedimiento se pesaron 5 g de excrementos y se mezcló con un poco de solución saturada de sal, que posteriormente se completo hasta 75 ml revolviendo constantemente, se extrajo líquido con un gotario y se llenaron ambas cámaras de la placa de Mc. Master. Se observó en microscopio con objetivo 10X y se recorrieron las líneas de la cámara, de arriba hacia abajo y de izquierda a derecha contando los huevos que se encontraron. El número de huevos es equivalente al número promedio de la cantidad de huevos encontrados en ambas cámaras y multiplicado por 100.

N° de huevos encontrados en ambas camaras X 100

2

En el análisis de los datos, se determinó la frecuencia de grupos de endoparásitos por estación en la muestra total. Se comparó la frecuencia de *Eimeria sp.* en las jaulas mono específicas con una prueba de  $X^2$  (Daniels, 1991; Spiegel, 1991). En los otros grupos el tamaño muestral resultó ser muy pequeño para una comparación estadística. Se comparó el número de huevos de parásitos por gramo de heces entre estaciones con una prueba de Mann-Whitney (U-test), considerando los valores de las jaulas que resultaron positivas a *Eimeria sp.* y Ascarideos.

Las muestras fueron analizadas en el Departamento de Parasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile.

## RESULTADOS

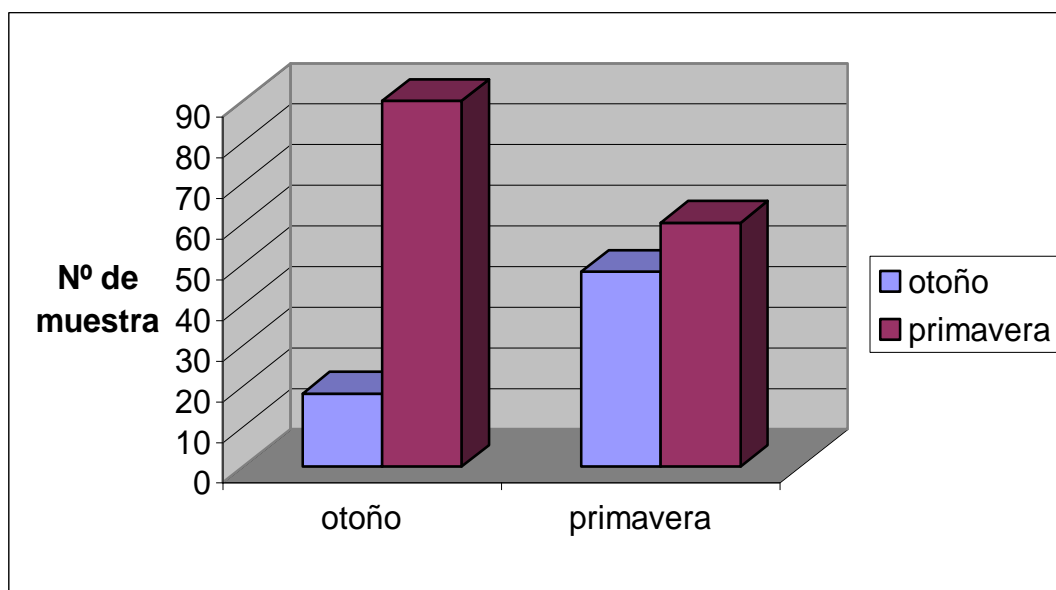
De las 216 muestras analizadas, 66 de ellas (30,5%) resultaron positivas a protozoos o helmintos, de las 66, 20 correspondieron a jaulas monoespecíficas y 46 a jaulas con más de una especie. (Cuadro 1)

Cuadro 1: Parasitismo gastrointestinal en aves del zoológico Metropolitano detectado mediante exámenes coproparasitarios periodo marzo-abril y septiembre - octubre 2000

Nº de Especies por Jaula	Nº de Jaulas	Nº de Muestras	Nº de Muestras Positivos (+)	% de Positivos
1	13	78	20	8,7
2	7	42	4	1,9
3	3	18	10	4,6
4	7	42	20	8,7
5	1	6	3	1,4
6	1	6	1	0,5
7	2	12	5	2,3
8	1	6	3	1,4
12	1	6	0	0
<b>TOTAL</b>	<b>36</b>	<b>216</b>	<b>66</b>	<b>30,5</b>

En el primer periodo de muestreo marzo - abril, 11 de las 36 jaulas fueron positivas a parásitos. En 7 de ellas se encontró sólo un grupo parasitario y en 4 dos grupos de parásitos. Se realizaron 108 exámenes coproparasitarios de los cuales 18 resultaron positivos (16,7%). (Cuadro 2). En la segunda época de muestreo, que correspondió al período Septiembre – Octubre, en 11 jaulas se encontró únicamente un grupo de parásitos, 9 jaulas fueron positivas a dos grupos y dos jaulas revelan la existencia de tres tipos de

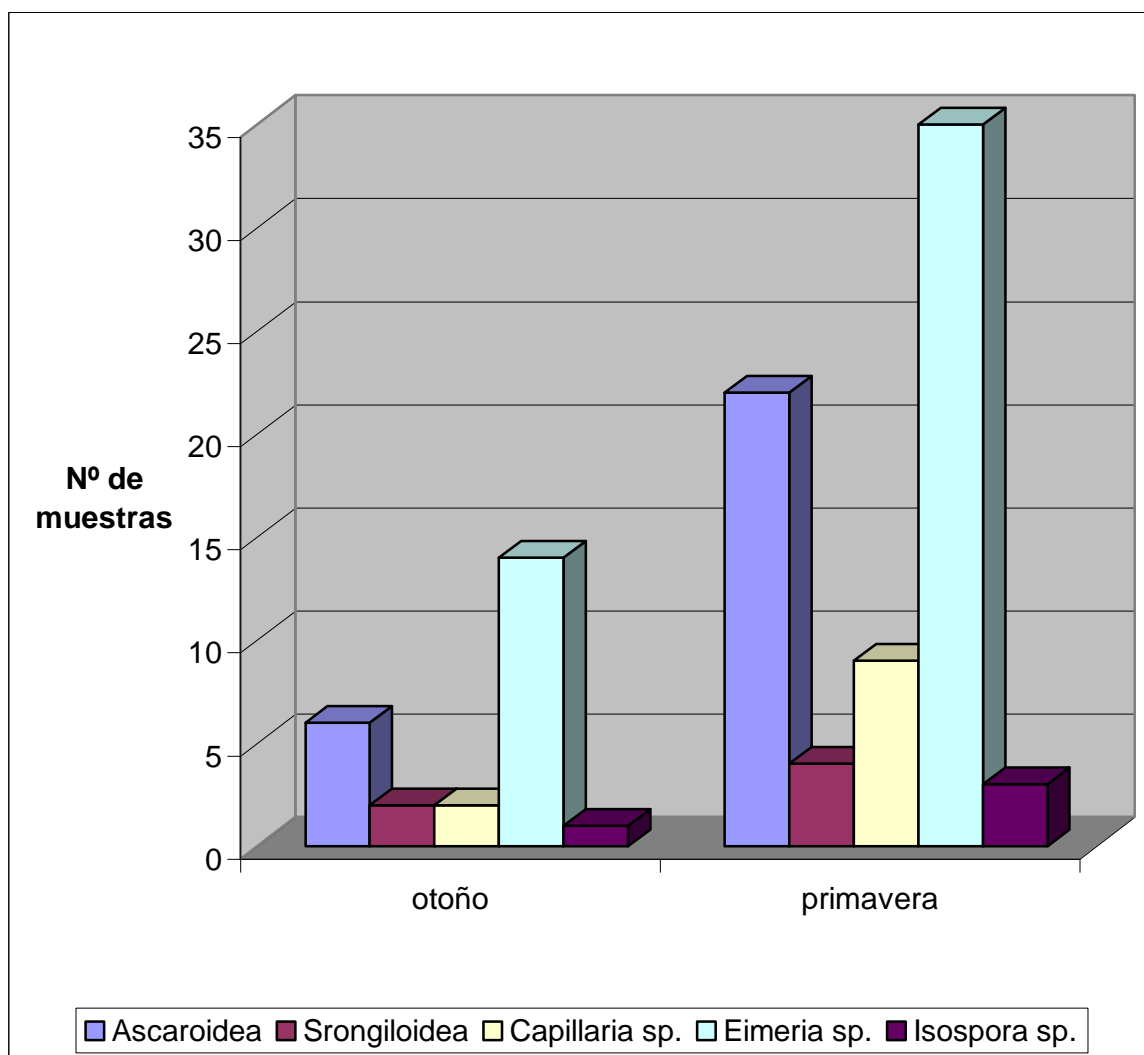
parásitos. De los 108 exámenes realizados 48 fueron positivos a algún tipo de parásito (44,4%) (Cuadro 3). La cantidad de muestras positivas y negativas en ambos periodos se muestran en la Fig. 1.



**Fig. 1:** Número de muestras positivas y negativas a hallazgos parasitarios mediante el análisis coprológico de heces de aves del Zoológico Metropolitano durante el periodo de otoño-primavera del año 2000.

En las 36 jaulas en estudio se pudo identificar en ambos periodos de muestreo cinco estructuras parasitarias distintas, de las cuales 3 correspondieron a huevos de nematodos y 2 a ooquistes de protozoos. Los huevos de nematodos encontrados correspondieron al orden Ascariodea, Strongiloidea y al género *Capillaria sp.* Los ooquistes fueron identificados como coccidias, y corresponderían a *Eimeria sp.* e *Isospora sp.* (Soulsby, 1987; Thienport, 1979). No hubo muestras positivas a trematodos ni cestodos

En ambos periodos de muestreo, *Eimeria sp.* fue el grupo parasitario identificado con más frecuencia, encontrándose presente en 14 jaulas. Siguieron en este orden, los Ascarideos en 10 jaulas, *Capillaria sp.* presente en 7 jaulas, Strongiloideos. en 2 jaulas, e *Isospora sp.* en 1 jaula. (Cuadro 2 y 3) En el número de muestras positivas se mantuvo la misma tendencia, la que se muestra en la Fig. 2.



**Fig. 2:** Número de muestras positivas encontradas en heces de aves del Zoológico Metropolitano durante el periodo de otoño y primavera del año2000.

Cuadro 2: Distribución por género del Parasitismo Gastrointestinal en aves del Zoológico Metropolitano detectado mediante examen coproparasitario durante Marzo – Abril del año 2000.

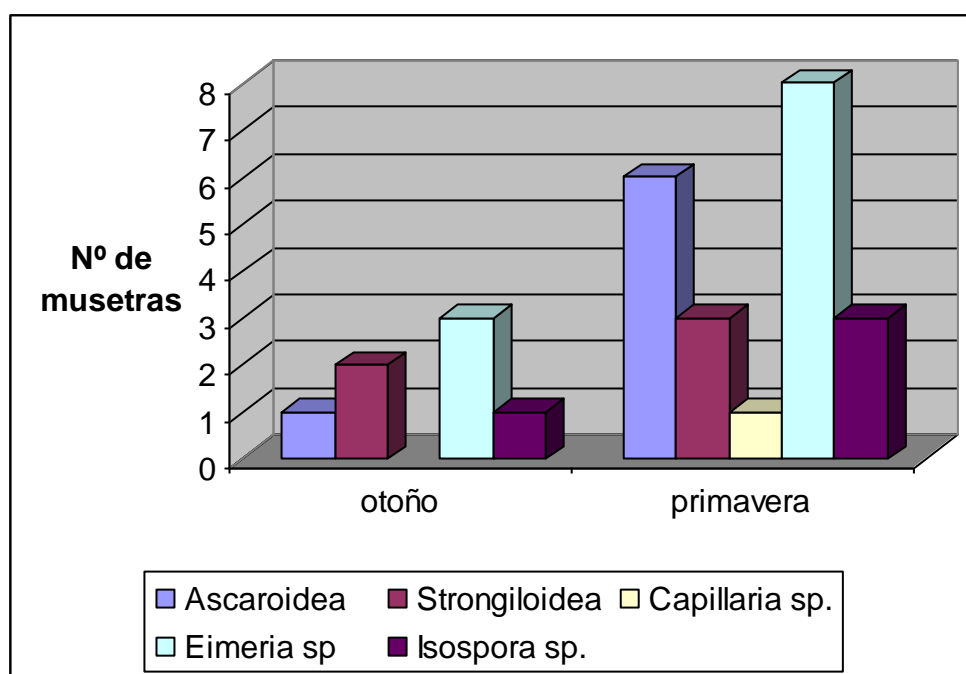
Jaula Nº	Muestras		Nº de muestras positivas según grupo de parásito encontrado				
	total	positivos	<i>Ascaroidea</i>	<i>Strongiloidea</i>	<i>Capillaria sp</i>	<i>Eimeria sp</i>	<i>Isospora sp</i>
1	3	-	-	-	-	-	-
7	3	1	1	-	-	-	-
27	3	-	-	-	-	-	-
28	3	-	-	-	-	-	-
29	3	-	-	-	-	-	-
35	3	1	-	-	-	1	-
36	3	2	-	-	-	2	-
37	3	2	-	-	-	2	-
37M	3	1	-	-	-	1	1
38	3	-	-	-	-	-	-
39	3	-	-	-	-	-	-
40	3	2	-	-	-	2	-
40T	3	-	-	-	-	-	-
41	3	2	-	-	-	2	-
43	3	2	2	-	-	2	-
44	3	-	-	-	-	-	-
45	3	-	-	-	-	-	-
48	3	-	-	-	-	-	-
49	3	-	-	-	-	-	-
50	3	-	-	-	-	-	-
51	3	-	-	-	-	-	-
52	3	-	-	-	-	-	-
53	3	-	-	-	-	-	-
58	3	-	-	-	-	-	-
58B	3	-	-	-	-	-	-
59-60	3	2	-	2	-	2	-
63	3	-	-	-	-	-	-
70-71	3	-	-	-	-	-	-
72	3	-	-	-	-	-	-
73	3	-	-	-	-	-	-
74	3	-	-	-	-	-	-
75	3	-	-	-	-	-	-
76	3	1	1	-	-	-	-
77	3	2	2	-	2	-	-
78	3	-	-	-	-	-	-
82	3	-	-	-	-	-	-
Total	108	18	6	2	2	14	1
%	100	16,67	5,56	1,85	1,85	12,96	0,93

Cuadro 3: Distribución por género del Parasitismo Gastrointestinal en aves del Zoológico Metropolitano detectado mediante examen coproparasitario durante Septiembre – Octubre del año 2000.

Jaula Nº	Muestras		Nº de muestras positivas según grupo de parásito encontrado				
	total	positivos	<i>Ascaroidea</i>	<i>Strongiloidea</i>	<i>Capillaria sp</i>	<i>Eimeria sp</i>	<i>Isospora sp</i>
1	3	2	2	-	-	2	-
7	3	3	3	-	-	-	-
27	3	-	-	-	-	-	-
28	3	1	-	-	1	-	-
29	3	-	-	-	-	-	-
35	3	3	3	-	-	3	-
36	3	2	-	1	1	2	-
37	3	2	-	-	-	2	-
37M	3	3	-	-	-	3	3
38	3	3	-	-	-	3	-
39	3	-	-	-	-	-	-
40	3	3	-	-	1	3	-
40T	3	3	-	-	-	3	-
41	3	3	3	-	-	3	-
43	3	3	2	-	1	3	-
44	3	2	-	-	-	2	-
45	3	-	-	-	-	-	-
48	3	1	1	-	-	-	-
49	3	-	-	-	-	-	-
50	3	1	-	-	-	1	-
51	3	3	3	-	1	-	-
52	3	-	-	-	-	-	-
53	3	-	-	-	-	-	-
58	3	-	-	-	-	-	-
58B	3	-	-	-	-	-	-
59-60	3	3	3	3	-	3	-
63	3	-	-	-	-	-	-
70-71	3	1	-	-	-	1	-
72	3	-	-	-	-	-	-
73	3	-	-	-	-	-	-
74	3	-	-	-	-	-	-
75	3	-	-	-	-	-	-
76	3	1	1	-	-	-	-
77	3	3	3	-	3	-	-
78	3	1	1	-	1	-	-
82	3	1	-	-	-	1	-
Total	108	148	22	4	9	35	3
%	100	44,44	20,37	3,7	8,33	32,41	2,78



Sólo 3 de las 13 jaulas monoespecificas fueron positivas en el primer periodo de muestreo; en 2 de ellas se encontraron dos tipos de parásitos. De un total de 39 muestras 4 fueron positivas (10,26%), de las cuales 3 correspondieron a *Eimeria sp*, 2 a Strongiloideos, 1 a huevos de Ascarideos y 1 a *Isospora sp* (cuadro 4). En el segundo periodo de muestreo, 7 jaulas fueron positivas, de las cuales 3 contenían dos tipos de parásitos. En 16 de las 39 muestras se encontraron huevos de parásitos (41,03%), 8 de estas positivas a *Eimeria sp*; en segundo lugar se ubicaron los Ascarideos con 6 muestras positivas, 3 fueron positivas a Strongiloideos, 3 positivas a *Isospora sp*. y 1 muestra positiva a *Capillaria sp*. (tabla 5). Estos resultados se muestran en la Fig. 3.



**Fig. 3:** Número de muestras positivas a distintos grupos de parásitos encontrados en las heces de las jaulas monoespecificas de aves del Zoológico Metropolitano en ambos periodos de muestreo (otoño – primavera) de año 2000.

Cuadro 4: Distribución por género del Parasitismo Gastrointestinal en aves del Zoológico Metropolitano en las jaulas monoespecificas detectado mediante examen copoparasitario (Marzo – Abril 2000).

Jaula N°	Muestras		N° de muestras positivas según grupo de parásito encontrado				
	total	positivas	<i>Ascarioidea</i>	Strongiloideos	<i>Capillaria sp</i>	<i>Eimeria sp</i>	<i>Isospora sp</i>
1	3	-	-	-	-	-	-
7	3	1	1	-	-	-	-
27	3	-	-	-	-	-	-
28	3	-	-	-	-	-	-
29	3	-	-	-	-	-	-
37M	3	1	-	-	-	1	1
40T	3	-	-	-	-	-	-
50	3	-	-	-	-	-	-
58b	3	-	-	-	-	-	-
59-60	3	2	-	2	-	2	-
73	3	-	-	-	-	-	-
74	3	-	-	-	-	-	-
75	3	-	-	-	-	-	-
Total	39	4	1	2	-	3	1
%	100	10,26	2,56	5,13	0	7,69	2,56

Cuadro 5: Distribución por género del Parasitismo Gastrointestinal en aves del Zoológico Metropolitano en las jaulas monoespecificas detectado mediante examen copoparasitario (Septiembre – Octubre 2000).

Jaula N°	Muestras		N° de muestras positivas según grupo de parásito encontrado				
	total	positivas	<i>Ascarioidea</i>	Strongiloideos	<i>Capillaria sp</i>	<i>Eimeria sp</i>	<i>Isospora sp</i>
1	3	2	2	-	-	2	-
7	3	3	3	-	-	-	-
27	3	-	-	-	-	-	-
28	3	1	-	-	1	-	-
29	3	-	-	-	-	-	-
37M	3	3	-	-	-	3	3
40T	3	3	-	-	-	-	-
50	3	1	-	-	-	1	-
58b	3	-	-	-	-	-	-
59-60	3	3	-	3	-	3	-
73	3	-	-	-	-	-	-
74	3	-	-	-	-	-	-
75	3	-	-	-	-	-	-
Total	39	16	6	3	1	8	3
%	100	41,03	15,38	7,69	2,56	20,51	7,69

El análisis cuantitativo de Mac Master reveló una cantidad importante de ooquistes de coccidias en algunas jaulas, con recuentos que en algunos casos fueron superiores a los 10.000 hpg (cuadros 6 – 7)

Los Ascarideos fueron el segundo grupo en cantidad de muestras positivas y también en el análisis de Mac Master. Encontrando cantidades que variaron entre menos de 50 hpg. hasta 550 hpg.

Las Isosporas encontradas en la jaula 37M, presentaron cantidades que variaron entre 4.750 a 5.700 hpg.

Sólo en la jaula 77 (Psitácidas) *Capillaria sp.* sobrepasó los 50 hpg., llegando a 300 hpg en otoño y 350 hpg durante la primavera. Pero en general, no sobrepasaron los 50 hpg. en las muestras que resultaron positivas.

La frecuencia de *Eimeria sp* se comparó por periodo de muestreo. En el primer periodo de muestreo hubo 3 muestras positivas pertenecientes a dos jaulas, y 8 positivas pertenecientes a 4 jaulas en el segundo periodo. (cuadro 5). Esta diferencia no fue significativa ( $p > 0.05$ ).

También se compararon los resultados del Mac Master de las jaulas positivas a *Eimeria sp.* y Ascarideos en ambos periodos. Los valores obtenidos con el U-test en ambos casos no resultaron estadísticamente determinantes ( $p > 0.05$ ).

Las medidas y características morfológicas de las estructuras parasitarias encontradas fueron las siguientes:

- Los ooquistes de *Eimeria sp.* midieron en promedio 23  $\mu\text{m}$  (rango: 18-28  $\mu\text{m}$ ) de largo y 21  $\mu\text{m}$  (rango: 17-25  $\mu\text{m}$ ) de ancho. Estos ooquistes eran redondeados a ovoides, simétricos y decolorados.

- Los huevos de Ascarideos midieron en promedio 63  $\mu\text{m}$  (rango: 55 – 90  $\mu\text{m}$ ) de largo y 48  $\mu\text{m}$  (rango: 40 – 55  $\mu\text{m}$ ) de ancho. Algunos huevos eran ovales y otros redondeados de color café de cáscara gruesa rugosa.
- Los huevos de *Capillaria sp.* midieron en promedio 50  $\mu\text{m}$  (rango: 41 – 55  $\mu\text{m}$ ) de largo y 29  $\mu\text{m}$  (rango: 28 – 30  $\mu\text{m}$ ) de ancho. Estos huevos eran de forma cilíndrica color café claro con opérculos en ambos extremos.
- Los ooquistes de *Isospora sp.* midieron en promedio 28  $\mu\text{m}$  (rango: 22 – 30  $\mu\text{m}$ ) de largo y 25  $\mu\text{m}$  (rango 20 – 30  $\mu\text{m}$ ) de ancho. Estos ooquistes eran principalmente redondeados unos ovoides y decolorados.
- En los huevos de Strongiloideos se observaron dos tamaños distintos con morfología similar. Los más pequeños midieron en promedio 94  $\mu\text{m}$  (rango: 90 – 95  $\mu\text{m}$ ) de largo y 47  $\mu\text{m}$  (rango: 45 – 50  $\mu\text{m}$ ) de ancho. Los huevos más grandes midieron en promedio 145  $\mu\text{m}$  (rango: 120 – 180  $\mu\text{m}$ ) de largo y 76  $\mu\text{m}$  (rango: 65 – 80 $\mu\text{m}$ ) de ancho. Estos huevos eran ovales de cubierta delgada y decolorados.

Cuadro 6: Resultados de la prueba de Mac Master (hpg) en las jaulas de las aves del Zoológico Metropolitano periodo Marzo-Abril 2000.

JAULA	Coccidias	Ascarideos	Capillarias	Otros	Total
7		300			
35	15850				
36	3900 800				
37(suelo)	3500 1600				
37(mirlo)	5100			Isospora 4750	
40(suelo)	5500 650				
41	9500 5350				
43	750 500	200 300			
59	200 150			(strongiloideos) 150 100	
76		50			
77		350 <50	300 <50		

Cuadro 7: Resultados de la prueba de Mac Master (hpg) en las jaulas de las aves del Zoológico Metropolitano periodo Septiembre-Octubre 2000.

JAULA	Coccidias	Ascarideos	Capillarias	Otros	Total
1	200 200	150 300			
7		150 550 500			
28			<50		
35	150 18500 13500	<50 150 150			
36(suelo)	1800 11000		50	<50 (strongiloideos)	
37	5000 1950				
37M	6500 6000 5150			5700 5500 4800	
38	2750 2600 2750				
40(suelo)	5850 600 3900		<50		
40T	1550 1250 1150				
41	12000 11000 9250	100 300 350			
43	500 5300 4100	100 100	<50		
44	1750 850				
48		<50			
50	10900				
51		100 600 100	50		
59-60	200 100 200			(estrongiloidea) 200 150 200	
70-71	650				
76		150			
77		150 350 250	100 50 50		
78		<50	<50		
82	<50				
Pato jergon	2400				

## DISCUSIÓN

Como se planteó anteriormente, dada la dificultad para obtener muestras de cada especie, éstas se limitaron a obtener un “pool” de heces desde las jaulas en estudio salvo en los casos en los que se pudo separar e individualizar a las especies presentes. Esto último estuvo condicionado a la posibilidad de aislar una especie dentro de jaulas compartidas o a jaulas que eran habitadas sólo por un tipo de ave.

Se identificaron cinco estructuras parasitarias, dos de las cuales correspondieron a ooquistes de *Eimeria sp.* e *Isoospora sp.*, mientras que las otras tres estructuras correspondieron a huevos de nematodos de los órdenes Ascaroidea, Strongyloidea, y al género *Capillaria sp.* Estos parásitos son de características cosmopolitas. Además, tienen generalmente, un ciclo de vida directo, no necesitando de un hospedero intermediario para completar su ciclo de vida, por lo que su propagación se ve facilitada (Soulsby, 1987). No se encontraron muestras positivas a trematodos ni cestodos. Estos parásitos requieren de hospederos intermediarios y, en algunos casos, sus ciclos de vida son complejos, necesitando más de un hospedero intermediario para completarlo, lo que dificulta su diseminación en cautiverio.

En la transmisión de los parásitos, el personal a cargo del cuidado de las jaulas puede actuar como vector mecánico, así como también aves domésticas, ratones y artrópodos. Las jaulas 27–29; 35–41; 43–44; 50–53; 72–74; y 76–78 estaban ubicadas en un mismo sector y contiguas. El personal encargado de cuidar estas jaulas pasaba, obligadamente, por cada una para realizar la limpieza lo que aumenta la posibilidad de vectorizar mecánicamente los huevos. Oliveira *et al* (2002) en un estudio sobre moscas como vectores mecánicos en el Jardín Zoológico de Río de Janeiro, encontraron una alta carga de huevos de helmintos en la superficie del cuerpo y contenido intestinal de *Chrysomya magacephala* y *Musca domestica*. Los huevos hallados fueron identificados como *Ascaris sp.*, *Toxascaris sp.*, *Toxocara sp.*, *Trichuris sp.*, *Capillaria sp.*, Oxyuridae, Trichostrongylidae y Acantocephala. Las aves pueden consumir moscas y así mantener el

ciclo parasitario. Esto también puede llevar a infestación cruzada con parásitos de otras especies. En avestruces, por ejemplo, se han descrito algunos parásitos accidentales como *Nematodirus spathiger*, *Trichostrongylus falcuatus*, propios del ganado bovino (Carbajo *et al*, 1997). Lo anterior, hace necesario realizar controles periódicos de posibles vectores mecánicos, así como también, conocer qué especies de parásitos podrían eventualmente ser transportados por los mismos.

En las jaulas de las aves acuáticas prácticamente no se hallaron huevos de parásitos, a pesar de que se describe una gran cantidad de especies que las afectan, en especial cestodos y trematodos que en ambientes naturales encuentran una gran variedad de hospederos intermediarios que pueden mantener sus ciclos. Es probable que esto se deba a la limpieza y vaciamiento periódico (todas las semanas) de piletas en que se encuentran estas aves, lo que evita el desarrollo de hospederos intermediarios.

En el segundo periodo de muestreo, hubo un aumento en el número de muestras positivas, y en el número de jaulas en que se encontraron huevos u ooquistes de parásitos. En ambos periodos, se encontraron los mismos tipos de parásitos. Rodríguez (1999) en estudio realizado en primates del Zoológico Metropolitano también observó un aumento en el número de estructuras parasitarias en el periodo de primavera. Esto concuerda con lo descrito en la literatura especializada (Soulsby, 1987), la que evidencia como en primavera, por lo general, aumentan las cargas parasitarias.

En el Zoológico Metropolitano, Salas (1985) observó en herbívoros, carnívoros, y primates porcentajes de infección por parásitos de un 55%, 37% y 33% respectivamente. Rodríguez (1999) registro un 50% en primates, y Muñoz (1998) observó altos grados de parasitismo en carnívoros. En el presente estudio el porcentaje de muestras positivas en aves fue de un 17% en otoño y un 44% en primavera, valor cercano a los porcentajes observados en los últimos años en otras especies residentes en el Parque.

En las jaulas donde hubo una mayor cantidad de ooquistes, las aves compartían un sustrato común para el piso, constituido por una cama de chips de madera, que otorga un



ambiente más natural a las aves, pero que genera las condiciones de humedad adecuadas para la mantención de los ooquistes de coccidias, que se pueden encontrar en enormes cantidades (Soulsby, 1987). En este caso, deben tomarse medidas para evitar la humedad que se genera en los bebederos y comederos y que es absorbida por este tipo de cama.

También se debe mencionar que en la mayoría de estas jaulas el número de aves era elevado y compuesto por 2 o más especies. Así, la jaula 39 resultó negativa en ambos periodos de muestreo, lo que podría explicarse por el escaso número de aves en esta jaula (2 faisanes (*Symaticus reevesi*) y 1 cardenal (*Paroaria coronata*). En contraste, en las jaulas vecinas, el número de aves por jaula variaba entre 7 a 39 con 3 ó 4 especies presentes en cada jaula. Tres de estas jaulas (35, 36 y 41) presentaron más de 10.000 hpg, lo que podría estar asociado al alto número de aves presentes (18 a 39 aves por jaula), especialmente columbiformes. Cabe recordar, sin embargo, que la presencia de una gran cantidad de ooquistes no indica necesariamente un problema patológico grave. El modo más seguro de realizar un diagnóstico de coccidiosis en aves es el examen posmortem (Soulsby, 1987). La jaula de los flamencos (*P. chilensis*) fue positiva a coccidias sólo en una muestra con un alto número de ooquistes por gramo de heces (más de 10 mil). En esta jaula pudo existir contaminación de la muestra.

El estudio estadístico realizado en las jaulas monoespecíficas no mostró diferencias significativas en la frecuencia de ooquistes de coccidias en otoño y primavera. Tampoco se observó una variación estadísticamente en el análisis del número de huevos por gramo de excremento (hpg).

Los ooquistes de coccidias fueron las estructuras parasitarias que presentaron mayor frecuencia en ambos periodos (12,9% y 32,4% respectivamente). Estos parásitos tienen variados ciclos de vida y medios de transmisión, siendo el más común la transmisión mecánica por personal que transita entre los distintos lugares de alojamiento (Mc Dougal, 1987). Es probable que esta sea la principal forma de transmisión de este parásito en el Zoológico Metropolitano.

Huevos de ascarideos fueron el segundo grupo más frecuente en otoño y primavera (5,5% y 20,4% respectivamente), sigue en este orden *Capillaria sp.* (1,8% y 8,3%), Strongiloideos (1,8% y 3,7%) y ooquistes de *Isospora sp.* (0,9% y 2,7%). La cantidad de huevos encontrados por gramo de heces de estos parásitos fue baja. *Isospora sp.* fue detectada sólo en Mirlos (*M. bonaerensis*), que pertenece al orden Passeriformes en los cuales se describe como un parásito frecuente (Greiner y Ritchie, 1994).

Salas (1985) registró un 27,5% de los mamíferos del Zoológico Metropolitano con anticuerpos contra *Toxoplasma gondii*, y detección del mismo en un tigre. Muñoz (1998) volvió a observar *T. gondii* en heces de tigre. Dado que la toxoplasmosis es una enfermedad multisistémica que puede afectar a las aves se hace necesario realizar también estudios sobre esta enfermedad en aves del Zoológico Metropolitano. El método diagnóstico recomendado en aves es por medio de aislamiento e identificación en animales de laboratorio o cultivos celulares. Esto debido a que algunas aves no desarrollan niveles de anticuerpos detectables por algunas pruebas para *T. gondii*, encontrando títulos de anticuerpos menores a 1/16. No obstante, tórtolas y palomas desarrollan altos niveles de anticuerpos (Springer, 1997).

Finalmente, es recomendable realizar estudios más específicos enfocados a grupos más reducidos de aves y/o a cada especie en forma individual para determinar que especies parasitarias están presentes. Para ello, la necropsia de las aves muertas para detectar parásitos debiera ser parte del manejo del Zoológico. También deberían efectuarse estudios parasitológicos en palomas, gorriones u otra especies de aves presentes en el Parque Metropolitano y determinar posibles hospederos intermediarios que pueden actuar en los ciclos indirectos.

## CONCLUSIONES

Se detectó la presencia de diferentes estructuras parasitarias, las cuales pertenecían a los ordenes Ascarioidea, Strongiloidea, a los géneros *Capillaria sp.*, *Eimeria sp.*, e *Isospora sp.*

Se observó un aumento de las muestras positivas en el periodo Septiembre-Octubre de recolección detectándose los mismos tipos de formas parasitarias.

*Eimeria sp.* fue el parásito detectado con mayor frecuencia y en mayor número de jaulas, seguido por Ascarioidea, *Capillaria sp.*, Strongilideos, e *Isospora sp.* respectivamente.

No se observó relación entre el número de especies por jaula y grupos parasitarios encontrados. Fue detectado un aumento de infecciones mixtas en el segundo periodo de muestreo.

Asimismo, no hubo diferencias estadísticamente significativas en la frecuencia de *Eimerias sp.* de el primer y segundo periodo de muestreo en las jaulas monoespecíficas.

Tampoco hubo variaciones significativas en la cantidad de huevos por gramo de heces (hpg) en las jaulas positivas a *Eimeria sp.* Y Ascarideos.

## ANEXO 1

Cuadro 8: Existencia de aves en el Zoológico Metropolitano Santiago durante el año 2000.

Nº de jaula	Nombre vulgar	Nombre científico	Nº aves otoño	Nº aves primavera
1	Emu	<i>Dromiceus novaehollandiae</i>	1	1
7	Cotorra Argentina	<i>Miopsitta monachus</i>	24	22
27	Condor	<i>Vultur gryphus</i>	2	2
28	Condor	<i>Vultur gryphus</i>	2	2
29	Condor	<i>Vultur gryphus</i>	1	1
35	Paloma Cola de Abanico	<i>Columba livia</i>	2	2
	Tórtola Común	<i>Zenaida auriculata</i>	1	1
	Tórtola Collar	<i>Streptopelia decaoto</i>	17	17
	Paloma Blanca	<i>Columba livia</i>	2	2
36	Pavo Real	<i>Pavo cristatus</i>	1	1
	Tórtola Común	<i>Zenaida auriculata</i>	34	34
	Torcaza	<i>Columba araucana</i>	2	2
	Faisan Caucasiense	<i>Phasianus sp.</i>	3	2
37M	Mirlo	<i>Molotrus bonaerensis</i>	10	10
37	Pavo Real	<i>Pavo cristatus</i>	2	2
	Faisán Plateado	<i>Lophura nycthemera</i>	3	3
38	Faisan Lady	<i>Crysolophus amherstiae</i>	4	4
	Gallineta Crestada	<i>Guttera pucherani</i>	2	2
	Gallineta Azul	<i>Accrillum vulturina</i>	2	1
39	Faisán Venerado	<i>Syrnaticus reevesii</i>	2	2
	Cardenal	<i>Paroaria coronata</i>	1	1
40	Faisán Dorado	<i>Crysolophus pictus</i>	2	1
	Gallineta	<i>Numida meleagris</i>	6	3
	Pavo Real Blanco	<i>Pavo cristatus var. Albina</i>	1	1
40T	Turaco Violeta	<i>Musophaga violacea</i>	2	2
41	Paloma Blanca	<i>Columba livia</i>	13	13
	Turaco Verde	<i>Tauraco persa</i>	2	2
	Faisán Mongol Albino	<i>Phasianus colchicus var. Albina</i>	4	3
43	Zorzal	<i>Turdus faocklandii</i>	5	5
	Mirlo	<i>Molotrus bonaerensis</i>	1	1
	Diuca	<i>Diuca diuca</i>	1	
	Loica	<i>Sturnella loica</i>	1	1
	Perdiz Chilena	<i>Nothoprocta perdicaria</i>	5	4
	Tordo	<i>Curaeus curaeus</i>	1	1
	Perdiz Española	<i>Alectoris rufa</i>	5	4
44	Chirigue	<i>Sicalis luteiventris</i>	3	3
	Calafate	<i>Podda oryzivora</i>	1	
	Cardenal	<i>Paroaria coronata</i>	2	2
	Cometocino	<i>Phrygillus gayi</i>	2	2
	Tórtola Cuyana	<i>Columbia picui</i>	2	2
45	Cacatúa Ninfa	<i>Nymphicus hollandicus</i>	34	34
	Loro Eclectus	<i>Eclectus roratus</i>	1	1
48	Tiuque	<i>Milvago chimango</i>	1	1
	Águila	<i>Geranoaetus melanoleucus</i>	2	2
	Peuco	<i>Parabuteo unicinctus</i>	3	3
	Aguilucho	<i>Buteo polyosoma</i>	6	6
49	Cisne Australiano	<i>Cygnus astratus</i>	3	3

	Grulla del Paraíso	<i>Antropoides paradisea</i>	1	1
50	Flamenco	<i>Phoenicopterus chilensis</i>	30	30
51	Pato Porrón Rojo	<i>Netta ruffina</i>	3	3
	Ganso Barriado	<i>Anser indicus</i>	2	2
	Pato Siriri	<i>Dentrocoryna viduata</i>	3	3
	Tadorna Tricolor	<i>Tadorna tadorna</i>	2	2
	Pato Mandarin	<i>Axi garelliculata</i>	5	5
	Grulla del Paraíso	<i>ccidentale paradisea</i>	1	1
	Ganzo Hawaiano	<i>Branta sandvicensis</i>	1	1
	Pato Flecudo	<i>Anas acuata</i>	3	3
52	Cisne de Cuello Negro	<i>Cygnus melancoryphus</i>	3	3
	Tadorna del Cabo	<i>Tadorna cana</i>	2	1
53	Pato Jergón Chico	<i>Anas flavirostris</i>	1	1
	Pato Jergón Grande	<i>Anas georgica</i>	9	8
	Cisne Coscoroba	<i>Coscoroba coscoroba</i>	2	2
	Pato Real	<i>Anas sivilatrix</i>	3	3
	Tagua Frente Roja	<i>ccide rufifrons</i>	4	4
	Tagua Común	<i>ccide amarillata</i>	2	2
	Tagua Chica	<i>ccide leucoptera</i>	1	1
	Pato Negro	<i>Netta peposaca</i>	4	4
	Pato Gargantillo	<i>Anas bahamensis</i>	2	2
	Pato Juar – Juar	<i>Lophonetta specularioides</i>	1	
	Pato Mallard	<i>Anas platyrhynch</i>	2	1
	Canquen	<i>Chloephaga poliocephala</i>	1	1
58 <sup>a</sup>	Loro Frente Azul	<i>Amazona aestiva</i>	2	2
	Tricahue	<i>Cyanoliseus patagonus byroni</i>	1	1
	Guacamayo Azul Amarillo	<i>Ara ararauna</i>	1	1
	Loro Gris	<i>Psittacus erithacus</i>	1	
58 <sup>b</sup>	Inseparables	<i>Agapornis roseicollis</i>	24	22
59 – 60	Nandú	<i>Pterocnemia pennata pennata</i>	4	4
63	Águila	<i>Geranoetus melanoleucus</i>	12	12
	Condor	<i>Vultur gryphus</i>	2	2
70 – 71	Urraca	<i>Cyanocorax chrysops</i>	3	3
	Bardudo	<i>Lybius dubius</i>	4	3
	Kuko		2	2
	Mirlo Tornas Ojo Rojo	<i>Lamprotornis purpureus var. Rojo</i>	1	1
	Mirlo Tornas Ojo Amarillo	<i>Lamprotornis purpureus var. Amarillo</i>	3	3
	Mirlo Tornas Cola Larga	<i>Lamprotornis sp</i>	2	2
72	Tucuquere	<i>Bubo virginianus</i>	3	3
	Lechuza	<i>Tyto alba</i>	1	1
73	Pequen	<i>ccide cunicularia</i>	2	2
74	Cernicalo	<i>Falco sparverius</i>	3	3
75	Cisne Cuello Negro	<i>Cygnus melancoryphus</i>	3	3
76	Tricahue	<i>Cyanoliseus patagonus byroni</i>	52	51
	Loro Cabeza Roja	<i>Aratinga mitrata</i>	7	7
	Cachaña	<i>Polyborus plancus</i>	10	10
77	Choroy	<i>Enicognathus leptorhynchus</i>	6	6
	Guacamayo Azul	<i>Ara ararauna</i>	5	5
	Cachaña	<i>Polyborus plancus</i>	3	3
	Lora Cabeza Roja	<i>Aratinga mitrata</i>	1	1
78	Choroy	<i>Enicognathus leptorhynchus</i>	15	15
	Loro Cabeza Negra	<i>Nendayus nenday</i>	1	1
	Loro Frente Azul	<i>Amazona aestiva</i>	1	1

	Guacamayo Frente Castaña	<i>Ara severa</i>	2	2
	Guacamayo Rojo y Verde	<i>Ara chloroptera</i>	2	2
	Cacatúa Blanca	<i>cciden sanguinea</i>	1	1
	Loro Cabeza Roja	<i>Aratinga mitrata</i>	3	3
82	Gaviota Dominicana	<i>Larus dominicanus</i>	5	4
	Pingüino de Humbolt	<i>Spheniscus humboldtti</i>	3	2
	Pingüino de Magallanes	<i>Sphenicus ssp.</i>	1	
	Pelicano	<i>Pelecanus occidentales thagus</i>	2	2

Fuente Zoológico Metropolitano.

## ANEXO 2



Fig 4: Huevo de *Capillaria sp.* encontrado en aves del Zoológico Metropolitano durante el año 2000 (400x).



Fig 5: Ooquiste de *Isospora sp.* encontrado en aves del zoológico Metropolitano durante el año 2000 (400x).



Fig 6: Ooquiste de *Eimeria sp.* encontrado en aves del Zoológico Metropolitano durante el año 2000 (400x).

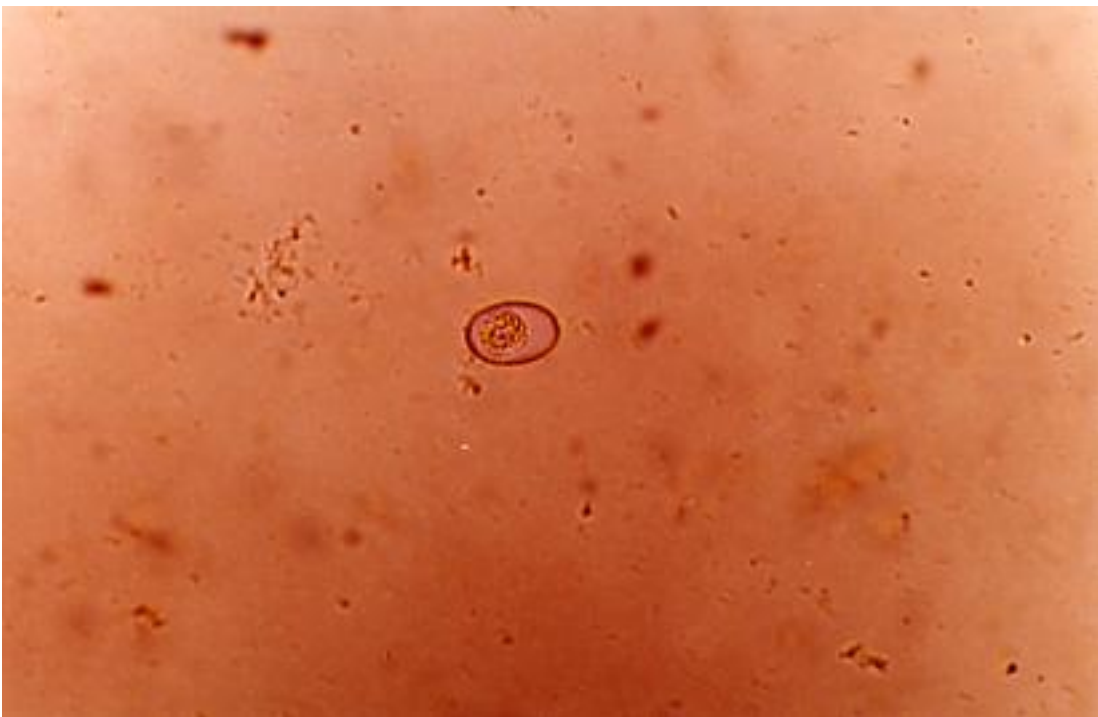


Fig 7: Ooquiste de *Eimeria sp.* encontrado en aves del Zoológico Metropolitano durante el año 2000 (400x).





Fig 8: Huevo de Strongiloideo encontrado en aves del Zoológico Metropolitano durante el año 2000 (400x).

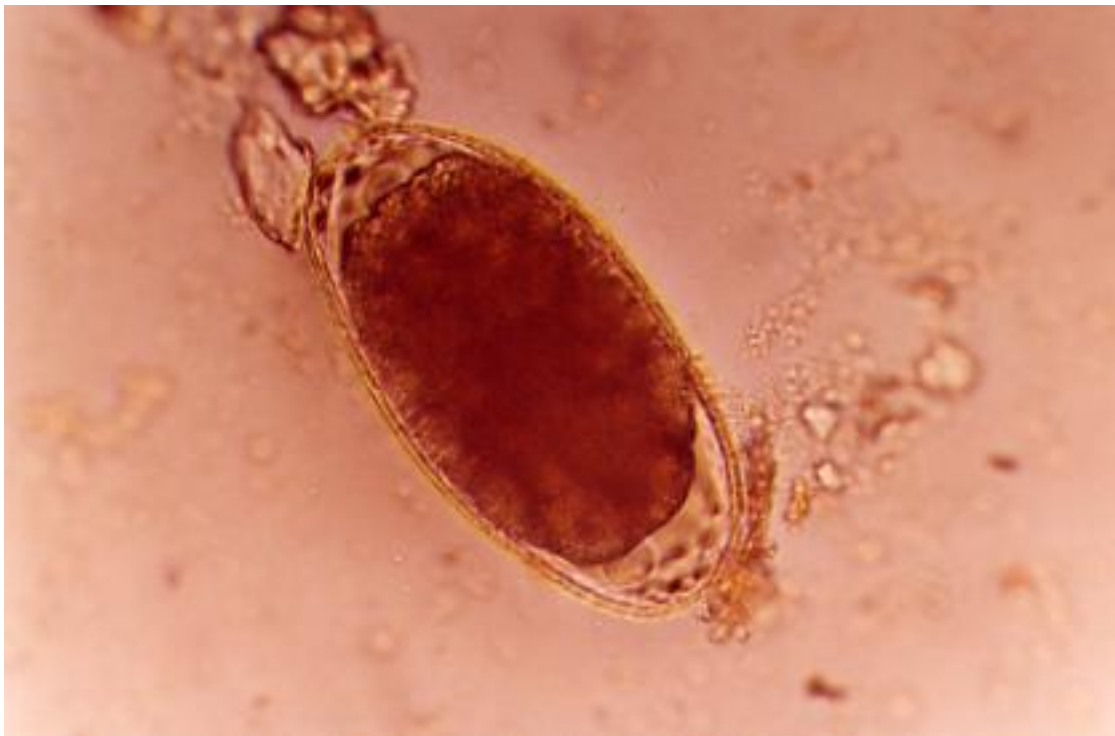


Fig 9: Huevo Strongilideo encontrado en Ñandu (*P. Pennata pennata*) del Zoológico Metropolitano durante el año 2000 (400x).



Fig 10: Huevo de Ascarideo encontrado en aves del Zoológico Metropolitano durante el año 2000 (400x).

## **BIBLIOGRAFIA.**

- ALCAINO, H.; GORMAN, T.** 1999. Parasitos en Animales Domesticos de Chile. Parasit. al día. 23, 33-41.
- BARTLETT, C.M; CRAWSHAW, G.J.; APPY, R.G.** 1984. Epizootiology, development, and pathology of *Geopetitia aspiculata* Webster, 1971 (Nematoda: Habronematoidea) in tropical birds at the Assiniboine Park Zoo, Winnipeg, Canada. J. Wildl Dis.; 20: 289-99.
- BERTOSSI, E.** 1984. Determinación del parasitismo gastrointestinal en Perdiz común, *Nothoprocta perdicaria* y en Tortola común, *Zenaida auriculata aurioculata* en la provincia del Ñuble. Memoria para optar al título de Med. Vet. Chile. U. AUST Chile 41 p.
- BROOKS, D.R.; HORBERG, E.P.; HOUTMAN, A.** 1993. Some Platyhelminths white-throated sparrows, *Zotrichia albicollis* (Aves: Emberizidae: Emberizinae), from Algonquin Park, Ontario, Canada. J. Parasitol.: 79: 610-2.
- BRUNING, D. F.; DOLENSEK, E. P.** 1978. Ratites (Struthioformes, Casuariiformes, Rheiformes, Tinamiformes, and Apterygiformes). **In:** Zoo & Wild Animal Medicine. Fowler, Murria. Morris Animal Foundation. Philadelphia US. pp 286.
- CARBAJO, E.; CASTELLO, F.; CASTELLO, J.A.; GURRI, A.; MARIN, M.; MESIAS, J.; SALES, J.; SARASQUETA, D.V.** 1997. Enfermedades Fungicas y Parasitarias. **In:** Cria de Avestruces, Emues y Ñandúes, Ed. por Real Escuela de Avicultura, Barcelona. España. pp: 217-29.
- CARPENTER, J. W.** 1978. Cranes (Order Gruiformes) **In:** Zoo & Wild Animal Medicine. Fowler, Murray. Morris Aimal Foundation. Philadelphia US. pp 319-321.

- CUBAS, Z. S.** 1993. Natural disease of free-ranging birds in South America. **In:** Zoo and Wild Animal Medicine – Current Therapy III. Murray e. Fowler. W. B. Saunders Co. 3<sup>rd</sup> ed., Denver, US., pp 167-172.
- DANIELS, W. W.** 1991. Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud. 3<sup>a</sup> edición . Edt. Limusa S.A. de C.V. Grupo Noriega Editores. México D.F.México. 667 p.
- DIGIANI, M.C.** 2000a. Digeneans and cestodes parasitic in the white-faced ibis *Plegadis chichi* (Aves: Threskiornithidae) from Argentina. Folia Parasitol. (Praha) 2000; 47: 195-204.
- DIGIANI, M.C.** 2000b. Tetrameres (*Gynaecophila*) *aspicula* n. sp. (Nematoda: Tetrameridae), a proventricular parasite of the white-faced ibis *Plegadis chichi* in Argentina. Syst Parasitol 2000; 47: 111–7.
- DUNN, A. M.** 1983. Los Huéspedes, Aves. **In:** Helmintología Veterinaria. Parte III 2<sup>a</sup> ed. Ed. El Manual Moderno. Mexico D.F.pp. 315-358.
- GOMIS, S.; DILIUK, A. B.; NEUFELD, J.; WOBESER, G.** 1996. Renal Coccidiosis and Other Parasitologic Conditions in Lesser Snow Goose Goslings At Tha-Anne River, West Coast Hudson Bay. J. Wild Life Dis. 32: 498-504.
- GREINER, E.; RITCHIE, B.** 1994. Parasites **In:** Avian Medicine: Principles and Application, Ed. B.W. Richie, G.J. Harrison, and L.R. Harrison. Winger Publishing Inc, Lake Worth, US, pp.1007-1029.
- GREVE, J. H.** 1978. Parasitic Disease. **In:** Zoo & Wild Animal Medicine. Fowler Murray. Morris Animal Foundation. Philadelphia US. pp 234-250.

- GRINER, L.A.; MIGAKI, G.; PENNER, L.R.; McKEE, A.E. Jr.** 1977. Heterakidosis and nodular granulomas caused by *Heterakis isolonche* in the ceca of gallinaceous birds. Vet. Pathol. 14: 582-90.
- HUMPHREYS, P. N.** 1978. Ducks, Geese, Swans, and Screamers (Anseriformes). Parasitic Disease. **In:** Zoo & Wild Animal Medicine. Fowler Murray. Morris Animal Foundation. Philadelphia US. pp 353-355.
- INGRAM, K.** 1978. Humingbirds and Miscellaneous Orders. **In:** Zoo & Wild Animal Medicine. Fowler Murray. Morris Animal Foundation. Philadelphia US. pp. 449-454.
- KEIMER, I. F.** 1991. Pigeons. **In:** Manual of Exotic Pet- British Small Animal Veterinary Association Beynon, P. H. ; J. E. Cooper. New Edh, UK. pp 180-202.
- KREITER, A.; SEMENAS, L.** 1997. Helmintos parásitos de *Larus Domonicanus* en la Patagonia Argentina. Bol. Chil. Parasit., 52: 39-42.
- KRONE, O.; STREICH, WJ.** 2000. *Strigea falconispalumbi* in Eurasian buzzards from Germany. J. Wildl Dis.: 36: 559-61.
- KUBE, J; KUBE, S.; VOLKER, D** 2002. Spatial and temporal variations in the trematode component community of the mudsnail *Hydrobia ventrosa* in relation to the occurrence of waterfowl as definitive host. J. Parasitol. 88: 1075-86.
- MADARIAGA, C.** 2001. Fauna Parasitaria Gastrointestinal del Pingüino Papua (*Pygoscelis papua*) en la Península Munita (64°49'S, 62°51'O), Bahía Paraíso, Antártica. Memoria para optar al título de Med. Vet. Santiago Chile. U Chile. 48 p.
- Mc DOUGALD, M. R.** 1997. Protozoa, **In:** Disease of Poultry, 10a ed. Edited by B. W. Calnek 1997. Iowa State University Press Ames, Iowa. US. pp 865.

- MIROPE, A.; ORTIZ, M. I.; RESOAGUI, E.** 1998. Heteracosis en *Numidia meleagridis* (Aves: Numididae). Bol. Chil. Parasitol. 53: 70-72.
- MUÑOZ, R.** 1998. Estudio Coproparasitológico en carnívoros residentes en el parque Zoológico Metropolitano. Santiago. Memoria para optar al título de Med. Vet. Santiago Chile. UST. Escuela de Med. Vet. 179 p.
- MUSHI, E. Z.; BINTA M.G.; CHABO R.G.; NDEBELE, R.; PANZIRAH, R.** 2000; Parasites of domestic pigeons (*Columba livia*) in Sebele, Gaborone, Botswana. J. S. Afr. Vet Assoc. 71: 249-50.
- OLIVEIRA de, V.C.; MELLO de, R.P.; ALMEIDA d', J.M.** 2002. Muscoid dipterans as egg mechanical vectors at the zoological garden, Brazil. Rev Saude Publica; 36: 614-20.
- POYNTON, S.L.; MUKHERJEE G.; STRANDBERG, J.D.** 2000. Cestodiasis with intestinal diverticulosis in a lesser flamingo (*Phoeniconaias minor*). J. Zoo Wildl Med. 31: 96-9.
- PRESCOTT, F.** 1978. Parasites and their treatment in bird of prey. **In:** Zoo and Wild Animal Medicine. Fowler Murray. Morris Animal Foundation. Philadelphia US. pp 276.
- REID, W. M.; Mc DOUGALD L. R.** 1997. Cestodes and Trematodes. **In:** Diseases of Poultry 10<sup>a</sup> ed . Edited by B. W. Calnek . Iowa State University Press Ames Iowa. pp 850 -864.
- RODRIGUEZ, L.** 1999. Estudio Coproparasitológico en Primates no Humanos residentes en el Parque Zoológico Metropolitano. Santiago. Memoria para optar al título de Med. Vet.. Santiago Chile. UST. Escuela de Med. Vet. 94 p.

- RODRÍGUEZ-VIVAS, R. I.; COB-CALERA, L. A.; DOMINGUEZ , J. L.** 2001. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México. *Rev Biomed* 12: 19-25.
- RUBILAR, L.; BERTOSSI, E.; SKEWES, O.** 1996. Gastrointestinal parasitism in the common partridge (*Nothoprocta perdicaria*) in the Nuble Zona, Chile. *Bol. Chil. Parasitol.* 51: pp 35-37.
- RUFF, M. D.; NORTON, R. A.** 1997. Nematodes and Acanthocephalans in: *Disease of Poultry* 10a ed. Edited by B. W. Calnek 1997. Iowa State University Press, Ames, Iowa. pp 815-850.
- SALAS, D.** 1985. Estudio Preliminar de Algunos Parasitismos en Animales del Zoológico Nacional del Parque Metropolitano de Santiago. Memoria para optar al título de Med. Vet. Santiago. Chile. Fac. Med. Vet. U Chile. 67 p.
- SAUCEDO, C.** 1998. Estatus Sanitario de Palomas de Vida Libre de Santiago. Memoria para optar al título de Med. Vet. Santiago Chile. U. Chile. 74 p.
- SOUSLBY, E. J.** 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7ª edición. editorial interamericana. México D.F. Mexico. pp 775-790.
- SPALDING, M.G and FORRESTER, D.J.** 1993. Pathogenesis of *Eustrongylides ignotus* (Nematoda: Dioctophymatoidea) in Ciconiiformes. *J. Wildl Dis*, 29: 250-60.
- SPIEGEL, M. R.** 1991. Test de Ji-Cuadrado. En *Estadística* 2ª edición en castellano, 1991. McGraw-Hill Interamericana de Mexico, S.A. pp 268-288.
- SPRINGER, W.T.** 1997. Other Blood and Tissue Protozoa. **In:** *Disease of Poultry* 10a ed. Edited by B. W. Calnek. Iowa State University Press, Ames, Iowa. pp 900-11.

**THIENPORT, D; ROCHETTE, F.; VANPARIJS, O.F.J.** 1979. Diagnostico de las Helmintiasis por Medio de Examen Coprológico. 196 p.

**TORO, C.; SAUCEDO, C., BORIE, C.; GOUGH, R.E.; ALCAINO, H.** 1999. Health status of free living pigeons in the city of Santiago. *Avian Pathol.* 28: 619-23.

**VALKOUNOVA.** 1983. Biology of cestodes of domestic ducks and wild water birds. *Vet. Med.(Praha).* 28: 549-63.

**ZANDER, D. V., BERMUDEZ, A. J.; MELLISON, E. T.** 1997. Principles of Disease Prevention: Diagnosis and Control. **In:** Disease of Poultry, B. W. Calnek 10a ed. Edited by W. Calnek. Iowa State University Press, Ames, Iowa. pp 3-45.