



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE  
HIDALGO**

*Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales.*

*Programa Institucional de Maestría en Ciencias Biológicas*

*Diagnóstico de parásitos gastrointestinales y  
hemoparásitos en aves psitácidas del Parque  
Zoológico "Benito Juárez"*

---

**TESIS**

**QUE PRESENTA**

**Heriberto López Garza**

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO**

**MAESTRÍA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**Director de tesis:** Dr. Daniel Val Arreola

Morelia Michoacán agosto 2012

## AGRADECIMIENTOS

- ❖ A mi esposa Jimena por todo el apoyo y comprensión durante todo el proceso en que lleve a cabo mi proyecto.
- ❖ A mi hijo Gibrán porque es quien imprime fuerza en momentos de flaqueza.
- ❖ A mis padres José e Isabel por todas sus palabras de aliento.
- ❖ A mis Maestros: Daniel Val, Beatriz Salas, Salvador Padilla y José Luis Solorio, por compartir su experiencia y conocimiento sin condición durante estos años de aprendizaje.
- ❖ A las autoridades del Parque Zoológico “Benito Juárez” por las facilidades otorgadas para la realización del proyecto.
- ❖ Un agradecimiento especial para el señor Gustavo Villa Moncada por su disposición y apoyo durante el proceso de toma de muestras en las aves.
- ❖ Al fondo de Becas CONACYT por haberme otorgado la beca para poder realizar mis estudios.

## ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN .....	3
1.1 Problemas de salud.....	3
1.2 Parásitos gastrointestinales en psitáformes .....	4
1.3 Hemoparásitos .....	5
1.4 Importancia de las parasitosis en la salud pública.....	6
II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	13
III. Hipótesis .....	14
IV. OBJETIVOS.....	14
V. MATERIAL Y MÉTODOS .....	15
5.1 Técnica de diagnostico coproparasitoscopico. ....	15
5.2 Examen Hemoparasitológico .....	16
5.3 Colección de muestras fecales de aves de vida libre.....	16
5.4 Colección de muestras fecales de aves de los géneros <i>Anas</i> spp y <i>Anser</i> spp .....	17
5.5 Determinación del tamaño de muestra .....	17
VI. RESULTADOS .....	18
6.1 Examen coproparasitoscopico .....	18
6.2 Examen coproparasitoscopico aves silvestres .....	21
6.3 Examen coproparasitoscopico de aves de los géneros <i>Anas</i> spp y <i>Anser</i> spp.....	21
6.4 Resultados examen hemoparasitoscopicos.....	23
VII. DISCUSIÓN .....	25
7.1 Resultados exámenes hemoparasitoscopicos .....	39
7.2 Importancia en la salud pública de los parásitos diagnosticados. ....	41
CONCLUSIONES.....	42

GLOSARIO .....	46
BIBLIOGRAFÍA.....	47

## LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Zoonosis relacionadas a las aves .....	10
Cuadro 2. Resultados de los exámenes coproparasitológicos. ....	19
Cuadro 3. Resultados de muestreo de aves silvestres.....	21
Cuadro 4. Resultados de los exámenes coproparasitológicos de aves de los géneros <i>Anas spp</i> y <i>Anser spp</i> .....	23
Cuadro 5. Resultados de los exámenes hemoparasitológicos .....	24
Cuadro 6. Indica los medicamentos utilizados en las desparasitaciones realizadas dentro del parque zoológico febrero 2009 a enero del 2012 .....	31
Cuadro 7. Muestra en calendario anual de desparasitación.....	32
Cuadro 8. Muestra la relación desparasitación-muestreo-temporada estacional.....	33
Cuadro 9. Tratamiento antiparasitario recomendados por la literatura .....	39
Cuadro 10. Principales hipótesis desarrolladas para explicar la falta de parásitos sanguíneos en ciertos grupos de aves .....	40

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Relación de los vectores, zoonosis y fauna silvestre en la aparición de enfermedades infecciosas emergentes y reemergentes .....	9
Figura 2. a) <i>Ascaridia spp</i> , b) <i>Heterakis spp</i> . ....	18
Figura 3. Muestra las incidencias calculadas en tres periodos de muestreo.....	20
Figura 4. Probabilidad de encontrar patos y gansos positivos a parasitosis. ....	22
Figura 5. Muestra las prevalencias encontradas en los 3 parásitos diagnosticados en el estudio .....	25
Figura 6. Se muestran el número de muestras positivas que pueden diagnosticar en una población de 153 muestras fecales. ....	26
Figura 7. Se muestran el número de muestras positivas a <i>Eimeria spp</i> , que pueden ser diagnosticadas en una población de 153 muestras fecales. ....	27

Figura 8. Muestra el número de muestras que pueden ser diagnosticadas como positivas para el parásito <i>Ascaridia</i> spp. ....	28
Figura 9. En la gráfica se muestra el número de muestras que pueden ser diagnosticadas como positivas a <i>Heterakis</i> spp en la población estudio. ....	29
Figura 10. Muestra las incidencias calculadas en los siete muestreos realizados .....	30
Figura 11. Esquema del ciclo biológico de <i>Ascaridia galli</i> .....	34
Figura 12. Esquema del ciclo biológico de <i>Eimeria tenella</i> .....	35
Figura 13. Esquema del ciclo biológico de <i>Heterakis gallinarum</i> .....	36
Figura 14. Susceptibilidad a un parasiticida en generaciones sucesivas.....	37

## RESUMEN

Entre los numerosos problemas de sanidad que afectan a las aves silvestres, las enfermedades parasitarias se destacan como uno de los más frecuentes. Las parasitosis gastrointestinales representan un riesgo en las aves silvestres pero en especial las mantenidas en cautiverio (Figueiroa, *et al.*, 2002). Los hemoparásitos que son reconocidos en las aves incluyen: *Atoxoplasma* spp, *Babesia* spp, *Haemoproteus* spp, *Hepatozoon* spp, *Leucocytozoon* spp, *Trypanosoma* spp, *Plasmodium* spp, y microfilarias (Clark *et al.*, 2009). En el presente estudio se realizó un diagnóstico de parásitos gastrointestinales y hemoparásitos en las aves de la familia *Psittacidae* en el parque Zoológico Benito Juárez de la ciudad de Morelia Michoacán, en una población de 196 aves que se encuentran catalogadas dentro de los siguientes géneros, *Agapornis* sp, *Amazona* spp, *Ara* spp, *Aratinga* sp, *Brotogeris* sp, *Cacatua* spp, *Cyanolencis patagonus*, *Eos squamata*, *Forpus* sp, *Melopsittacus undulatus*, *Nymphicus hollandicus*. Para el diagnóstico, de parásitos gastrointestinales se utilizó la técnica de flotación descrita por Foreyt en 1990, analizándose 154 muestras fecales. Se identificaron tres especies parásitas gastrointestinales: *Eimeria* spp, *Ascaridia* sp y *Heterakis* spp. La prevalencia calculada es de 3.90% positivas a *Eimeria* spp, 3.90% a *Ascaridia* sp, y con un 1,95% a *Heterakis* spp. El 9,74% de la población fue positiva a alguno de los parásitos antes mencionados. Se obtuvo la incidencia en tres periodos de muestreo, abril-mayo 0,02%, agosto-septiembre 0,05% y noviembre-diciembre 0,03%. El diagnóstico de hemoparásitos se realizó por medio de tinciones sanguíneas bajo el método de Diff Quik en total se analizaron 70 frotis, resultando en su totalidad negativos a hemoparásitos en estas aves. Esta ausencia de hemoparásitos en las aves puede explicarse como lo menciona Martínez, *et al.* 2004, debido a varios factores: a) ausencia de vector, b) Especificidad huésped-vector, c) Capacidad inmunológica del hospedador, d) Exclusión competitiva por ectoparásitos.

## SUMMARY

Among the many health problems affecting wild birds, parasitic diseases stand out as one of the most frequent. Gastrointestinal parasites pose a risk to wild birds but especially those kept in captivity (Figueiroa, et al., 2002). The blood parasites that are recognized in birds include: *Atoxoplasma* spp, *Babesia* spp, spp *Haemoproteus*, *Hepatozoon* spp, *Leucocytozoon* spp, *Trypanosoma* spp, *Plasmodium* spp, and microfilariae (Clark et al., 2009). In the present study, a diagnosis of gastrointestinal parasites and blood parasites in birds of the family Psittacidae in Benito Juarez Park Zoo of Morelia Michoacán, in a population of 196 birds that are cataloged in the following genres, *Agapornis* sp, *Amazona* spp, *Ara* spp, *Aratinga* sp, *Brotogeris* sp, *Cacatua* spp, *Cyanolensis patagonus*, *Eos squamata*, *Forpus* sp, *Melopsittacus undulatus*, *Nymphicus hollandicus*. For the diagnosis of gastrointestinal parasites was used flotation technique described by Foreyt in 1990, analyzed 154 fecal samples. We identified three gastrointestinal parasite species: *Eimeria* sp, *Ascaridia* sp and sp *Heterakis*. Prevalence of 3.90% calculated is positive *Eimeria* spp, *Ascaridia* spp 3.90%, and 1.95% to *Heterakis* spp. 9.74% of the population was positive to any of the above parasites. Incidence was obtained in three sampling periods, 0.02% from April to May, August to September 0.05% and 0.03% from November to December. The diagnosis was carried hemoparasites through low blood staining method Diff Quik 70 total rub analyzed, resulting in a negative whole blood parasites in birds. This absence of blood parasites in birds can be explained as mentioned Martinez, et al. 2004 due to several factors: a) absence of vector b) host-vector specificity, c) the host immune capacity, d) Competitive exclusion by ectoparasites.

## I. INTRODUCCIÓN

Existen más de 9000 especies de pájaros dentro de 199 familias. Ellas tienen una evolución, morfológica, fisiológica y adaptaciones funcionales que les han permitido llenar cualquier nicho ecológico imaginable (Clarck *et al.*, 2009). En el mundo existen aproximadamente 350 especies de loros conocidos para la ciencia, pero esta cifra puede verse incrementada por la revisión de algunas subespecies que han sido elevadas a la categoría de especies, como es el caso de los pericos del género *Pyrrhura* sp (Rodríguez, *et al.*, 2005).

Las aves ornamentales, principalmente las psitáformes, son probablemente las más utilizadas como compañía al ser atractivas por las características de su coloración, a la brillantez de las plumas y a su capacidad de imitar sonidos y de articular palabras (Colas, *et al.*, 2007). Las aves psitácidas se encuentran ampliamente distribuidas en la naturaleza y también viviendo en estrecho contacto con el hombre debido a su carácter ornamental (Rojas, *et al.*, 2002).

### 1.1 Problemas de salud

Entre los numerosos problemas de sanidad que afectan a las aves silvestres, las enfermedades parasitarias se destacan como uno de los más frecuentes. Las parasitosis gastrointestinales representan un riesgo en las aves silvestres pero en especial las mantenidas en cautiverio son más afectadas, pues su asociación con el estrés del cautiverio, nutrición inadecuada y enfermedades sistémicas las hace más susceptibles (Figueiroa, *et al.*, 2002). Las enfermedades parasitarias son una de las principales patologías observadas en aves mantenidas en cautiverio especialmente psitácidos, galliformes, anseriformes, falconiformes y estrigiformes (Santacruz, *et al.*, 2003). Estas infecciones interfieren en el comportamiento y el desempeño reproductivo de las aves (Figueiroa *et al.*, 2002). Existe pérdida de colores vistosos y de su plumaje fertilidad de los huevos (Polo *et al.*, 2007).

## 1.2 Parásitos gastrointestinales en psitáformes

Estudios realizados a nivel internacional de aves en cautiverio, revelan los siguientes datos: Khan *et al.*, 2010 en su publicación mencionan parásitos como *Ascaridia* sp y oocistos de *Eimeria* spp en psitácidas como: *Psittacula eupatria*, *Agapornis* sp y *Agapornis fischerii*.

En una necropsia realizada a un *Pionus menstruus* en Perú encontraron *Ascaridia hermaphrodita* que fue reportada por Gómez *et al.*, 2009. En el mismo año 2009 Gül y Çicek encontraron oocistos de *Eimeria* sp y *Cryptosporidium* sp en los que incluían *Agapornis* y loros.

Sciabarrasi y Gervasoni 2009, publican hallazgos de huevos de nematodos, ooquistes de coccidias y huevos de cestodos. Pérez *et al.*, 2009, mencionan haber encontrado *Cyclospora* sp, *Eimeria* sp, *Isospora* sp, *Capillaria* sp, *Ascaridia* sp y *Heterakis gallinarum*, *Blastocystis* spp con *Entamoeba*, *Blastocystis* con *Cyclospora* en aves de los géneros *Psittacidae*, *Cacatuidae*, *Phasianidae* y *Anatidae*. En el 2008 Jayathangaraj *et al*, realizan un estudio parasitológico en *Milvus migrans* y *Agapornis* sp, reportando oocistos de *Eimeria* spp. Mehta *et al*, 2007, reportan la presencia de *Eimeria* sp, *Ascaridia* sp, *Strongyloides* sp, *Capillaria* sp, encontrados en *Psittacus* spp, *Psittáciformes* spp, *Agaporins* spp, *Ara* spp, *Aratingas* spp.

En una investigación de aves ornamentales, realizada por Colás *et al* publicada en 2007 informan haber encontrado *Ascaridia columbae*, *Ascaridia galli*, *Cheilospirura* spp, *Heterakis gallinarum*, *Raillietina* spp, *Raillietina echinobothrida*, y *Capillaria* spp. Larramendy *et al.*, 2007, comunican de *Raillietina* spp, *Ascaridia* spp, en pequeñas psitácidas de compañía.

En el 2006, Dubey *et al.*, publican haber encontrado *Sarcocystis* sp, en un *Psittacus eritacus* en un estudio realizado en Costa Rica. Kajerová y Baruš 2005, describen el parásito nematodo de nombre *Cardiofilaria dubia*, en un espécimen de *Cacatua* sp en cautiverio. Martínez *et al* 2003, publican sobre *Ascaridia hermaphrodita* en un *Ara militaris* y *Capillaria caudinflata* en un *Amazona aestiva*.

Santacruz *et al*, 2003 mencionan: *Capillaria* spp, *Ascaridia* spp, *Isospora* spp, así como ooquistes de coccidia en Psitácidas de la Fundación Zoológica de Cali. Según Figueiroa *et al.*, 2002 reportaron parásitos en psitácidas tales como: *Capillaria* sp, *Ascaridia* sp,

*Trichostrongylus* sp. Coccideos y *Heterakis* spp. Parsani *et al*, 2002(b) publican encontrar *Ascaridia* sp, *Capillaria* sp y *Strongyloides* spp, en aves de zoológico.

Parsani *et al.*, 2001(a) encuentran en aves de zoológico parásitos como *Ascaridia* sp, *Capillaria* sp, *Heterakis* sp, *Spiruroid* sp y *Trichostrongylus* sp, así como oocistos de *Eimeria* spp, especificado para especies psitácidas (*Nymphus hollandicus*, *Colopsitta hollandicus* y *Psittacula eupatria*) el nematodo *Ascaridia* sp y oocistos de *Eimeria* spp. Patel *et al.*, 2000, encuentran *Eimeria* sp, *Capillaria* sp y *Ascaris* sp en especies como *Psittacus eritacus*, *Agapornis* spp, *Ara movacana*, *Cacatúa* sp, *Amazona* spp y *Psittacula* spp entre otras especies de zoológico

### **1.3 Hemoparásitos**

Los hemoparásitos que son reconocidos en aves incluyen: *Atoxoplasma* spp, *Babesia* spp, *Haemoproteus* spp, *Hepatozoon* spp, *Leucocytozoon* spp, *Trypanosoma* spp, *Plasmodium* spp, y microfilarias (Clarck *et al.*, 2009)

Álvarez (a) *et al.*, 2009 en una investigación realizada en Michoacán encontraron parásitos del género *Plasmodium* spp, *Leucocytozoon* spp y *Haemoproteus* spp, en el verdugo americano (*Lanius ludovicianus*). En una investigación realizada por Álvarez *et al.*, 2009(b) en Michoacán, en la *Columbina inca* indican la presencia de *Haemoproteus columbae*, *Plasmodium* sp, *Leucocytozoon* sp y *Trypanosoma* sp.

Leal *et al.*, 2009 reportan la presencia de *Haemoproteus* spp, *Leucocytozoon* spp y *Plasmodium* spp en el *Geothlypis speciosa*. Pérez *et al.*, 2009 reportan *Haemoproteus* sp en *Amazona Amazonica* y *Psittacus erithacus erithacus*, *Cacatúa alba* y *Cacatúa galerita*, *Plasmodium* spp, en *Amazona farinosa*, *Amazona amazónica* y *Cacatúa galerita* en el jardín ornitológico de Almuñecar.

Savage *et al* 2009, en un trabajo en aves silvestres de Madagascar encuentran, *Plasmodium* spp, *Haemoproteus* spp, *Leucocytozoon* spp, microfilarias, *Trypanosoma* spp, y *Babesia* spp.

Fuentes, 2008, publica no encontrar hemoparásitos en psitácidas en el Petén Guatemala. Londoño *et al.*, 2007 en Colombia reportan *Plasmodium* spp, *Haemoproteus* spp, *Leucocytozoon* spp, y microfilarias en aves silvestres y domésticas.

Masello *et al.*, 2006 no detectan hemoparásitos en una investigación realizada en aves psitácidas (*Cyanoliseus patagonus*). Hauptmanová *et al.*, 2006 informan la presencia de *Haemoproteus* spp, *Leucocytozoon* spp y *Plasmodium* spp, en aves paseriformes de Eslovaquia. Basto *et al.*, 2006 menciona que en los preparados sanguíneos las microfilarias fueron los parásitos más comunes, otros parásitos observados pertenecieron a los géneros de *Leucocytozoon* spp, *Plasmodium* spp, *Trypanosoma* spp, *Hepatozoon* spp y *Haemoproteus* spp.

Valkiūnas *et al.*, 2005, publican en una investigación en Uganda haber encontrado, *Haemoproteus* spp, *Plasmodium* spp, *Leucocytozoon* spp, *Trypanosoma* spp, *Microfilariae*, *Hepatozoon* spp y *Atoxoplasma* spp en aves silvestres. En un artículo publicado por Murata, 2001 se informa sobre *Haemoproteus* sp, *Plasmodium* sp, y *Leucocytozoon* sp en aves silvestres de Japón.

Young *et al.*, 1993, enumeran en una investigación en aves silvestres de Costa Rica los siguientes parásitos *Haemoproteus* spp, *Plasmodium* spp, *Trypanosoma* spp, y *Leucocytozoon* spp. En psitácidas Ishtiaq *et al.*, 2007 informan la presencia de *Plasmodium* spp y *Haemoproteus* spp.

#### **1.4 Importancia de las parasitosis en la salud pública**

No puede haber salud humana si no hay salud animal, y ambas no pueden existir si el ambiente no es saludable, si esta deteriorado y si no es sustentable (Garza, 2010).

La Organización Mundial de la Salud (OMS) define las zoonosis como aquellas enfermedades que se transmiten de forma natural de los animales vertebrados al el hombre. Las zoonosis son tan antiguas como la relación entre el hombre y los animales (Alonso *et al.*, 2012).

El Comité Mixto FAO/OMS de Expertos en Zoonosis, las clasifica en función de si el reservorio lo constituye el hombre o los animales. Las zoonosis pueden clasificarse desde diferentes puntos de vista. A grandes rasgos se pueden distinguir entre zoonosis bacterianas, víricas y parasitarias en función del agente infeccioso de que se trate. Zoonosis directas, Ciclozoonosis, Metazoonosis y: Saprozoonosis (Alonso *et al.*, 2012).

Otra clasificación es la que realiza la Organización Internacional de Trabajo (OIT) que, desde el punto de vista profesional divide a las zoonosis en tres categorías en función del grupo de animales que sirve de fuente de infección principal de la infección humana. a) Animales domésticos, aves de corral y animales caseros, b) Animales salvajes y merodeadores o sinantrópicos: y c) Animales de laboratorio (Alonso *et al.*, 2012).

Las zoonosis pueden clasificarse en tres conceptos:

- Las zoonosis desatendidas.
- Las zoonosis emergentes.
- Rabia, transmitida por el perro en las zonas urbanas (como categoría única, ya que debería tener solución en corto plazo) (Garza, 2010).

La transmisión de una zoonosis de un animal a un humano, puede ser por vía directa o indirecta. La relación directa se da cuando se convive circunstancial o sistemáticamente con los animales, caso que se aplica principalmente a las mascotas o animales de compañía como perros y gatos, pero que también puede tratarse de otras especies domésticas como aves canoras o de ornato, aves de corral, cerdos, bovinos, equinos, y eventualmente otras menos típicas como primates, roedores, reptiles, aves y mamíferos silvestres, especies todas que representan potencialmente, fuentes de contagio para el hombre de una gama amplia de zoonosis (Matamoros *et al.*, 2000).

La relación de carácter indirecto es atribuible a aquellas zoonosis, cuyo ciclo de transmisión debe integrarse a través de la intervención de diferentes elementos del medio ambiente como

suelo, agua, alimentos, materia orgánica proveniente de los animales y vectores que intermedian el contacto (Matamoros *et al.*, 2000).

Las zoonosis se pueden transmitir a partir de los mismos animales, otras formas de vida o bien, a través de vehículos y materia inerte, el riesgo de contraer una zoonosis no está definido por la posesión o no de los animales, ni es tampoco una decisión el asumirlo con conocimiento de causa, simplemente se refiere a un hecho epidemiológico de carácter ambiental y por lo tanto, a un evento definible como riesgo, que adquiere características particulares en el contexto urbano (Matamoros *et al.*, 2000).

Los problemas de las zoonosis no son solamente problemas de salud; obedecen a múltiples factores, dentro de los que destacan la pobreza junto con la mala o escasa educación, las condiciones de insalubridad por disposición inadecuada de basura, ausencia de agua potable y alcantarillado, contacto con aguas estancadas y de regadío, fauna nociva, viviendas sin servicios básicos, convivencia estrecha con animales enfermos domésticos, productivos y de la fauna silvestre (Garza, 2010).

La tenencia de fauna silvestre, sea esta legal o no, ha aumentado en años recientes en todo el mundo, esto obedeciendo a diversas motivaciones que dependen de la percepción individual de cada persona hacia los seres vivos (Varela, 2002).

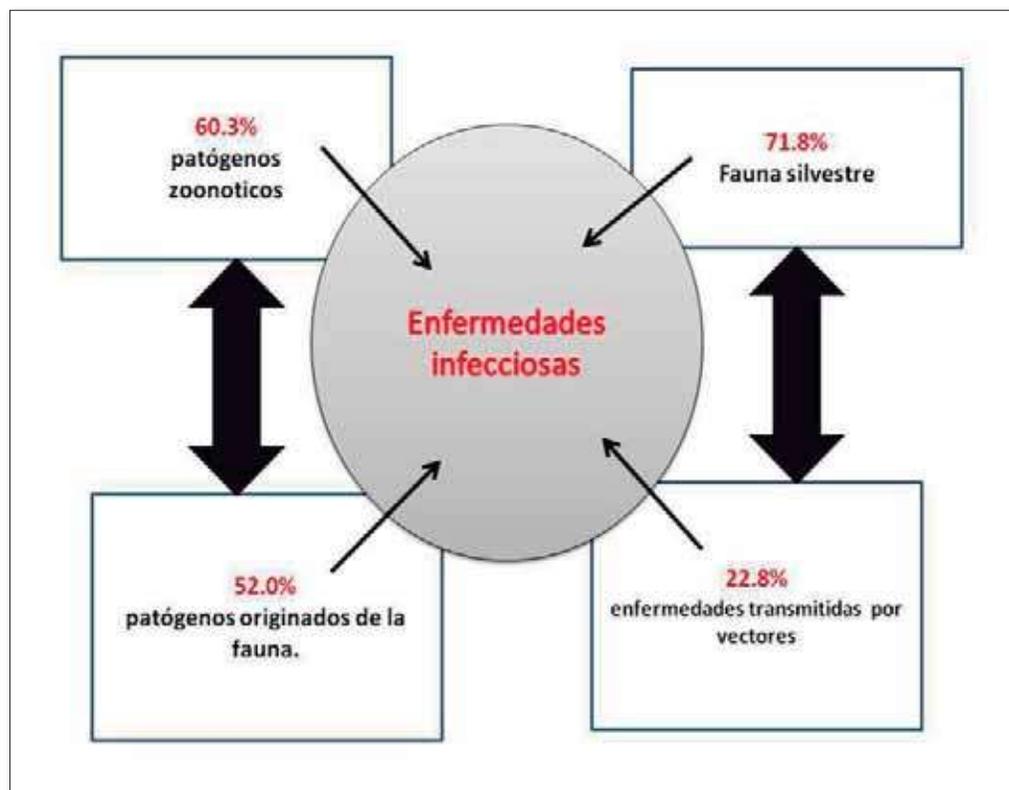
Debido a las características particulares de las especies "exóticas" o no convencionales existen algunos factores importantes que aumentan el riesgo potencial de adquisición de enfermedades a partir de ellas, ya que muchos de estos animales aún son capturados de poblaciones en vida libre para su venta. Así mismo, actualmente es posible tener acceso a muchas especies exóticas, junto con sus enfermedades, gracias a las facilidades para comercializarlas con cualquier país (Yarto y Brousset, 2010).

Los patógenos de animales silvestres contribuyen al incremento de las enfermedades emergentes y re-emergentes como una amenaza para la salud pública. La emergencia de estas

y otras enfermedades humanas ocurren cuando los gérmenes de los hospedadores pueden saltar y mutar en la especie humana. Los patógenos pueden seguir transfiriéndose entre diferentes especies animales, y continuar siendo reservorios, convirtiéndose así en enfermedades epizoóticas (Monsalve *et al.*, 2009) (Figura 1).

Las enfermedades emergentes y reemergentes, las zoonosis y las Enfermedades transmitidas por alimentos (ETA) son llamadas enfermedades descuidadas, olvidadas, se dice que por ser culturalmente aceptadas (Garza, 2010).

**Figura 1.** Relación de los vectores, zoonosis y fauna silvestre en la aparición de enfermedades infecciosas emergentes y reemergentes (Monsalve *et al.*, 2009)



Los grupos de alto riesgo para sufrir zoonosis no domésticas son personas con actividades de tiempo libre, como los excursionistas, los montañeros, los cazadores, los espeleólogos y los pescadores deportivos; y las personas con trabajos relacionados con el campo, los biólogos,

los médicos veterinarios, los trabajadores de laboratorios experimentales y de los parques zoológicos, y las personas que realizan viajes de aventura a regiones exóticas donde ciertos patógenos son endémicos (Rodríguez *et al.*, 2005).

**Cuadro 1. Zoonosis relacionadas a las aves**

Enfermedad	Agente etiológico	Fuente
Psitacosis	<i>Chlamydia psittaci</i>	Acha y Szyfres, 2001 Garcia <i>et al.</i> , 2003 Mattar <i>et al.</i> , 2000 Navas <i>et al.</i> , 2011 Varela, 2002
Encefalitis equina del Este Y del Oeste.	<i>Alfavirus</i>	Acha y Szyfres, 2001 Garcia <i>et al.</i> , 2003 Navas <i>et al.</i> , 2011 Varela, 2002
Colibacilosis	<i>Escherichia coli</i>	Varela, 2002
Campilobacteriosis	<i>Campylobacter jejuni</i>	Acha y Szyfres, 2001 Varela, 2002
Yersiniosis	<i>Yersinia pseudotuberculosis</i> <i>Yersinia enterocolitica</i>	Acha y Szyfres, 2001 Varela, 2002
Giardiasis	<i>Giardia</i> spp.	Varela, 2002 Garcia <i>et al.</i> , 2003 Navas <i>et al.</i> , 2011
Candidiasis	<i>Candida albicans</i> <i>C. tropicalis</i> , <i>C.parapsilosis</i> , <i>C.Krusei</i> , <i>C. guilliermondi</i> , <i>C. pseudotropicalis</i> y <i>C. lusitaniae</i>	Varela, 2002 Acha y Szyfres, 2001
Trichomoniasis	<i>Trichomona</i> spp.	Varela, 2002
Newcastle	<i>Paramixovirus</i> .	Varela, 2002 Acha y Szyfres, 2001
Toxoplasmosis	<i>Toxoplasma gondii</i>	Garcia <i>et al.</i> , 2003 Navas <i>et al.</i> , 2011 Varela, 2002 Acha y Szyfres, 2001
Klebseliosis	<i>Klebsiella</i> spp.	Varela, 2002
Salmonelosis	<i>Salmonella</i> spp.	Acha y Szyfres, 2001 Garcia <i>et al.</i> , 2003 Máttar <i>et al.</i> , 2000 Navas <i>et al.</i> , 2011
Criptococosis	<i>Cryptococcus neoformans</i>	Garcia <i>et al.</i> , 2003

		Navas <i>et al.</i> , 2011
--	--	----------------------------

Algunas zoonosis por helmintos pueden considerarse emergentes, como la dilofilariasis y la anisakiasis. Algunos géneros de dilofilarias, como *Dirofilaria tenuis*, pueden afectar a los mamíferos de vida salvaje y transmitirse a los humanos por picadura de mosquito, habiéndose comunicado un importante número de casos en la Europa mediterránea (Moreno *et al.*, 2001).

La zoonosis no doméstica por protozoos emergentes más estudiada en las 2 últimas décadas ha sido la criptosporidiasis, parásito ubicuo, que es capaz de infectar a la mayor parte de los vertebrados, incluyendo los peces, los crustáceos, las aves, los reptiles y los mamíferos, siendo en todos ellos un patógeno entérico frecuente. No obstante, su transmisión es principalmente individuo a individuo y desde animales domésticos o de laboratorio (Moreno *et al.*, 2001).

En el diario oficial de la Federación se publicó, el día jueves 20 de septiembre de 2007: Secretaria De Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca Y Alimentación. Un acuerdo mediante el cual enlista las enfermedades y las plagas exóticas y endémicas de los animales, de notificación obligatoria en los Estados Unidos Mexicanos. Del cual sólo se tomaran los datos referentes a las enfermedades propias de las aves.

**Artículo 1o.-** El presente Acuerdo tiene por objeto establecer los grupos y las características de las enfermedades y las plagas de los animales que deben ser notificadas a las autoridades de sanidad animal del país.

**Artículo 2o.-** El grupo 1 está compuesto por las enfermedades y las plagas exóticas que no se encuentran en el territorio nacional, y que por su rápida diseminación e impacto económico para la población animal y el riesgo para la salud pública son consideradas de notificación inmediata obligatoria a las autoridades competentes de sanidad animal del país, siendo las siguientes:

BRONQUITIS INFECCIOSA (*Coronavirus*, excepto cepas Connecticut y Massachusetts);

CLAMIDIOSIS AVIAR (*Chlamydiophila psittaci*)

INFLUENZA AVIAR (*Influenzavirus A*), excepto el subtipo H5N2 de baja patogenicidad

**Artículo 3o.-** El grupo 2 está integrado por las enfermedades enzoóticas transmisibles que se encuentran en el territorio nacional y que por sus efectos significativos en la producción pecuaria, comercio internacional, salud pública y de importancia estratégica para las acciones de salud animal en el país, son de notificación inmediata obligatoria a las autoridades competentes de sanidad animal del país, siendo las siguientes:

ENFERMEDAD DE NEWCASTLE (*Rubulavirus*).

SALMONELOSIS AVIAR (*Salmonella gallinarum*).

**Artículo 4o.-** El grupo 3 está constituido por aquellas enfermedades que se encuentran presentes en territorio nacional consideradas como enzoóticas pero que representan un menor riesgo desde los puntos de vista epidemiológico, económico, de salud pública y de comercio nacional e internacional, son de notificación mensual obligatoria a las autoridades competentes de sanidad animal del país, siendo las siguientes:

ANEMIA INFECCIOSA DE LAS AVES (*Gyrovirus*);

BRONQUITIS INFECCIOSA (*Coronavirus* cepas Connecticut y Massachusetts);

CLOSTRIDIOSIS (*Clostridium* spp);

COCCIDIOSIS (*Eimeria* spp);

COLERA AVIAR (*Pasteurella multocida*);

CORIZA AVIAR (*Avibacterium paragallinarum*);

ENCEFALOMIELITIS AVIAR (*Enterovirus*);

ENFERMEDAD DE GUMBORO (*Alvibirnavirus*);

ENFERMEDAD DE MAREK (*Lyfulphocryptovirus*);

HEPATITIS CON CUERPOS DE INCLUSION (*Adenovirus*);

LARINGOTRAQUEITIS AVIAR (*Gallid herpesvirus 2*);

LEUCOSIS AVIAR (*Oncornavirus*);

MICOPLASMOSIS AVIAR (*Mycoplasma gallisepticum* y *synoviae*);

SALMONELOSIS AVIAR (*Salmonella* spp);

TUBERCULOSIS AVIAR (*Mycobacterium avium*), y

VIRUELA AVIAR (*Avipoxvirus*).

(Fuente: Diario Oficial de la Federación de fecha 20 de septiembre 2007)

## II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Las aves psitácidas alojadas en los alberges del Parque Zoológico Benito Juárez (PZBJ) de la ciudad de Morelia, se encuentran sometidas a un constante estrés lo cual es un factor que contribuye a desencadenar diversos problemas de salud en las aves, así podemos asumir que uno de estos problemas son los parásitos gastrointestinales, esto se debe a su estado de cautiverio y las condiciones sanitarias en que se encuentran estas aves. Otro de los problemas sanitarios que puede presentarse en las aves en cautiverio son las parasitosis sanguíneas, en este grupo de aves de PZBJ no se ha reportado ningún estudio hematoparasitológico es por ello su evidente importancia en la investigación en el presente trabajo.

Considero que existe una generalización de parasitosis en estas aves ya que los resguardos están interconectados por puertas que sirven de acceso para servicio de alimentación y limpieza de un recinto a otro. Este tipo de construcción aumenta el riesgo de contagio por parásitos en las aves de una jaula a otra, ya que se puede haber varias formas de inoculación:

- a) Estando intercomunicadas las jaulas por puertas intermedias los empleados al llevar el alimento ó al entrar a limpiar dichas jaulas, pisan las heces contaminadas llevándolas en las botas a otra jaula y debido a que estas aves bajan a alimentarse muchas veces en el piso, se parasitan fácilmente.
- b) Se debe considerar la contaminación con excretas, por medio de otras aves silvestres y que se encuentran en libertad dentro del zoológico ya que algunas tienen acceso al interior de las jaulas.
- c) La ubicación de las jaulas con respecto a otros recintos que albergan diferentes especies,

como son: los halcones, las palomas, los turacos, las faisaneras, entre otras y que pueden ser focos de infección para las psitácidas debido a su cercanía y manejo.

- d) Además del problema sanitario en las aves, se debe considerar con especial atención el riesgo existente para la salud pública, ya que es un lugar donde el riesgo de contagio es más alto debido a la interacción que existe de manera directa e indirecta por parte del público en general con las aves de esta área del parque zoológico.

### **III. Hipótesis**

En las aves psitácidas del Parque Zoológico Benito Juárez existe la presencia tanto de parásitos gastrointestinales como hemoparásitos.

### **IV. OBJETIVOS**

- Se realizó la Identificación de parásitos gastrointestinales y de hemoparásitos de aves psitácidas mantenidas en cautiverio en el Zoológico Benito Juárez.
- Se identificaron los parásitos gastrointestinales y los hemoparásitos que infectan a las aves de vida libre por considerarse el principal mecanismo de contagio para las aves en cautiverio.
- Con la información obtenida, se contribuirá a la obtención de la prevalencia parasitológica en este grupo de aves.
- Contribuir al fortalecimiento de la calidad sanitaria de las aves del parque zoológico.

## V. MATERIAL Y MÉTODOS

El estudio se realizó en el Parque Zoológico Benito Juárez. Ubicado en calzada Juárez S/N Col. Félix Ireta en la ciudad de Morelia Michoacán México.

Se colectaron 154 muestras de heces y 48 muestras de sangre de un total de 196 las psitácidas que forman la colección y que pertenecen a los géneros: *Agapornis* sp, *Amazona albifrons*, *Amazona autumnalis*, *Amazona finschi*, *Amazona oratrix*, *Amazona farinoza*, *Ara militaris*, *Ara macao*, *Ara ararauna*, *Aratinga canicularis*, *Aratinga nana*, *Aratinga wedwillii*, *Cacatua* spp, *Cyanolencis patagonus*, *Eos squamata*, *Melopsittacus undulatus*, *Myopsitta monachus*, *Pionus senilis*, *Nymphycus hollandicus*, para realizar exámenes coprológicos y hematológicos.

### 5.1 Técnica de diagnóstico coproparasitoscópico.

Se colectó de un grupo de muestras por jaula, siendo en total 22 jaulas divididas en 4 secciones a) las periqueras con 10 jaulas, b) el cacatuario con 4 jaulas, c) la jaula de vuelo con 7 jaulas y d) la Selva Mexicana con 1 jaula. Las muestras obtenidas se colocaron en un frasco de vidrio identificándolo con una etiqueta que llevó los datos de cada jaula: el número y el área de localización la jaula. Las muestras se colocaron en una hielera para su conservación y se trasladaron al laboratorio parasitología de la Unidad de Servicios Auxiliares para el Diagnóstico (USAD) ubicado en las instalaciones de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Unidad Posta Zootécnica de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo

Las muestras fecales fueron procesadas empleando la técnica de Flotación; en la cual se emplean soluciones saturadas, que tienen pesos específicos mayores que el agua (gravedad específica= 1.18-1.20), en donde los huevos que tienen menor peso específico, flotan y SON colectados con un asa parasitológica para su identificación, se realiza la observación de tres gotas colectadas en diferentes zonas de la superficie de la muestra procesada, mismas que son colocadas en un portaobjetos para su observación en un microscopio compuesto con los objetivos de 10x y de 40x (10 y 40 aumentos) (Foreyt, 1990).

## **5.2 Examen Hemoparasitológico**

Para el diagnóstico de hemoparásitos se colectaron muestras de 49 aves del total de la población de 191 psitácidas. Para la selección de las aves del estudio, a cada una se le asignó un número para después elegir, 49 de estos al azar utilizando el programa Excel de Microsoft® 2007., Para determinar el tamaño de la muestra de las aves en confinación se utilizó la herramienta tamaño de muestra y fortaleza del programa epiInfo versión 3.5.1. la colecta de las muestras sanguíneas se realizó por la mañana, las aves se capturaron utilizando redes, tras la captura las aves fueron sujetadas firmemente de la cabeza con una mano, colocando el pulgar y el dedo medio debajo de las mandíbulas y el dedo índice sobre la coronilla. Con la mano libre se colocó una toalla alrededor del cuerpo del ave y se le envolvió firmemente (Birchard y Sherding, 1994). Se obtuvo la muestra de sangre, puncionando con una lanceta o con una aguja para insulina en la vena cubital cutánea ó la vena tibial caudal (las venas del ala) (birchard y sherding, 1994). Para exponer y facilitar la punción, se humedeció la zona de la vena con una torunda de algodón con alcohol (Clarck *et al.*, 2009). la sangre se colectó en un tubo capilar heparinizado. Posteriormente se realizaron tres frotos sanguíneos por cada ave muestreada. Las muestras se colocaron en una hielera para su revisión en el laboratorio de análisis clínicos de Clínica Veterinaria de Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia unidad Acueducto de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo para la identificación de hemoparásitos.

Los frotos realizados se tiñieron mediante el método Diff-Quik®, es una técnica rápida de tinción de tipo Romanovsky, consiste en tres soluciones: un fijador alcohol metilo, una solución acuosa de eosina y una solución acuosa de azul metileno y azure A. La muestra citológica es sumergida en cada solución, en el orden descrito, agitada brevemente y dejada en cada solución entre 15 y 20 segundos. Después de la tinción se lava con agua. Se deja secar, para su estudio microscópico (Saenz de Santamaria *et al.*, 2009).

## **5.3 Colección de muestras fecales de aves de vida libre.**

Se recolectaron heces de aves de vida libre, durante tres días por la noche, se colocaron lonas

debajo de los árboles que se encuentran por encima de las jaulas en las que están alojadas las psitácidas, se obtuvieron muestras fecales de las garzas que llegan a refugiarse por la noche dentro del parque zoológico. Obteniendo un total de 15 muestras. Una vez colectadas se depositaron en un frasco de vidrio, que se identificó de colecta y el sitio donde se colectó. Las muestras se analizaron en el laboratorio de parasitología de la USAD mediante el método de flotación descrito por Foreyt, (1990).

#### **5.4 Colección de muestras fecales de aves de los géneros *Anas spp* y *Anser spp***

Se obtuvieron 10 muestras de las aves que habitan a orillas "lago", aproximadamente a las 6:00 am., la colecta se realizó acercándose a la orilla del lago en las zonas donde pernoctan más comúnmente los patos y los gansos, esperando la defecación para posteriormente colectar la muestra en un frasco de vidrio que se identificó con el número de muestra y el lugar de colecta. Las muestras se colocaron en una hielera con refrigerante y se trasladaron al laboratorio de parasitología de la USAD en la FMVZ donde fueron revisadas mediante el método de flotación descrito por Foreyt, (1990).

#### **5.5 Determinación del tamaño de muestra**

Para determinar el tamaño de la muestra (154 muestras) de las aves en confinación se utilizó la herramienta de tamaño de muestra y fortaleza del programa Epi Info® versión 6, noviembre 1993.

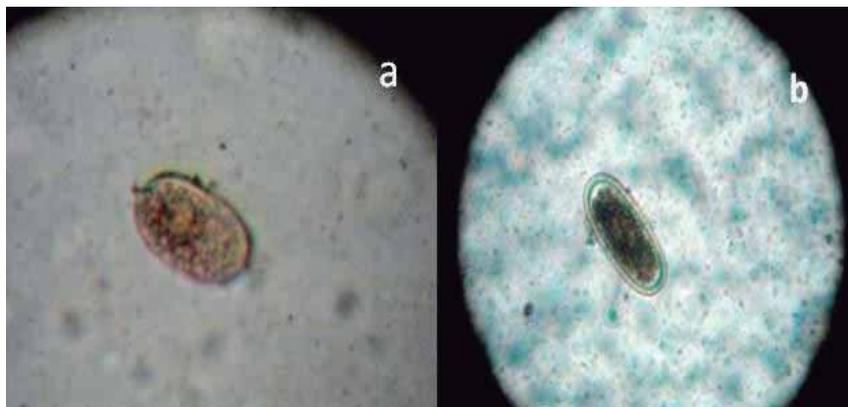
**Análisis de la información:** Se realizó un análisis de prevalencias para medir la proporción de muestras positivas con respecto al total de la población, se midió la incidencia, para obtener la proporción de muestras positivas nuevas en cada periodo de muestreo, para esto se utilizó el programa de Microsoft Office Excel® 2007. Empleando la distribución binomial negativa para predecir la probabilidad que existe de encontrar desde 1 a 153 muestras positivas, con la ayuda de la herramienta NEGBINOMDIST de Excel 2007®.

## VI. RESULTADOS

### 6.1 Examen coproparasitoscópico

Se realizaron 3 periodos de muestreo; el primero se efectuó entre los meses de abril y mayo obteniéndose 22 muestras, de las cuales 3 resultaron positivas a parasitosis, el segundo periodo de muestreo se realizó en los meses de agosto y septiembre efectuando un muestreo consecutivo triple seriado, colectando 66 muestras de las cuales 7 resultaron positivas, y finalmente se realizó un tercer periodo de muestreo consecutivo triple seriado, obteniendo 66 muestras totales de las cuales 5 resultaron positivas. Las especies parásitas por muestreo se observan en el cuadro 2.

En la presente investigación se identificaron tres especies parásitas gastrointestinales que se encontraron infectando a las aves psitácidas, entre las cuales encontramos *Eimeria* spp, *Ascaridia* spp (figura 2a) y *Heterakis* spp. (Figura 2b). Cuyos porcentajes son: 3.90% (6 muestras) fueron positivas a *Eimeria* spp, el 3.90 % (6 muestras) fueron positivas a *Ascaridia* spp, y finalmente con un 1,95% (3 muestras) positivas a *Heterakis* spp. Así tenemos que del total de la población de muestras analizadas obtuvimos que el 9,74% (15 muestras) de fueron positivas a alguno de los parásitos antes mencionados (figura 5, pag.25).



**Figura 2.** a) *Ascaridia* spp, b) *Heterakis* spp.

Cuadro 2. Resultados de los exámenes coproparasitoscopico.

No. de jaula	MUESTREOS							PARÁSITO
	1	2° SERIADO			3° SERIADO			
		1°	2°	3°	1°	2°	3°	
18	1	-	-	-	-	1	-	<i>Eimeria spp</i>
19	-	-	-	-	-	-	-	
20	-	1	1	-	-	1	-	<i>Eimeria spp</i>
25	-	-	-	-	-	-	-	
26	-	-	1	-	-	1	-	<i>Ascaridia spp</i>
27	-	-	-	-	-	-	-	
28	1	1*	-	-	-	-	-	<i>Heterakis spp, *Ascaridia spp</i>
29	1	-	-	-	-	1	-	<i>Ascaridia spp</i>
30	-	-	-	-	-	-	-	
31	-	-	1	-	-	-	-	<i>Ascaridia spp</i>
Cacatuario V1	-	-	-	-	-	-	-	
Cacatuario V2	-	-	-	-	-	-	-	
Cacatuario	-	-	-	-		†		
<i>Ara militaris</i>								
Cacatuario	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Cacatua molucciensis</i>								
74	-	-	-	-	-	-	-	
75		-	-	-	-	-	-	
76	-	-	-	-	-	-	-	
77	-	-	-	-	-	-	-	
78		-	-	-	-	1	-	<i>Heterakis spp</i>
79	-	-	-	-	-	-	-	
J.V.L	-	-	1	-	-	-	-	<i>Heterakis spp</i>
S.M	-	1	-	-	-	-	-	<i>Eimeria spp</i>

(1) positivo; (-) negativo, (V1) vitrina 1, (V2) vitrina 2, (JVL) Jaula de vuelo libre, (S:M) Selva Mexicana. † = muerta.

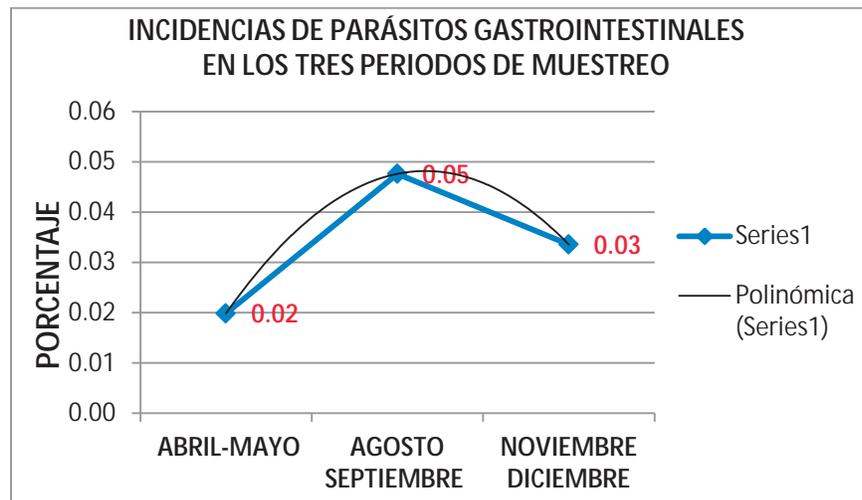


Figura 3. Muestra las incidencias calculada en tres periodos de muestreo.

Se calculó el valor de las incidencias tomando como referencia los datos arrojados del análisis de 154 muestras fecales. Los resultados pueden observarse en la figura 3, indicando que la incidencia en el primer periodo de muestreo fue de un 0,02% de muestras nuevas positivas, para el segundo periodo, se observa que existe un aumento en la incidencia con un 0,05% de casos nuevos en las muestras, y finalmente el tercer periodo la incidencia descendió a 0,03% de muestras nuevas positivas a alguno de los 3 parásitos reportados.

Durante el tiempo que duro la investigación también se recopiló información surgida de necropsias de psitácidas, hechas en el interior del parque zoológico de las cuales se identificaron parásitos adultos de *Ascaridia* spp provenientes de un ejemplar de perico australiano (*Melopsittacus undulatus*), Cacatua ninfa (*Nymphycus hollandicus*) y un ejemplar de *Ascaridia galli* extraído de una cotorra argentina (*Myiopsitta monachus*).

## 6.2 Examen coproparasitoscopico aves silvestres

Las muestras fueron colectadas durante 3 días, por la mañana del 24-26 de febrero 2012 y así se obtuvieron un total de 15 muestras y cuyos resultados se muestran en la tabla 3. Es importante mencionar que existen psitácidas de vida libre dentro del parque.

**Cuadro 3.** Resultados de muestreo de aves silvestres

UBICACIÓN	DIA 1	DIA 2	DIA 3	Parásito
GARZAS	N	N	N	N
PERIQUERAS 1	N	N	N	N
PERIQUERAS 2	N	N	N	N
SELVA MEXICANA	N	N	N	N
JAULA DE VUELO	N	N	N	N

**N = Negativo**

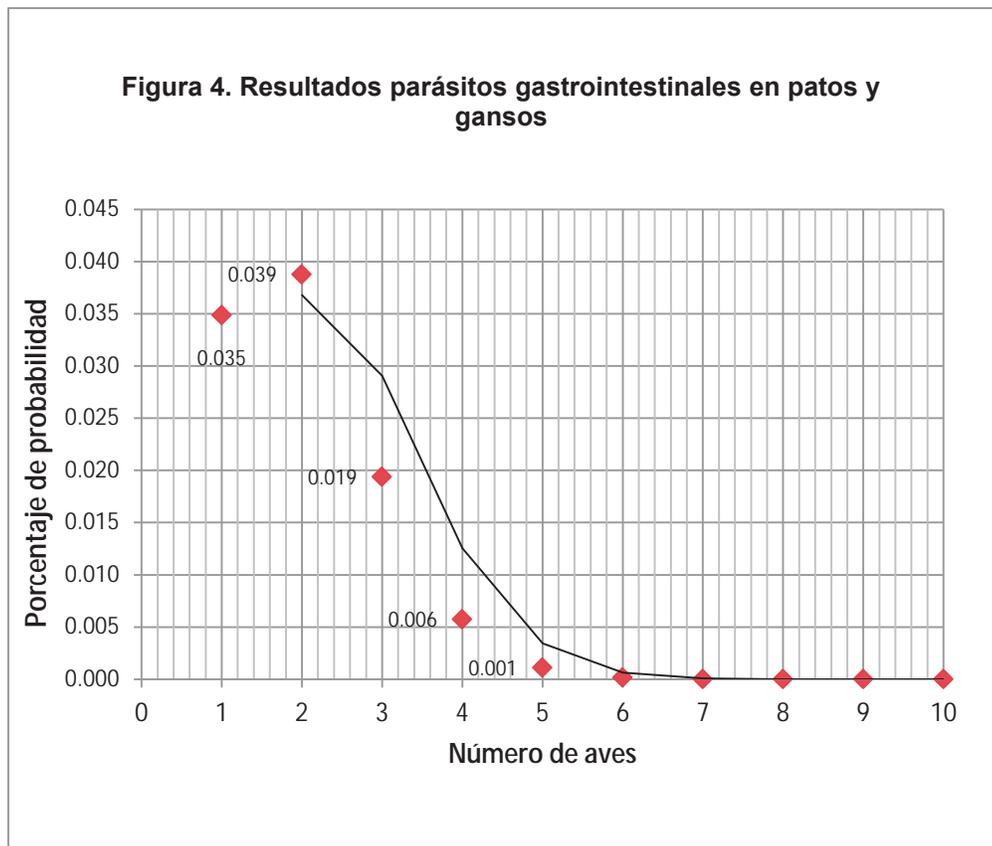
Ninguna de las quince muestras fue positiva a parásitos gastrointestinales aunque se pensó que las aves como las garzas tendrían una alta carga parasitaria debido a que estas aves migran diariamente a lugares de alimentación lejos del parque zoológico y en donde entran en contacto con otras especies aviares, tomándose como un vector de importancia para la infección de las aves en cautiverio.

## 6.3 Examen coproparasitoscopico de aves de los géneros *Anas* spp y *Anser* spp.

Se tomaron 10 muestras de patos y gansos de una población de 139 aves de los que habitan en la ribera del lago dentro del parque zoológico, se hizo un examen de flotación y dio como resultado una muestra positiva a *Eimeria* spp, (ver cuadro 4) y obteniéndose datos como la prevalencia que fue de 0,1% de población de la muestra positivas parasitadas, lo que representa el 7.2% de la población muestral, a su vez indica que el 0.7% de la población total que habita en el lago se puede encontrar parasitada, los resultados del muestreo se pueden observar en el Cuadro 3. Pudiendo ser una fuente de infección de este parásito para las aves

alojadas en la cercanía del lago. Se calculó la probabilidad de encontrar 1 a 10 patos parasitados y los resultados se observan en la figura 4.

**Figura 4.** Probabilidad de encontrar patos y gansos positivos a parasitosis.



Al analizar mediante la distribución binomial negativa los datos del muestreo de las aves que habitan en el lago y cuyos datos se muestran en la figura 4 podemos decir que para este estudio y estudios similares con este tamaño de muestra el porcentaje de probabilidad de encontrar animales positivos a parasitosis gastrointestinal se encuentra entre el 0,001% y el 0.039%.

<b>Cuadro 4. Resultados de los examen coproparasitoscopico de aves del género <i>Anas</i> spp y <i>Anser</i> spp.</b>			
<b>Muestra</b>	<b>Resultado</b>		<b>Parásito</b>
	<b>Positivo</b>	<b>Negativo</b>	
<b>1</b>	0	1	-
<b>2</b>	0	1	-
<b>3</b>	0	1	-
<b>4</b>	0	1	-
<b>5</b>	<b>1</b>	0	<i>Eimeria</i> spp
<b>6</b>	0	1	-
<b>7</b>	0	1	-
<b>8</b>	0	1	-
<b>9</b>	0	1	-
<b>10</b>	0	1	-
<b>TOTAL</b>	<b>1</b>	<b>9</b>	-

#### 6.4 Resultados examen hemoparasitoscopicos

Se realizo un muestreo de 35 psitácidas de las cuales se obtuvieron 2 frotos por ave lo que da en total de 70 frotos. Al revisar cada uno de ellos el resultado fue negativo para hemoparásitos (Ver Cuadro 5).

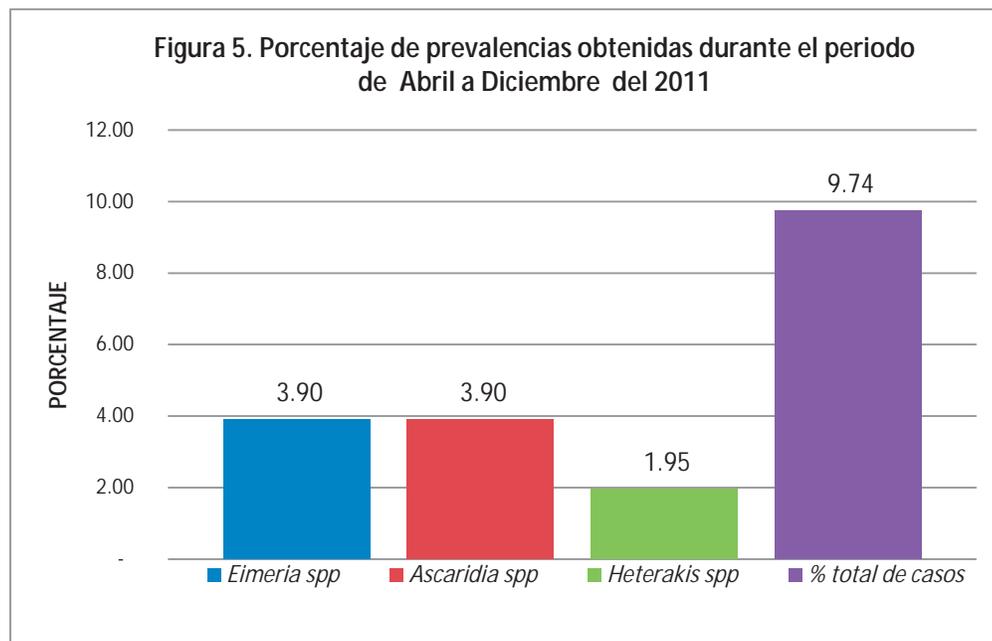
**Cuadro 5. Resultados de los exámenes hemoparasitoscópicos**

Especie	Nº aves muestreadas	Frotos	Positiva	Negativa	Parásito
<i>Agapornis sp</i>	1	2	0	2	N
<i>Amazona albifrons</i>	1	2	0	2	N
<i>Amazona autumnalis</i>	3	6	0	6	N
<i>Amazona farinoza</i>	1	2	0	2	N
<i>Amazona finschi</i>	3	6	0	6	N
<i>Amazona oratrix</i>	1	2	0	2	N
<i>Amazona viridigenialis</i>	1	2	0	2	N
<i>Amazona xantolora</i>	1	2	0	2	N
<i>Ara ararauna</i>	1	2	0	2	N
<i>Ara militaris</i>	5	10	0	10	N
<i>Aratinga canicularis</i>	4	8	0	8	N
<i>Aratinga holochlora</i>	1	2	0	2	N
<i>Cacatua alba</i>	1	2	0	2	N
<i>Cacatua moluccensis</i>	1	2	0	2	N
<i>Cacatua sulphurea</i>	1	2	0	2	N
<i>Cyanolencis patagonus</i>	1	2	0	2	N
<i>Aratinga gandaya</i>	1	2	0	2	N
<i>Melopsittacus undulatus</i>	2	4	0	4	N
<i>Myopsitta monachus</i>	1	2	0	2	N
<i>Nymphicus hollandicus</i>	1	2	0	2	N
<i>Pionus senilis</i>	1	2	0	2	N
<i>Psitacula krameri</i>	1	2	0	2	N
<i>Aratinga mitrata</i>	1	2	0	2	N

N= Negativo

## VII. DISCUSIÓN

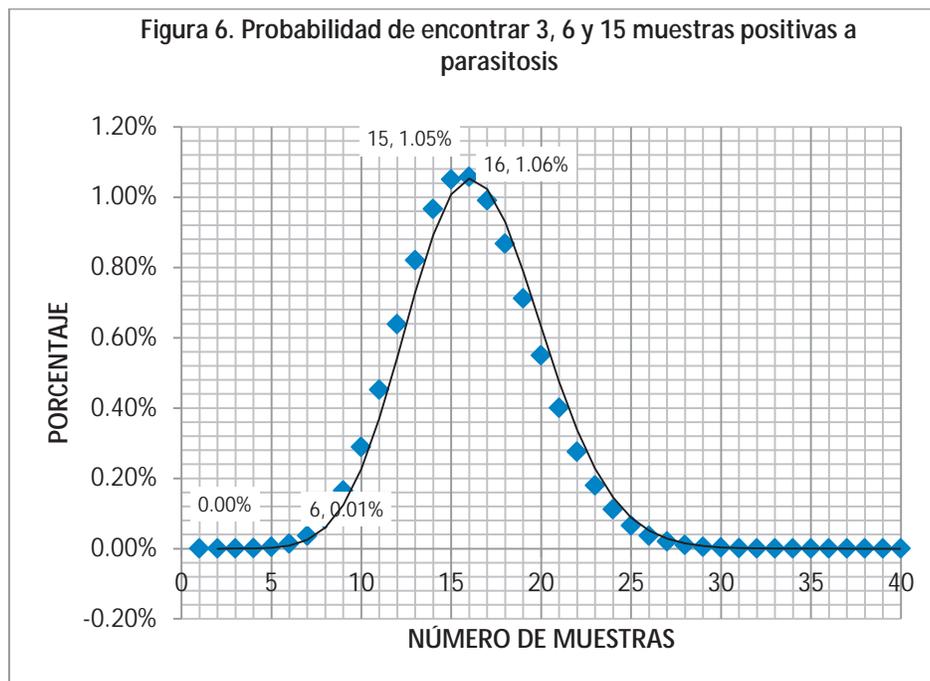
Aunque la prevalencia encontrada es menor que la de otros trabajos de investigación se observa que en el presente trabajo el 3.90% de las muestras fueron positivas a *Eimeria* spp. 3.90 % positivas a *Ascaridia* spp. Y finalmente con un 1.95% positivas a *Heterakis* spp. Obteniendo que 9.74% (15 muestras) de la población fueron positivas a alguno de los parásitos antes mencionados (Figura 5). Santacruz *et al.*, 2003, encontraron el 58% del total de la población esta parasitada, y de 13% para *Ascaridia* spp. Khan *et al.*, 2010 encuentran una prevalencia 67.7 % en la población muestreada y para animales positivos a *Ascaridia galli* un 76.86%, y *Heterakis gallinae* de 26.14%. Pérez *et al.*, 2009 mencionan una prevalencia de 51.6% de prevalencia total y de 4.1% para *Eimeria* sp. 4.9% para *Ascaridia* sp y de 4,9% para *Heterakis gallinarum*.



**Figura 5.** Muestra las prevalencias encontradas en los 3 parásitos diagnosticados en el estudio

Aunque en el presente trabajo la prevalencia total es menor al comparar los resultados de los autores antes mencionados. Al comparar las prevalencias por especie de parásito con los

reportados por Pérez *et al.*, 2009, se observa que en algunos valores son cercanos como es el caso de la *Eimeria* spp y *Ascaridia* spp. Cuatro especies de *Eimeria* spp han sido descritos para psitáformes pero solo *Eimeria dunsingi* ha sido relacionada con los signos clínicos de la enfermedad en pericos australianos en cautiverio según Farr, (1960), Panigrahy *et al.*, (1981) citados por Atkinson *et al.*, (2008). No obstante aunque existan más autores que reportan trabajos similares a este, no mencionan parásitos en aves psitácidas razón por la cual se toman como referencia para comparar a estos tres autores y resaltar que se reportan las mismas tres especies parásitas en especies psitácidas en diferentes partes del mundo lo que puede indicar una generalización de estos parásitos en esta familia de aves.

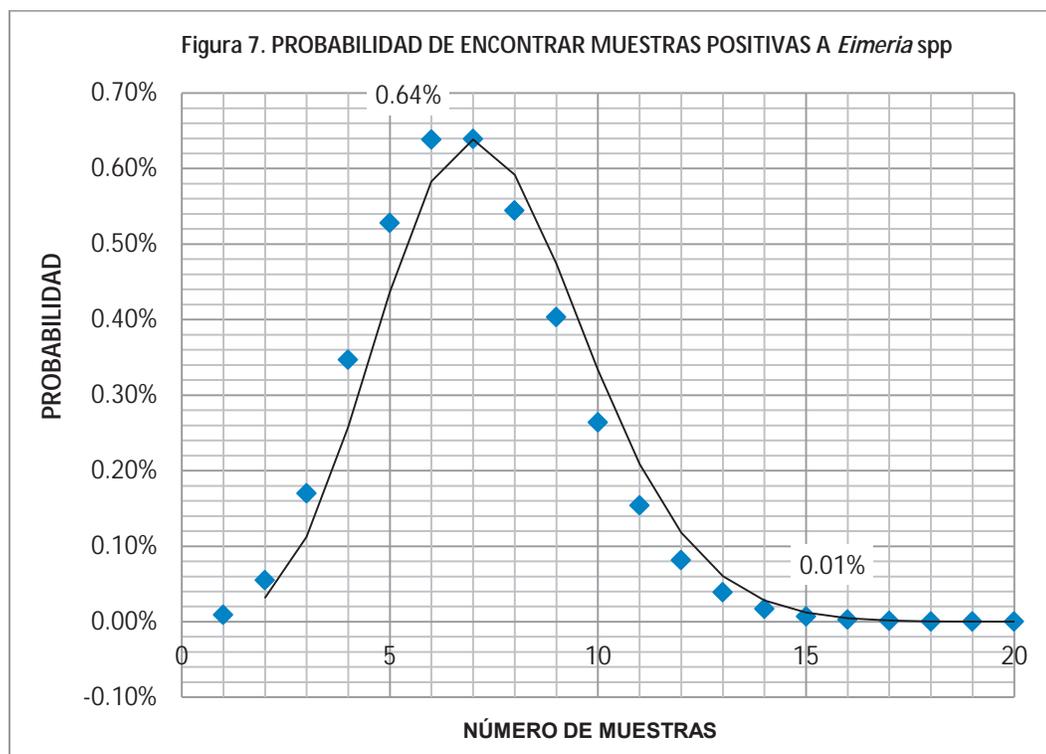


**Figura 6.** Se muestran el número de muestras positivas que pueden diagnosticar en una población de 153 muestras fecales.

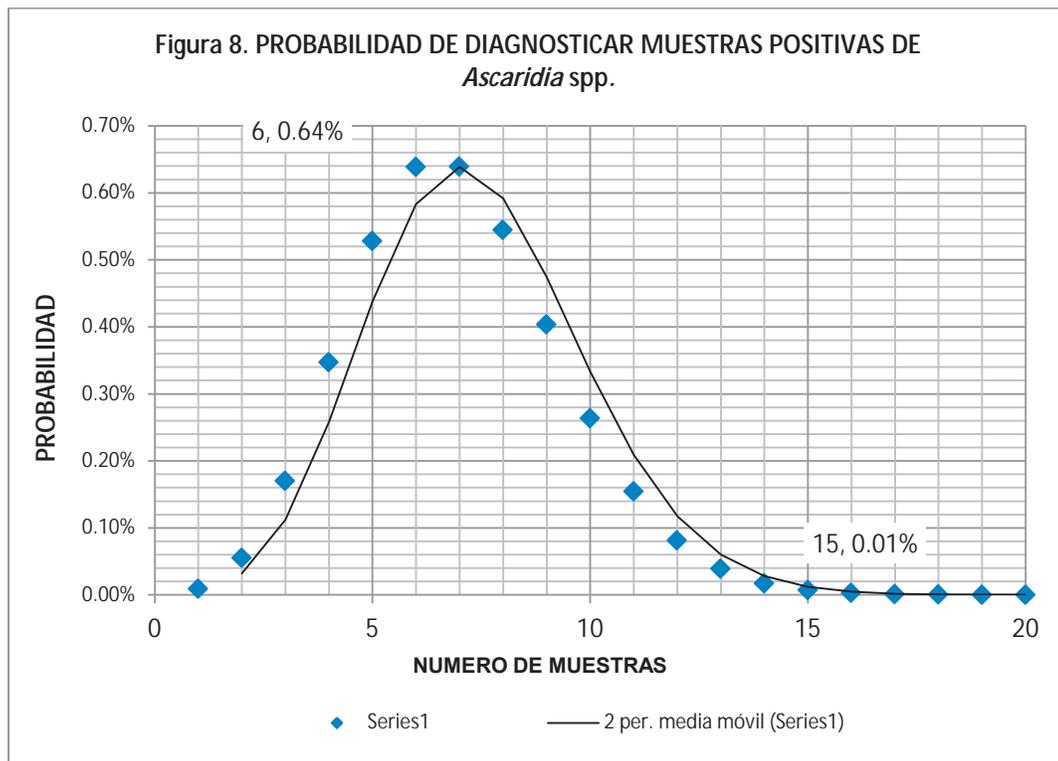
Tomando como base la prevalencia total de la población; se calculó la probabilidad de encontrar 1 a 153 aves parasitadas utilizando la distribución binomial negativa. El cálculo se basó que para encontrar 15 muestras positivas que es el total de muestras infectadas en la población con una prevalencia de 0.0980 a cualquiera de los 3 parásitos diagnosticados. La

gráfica 6, nos indica que para este estudio encontraremos entre 5 y 15 muestras positivas a parasitosis con un porcentaje de probabilidad de diagnóstico entre 0,01% y 1,06% respectivamente (Figura 6).

De la misma manera se calculo la probabilidad de encontrar seis muestras infectadas con *Eimeria* spp., obteniendo una probabilidad de 0.64% (Figura 7). Podemos interpretar el grafico de la siguiente manera en un estudio de 153 muestras encontraremos de 1 a 7 muestras positivas a *Eimeria* spp con un 0,64% de probabilidad de diagnóstico para 7 muestras que sean positivas al parasito antes mencionado.

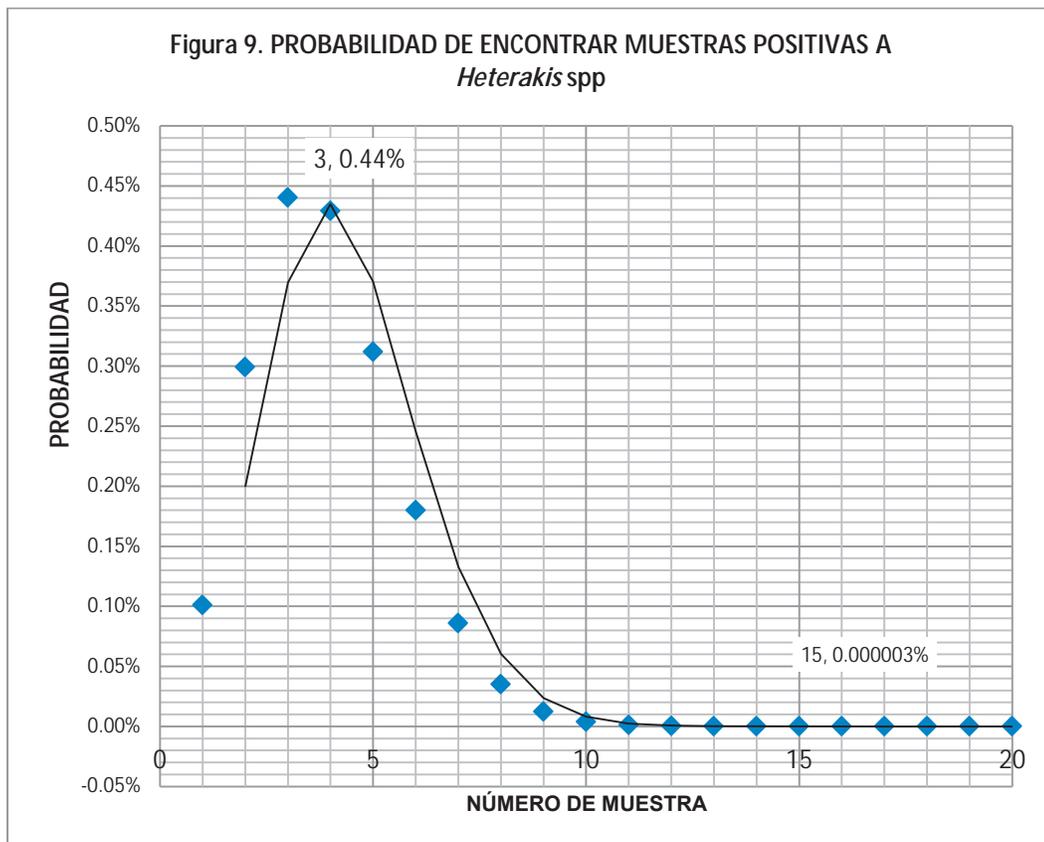


**Figura 7.** Se muestran el número de muestras positivas a *Eimeria* spp que pueden ser diagnosticadas en una población de 153 muestras fecales.



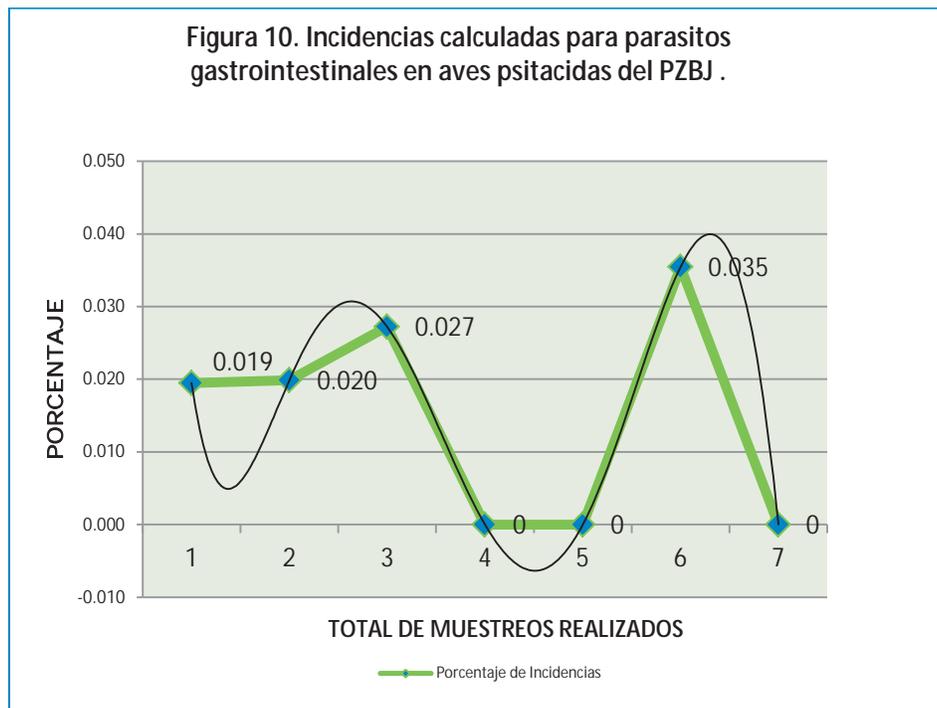
**Figura 8.** Muestra el número de muestras que pueden ser diagnosticadas como positivas para el parásito *Ascaridia* spp.

Al calcularse la distribución binomial negativa para encontrar la probabilidad de diagnosticar *Ascaridia* spp en nuestra población de 153 muestras encontramos que se pueden encontrar entre 1 y 7 muestras positivas a este parásito en nuestra población, con un porcentaje máximo de probabilidad de 0.64%, correspondiente a 6-7 muestras que pueden diagnosticarse como positivas (Figura 8).



**Figura 9.** En la gráfica se observa el número de muestras que pueden ser diagnosticadas como positivas a *Heterakis* spp en la población estudio.

El análisis binomial negativo para encontrar la probabilidad de diagnosticar muestras positivas a *Heterakis* spp indica que en una población de 153 muestras fecales se pueden encontrar 3 muestras positivas a este parásito con un porcentaje de probabilidad máximo de 0,44% (Figura 9).



**Figura 10.** Muestra las incidencias calculadas en los siete muestreos realizados.

Al calcularse las incidencias en los siete muestreos entre los meses de abril a diciembre se obtienen que en el primer muestreo realizado obtiene un el 1.9% de la población, con un total de tres muestras positivas presenta parasitación. En el segundo muestreo se presentan tres casos nuevos en la población con un 0.020 indicándonos que el 2% de la población presenta alguno de los tres parásitos encontrados. En el tercer muestreo se presenta un incremento en la incidencia con cuatro casos nuevos y que representan un 2,7% de la población parasitada a partir de este último incremento la incidencia empieza a decrecer hasta llegar a 0% durante el Cuarto y Quinto muestreo donde no se encontró ninguna muestra positiva. Al realizarse el sexto muestreo el numero de muestras positivas aumenta a cinco aumentando la incidencia a 0.035 (3.5%) de muestras positivas en la población de estudio. Finalmente, se realiza el séptimo y último muestreo y la incidencia cae hasta 0% ya que no se encontró ninguna muestra positiva en este periodo.

Este ascenso y descenso de las incidencias (Figura 10) podría explicarse con varios factores que pudieron influyeron en los resultados de la investigación:

- a) La relación parasitaria con los cambios estacionales como lo menciona Quiroz, 1990, los cambios estacionales determinan si el ambiente es favorable para la transmisión en caso de necesitar desarrollo fuera del huésped o presencia de huéspedes intermediarios. Es necesario considerar muy cuidadosamente la influencia de la época del año sobre el hábitat del parásito, el cual puede ser favorable o totalmente desfavorable. Existe también una variación en la cantidad de parásitos de un año con otro, debido en gran parte a las condiciones climáticas, y a los sistemas de manejo.
- b) El segundo factor que probablemente influyo es el calendario de desparasitación que se realiza como parte del manejo sanitario dentro del parque zoológico, el cual se muestra los Cuadros 6 y 7:

**Cuadro 6.** Indica los medicamentos utilizados en las desparasitaciones realizadas dentro del parque zoológico febrero 2009 a enero del 2012 (Fuente: Unidad operativa de atención a aves del Parque Zoológico Benito Juárez, 2012)

MEDICAMENTO	DOSIS	DIAS/FECHAS
ECTOSIN	400 $\mu$ c/kg	Dos días, repetir la medicación A los 15 días por dos días más.
IVERFULL	10 gr/100 Kg	Tres días, repetir medicación A los 15 días por 3 días.

**Cuadro 7.** Muestra en calendario anual de desparasitación (Fuente: Unidad operativa de atención a aves del Parque Zoológico Benito Juárez, 2012).

<b>Enero</b>	<b>Febrero</b>	<b>Marzo</b>	<b>Abril</b>	<b>Mayo</b>	<b>Junio</b>
No se aplica	Semana 4	Semana 3 Repetición para romper ciclos	No se aplica	No se aplica	Segunda semana
<b>Julio</b>	<b>Agosto</b>	<b>Septiembre</b>	<b>Octubre</b>	<b>Noviembre</b>	<b>Diciembre</b>
Semana 1 repetición para romper ciclos	No se aplica	No se aplica	Semana 2	Semana 1 repetición para romper ciclos.	

Se aplicó cualquiera de estos dos medicamentos ivermectina ó ivermectina con febendazol (Cuadro 6), con un total de seis desparasitaciones en el periodo febrero a noviembre (Cuadro 7). En el Cuadro 7 se muestra la relación que se encontró entre la fecha de desparasitación, los meses en que se realizo un muestreo y la temporada del año en que se realizaron.

**Cuadro 8.** Muestra la relación desparasitación-muestreo-temporada estacional.

MES	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<b>Desparasitación</b>												
<b>Muestreo Incidencias</b>				0,02				0,05			0,03	
<b>Estación</b>	INVIERNO		PRIMAVERA			VERANO			OTOÑO			
<b>Temp °C</b>	15.3	17.7	19.5	21.6	24.1	22.5	19.1	20.3	19.2	18	16.7	15.9
<b>Humedad</b>	51.5	50.9	42.6	49.2	50.4	60.4	80.8	78.2	77.2	63.3	63	59.9

Lo que nos puede indicar que al iniciar el muestreo en primavera abril-mayo con una temperatura promedio de 21.7 °C y una humedad de 47.4% la incidencia se calculó en 0,02 (2%) cuyo dato pudo verse afectado por la desparasitación efectuada en los meses de febrero (semana 4) y marzo (semana 3); a partir de este último dato obtenido la incidencia incremento en el segundo muestreo realizado entre agosto y septiembre llegando a 0.05 (5%), existiendo una coincidencia con el incremento de la temperatura que tuvo una media de 20.27 °C durante el periodo verano-otoño, con una humedad promedio de 72.8%; así que estas condiciones ambientales favorecieron el desarrollo de la parasitosis, sin embargo el resultado se vio afectado por una segunda desparasitación realizada en los meses de junio (segunda semana) y julio (primera semana). Después de este incremento la incidencia empezó a declinar hasta llegar a un 0.03 (3%) en un tercer muestreo realizado entre los meses noviembre y diciembre dentro de la temporada invernal cuya temperatura bajo en promedio de 15.9 °C y con una humedad promedio de

7.9% estas condiciones ambientales son desfavorables para el desarrollo parasitario y por supuesto el hecho de desparasitar un mes antes y durante el muestreo, se refleja en la baja de incidencia en este periodo.

Al revisar la biología de cada uno de los tres parásitos diagnosticados se puede confirmar que el efecto del medio ambiente de acuerdo a los datos proporcionados en el Cuadro 8, fueron un factor favorable para que se presentara la infección ya que las condiciones ambientales estuvieron propicias para el desarrollo de estos parásitos desde el mes de marzo hasta el mes de octubre donde las condiciones fueron adversas para estos mismos.

i) *Ascaridia* spp, se tomará como modelo anatómico la *Ascaridia galli* descrita por

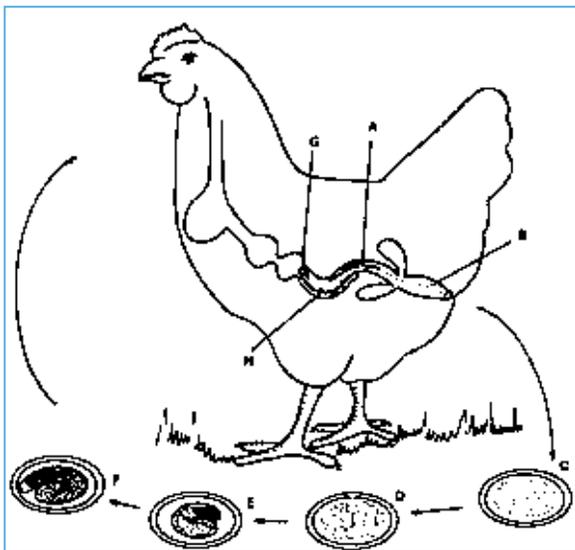
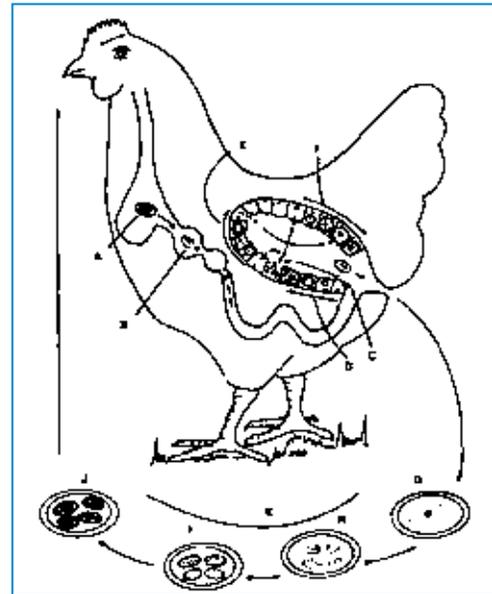


Figura 11. Esquema del ciclo evolutivo de *Ascaridia galli*. A. nematodo adulto en intestino delgado; B. Huevo; C. Huevo en suelo húmedo; D. Huevo blastomero; E. Huevo con primera larva; F. Huevo con la segunda larva; G. Eclosión de la segunda larva; H. Larvas tisulares (Quiroz, 1990).

Quiroz, 1990. Es un parásito nematodo, posee tres labios generalmente tienen alas laterales cuticulares, el esófago tiene forma de uso, los machos tienen una prominente ventosa preanal con un anillo cuticular. Las alas caudales son estrechas y relativamente grandes. La vulva está cerca de la mitad del cuerpo. Los huevos tienen una capa gruesa. Se encuentra en el intestino delgado rara vez se encuentra en el intestino grueso, esófago, molleja, buche, oviducto y del huevo del ave como parásitos erráticos. Los huevos insegmentados salen junto con las heces y se dispersan en el suelo.

El desarrollo hasta la segunda larva dentro del huevo o infectante depende de la temperatura, humedad y oxígeno, en condiciones óptimas se desarrolla en cinco días a 32 – 34 °C a 18 °C se detiene pero continúa viable y arriba de 35 °C no se desarrolla (ver figura 11).

ii) *Eimeria* spp, son protozoarios de gran importancia económica en los animales domésticos. La mayoría de las especies se localizan en el intestino, sin embargo, hay algunas que se encuentran en el hígado y otras en los riñones. Los miembros de la familia *Eimeriidae* tienen un solo huésped, en el cual se desarrollan las dos primeras etapas del ciclo biológico, es decir, la esquizogonia y la gametogonia, posteriormente se realiza la esporogonia en el suelo. Los géneros pueden clasificarse por el número de esporoblastos en cada ooquiste y el número de esporozoitos en cada esporoquiste. Los ooquistes tienen forma esférica, oval, elipsoidal. La pared está formada por una o dos capas y puede estar limitada por una membrana. Puede o no haber una abertura en el extremo anterior llamada micrópilo cubierta por un tapón del micrópilo. Tiene cuatro esporoblastos, cada uno con dos esporozoitos. Los estados parasíticos se encuentran durante algunas etapas de su desarrollo dentro de las células epiteliales principalmente del intestino, aunque algunas tienen otra localización. En general cada especie tiene un sitio específico dentro del tracto digestivo (Quiroz, 1990). Bajo circunstancias favorables (alta humedad y temperaturas moderadamente bajas) los ooquistes pueden sobrevivir por alrededor de un año en el ambiente externo. Los hospederos adquieren la infección por ingestión de ooquistes maduros con sus alimentos o agua. La ingestión regular y gradual de pocos ooquistes es favorable porque los animales adquieren resistencia a la enfermedad sin desarrollar síntomas. La ingestión simultánea de muchos ooquistes particularmente por animales jóvenes bajo estrés, puede producir la enfermedad clínica (Barriga, 2002).



**Figura 12.** Esquema del ciclo biológico de *Eimeria tenella*. A. Ooquiste esporulado en tracto digestivo; B. Liberación de esporozoitos; C. Esporozoito penetra en célula del epitelio; D. Tres esquizogonias en ciego; E. Microgametogonia; F. Macrogametogonia y fecundación; G. Ooquiste sin esporular; H. División celular; I. Formación de esporoblastos; J. Ooquiste esporulado con esporoquistes y esporozoitos; K. Esporogonia (Quiroz, 1990).

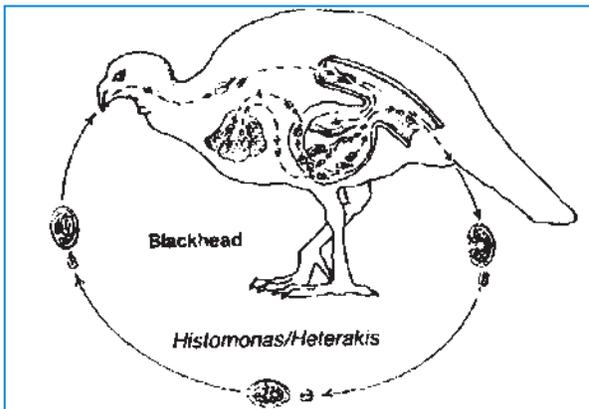


Figura 13. Esquema del ciclo biológico de *Heterakis gallinarum*. El ciclo es directo, los huevos del *H. gallinarum* salen con las heces, tienen una sola célula, el huevo con la segunda larva es la fase infestante, el huevo es ingerido, eclosionan en el buche, molleja pero la mayoría en intestino delgado, emigran al ciego en donde algunas invaden la mucosa y pasan al tejido linfático, otras permanecen encrustadas y regresan al lumen (Quiroz, 1990).

iii) *Heterakis* spp. La heterakidiosis es una infección debido a la presencia y acción de varias especies de género *Heterakis* en el ciego de los pollos, guajolotes, faisanes, codornices, patos, gansos y aves silvestres. Además actúan como vectores de *Histomonas meleagridis*. Son pequeños

nematodos que poseen tres labios, el esófago tiene un bulbo posterior. El macho presenta alas caudales bien desarrolladas sostenidas por 10 a 15 pares de papilas de tipo costillar y una ventosa preanal con un anillo

esclerotizado. Las espículas pueden ser iguales o desiguales la vulva está a mitad del cuerpo, los huevos tienen una envoltura lisa y gruesa. El ciclo evolutivo es directo. Los huevos de *H. gallinarum* salen con las heces tienen una sola célula. En el suelo que ofrece condiciones favorables de temperatura y humedad la larva se desarrolla en 12 a 15 días de 18 a 20 °C. A bajas temperaturas el huevo permanece viable durante varias semanas. Las lombrices que comen huevos de *Heterakis* spp pueden albergar el segundo estado larvario durante largo tiempo e infectan al ave cuando ingiere lombrices (Quiroz, 1990).

Es importante destacar que aunque se realizaron desparasitaciones antes de los periodos de muestreo, se identificaron huevos de parásitos gastrointestinales, esto puede deberse a que existe algún grado de resistencia antihelmíntica a los productos que se utilizaron para desparasitar a las aves.

Este efecto de resistencia lo describe (Sumano y Gutiérrez, 2010) La aplicación periódica de fármacos antiparasitarios provoca de manera inevitable el desarrollo de poblaciones de parásitos resistentes, debido sobre todo a la selección de fenotipos resistentes. Por desgracia, es posible que el sustituto tampoco sea eficaz contra la cepa resistente, en especial si es un

producto químicamente relacionado con el original.

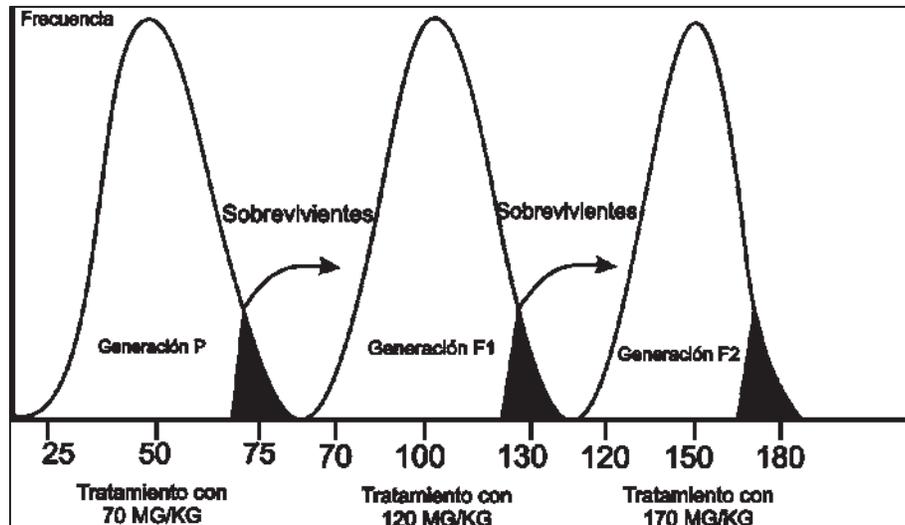


Figura 14. Susceptibilidad a un parasiticida en generaciones sucesivas (Barriga, 2002)

Si una población aislada de parásitos (P) es sometida a una concentración determinada de una droga, aquellos que son resistentes a esa concentración sobreviven y se reproducen. La próxima generación (F1) por lo tanto, será resistente a la concentración que mató a la mayoría de la población P. Un nuevo tratamiento de la población F1 con una concentración más alta de la droga, nuevamente seleccionará, a los individuos más resistentes que puede constituir una nueva generación (F2) aun más resistente. Esta selección de los individuos más resistentes es un hecho inescapable del tratamiento antiparasitario a menos que se utilicen dosis que maten al 100% a los parásitos en la primera aplicación (ver figura 10) (Barriga, 2002).

La resistencia puede surgir en un número limitado de maneras:

- i) Por un cambio en el blanco molecular, de modo que el fármaco ya no reconoce al blanco y por consiguiente pierde la efectividad.
- ii) Por cambios en el metabolismo, por lo que se inactiva o elimina el fármaco, o bien, se evita su activación.

- iii) Por un cambio en la distribución del fármaco en el organismo blanco, que evita que el medicamento tenga acceso al sitio donde debería actuar.
- iv) Por amplificación de los genes que intervienen en la acción del fármaco, haciendo que la sobreproducción de un "blanco" evite que se note el efecto del fármaco (Sumano *et al.*, 2010).

Los siguientes factores representan aquellos que pueden incrementar la selección para la resistencia:

- **Genética parasitaria.**

- Los alelos resistentes pueden ser dominantes, como se ha sugerido en los casos de resistencia a las avermectinas y/o milbemicinas.
- Puede haber algunos pocos genes, o quizá solo uno involucrado en la resistencia. Entre mayor sea el efecto de cada cambio individual, la resistencia se desarrollará más rápidamente.
- La alta diversidad genética de los helmintos parásitos, junto con sus grandes poblaciones, incrementa la posibilidad de que los alelos de resistencia se presenten en una población en frecuencias relativamente elevadas.
- Si la resistencia está ligada con genes de aptitud y supervivencia, entonces tenderá a dispersarse en la población.

- **Biología parasitaria**

- Los parásitos tienen un tiempo de generación corto y alta fecundidad, por lo que la producción de muchos individuos de generaciones diversas en poco tiempo incrementa la dispersión de alelos de resistencia en la población.
- Los ciclos de vida directos significan que la aptitud asociada con los alelos de resistencia no se disipa por haber pasado a través de un hospedador intermediario.
- Las poblaciones de parásitos son móviles.

- La infección con helmintos patógenos requiere de tratamiento para controlar la enfermedad, por lo que la presión de selección podría ser mayor para estos parásitos (Sumano *et al.*, 2010).

**Cuadro 9. Tratamiento antiparasitario recomendados por la literatura**

SUSTANCIA ACTIVA	DOSIS	Vía	Parasito	Fuente
Fenbendazol	100 mg/kg	Oral	<i>Ascaridia</i> spp	(Harrison, 2006)
Tiabendazol	250-500 mg/kg	Oral	<i>Ascaridia</i> spp	(Harrison, 2006)
Clorhidrato de levamizol+praziquantel	25 ml/L	Agua	<i>Ascaridia</i> y <i>Heterakis</i> .	(Harrison, 2006)
Netobimina	0.35 g/L	Agua	<i>Ascaridia</i> y <i>Heterakis</i> spp	(Harrison, 2006)
Sulfaquinoxalina	125 ppm	Alimento	<i>Eimeria</i> spp	(Quiroz, 1990)
Nitrofurazona	56 ppm	Alimento	<i>Eimeria</i> spp	(Quiroz, 1990)
Nicarbacina	125 ppm	Alimento	<i>Eimeria</i> spp	(Quiroz, 1990)
Furazolidona	55 ppm	Alimento	<i>Eimeria</i> spp	(Quiroz, 1990)
Amprolio	125 ppm	Alimento	<i>Eimeria</i> spp	(Quiroz, 1990)
clortetraciclina	200 ppm	Alimento	<i>Eimeria</i> spp	(Quiroz, 1990)

### 7.1 Resultados exámenes hemoparasitoscópicos

Los resultados obtenidos por el presente trabajo ver cuadro 5, pag 24-25) coinciden con algunos autores consultados como Masello *et al.*, 2006 que dice en su investigación no haber encontrado hemoparásitos en loros barranqueros (*Cyanoliseus patagonus*) y hace mención de haber encontrado 20 trabajos en los cuales no se reporta hallazgos de hemoparásitos. Fuentes,

2008 en su trabajo en psitácidas de Guatemala no encuentra hemoparásitos en los frotos realizados. Pero a su vez esto contrasta con 15 de los autores revisados para esta parte de la investigación que si reportan presencia de hemoparásitos en aves, dos de ellos, Pérez *et al.*, 2009 *Haemoproteus* spp y *Plasmodium* spp e Ishtiaq, 2007, *Plasmodium* spp y *Haemoproteus* spp en psitácidas.

La ausencia de hemoparásitos en las aves psitácidas del parque zoológico se puede explicar con las hipótesis planteadas en algunos trabajos de investigación citados por Martínez (a) *et al.*, 2004, y que se muestran en el cuadro 10.

**Cuadro 10.** Principales hipótesis desarrolladas para explicar la falta de parásitos sanguíneos en ciertos grupos de aves (Martínez, et al., 2004).

Hipótesis	Escala de aplicación	Año de aparición	Referencias
<b>Ausencia del vector</b>	Ecológica	1992	Bennett. <i>et al.</i> 1992, 1992
<b>Especificidad huésped-parasito.</b>	Evolutiva	1993	Bennett. <i>et al.</i> 1993, 1994
<b>Capacidad inmunológica del hospedador</b>	Ecofisiológica	1992	Ricklefs, 1992
<b>Exclusión competitiva por ectoparásitos</b>	Ecológica	2004	Martínez, <i>et al.</i> 2004

La ausencia de hemoparásitos de una especie debe ser probada por lo menos por:

- a) Intentar atrapar vectores adecuados.
- b) Medir la capacidad inmunológica del anfitrión.
- c) Muestreos relacionados con hemoparásitos para comprobar la presencia y/o la ausencia del parásito en el área (Martínez, *et al.*, 2004).

Es importante asegurarse de que no están operando factores que puedan sesgar la detectabilidad de los parásitos o afectar a la susceptibilidad de parasitación de los hospedadores (variaciones respecto a edad, sexo, conducta o hábitat). Asimismo, hay que tener en cuenta explicaciones alternativas tales como la ausencia del parásito adecuado (fisiológica y ecológicamente compatible) para un hospedador dado a pesar de la presencia de vectores en el medio y parásitos en especies sintópicas, debido a la gran especificidad hospedador/huésped a nivel de familia taxonómica. Un factor más a tener en cuenta es la fortaleza del sistema inmune del hospedador, que puede variar grandemente entre grupos de aves en función de sus rasgos de vida (por ejemplo, tasas de crecimiento, esfuerzo reproductor) (Martínez *et al.*, 2004).

Al revisar los frotis de las aves y no encontrar individuos positivos para ningún hemoparásito, se tiene como hipótesis de que existe la ausencia del vector adecuado para transmitir estos hemoparásitos dentro de las instalaciones del parque Zoológico, aunque es posible que la enfermedad exista en los individuos de tránsito libre dentro de las instalaciones del parque Juárez, para poder determinar la ausencia de la enfermedad es necesario buscar vectores adecuados, un análisis de la capacidad inmunológica de las aves psitácidas y realizar un muestreo de aves de vida libre dentro del parque zoológico para poder afirmar si existe la enfermedad o no dentro de este hábitat.

## **7.2 Importancia en la salud pública de los parásitos diagnosticados.**

Después de la revisión bibliográfica encontramos que (Atkinson *et al.*, 2008) mencionan que los humanos expuestos a *Heterakis* spp y gusanos ascáridos parece no presentar un riesgo para su salud, en lo que respecta a *Eimeria* spp. Se desconocen riesgos a la salud pública con respecto a *Eimeria* spp intestinal (Atkinson *et al.*, 2008). Y de acuerdo al diario oficial de la federación al diagnosticarse *Eimeria* spp, se considera como enzoótica y de notificación mensual obligatoria a las autoridades competentes.

## CONCLUSIONES:

- Este estudio realizado en las instalaciones del Parque Zoológico Benito Juárez de Morelia Michoacán, arroja resultados de relevancia para el manejo de las aves y para las Instituciones involucradas, ya que se confirma la presencia de tres especies de parásitos gastrointestinales dentro de esta familia contribuyendo a aumentar el conocimiento de las enfermedades que pueden afectar a este grupo de aves, de las cuales México es poseedor de especies endémicas y con lo cual se tiene la obligación de proteger y preservar.
- Se diagnosticaron tres géneros de parásitos gastrointestinales para las aves psitácidas alojadas en tres secciones de parque zoológico (Periqueras, Selva mexicana, y jaula de vuelo), y estas son *Ascaridia* spp, *Eimeria* spp, y *Heterakis* spp. Diagnosticando como positivas 15 de las 154 muestras revisadas, representando un 9.74% de la población parasitada. Se propone realizar un segundo muestreo seriado de las aves para determinar la especie parásita de estos tres géneros encontrados, así se logrará identificar de manera más exacta cuales especies afectan a esta familia de aves en estas instalaciones.
- En estudios con características similares a este es probable diagnosticar entre 5 a 16 muestras positivas a parasitosis, con un porcentaje máximo de 1,06% de probabilidad de encontrar 16 muestras positivas por cada 154 muestras analizadas.
- El análisis de probabilidad con la distribución binomial negativa nos mostro que en este estudio o estudios similares es probable diagnosticar 1 a 7 muestras positivas a *Eimeria* spp con una probabilidad de éxito máxima de 0,64% de diagnosticar 6 a 7 positivas. También 1-7 muestras positivas a *Ascaridia* spp con una probabilidad de 0,64% de encontrar 6 a 7 muestras positivas a este parásito. Y 1-3 muestras positivas a *Heterakis* spp con una probabilidad de 0,44% de diagnosticar 3 muestras positivas a este parásito.
- Con relación a los hemoparásitos se obtuvo un resultado negativo ya que no se encontró en ninguno de los 70 frotis revisados la presencia de parásitos. Sugiriendo

realizar en investigaciones posteriores más pruebas diagnosticas como: **a)** coleccionar aves de vida silvestre dentro del parque zoológico para realizar frotos con la intención de buscar hemoparásitos; **b)** Evaluar si existen los vectores adecuados para la transmisión de los hemosporidios; y, **c)** Evaluar la capacidad inmunológica de estas aves.

- La ausencia de hemoparásitos en los frotos realizados probablemente es debido a la ausencia de vectores, para confirmar esta hipótesis se recomienda hacer un muestreo de posibles vectores y una monitorización periódica de aves que transitan dentro y fuera del parque zoológico, así mismo muestrear las aves de otros géneros que forman parte de la colección de aves del zoológico para determinar si estos parásitos se encuentran presentes en el entorno.
  
- Es importante recordar que durante la evaluación y diagnóstico por protocolo interno del parque zoológico se realizaron periódicamente 6 desparasitaciones en un periodo de 12 meses y que aún con la aplicación de este protocolo se logró determinar la presencia de parásitos gastrointestinales, lo cual sugiere un cierto grado de resistencia antiparasitaria. Tomando como base todo esto se sugiere modificar el protocolo de desparasitación de la siguiente manera:
  - Antes de medicar con cualquier sustancia antiparasitaria se debe:
    - i) Realizar un muestreo seriado de heces, por jaula y por área en que se encuentran clasificadas las aves.
    - ii) Realizar los estudios adecuados para determinar si existe presencia de parásitos gastrointestinales en nuestra población, para así conocer la especie parasita en caso de encontrarse, esto permitirá conocer de manera específica el ciclo biológico de la especie parasita en cuestión y por lo tanto se tendrá un mejor manejo sanitario de la parasitosis.
    - iii) Al conocer el parásito(s), se deberá elegir la sustancia activa adecuada, la dosis y el método de administración así como el tiempo de tratamiento correcto para la especie parasita diagnosticada. En relación con la vía de

administración se sugiere que en las aves psitácidas del zoológico lo más conveniente es administrar el medicamento en el alimento ya que sí se suministra en el agua, la cantidad de sustancia que se ingiere es menor a la dosis recomendada, ya estas aves adquieren el agua de la fruta y verduras llamada agua metabólica, y no consumen agua de forma regular como en otra especies aviares.

- iv) Reducir el número de desparasitaciones al año tomando en cuenta la estacionalidad y el diagnóstico previo ya que si no encontramos parásitos o no sabemos si existe su presencia en nuestra población no debemos iniciar un tratamiento.
  - v) Se recomienda rotar de sustancia activa periódicamente ya que esto favorece a que la resistencia antiparasitaria no sea alta.
- o El mantener aves bajo cautiverio, agrupado a factores de cómo el estrés, el suelo de tierra, la contaminación del alimento con eses, la imposibilidad de lavar los pisos con agua y desinfectante, provocan un estado sanitario deficiente en las jaulas y por lo tanto un lugar propicio para la propagación de enfermedades parasitarias.
    - i) Para reducir la supervivencia de los huevos de parásitos se sugiere reemplazar el piso de tierra dentro de los albergues por cemento así se mejora el estado sanitario de las jaulas.
    - ii) Colocar tapetes sanitarios en las entradas principales de los albergues.
    - iii) Evaluar mediante el mismo protocolo antes mencionado a las aves nuevas que se van a introducir a los albergues de exhibición.
- Se debe realizar un diagnóstico parasitario en la totalidad de las aves que forman la colección de parque zoológico para poder determinar el origen del contagio de estos parásitos hacia las psitácidas en cautiverio.

- Con respecto a las aves que forman parte de la colección de aves y que viven libres dentro del parque y de manera más específica en el lago como son patos, gansos, se diagnosticó *Eimeria* spp. Indicando este diagnóstico que estas aves son una vía de contagio de este parásito hacia las psitácidas. Se recomienda establecer un protocolo de desparasitación ya que de esta manera se evitara que los parásitos que se encuentran en estas aves sean transmitidos a las aves que se encuentran en los resguardos.
- Los resultados que se obtuvieron en la investigación hasta el momento de su finalización y con fundamento en la literatura, indican que ninguno de los parásitos gastrointestinales diagnosticados no representan riesgo a la salud pública. En lo referente a hemoparásitos y el riesgo que existiera para la salud pública este se descarta por el hecho de no haberse diagnosticado ninguno de los principales hemoparásitos citados en la literatura que afectan a las aves.

## GLOSARIO

**Ciclozoonosis:** Clasificación de la zoonosis de acuerdo a su mecanismo de transmisión, se requiere más de un hospedador vertebrado para mantenerse en la naturaleza sin que intervengan invertebrados.

**Enzoótica:** Una enfermedad que afecta a determinadas especies animales dentro de un área geográfica restringida.

**Metazoonosis:** Clasificación de la zoonosis de acuerdo a su mecanismo de transmisión, requiere por lo menos de un hospedador vertebrado y de uno invertebrado, para mantenerse en la naturaleza. Es imprescindible la presencia de un vector biológico o de un huésped intermediario invertebrado para que el agente cumpla su ciclo.

**Psitácidas:** (Psittacidae) son una familia de aves psitaciformes llamadas comúnmente loros o papagayos, incluye a los guacamayos, las cotorras, los periquitos, los agapornis y formas afines.

**Saprozoonosis:** Clasificación de la zoonosis de acuerdo a su mecanismo de transmisión, Son infecciones producidas por agentes que requieren un lugar de desarrollo o reservorio no animal (plantas, suelos, materia orgánica).

**Sinantrópico:** Se refiere a animales que viven en estrecha asociación con los seres humanos.

**Sintópicas:** Gr. syn= junto; topos= lugar): ejemplares que habitan una misma zona geográfica restringida.

**Turaco:** Son un grupo de aves de pequeño a mediano tamaño, todas propias de África, que se identifican por presentar los vívidos colores de un pigmento característico. Los turacos también toman el nombre de pájaros errantes y comedores de bananos, este último nombre derivado del significado de su nombre científico (*Musophagidae*).

**Zoonosis:** Todas las enfermedades e infecciones en que pueda existir relación animales vertebrados-hombre o viceversa, bien sea directamente o a través del medio ambiente, incluidos portadores, reservorios y vectores.

## VIII. BIBLIOGRAFÍA

Acha, P. N., Szyfres, B. 2001. **"Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales"**. 3ª Ed. Organización Panamericana de la Salud. 3 vol.

Alonso, E. R., Martí, S. M. C., Constans, A. A. **"Zoonosis de origen laboral"** INSHT. [En línea]

[http://www.insht.es/InshtWeb/Contenidos/Documentacion/FichasTecnicas/NTP/Ficheros/401a500/ntp\\_411.pdf](http://www.insht.es/InshtWeb/Contenidos/Documentacion/FichasTecnicas/NTP/Ficheros/401a500/ntp_411.pdf) [Accesada: 3 Enero 2012]

(a) Álvarez, M. I., Salgado, O. J., Álvarez, R. M. T., Villaseñor, G. J. F. 2009. **Perfil hematológico y hemoparásitos de una población residente del verdugo americano (*Lanius ludovicianus*) en Michoacán, México.** IX Congreso Para El Estudio Y Conservación De Las Aves En México "Ruta centro: volemos a Querétaro". Libro de resúmenes. Del 6 al 9 octubre 2009, Santiago de Queretaro. Pag. 4.

(b) Álvarez, R. M. T., Salgado, O. J., Guevara, L. U. J. **"Comportamiento de la infección por hemoparásitos en la *Columbina inca* en tres ecosistemas de Michoacán, México"** IX Congreso Para El Estudio Y Conservación De Las Aves En México "Ruta centro: volemos a Querétaro". Libro de resúmenes. Del 6 al 9 octubre 2009, Santiago de Queretaro. Pag. 4.

Atkinson, C. T., Thomas, N. J., Hunter, D. B. **"Parasitic diseases of wild birds"** Ed Willey-Blackwell, USA, 2008. PP. 595

Basto, N. R. O., Marinkelle, C. J., Gutiérrez, R., Matta, N. E. 2006. **Haematozoa in birds from la macarena national natural park (colombia).** Publicaciones Caldasia..

**Hematozoarios en aves del Parque Nacional Natural La Macarena (Colombia).**  
[www.unal.edu.co/icn/publicaciones/caldasias.htm](http://www.unal.edu.co/icn/publicaciones/caldasias.htm). [Consultada el 25 de junio del 2010]

Barriga, O.O.O. 2002. Resistencia a los antiparasitarios. En: Las enfermedades parasitarias en los animales domésticos en la América latina. Chile. Germinal. Pp 209-212

Birchard, S. J., Sherding, R. G. Manual clínico de pequeñas especies. Vol 2. Ed. Mc Graw-Hill. México, 1994. Pp. 1491-1496.

Colás, M. A., Merino, Y. S., Correa, A. **Diagnóstico de las enfermedades bacterianas, micóticas y parasitarias en aves ornamentales.** Revista Cubana de Ciencia Avícola. 31: 135-140

Clarck, P., Boardman W., Raidal S. 2009. **"Atlas of Clinical Avian Hematology"** Ed. Wiley-blackwell. Singapore. PP. 200

Diario Oficial 20 de septiembre 2007. Secretaria De Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca Y Alimentación. **"Acuerdo mediante el cual se enlistan las enfermedades y plagas de los animales, exóticas y endémicas de notificación obligatoria en los Estados Unidos Mexicanos"**

Dubey J.P, Rosenthal B. M., Morales, J. A., y Alfaro, A. 2006. **Morphologic and genetic characterization of *Sarcocystis* sp. from the African grey parrot, *Psittacus erithacus*, from Costa Rica.** Acta parasitológica Versita. 3: 161-168]

Foreyt, W. J. 1990. 2ª Edición. **"Veterinary Parasitology Referente Manual"** Ed. Washington State University. United States of America. PP: 165

Figueiroa, L. De F. M., Bianque, De O. J., Dowell, De B., Cavalcanti, M., Soares, L. A., Santiago, V. M., Alves, De O. R. Y Evencio, A. S. 2002. **Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil**". Parasitol Latinoam; vol. 57: 50 –54.

Fuentes, R. P. M. 2008 **"Hemoparásitos de guacamayas, loros, pericas, cotorras y tucanes del centro de rehabilitación de fauna silvestre arcas, Petén, Guatemala"** Tesis de titulación. Universidad de San Carlos de Guatemala Facultad de Medicina Veterinaria Y Zootecnia Junta Directiva. Guatemala. PP. 44

Garza, R.J., 2010. La situación actual de las zoonosis en México. Gaceta medica de México. 146: 430-6

García, S. J. A., Contreras, B. A. J., Adame, R. J. M., Galán, W. L. J., 2003. **Revisión de zoonosis ornitológicas**. Ciencia UANL enero-marzo, año/vol. VI, numero 001.

Gómez, P. L. A., López, U. M. T., González, A. E. 2009. **Ocurrencia de Ascaridia hermaphrodita (Nematode: Ascaridiidae) en el loro Cabeza Azul (Pionus menstruus) en Perú**. Rev. Perú. Biol; vol. 15(2): 133- 135.

Gül, A., Çiçek, M., 2009. **Van Yöresinde Evde Beslenen Kafes Kuşlarında Bağırsak Parazitlerinin Yaygınlığının Araştırılması**. Türkiye Parazitoloji Dergisi: 215 – 217.

Harrison, L. T. 2006; Clinical avian medicine, Spix publishing.

Hauptmanová, K. B. V., Literák, I. 2006. **Blood Parasites in Passerine Birds in Slovakian East Carpathians.** Acta Protozoológica; vol. 45: 105 – 109.

Ishtiaq, F. Gering, Eben, R. J. H., Rahmani, A. R., Jhala, Y., Dove C. J., Milensky C., Olson, S. L., Peirce, M., Fleischer, R. C. 2007. **Prevalence and diversity of avian hematozoan parasites in asia: a regional survey.** Journal of Wildlife Diseases; vol. 43(3), pp. 382–398.

Jayathangaraj, M.G., Gomathinayagam, S. Bhakyalakshmi, V. 2008. **Incidence of coccidiosis in captive wild birds.** Tamil Nadu J. Veterinary & Animal Sciences 4 (4) 156, Julio- Agosto.

Kajerová, V., Baruš V. 2005. **Corrections to description of Cardiofilaria dubia (Nematoda) parasitizing Australian parrot.** Helminthologia 42.3; 167-169.

Khan, M. A. Khan M. S. Shafee M. Khan J. A. 2010. **Prevalence and chemotherapy of helminthiasis in parrots at lahore zoo, Pakistan.** The Journal of Animal & Sciences. 20(3); 189-192.

Larramendy, M. R., Hernández S. B., Temprana, M., Morales, Y., Ramos, M., Cuervo, N. 2007. **Parásitos internos y externos diagnosticados en pequeñas psitácidas de compañía". Informe de Dubininia melopsittaci (Acari: Xolalgiidae) en Cuba.** Revista Cubana de Ciencia Avícola; vol. 31: 89-96.

Leal, Á. A., Pérez, A. A., Álvarez, R. M. T., Villaseñor, G. J. F., Delgado, C. O., Cancino, M. R., Monterrico, R. T. C. 2009. **Hemoparásitos en Geothlypis speciosa en humedales de Michoacán y Edo. de México.** IX Congreso Para El Estudio Y Conservación De Las Aves En México "Ruta centro: volemós a Querétaro". Libro de resúmenes. Del 6 al 9 octubre, Santiago de Querétaro. Pag. 33.

Londoño, A., Pulgarin, C. P. Y Blair, S. 2007. **Blood Parasites in Birds From the Lowlands of Northern Colombia.** Caribbean Journal of Science; vol. 43. No. 1, 87-93.

(a)Martínez, A. A., Esparza, B., Oro, D. 2004. **"Lack of blood parasites in bird species: does absence of blood parasite vectors explain it all?"** Ardeola 51(1), 225-232.

(b)Martínez, F. A., Ledesma, S. S., Solís, F. G. N. 2003. **Endoparasitosis en aves silvestres autóctonas** Universidad Nacional del Nordeste, Comunicaciones Científicas y Tecnológicas. Resumen V-50 [En línea] <http://www1.unne.edu.ar/cyt/2003/comunicaciones/04-Veterinarias/V-050.pdf> [Consulta, 25 de Abril 2009]

Masello, J. F., Choconi, R. G., Sehgal, R. N. M., Tell, L., Quillfeldt, P. 2006. **Blood and intestinal Parasites in wild psittaciformes: a case study of burrowing parrots (*Cyanoliseus patagonus*)** Ornitologia Neotropical 17: 515-529.

Matamoras, J. A. Sanín, L. H., Santillana, M. A. 2000. **Las zoonosis y sus determinantes sociales: Una perspectiva a considerar en la salud pública.** Rev. Salud Pública. 2 (1) 17-35. Colombia.

Máttar, S. V., Visbal, S. J., Bermúdez, O. A. 2000. **Zoonosis: cerca o lejos de nosotros?.** Revista MVZ Córdoba. ISSN (Versión en línea): 1909-0544. Colombia.

Mehta, H. K., Jani, R. G., Patel, P. R., Hasnani, J. J., Patel, P. V. y Patel, C. B. 2007. **Prospective studies on prevalence of gastrointestinal parasites.** Zoos' Print Journal; vol. 22 (12): 2951-2592.

Monsalve, B. S., Mattar, V. S., & Gonzales, T. M. 2009. **Zoonosis transmitidas por animales silvestres y su impacto en las enfermedades emergentes y reemergentes.** Revista MVZ Córdoba 14 (2); 1762-1760. Colombia.

Moreno, I. J., de la Torre, C. J., 2001. **Zoonosis por animales no domésticos**. Revista Clínica Española. Vol: 201. Num: 7. Pp: 367-369

Morton, D. B., Abbot, D., Barclay, R., Close, B. S., Ewbank, R., D Gask, Heath, M., Mattic, S., Poole, T., Seamer, J., Southee, J., Thompson, A., Trussel, B., West, C., Jennings, M. 1993. **Extracción de sangre en los mamíferos y aves de laboratorio. primer informe del grupo conjunto de trabajo bva/frame/rspca/ufaw sobre el refinamiento**. Edit. Laboratory Animals pag 27, 1-22.

Murata, K. **"Prevalence of blood in Japanese wild birds"** J. Vet. Med. Sci. vol. 64 (9) 785-790. [En línea] 2002. [http://www.jstage.jst.go.jp/article/jvms/64/9/785/\\_pdf](http://www.jstage.jst.go.jp/article/jvms/64/9/785/_pdf) [consulta 21

Navas, S. V. M., Vila, Á. J., Regalado, V. M. A. 2011. **"Zoonosis transmitidas por aves"**. Medicina General. Revisión. Pag 273-276.

(a) Parsani, H.R., Momin, R. R., Bhuvra, C.N. 2001. **Parasitic infection among captive birds at Sakkarbagh zoo, Junagadh, Gujarat**. Zoos' Print Journal 16 (4):462-464.

(b) Parsani, H. R., Momin, R. R., Sahu, R.K., Patel, B.G. 2002. **Prevalence of gastrointestinal parasites in captive birds at Kamla Nehru zoological garden, Kankaria zoo, Ahmedabad, Gujarat**. Zoo' Print Journal 18(1): 987-992.

Patel, P.V., Patel, A. I., Sahu, R. K., Vyas, Raju. 2000. **Prevalence of gastro-intestinal parasites in captive birds of Gujarat zoos**. Zoos' Print Journal; vol. 15 (7): 295-296.

Pérez, C. G., Prados, A.H., Romero, D., Moreno, M. S., Pontes, A., Osuna, A., Rosales M. J. 2009. **Intestinal and haematic parasitism in the birds of the Almuñecar (Granada, Spain) ornithological garden.** *Veterinary Parasitology* 165: 361–366.

Polo, L. J. L., Mackensie, P. M., Porras, S. J., 2007. **Prevalencia de paracitos gastrointestinales en las aves de los ordenes Galliformes y Columbiformes mantenidas en el Parque Zoológico Nacional de Cuba.** REDVET. *Revista electrónica de veterinaria.* [En línea]. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n121207.html> [Consulta, 30 de noviembre 2009].

Quiroz, R. H. 1990. **"Parasitología"**. Edit. Limusa s.a de c.v. México. Pp. 28.

Rodríguez, M. J. V., Rojas, S. F., Arzuza, D. Es., González, H. A. 2005. **"Loros pericos y guacamayas neotropicales"**. Edit. Panamericana Formas e Impresos S.A. Bogota D.C. Colombia. PP. 148

Rojas, M. J., M García, T. R., Masdeu, V., Acosta, I. 2002. **Hallazgos bacteriológicos y micológicos en aves psitácidas.** *Revista Cubana de Ciencia Avícola.* 26: 125-128. Cuba

Saenz, de S. J., y otros. 2009. *Citología intraoperatoria.* [En línea] [http://www.conganat.org/10congreso/vistaImpresion.asp?id\\_trabajo=1804](http://www.conganat.org/10congreso/vistaImpresion.asp?id_trabajo=1804) [Consulta: 14 6 2012].

Santacruz, P., Orjuela, Acosta, D., Benavides, M., J., Martínez, K. 2003. **Parásitos gastrointestinales en las aves de la familia *Psittacidae* en la Fundación Zoológica de Cali (Cali, Valle del Cauca, Colombia).** *Medicina Veterinaria;* vol. 20 (6): 67-72.

Savage, A. F., Steven, M. V. R., Goodman, V. R., Raheerilalao, M. J., Andrianarimisa, A., Arey, F., Greiner, E. C. 2009. **Blood Parasites In Birds From Madagascar.** Journal of Wildlife Diseases; vol. 45(4), , pp. 907–920.

Sciabarrasi, A., Gervasoni, S. 2009. **“Parásitos gastrointestinales hallados en Psitaciformes de la Estación Zoológica Experimental “Granja la Esmeralda” Santa Fe, Argentina** [en línea]. [http://www.reivet.com.ar/archivos/parasitos\\_de\\_loros\\_dic\\_09.pdf](http://www.reivet.com.ar/archivos/parasitos_de_loros_dic_09.pdf) [Consulta: 14 mayo 2010]

Sumano, L. H. S., Gutiérrez, O. L. 2010. **“Resistencia a los parasiticidas”.** Farmacología clínica en aves comerciales. Edit. Mc Graw Hill. 4ª edición. México. Pp. 382-383.

Valkiūnas, G., Sehgal, R. N. M., Lezhova, T. A., Smith, T. B. 2005 **“Further Observations on the Blood Parasites of Birds in Uganda.”** J. Parasitol; vol. 94(6), pp. 1395–1401.

Varela, N. 2002. **Enfermedades Relacionadas con la Tenencia y Manejo de Fauna Silvestre.** Grupo de Estudio de Animales Silvestres. (Boletín GEAS). Volumen IV, Número 2

Yarto, J. E., Brousset, H. J., Dulce, M. 2010. **“Zoonosis de animales exóticos y de zoológico”.** [En línea]. <http://www.cvdl.com.mx/memorias09/Zoonzoexot.pdf> [consulta, 23 de abril 2010]

Young, B. E., Mary, C. G., David, B. M. 1993. **Blood Parasites In Birds From Monteverde, Costa Rica.** Journal of Wildlife Diseases; vol. 29(4), 1993, pp. 555-560.