

**IDENTIFICACIÓN Y CLASIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES
EN AVES ORNAMENTALES ADSCRITAS AL PROGRAMA DE MONITOREO
DE FAUNA SILVESTRE DEL CENTRO DE PASO DE LA CIUDAD DE SAN
JUAN DE PASTO Y RIESGO SANITARIO EN SUS PROPIETARIOS**

**ANA ALICIA ACOSTA JURADO
SANDRA YANIRA ARIAS ZAMBRANO**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
PROGRAMA DE MEDICINA VETERINARIA
SAN JUAN DE PASTO
2009**

**IDENTIFICACIÓN Y CLASIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES
EN AVES ORNAMENTALES ADSCRITAS AL PROGRAMA DE MONITOREO
DE FAUNA SILVESTRE DEL CENTRO DE PASO DE LA CIUDAD DE SAN
JUAN DE PASTO Y RIESGO SANITARIO EN SUS PROPIETARIOS**

**ANA ALICIA ACOSTA JURADO
SANDRA YANIRA ARIAS ZAMBRANO**

**Trabajo de Tesis presentado como requisito parcial para optar por el título
de Médico Veterinario**

**Presidente:
OSCAR JAIR JURADO GÁMEZ
Médico Veterinario**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
PROGRAMA DE MEDICINA VETERINARIA
SAN JUAN DE PASTO
2009**

“las ideas y conclusiones aportadas en la tesis de grado, son de responsabilidad exclusiva de los autores”

Artículo 1ro. Del acuerdo No. 324 de octubre 11 de 1966, emanado del honorable consejo directivo de la Universidad de Nariño.

Nota de aceptación

EUDORO GERARDO BRAVO RUEDA
Jurado Delegado

HÉCTOR FABIO VALENCIA RÍOS
Jurado Evaluador

OSCAR JAIR JURADO GÁMEZ
Presidente

San Juan de Pasto, Marzo de 2009.

Dedicatoria a:

A MIS PADRES, por su amor, comprensión e incondicional apoyo.

A MI HERMANA, por guiarme durante este proceso.

A MIS AMIGOS, por brindarme su alegría.

A MIS MAESTROS, por ofrecerme sus conocimientos.

ANA ALICIA ACOSTA JURADO

Dedicatoria a:

DIOS, mi mejor amigo, que me demuestra en todo momento que vale la pena ponerse de pie y continuar luchando, permaneciendo en su preciosa presencia. Gracias por brindarme una segunda oportunidad.

MIS PADRES, por su constancia, sacrificio, entrega y sabiduría al enseñarme a amar hasta las cosas más pequeñas de la existencia.

MIS HERMANOS, por su compañía, comprensión y apoyo.

COMPAÑEROS DE ESTUDIO Y MAESTROS, por compartir la valiosa experiencia del aprendizaje.

SANDRA YANIRA ARIAS ZAMBRANO

AGRADECIMIENTOS

Los autores expresan sus agradecimientos a:

OSCAR JAIR JURADO GÁMEZ	Médico Veterinario
HÉCTOR FABIO VALENCIA RIOS	Médico Veterinario Zootecnista
EUDORO GERARDO BRAVO RUEDA	Médico Veterinario
JAIME DÍAZ DELGADO	Bacteriólogo
ARSENIO HIDALGO	Asesor estadístico

Todas las personas que con su voluntad nos apoyaron para alcanzar esta meta.

Nuestros profesores y compañeros.

CONTENIDO

	Pág.
INTRODUCCIÓN	
1. DEFINICIÓN Y DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA	19
2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA	20
3. OBJETIVOS	21
3.1 OBJETIVO GENERAL	21
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	21
4. MARCO TEÓRICO	22
4.1 GENERALIDADES DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES	22
4.2 PARÁSITOS GASTROINTESTINALES	22
4.2.1 Protozoarios	22
4.2.1.1 Coccidia	23
4.2.1.2 Giardia	29
4.2.1.3 Histomona	32
4.2.1.4 Trichomona gallinae	33
4.2.1.5 Entamoeba	34
4.2.2 Céstodos	36
4.2.2.1 Raillietina	36
4.2.2.2 Hymenolepis	37
4.2.2.3 Davainea	37
4.2.3 Nemátodos	39
4.2.3.1 Ascaridia	39
4.2.3.2 Heterakis	41
4.2.3.3 Capillaria	42
4.2.3.4 Strongyloides	43
4.3 NORMAS DE CONTROL Y MANEJO	43
4.3.1 Manejo de aves en cautiverio	43
4.3.1.2 Condiciones ambientales	43
4.3.1.3 Higiene	45
4.3.1.4 Cuidados especiales	46
4.4 RIESGO DE ZONOSIS	46
4.5 TÉCNICAS DE LABORATORIO PARA EL ANÁLISIS COPROLÓGICO	47
4.5.1 Recolección de heces	48
4.5.2 Análisis coprológico	48
4.5.2.1 Método directo	49
4.5.2.2 Método de flotación con solución salina saturada	50
4.5.2.3 Método de McMaster	50
4.5.2.4 Técnica de kato	51

4.5.2.5 Técnica de sedimentación espontánea en tubo	52
4.5.2.6 Técnica de Baermann modificada en copa por lumbreras	52
4.5.2.7 Técnica modificada de Ziehl-Neelsen	53
5. DISEÑO METODOLÓGICO	54
5.1 LOCALIZACIÓN	54
5.2 POBLACIÓN OBJETO Y MUESTRA	54
5.3 TÉCNICAS PARA LA RECOLECCIÓN Y ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN	56
5.3.1 Instalaciones, equipos y utensilios	57
5.3.2 Técnicas de laboratorio	57
5.4 PROCESAMIENTO DE DATOS Y MÉTODO ESTADÍSTICO	57
5.4.1 Variables de estudio	57
6 PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	58
6.1 RESULTADOS DE AVES	58
6.2 RESULTADOS DE PROPIETARIOS	64
6.3 RESULTADO DE LAS ENCUESTAS	68
7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	71
7.1 CONCLUSIONES	71
7.2 RECOMENDACIONES	72
BIBLIOGRAFÍA	74
ANEXOS.	76

LISTA DE TABLAS

	Pág
Tabla 1. Distribución por especies de aves ornamentales adscritas al programa de monitoreo de fauna silvestre del centro de paso de la ciudad de San Juan de Pasto.	55
Tabla 2. Tamaño de muestra por especie	56
Tabla 3. Prevalencia de parásitos gastrointestinales de aves ornamentales	58
Tabla 4. Parásitos gastrointestinales en propietarios.	65

LISTA DE CUADROS

	Pág
Cuadro 1. Especies de <i>Eimeria</i> .	25
Cuadro 2. Especies de <i>Giardia</i> .	30
Cuadro 3. Prevalencia de parásitos gastrointestinales por especie de ave ornamental	62
Cuadro 4. <i>Giardia sp</i> ave vs. <i>Giardia sp</i> propietario (tabla de 2 x 2)	65
Cuadro 5. Test chi-square para <i>Giardia sp</i>	65
Cuadro 6. Riesgo estimado para <i>Giardia sp</i> .	65
Cuadro 7. <i>Cryptosporidium sp</i> . Ave * <i>Cryptosporidium sp</i> . Propietario (tabla de 2 x 2)	66
Cuadro 8. Test chi-square para <i>Cryptosporidium sp</i> .	66
Cuadro 9. Riesgo estimado para <i>Cryptosporidium sp</i> .	67
Cuadro 10. <i>Entamoeba sp</i> . Ave * <i>Entamoeba sp</i> . Propietario (tabla de 2 x 2)	68
Cuadro 11. Test chi-square para <i>Entamoeba sp</i> .	69
Cuadro 12. Riesgo estimado para <i>Entamoeba sp</i> .	69

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Ciclo evolutivo <i>Coccidia</i> .	24
Figura 2. Ciclo evolutivo <i>Cryptosporidium</i> sp	28
Figura 3. Ciclo evolutivo <i>Giardia</i> sp	29
Figura 4. Ciclo evolutivo <i>Entamoeba</i> sp	35
Figura 5. <i>Ascaridia</i> sp	40
Figura 6. Prevalencia de los parásitos gastrointestinales de las aves ornamentales	59
Figura 7. Porcentaje tipo de agua suministrada	68
Figura 8. Porcentaje Higiene	69
Figura 9. Porcentaje Desinfección	69

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
Anexo A. Formato encuesta	78
Anexo B. Agentes antiparasitarios utilizados con mayor frecuencia en aves exóticas. Según Carpenter.	79
Anexo C. Complementos nutricionales y minerales utilizados con mayor frecuencia en aves exóticas. Según Carpenter.	81

GLOSARIO

CICLO BIOLÓGICO: etapas secuenciales del desarrollo de un parásito. Si existen fases sexuales, comprende desde el cigoto hasta la generación de gametos, o desde el huevo hasta el estado adulto.

ESPOROCISTO: saco o vesícula que contiene esporas o células reproductoras.

ESPOROZOITO: producto final de la esporogonia en los esporozoos.

ESPOROZOO: protozoo, endoparásito que se reproduce por esporulación.

ESQUIZOGONIA: reproducción por esporulación sin fecundación; esporulación asexual.

ESQUIZONTE (MERONTE): forma de desarrollo por esquizogénesis de un protozoo que presenta alternancia de generaciones.

EXAMEN COPROLÓGICO PARASITARIO: es un análisis cuyo objetivo es la detección, en un paciente concreto, de la existencia de parasitismo intestinal o de glándulas anejas, pudiéndose revelar también parasitismos localizados en órganos y sistemas muy alejados del intestino, siempre que los parásitos productores de los mismos empleen la vía fecal del hospedador para eliminar los elementos que le sirven para su diseminación por la naturaleza. Se basa en la identificación microscópica, en muestras fecales del sospechoso, de los elementos parasitarios presentes en ellas.

HUÉSPED: (del Lat *hospes, itis*), persona o animal, incluyendo a los artrópodos, que en circunstancias naturales permiten la subsistencia o alojamiento de un agente infeccioso o parásito.

PARÁSITO: individuo que viven a expensas de otro de especie diferente, robándole el alimento elaborado, o sus propias sustancias de los tejidos, y aunque le causa perjuicios, generalmente no le produce la muerte.

PSITÁCIDAS: aves que se caracterizan por su pico en forma encorvada, con la mandíbula superior con movilidad ligera en la unión con el cráneo y una posición generalmente derecha, son zigodáctilos, tienen cuatro dedos, dos hacia adelante y dos hacia atrás.

PASERIFORMES: aves caracterizadas por su pico recto y pequeño, tienen cuatro dedos, tres ubicados hacia adelante y uno hacia atrás.

ZOONOSIS: aquellas enfermedades e infecciones que se transmiten naturalmente de los animales vertebrados al hombre y viceversa.

RESUMEN

En el presente estudio se ejecutaron dos muestreos seriados de materia fecal con un intervalo de 21 días, en 235 aves ornamentales y en sus propietarios. Las aves pertenecen a 13 especies distintas adscritas al programa de monitoreo de fauna silvestre del centro de paso de San Juan de Pasto. Para el análisis de las muestras de las aves se utilizaron dos métodos: Método del frotis directo de heces y Método de flotación con solución Salina Saturada.

Los datos fueron analizados con el programa SPSS 13.0 para Windows, donde se realizó un análisis de chi-cuadrado.

El 100% de las aves analizadas se encontraron parasitadas, a pesar de no haber manifestado sintomatología clínica dentro de los cuales se identificaron a: *Giardia sp*, *Cryptosporidium sp*, *Isospora sp*, *Eimeria sp*, *Entamoeba sp*, *Histomona sp*, *Ascaridia sp*, *Capillaria sp*, *Heterakis sp* y *strongyloides sp*. La prevalencia de *Giardia sp*, en las aves ornamentales fue bastante alta en comparación a los parásitos observados, siendo, canario, cacatúa y alondra las especies de aves más susceptibles.

Giardia sp, *Cryptosporidium sp*. y *Entamoeba sp*, fueron los parásitos identificados en los propietarios que tuvieron relación con los parásitos de aves ornamentales, siendo este un hallazgo de importancia debido al posible riesgo zoonótico que representan estos protozoarios.

Mediante la aplicación de una encuesta a los propietarios de las aves, se determinó que las medidas inadecuadas de higiene y desinfección, sumadas a la mala calidad del agua, pueden ser condiciones ideales para la multiplicación y propagación de parásitos gastrointestinales.

ABSTRACT

In this study two samplings in series of faecal matter were executed with an interval of 21 days, in 235 ornamental birds and in their proprietors. The birds belong to 13 different species attributed to the program of supervision of wild fauna of the passing center of San Juan of Pasto. For the analysis of the samples of the birds two methods were used: Method of the direct smear and flotation Method with Saturated Saline solution.

The data were analyzed with the program SPSS 13.0 for Windows, where was carried out a chi-square analysis.

100% of the analyzed birds were parasited, to weight of not having manifested clinical symptoms inside which were identified to: *Giardia sp*, *Cryptosporidium sp*, *Isospora sp*, *Eimeria sp*, *Entamoeba sp*, *Histomona sp*, *Ascaridia sp*, *Capillaria sp*, *Heterakis sp* and *Strongyloides sp*. The prevalence of *Giardia sp*, in the ornamental birds was enough high in comparison to the observed parasites, being, canary, cockatoo and lark the species of birds more susceptible.

Giardia sp, *Cryptosporidium sp*. and *Entamoeba sp* were the parasites identified in the proprietors that had relationship with the parasites of ornamental birds, being this a discovery of importance due to the possible zoonotic risk that these protozoa represent.

By means of the application of a survey questionnaire to the bird's proprietors, it was determined that the inadequate measures of hygiene and disinfection, added to the bad quality of the water, can be conditions ideals for the multiplication and propagation of gastrointestinal parasites.

INTRODUCCIÓN

Las aves ornamentales están generalmente infectadas por varias especies de parásitos gastrointestinales, rara vez sufren muertes masivas o epizootias, debido a la dispersión natural y territorialismo de la mayor parte de las especies.

Entre los problemas de sanidad que afectan a las aves ornamentales, las enfermedades por parásitos gastrointestinales se destacan como uno de los más frecuentes, los efectos que producen varían desde infecciones subclínicas hasta la muerte. Son hospederos de una gran variedad de parásitos, aunque los estudios en estas aves son escasos y esporádicos sujetos generalmente a eventuales hallazgos. Además, las personas que las manipulan y están en contacto constante con los desechos de las aves las hace susceptibles a un posible riesgo de zoonosis.

La finalidad del presente estudio es trazar el perfil coproparasitario de aves ornamentales adscritas al programa de monitoreo de fauna silvestre del centro de paso de la ciudad de Pasto y el riesgo de zoonosis en sus propietarios.

1. DEFINICIÓN Y DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA

Las zoonosis son un problema de salud pública en los países en vía de desarrollo. El inconveniente a nivel de la zona urbana de Pasto es el desconocimiento que tienen los habitantes sobre el gran impacto económico y en la salud humana que llevan consigo estas enfermedades.

La falta de trabajos de investigación concretos en el campo de parasitismo gastrointestinal en aves ornamentales, y la escasez de programas específicos para el manejo y condiciones adecuadas para disminuir esta incidencia, hace que el riesgo sanitario en las personas que manipulan este tipo de aves sea considerado como un enemigo oculto ya que no se tiene las bases científicas que demuestren su peligro. Por ello no solo se pretende identificar y clasificar, sino crear un programa de educación profesional en el saneamiento y manejo de estas aves.

2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

¿Qué tipo de parásitos gastrointestinales se encuentran en aves ornamentales y cuál es su posible riesgo sanitario en las personas que poseen aves adscritas al programa de monitoreo de fauna silvestre del centro de paso de la ciudad de San Juan de Pasto?

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

Identificar y clasificar los parásitos gastrointestinales presentes en aves ornamentales adscritas al programa de monitoreo de fauna silvestre del centro de paso de la ciudad de San Juan de Pasto que representan riesgo sanitario en sus propietarios.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar las especies de aves ornamentales más susceptibles y con mayor probabilidad de parasitismo gastrointestinal que representen riesgo sanitario.
- Establecer la asociación entre los parásitos gastrointestinales de aves ornamentales y los parásitos gastrointestinales en sus propietarios.
- Distinguir las influencias nutricionales, sanitarias y de manejo determinantes en la proliferación de parásitos gastrointestinales.
- Recomendar normas sanitarias y de manejo para la adecuada manipulación de las aves ornamentales.

4. MARCO TEÓRICO

4.1 GENERALIDADES DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

Figueiroa¹ manifiesta que, entre los distintos problemas de sanidad que afectan a las aves ornamentales, las enfermedades parasitarias se destacan como una de las más frecuentes, y los efectos que producen varían de infecciones subclínicas hasta la muerte. Además, estas infecciones afectan el desarrollo de aves en crecimiento, su condición corporal, su desempeño reproductivo y su comportamiento, contribuyendo a disminuir su resistencia contra diversas enfermedades e influencias ambientales desfavorables, siendo su mortalidad superior a la de los animales que se desarrollan sanos.

Como dice Borchert, “La mayoría de las veces el parasitismo gastrointestinal en estas especies, pasa inadvertido debido a la inexistencia de signos clínicos obvios, a menos que se trate de casos muy severos, o por que los propietarios no le dan la importancia requerida y no son llevados con frecuencia al Médico Veterinario”².

Santacruz³ expresa que estas aves manifiestan sintomatología gastrointestinal, pérdida de peso, decaimiento, debilidad, plumaje erizado, anorexia, detrimento en la capacidad reproductiva y en casos avanzados la muerte.

4.2 PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

4.2.1 Protozoarios. Borchert⁴ se refiere a estos animales como primitivos, su cuerpo está formado por una sola célula realizando todas sus funciones a través de complejas estructuras. Además tienen un papel muy importante en la

¹ FIGUEIROA, Manuela. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. [en línea]. 2007. [citado 18 de marzo de 2008]. Disponible en Internet. <http://www.scielo.cl/pdf/parasitol/v57n1-2/art12.pdf>.

² BORCHERT, A. Parasitología veterinaria, Tercera edición. España: Acribia, 1975. p. 22

³ SANTACRUZ, Burbano y ORJUELA, Acosta. Parásitos gastrointestinales en las aves de la familia *Psittacidae* en la fundación zoológica de Cali (Cali, Valle del Cauca, Colombia). [en línea]. 2003. [citado 13 de enero de 2009]. Disponible en internet. <http://www.pulso.com/medvet/Protegido/numero6-03/pdf/parasitos.pdf>.

⁴ BORCHERT, Op. cit., p. 58.

salud del hombre y los animales; amibiasis y coccidiosis son ejemplos importantes de algunas enfermedades en el mundo.

Mientras que Martínez⁵ indica que su importancia radica en que son potencialmente zoonóticos en humanos y generalmente la transmisión es fecal-oral o por agua contaminada. La mayoría de las veces, las personas con riesgo de transmisión de este tipo de parásitos son las que están en contacto directo con las aves al manipularlas, alimentarlas y al realizar procedimientos de higiene en las jaulas. Se debe tener en cuenta que hay gran variedad de especies de aves silvestres, algunas de ellas consideradas exóticas, con el potencial de introducir en el país nuevos patógenos, que tendrían la posibilidad de afectar la salud de las personas que adquieran estos animales.

4.2.1.1 Coccidia. Quiroz⁶ dice que la mayoría de las especies se localiza en el intestino, son de ciclo directo y la transmisión se realiza por el suelo mediante el consumo de alimentos contaminados.

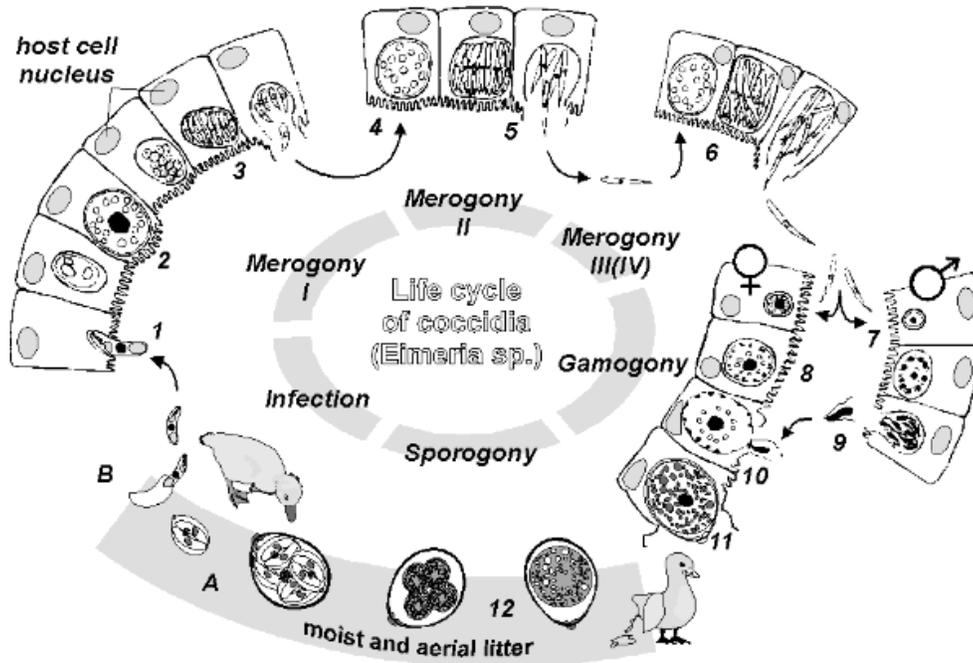
- *Ciclo evolutivo.* El *ooquiste* es digerido y los *esporoblastos* liberan a los esporozoitos. Se inicia la *esquizogonia*, los *esporozoitos* penetran en las células e inician su desarrollo, pasan por un estadio de *trofozoito* ó de crecimiento y llegan a ocupar la mayor parte de la célula, el núcleo se divide iniciándose el estado *esquizonte*. Cada porción nuclear se rodea de citoplasma formándose un nuevo individuo denominado *merozoito*. Primer proceso de reproducción asexual llamado primera generación de *esquizontes*. Los *merozoitos* penetran en una célula, crecen, se transforman en *trofozoitos*, llegan a *esquizontes*, vuelve a repetirse la división nuclear y da lugar a *merozoitos* de segunda generación (Figura 1). A partir de este momento se inicia la gametogonia; los merozoitos con información genética masculina o femenina, se introducen en otra célula del huésped, crecen y dan lugar según el caso a microgametocitos o a macrogametocitos, que son los precursores de microgametos y macrogametos. Los microgametos se liberan y van a la búsqueda de los macrogametos para introducirse y realizar la fecundación, resultando el huevo ó cigoto que saldrá por las heces al medio ambiente exterior. Si las condiciones de humedad, temperatura y oxígeno son favorables, el cigoto continúa su desarrollo, iniciándose la tercera etapa o esporogonia. El citoplasma granular del cigoto se condensa, luego se divide para dar lugar a la formación de los

⁵ MARTÍNEZ, FA. Infestación por protozoarios de género *Eimeria Schneider*. En: *Ramphasto toco* (tucán grande) en cautiverio. Argentina. [en línea] 2001. Fecha de Consulta: [15 Septiembre 2008]. Disponible en Internet: www.portalveterinaria.com.

⁶ QUIROZ, Héctor. Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domésticos. Madrid: Limusa, 1999. p. 121.

esporoblastos; éstos a su vez se subdividen dando lugar a esporoquistes, los esporozoitos llegan de esta manera al estado de ooquiste esporulado.

Figura 1. Ciclo evolutivo *Coccidia*.



Fuente: <http://www.saxonet.de/coccidia/cykl3.gif>

Calnek afirma que:

En las aves de jaula se pueden presentar varios tipos de coccidiosis, pero los más frecuentes son los pertenecientes al género *Isospora* y concretamente las especies *I. serina* e *I. canaria*. La especie *I. serina* presenta un ciclo diferente a las demás coccidias (que representan un ciclo intestinal únicamente), porque tienen la capacidad de infectar a las células mononucleares que presentan un periodo más largo de vida en comparación a las células epiteliales del intestino, lo que hace que el parásito pueda sobrevivir e infectar por un largo periodo. Esto hace que el parásito se acumule en los pulmones probablemente para volver a la cavidad oral a través del árbol bronquial e inicie nuevas generaciones en el epitelio intestinal. En cuanto a la especie *I. canaria* tiene un ciclo de vida convencional a las otras coccidias, donde todas las etapas se producen en el epitelio intestinal. Los signos clínicos varían según la forma como se presente la enfermedad: en la forma aguda hay diarrea sanguinolenta, decaimiento y sed. El ave conserva el apetito. La forma subaguda es más

lenta y se caracteriza por adelgazamiento y el proceso puede durar de 15 a 30 días. Aquí la diarrea sanguinolenta no se presenta siempre y el decaimiento no es total. En casos de forma crónica solo se puede observar una diarrea esporádica. Las especies de *Eimeria* que desencadenan los brotes clínicos de coccidiosis se desarrollan específicamente en determinadas porciones intestinales y además los *ooquistes* de cada especie muestran características morfológicas propias, entre las que afectan a las aves de jaula se encuentran (Cuadro 1).

- **Patogenia.** La destrucción de las células epiteliales es el principal mecanismo de patogenicidad, desencadenando un síndrome de mala absorción.
- *E. tenella* y *E. necatrix*: son productoras de hemorragias intestinales a partir de finales del 4 y 5 día postinfección, causan una elevada tasa de mortalidad.
- *E. máxima*: produce una enteritis mucoide, frecuentemente con sangre, ocasionando a veces mortalidad.
- *E. acervulina*: produce una enteritis catarral⁷.

Cuadro 1. Especies de *Eimeria*.

<i>Eimeria</i> spp.	Localización en la mucosa	Localización en el intestino
<i>E. acervulina</i>	Criptas del epitelio	Duodeno
<i>E. máxima</i>	Criptas del epitelio	Yeyuno
<i>E. imitidis</i>	Vellosidad epitelial	Porción distal del intestino delgado
<i>E. necatrix</i>	Criptas del epitelio	Esquizoitos en yeyuno, gametos en ciego
<i>E. tenella</i>	Criptas del epitelio	Ciegos

Fuente: CALNEK, B.W. Enfermedades de las aves. Madrid: Manual moderno. 2000.p 151

⁷ CALNEK, B.W.. Enfermedades de las aves. España: manual moderno, 2000.p 149-150

Entre las diferentes formas clínicas y lesiones Calnek dice:

- Coccidiosis cecal: se desencadena por *E. tenella*. El cuadro sobreagudo se observa en animales jóvenes ó en aquellos que no han tenido contacto previo con el parásito. El único síntoma que se manifiesta es la eliminación de heces diarreicas con sangre en forma de coágulos oscuros, a los 2-3 días de observarse estas heces se produce una alta mortalidad hasta del 80-100%. En el cuadro agudo se observan heces diarreicas sanguinolentas, los animales se muestran hipoactivos e hipotérmicos. En la necropsia de los animales que presentan diarrea hemorrágica se observa tiflitis hemorrágica, en la mucosa de los ciegos se observan desde petequias a hemorragias dependiendo de la gravedad del proceso.

- Coccidiosis intestinal: causada por la infección de una o varias especies *E. necatrix*, *E. máxima* y *E. acervulina*. El cuadro agudo se desencadena en animales jóvenes que no han tenido contacto previo con el parásito. Cuando es ocasionado por *E. necatrix*, y *E. máxima* se observa una diarrea sanguinolenta que nunca llega a ser hemorrágica. Cuando es ocasionada por *E. acervulina* se produce una diarrea mucosa de color blanco amarillento que humedece la cama y por ello los animales muestran las plumas manchadas. La mortalidad varía dependiendo de la especie, *E. necatrix* es la más patógena con una mortalidad hasta del 20%, en cambio *E. acervulina* no produce bajas. En el cuadro crónico los animales eliminan heces pastosas. Las lesiones se localizan en intestino delgado y grueso, dependiendo de la especie:
 - *E. necatrix*: lesiones en yeyuno puntiformes y blanquecinas.
 - *E. máxima*: mucosa del yeyuno con petequias.
 - *E. acervulina*: mucosa del duodeno con lesiones puntiformes que pueden fusionarse hasta formar bandas, hay contenido de color amarillo.

- *Diagnóstico*. En el ave viva se debe investigar la presencia de ooquistes en las heces por extensión directa o flotación. Pero es en el ave muerta donde el diagnóstico es más certero tras comprobar la presencia de *esquizoontes* y *merozoitos* en el raspado de la mucosa intestinal. En la forma aguda suelen verse muchos restos epiteliales⁸.

⁸CALNEK, Op. cit., p. 152 a 153

- ***Cryptosporidium***. Uribarren⁹ se refiere a este parásito como protozooario perteneciente a la familia de las coccidias. Infecta, crece y se reproduce en las células epiteliales de los tractos gastrointestinal, respiratorio y urinario.
- **Ciclo biológico**. Uribarren¹⁰ manifiesta que los ooquistes esporulados, que contienen 4 esporozoitos son excretados por el hospedero infectado a través de las heces. La transmisión ocurre generalmente mediante contacto con agua contaminada, en ocasiones las fuentes de alimento también pueden servir como vehículos de transmisión. Los esporozoitos liberados infectan células epiteliales del intestino delgado para transformarse en trofozoitos, multiplicándose asexualmente dentro de estas células, dando lugar a meronte tipo I con 8 merozoitos, que invaden otras células, con repetición del ciclo y formación de merontes II con 4 merozoitos. Luego mediante diferenciación sexual se forman los microgametocitos (masculino) y macrogametocito (femenino). Fertilizándose los macrogametos por los microgametos, desarrollándose los ooquistes (de pared delgada, y pared gruesa), que esporulan en el huésped infectado (figura 2).

Uribarren¹¹ dice, que entre las especies que afectan a las aves se encuentran: *Cryptosporidium baileyi*, *Cryptosporidium meleagridis* y *Cryptosporidium galli*. En tanto el *Cryptosporidium parvum* es un agente zoonótico que infecta a humanos y otras especies de animales.

Según Bracho:

Es una enfermedad en los tractos respiratorio y digestivo de las aves. Cuando esta enfermedad se asocia con infecciones bacterianas y virales, el cuadro clínico se agrava.

Las infecciones del tracto gastrointestinal en aves causadas por el *Cryptosporidium sp*, producen inflamación del epitelio de la bolsa de Fabricio y ganancia de peso corporal inadecuada. Entre los signos clínicos más comunes, están: letargia, retardo en el crecimiento y diarrea. En los tractos respiratorios los signos más comúnmente observados son: letargia, depresión, tos, estornudo, murmullos y disnea. Las lesiones macroscópicas incluyen exudado mucoso de la conjuntiva o de los senos nasales y la

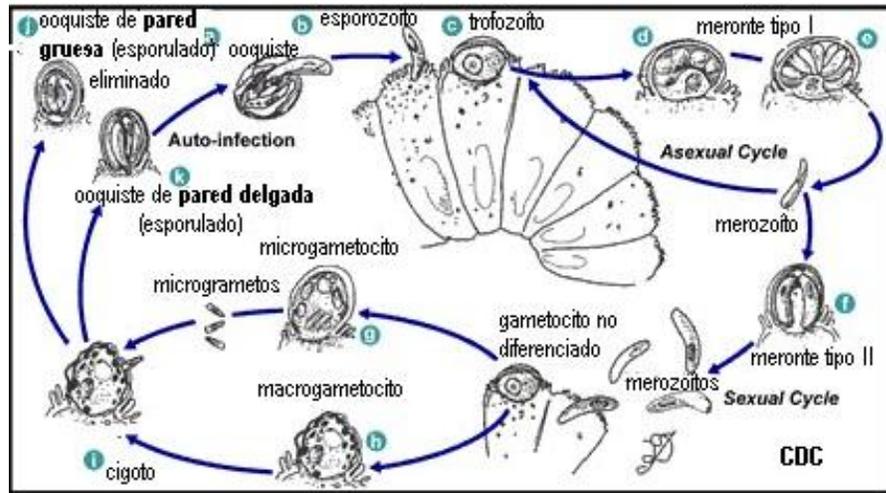
⁹ URIBARREN, Berrueta Teresa. Cryptosporidiosis (o cryptosporidiasis). México. [en línea] 2008. Fecha de Consulta: [13 de enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.facmed.unam.mx>.

¹⁰ Ibid.

¹¹ URIBARREN, Op.cit.

tráquea, pulmones con manchas de color rojo-grisáceo y opacidad de los sacos aéreos¹².

Figura 2. Ciclo evolutivo *Cryptosporidium sp.*



Fuente: <http://www.dpd.cdc.gov/DPDx/HTML/Cryptosporidiosis.htm>

Uribarren¹³ argumenta que en las lesiones macroscópicas más evidentes se observa: palidez o hiperemia del intestino delgado y/o del grueso y cantidad excesiva de fluido intraluminal y de gas. Microscópicamente se puede observar atrofia de las vellosidades intestinales e hipertrofia de las criptas. El epitelio intestinal atenuado y con abundancia de células inflamatorias. Tanto en las infecciones respiratorias como en las intestinales, el *Cryptosporidium sp* estará alojado dentro de las células epiteliales.

- **Diagnóstico:** Las aves infectadas con *Cryptosporidium sp.* no tienen historia, signos clínicos o lesiones macroscópicas específicas. Para la observación de ooquistes de *Cryptosporidium sp.*, las técnicas más usadas son la de Kinyoun y Ziehl-Neelsen. Para el caso del hallazgo de los parásitos en los exámenes histológicos y citológicos de tejidos, las tinciones rutinarias con hematoxilina y eosina, son las mejores. Las pruebas con anticuerpos marcados con

¹² BRACHO, Soto Jorge y ESQUEDA, Isbely. *Cryptosporidium baileyi* en la bolsa de fabricio de pollos de engorde, region centro-costera de Venezuela. Venezuela. [en línea] 1994. fecha de consulta: [12 de diciembre 2008]. Disponible en internet. <http://www.ceniap.gov.ve/pbd/RevistasCientificas/VeterinariaTropical/vt2101/texto/qsurumay.htm>.

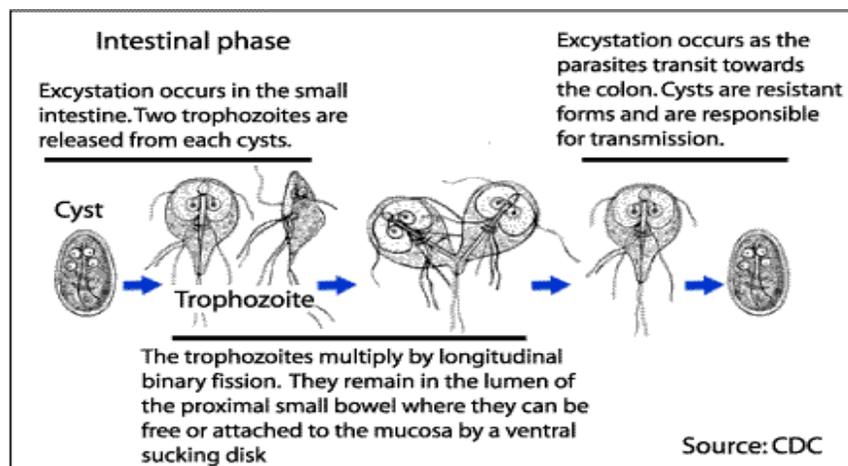
¹³ URIBARREN, Op.cit.

fluorocromio y el inmunoensayo con enzimas asociadas (ELISA), pueden convertirse en métodos muy útiles para detectar criptosporidiosis.

4.2.1.2 *Giardia*. Según Quiroz:

- **Morfología.** La forma del cuerpo es ovoide o de pera con simetría bilateral poseen una gran ventosa circular en la cara ventral. Hay dos núcleos anteriores, dos delgados axostilo; tienen ocho flagelos en dos pares, y un par de cuerpos oscuros en la parte media del cuerpo. Los quistes tienen dos o cuatro núcleos. El flagelo ventral ocupa un surco medio en esa cara.
- **Ciclo biológico.** *Giardia sp* vive en forma de trofozoito en la luz del intestino delgado (principalmente en el duodeno) adherido a las vellosidades intestinales por medio de los discos bilobulados. Se alimenta y se reproduce hasta que el contenido intestinal inicia el proceso de deshidratación, momento en el que comienza el enquistamiento del trofozoito. Pierde los flagelos, adquiere una morfología ovalada, se rodea de una pared quística y madura. Los quistes expulsados junto a las heces ya son infectantes (figura 3). Cuando dichos quistes son ingeridos por un nuevo hospedador, llegan al duodeno, donde se disuelve la pared quística, dando así lugar a un individuo tetranucleado que se divide inmediatamente en dos trofozoitos binucleados que se anclan al epitelio intestinal, cerrando así su ciclo vital¹⁴.

Figura 3. Ciclo evolutivo *Giardia sp*.



Fuente: microbewiki.kenyon.edu/index.php/Giardia

¹⁴ QUIROZ, Op.cit., p. 113.

Quiroz¹⁵ se refiere a la patología originada por *Giardia sp* se debe principalmente a los efectos que causan la acción mecánica de adherirse y fijarse al epitelio intestinal. Dichos efectos producen una alteración de las microvellosidades, que disminuyen su superficie de exposición al ser engrosadas, y esto conlleva la aparición de diversas alteraciones fisiológicas más o menos graves, según el mayor o menor deterioro del proceso de absorción. Cabe mencionar que la sustracción de alimento producida por el parásito no parece ser relevante en la patogénesis. Los síntomas producidos por una giardiasis pueden ser desde inexistentes hasta presentar una sintomatología severa. En caso de que la infección curse con síntomas, estos aparecen tras un período de incubación que dura en torno a 1-3 semanas, y consisten principalmente en diarreas mucosas, sin restos de sangre. En los casos más severos se puede llegar a producir el síndrome de malabsorción, debido a la destrucción de las células epiteliales del intestino delgado. Esto obliga a un constante reciclaje de los epitelios con células inmaduras, que aún no son capaces de absorber o digerir ciertas moléculas, lo que determina una mal absorción de lípidos, glúcidos y proteínas.

Según Isis¹⁶, la giardiasis se puede manifestar de forma asintomática en estas aves, convirtiéndolas en portadoras. No obstante, en ocasiones puede presentarse síntomas clínicos como diarreas mucoides intermitentes, depresión, anorexia, resequedad de la piel, picaje fundamentalmente de la región carpometecarpal y en pichones puede provocar altas mortalidades y pobre crecimiento.

Cuadro 2. Especies de *Giardia*.

Aves:	<p><i>Giardia psittaci</i> (loros australianos)</p> <p><i>Giardia ardeae</i> (garza azul real, ibis cuello de paja)</p> <p><i>Giardia duodenalis</i> (ninfas, aves acuáticas)</p>
--------------	--

Fuente: <http://www.censa.edu.cu/Revistas/rsa/V30n1/Isis1.pdf>

¹⁵ QUIROZ, Op. cit., p. 114.

¹⁶ ISIS, Acosta, C.J, Soto y E. Cruz. *Giardia sp* (diplomonadidae) en pericos australianos (*melopssitacus undulatus*) en Cuba. [En línea] 2008. Fecha de consulta [10 de enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.censa.edu.cu/Revistas/rsa/V30n1/Isis1.pdf>

Quiroz¹⁷ afirma que el riesgo de la infección con *Giardia sp* aumenta en las poblaciones de alta densidad, cuando la higiene es deficiente y cuando existen ciertos hábitos alimenticios. La mayor prevalencia de las infecciones por *Giardia sp* ocurre entre los animales jóvenes, que carecen de experiencia inmunológica. También si presenta alguna enfermedad concurrente, estrés, nutrición inadecuada o si de alguna manera tiene afectado el sistema inmune. El mayor riesgo de contraer la infección por *Giardia sp* ocurre en los países en vías de desarrollo y en las sociedades en desventaja. Juntas, estas observaciones indican que *Giardia sp* es un parásito que se puede transmitir fácilmente entre las especies animales y los animales infectados pueden funcionar como reservorios para la enfermedad en el humano.

- Diagnóstico. Sintomatología, examen coproparasitológico y serología (con el uso de anticuerpos monoclonales de ELISA se tiene una sensibilidad del 98% y una especificidad del 100% al lograr detectar ínfimas cantidades de antígeno parasitario).

Navas¹⁸ menciona que, un grupo de la Universidad de Texas de B. panigrahy, realizó un estudio sobre la prevalencia de giardiasis en 533 aves de jaula, realizando el diagnóstico mediante el aislamiento de trofozoitos y/u oquistes de *Giardia sp* en los excrementos líquidos de pájaros con debilidad y diarrea. Saliendo positivo hacia este protozooario el 60.2% de las aves estudiadas. Por lo cual se advierte el riesgo de contagio para el ser humano ya que estas aves son frecuentemente animales de compañía.

La OIE¹⁹ afirma que la infección de *Giardia sp* en humanos. El periodo de incubación es de 1 a 25 días; la infección llega a ser clínicamente aparente después de 5 a 10 días. Las personas pueden ser asintomáticas pero algunos pueden desarrollar de leve a graves signos gastrointestinales. La presentación habitual es un inicio repentino de diarrea que puede tener un aspecto grasoso, se observa dolor abdominal, distensión abdominal, náuseas y fatiga. La pérdida de peso y la deshidratación pueden ocurrir, pero los vómitos y fiebre son poco frecuentes. La enfermedad suele durar de 1 a 2 semanas, pero las infecciones crónicas de meses a años caracterizándose por síntomas recurrentes que pueden llevar a síndromes de malabsorción, deficiencias vitamínicas, severa pérdida de peso y debilidad.

¹⁷ QUIROZ, Op.cit., p. 112

¹⁸ NAVAS, Serrano y VILA, Alvarez. Zoonosis transmitidas por aves. España. [En línea] 2008. Fecha de consulta [30 de Julio 2008]. Disponible en internet: <http://www.medicinageneral.org/marzo2000B/272-276.pdf>.

¹⁹ OIE. *Giardiasis*. [En línea] 2005. Fecha de consulta [17 de enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/giardiasis.pdf>.

- **Tratamiento.** En humanos la giardiasis puede tratarse con varios medicamentos, incluyendo metronidazol, tinidazol. Otros fármacos pueden también ser eficaces. Los portadores asintomáticos pueden no necesitar tratamiento y los casos crónicos pueden ser resistentes al tratamiento por lo cual es necesario la combinación de antibióticos.

Filippich²⁰ menciona un estudio realizado por la Asociación Nacional Ornitológica de Cuba titulado “*Giardia* spp (diplomonadidae) en pericos australianos (*Melopsittacus undulatus*) en Cuba “, se determinó que el agente infeccioso está presente, no solo en aves con síntomas clínicos sino también, en aves asintomáticas. Este hallazgo reviste importancia epizootiológica ya que las aves asintomáticas son portadoras y diseminan intermitentemente el parásito. Si bien el estadio de trofozoito no es estable fuera del hospedero, los quistes por su resistencia constituyen una fuente de infección para otros animales.

Isis²¹ enfatiza que en mamíferos, *Giardia sp* es considerada un patógeno oportunista que se manifiesta ante condiciones de inmunocompetencia inadecuada, aunque la función en el sistema inmunitario de las aves en la presencia y desarrollo de la giardiosis aun no ha sido determinada. No obstante se ha observado que aves mantenidas bajo malas condiciones higiénico sanitarias, con mala alimentación son más susceptibles a la infección. Del mismo modo las aves recuperadas de giardiosis, pueden a corto plazo infectarse de nuevo.

4.2.1.3 Histomona. Según Petrucelli²² el agente etiológico es el protozooario denominado *Histomona meleagridis*. Es Flagelado en el lumen del ciego, pero adquiere forma ameboidea en los tejidos. Se destruye fácilmente con los desinfectantes y factores ambientales, a menos que se encuentre protegida dentro de los huevos de *Heterakis gallinarum*.

- **Signos clínicos.** Se observan 7 a 11 días posinfección. Inicialmente hay indiferencia, anorexia moderada, alas caídas y diarrea amarillenta. La cabeza

²⁰ FILIPPICH, L.J. y MCDONNELL P.A. *Giardia* infection en budgerigar. Australia. [En línea] 1998. Fecha de consulta [29 de Julio 2008]. Disponible en internet: <http://www.biomedexperts.com>

²¹ ISIS, Op. cit.

²² PETRUCELLI. Miguel Angel, PISCOPO, Miguel Victor, y HERRERO, Miguel Angel. Cátedra de patología en aves y pilíferos. Argentina. [en línea]. 2006. Fecha de consulta [15 de enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.fcv.unlp.edu.ar/sitios-catedras/9/material/manual.pdf>.

puede estar cianótica (cabeza negra). Posteriormente aumenta la depresión y permanecen con la cabeza caída. Es común la emaciación en casos crónicos y aves adultas, en las aves jóvenes la morbilidad y mortalidad son altas.

- *Lesiones macroscópicas.* Hipertrófica bilateral del ciego con engrosamiento de las paredes del mismo. La mucosa usualmente esta ulcerada, el ciego tiene contenido caseoso. En casos crónicos estas masas pueden ser expulsadas. El hígado contiene depresiones redondas irregulares que varían en color, desde amarillo a gris pudiendo adquirir una coloración verde o roja. Varían en tamaño pero generalmente son de 1 a 2 cm de diámetro.
- *Diagnóstico.* Por las lesiones macroscópicas, técnica coproparasitológica como el método directo para observar protozoarios. Cultivos de *Histomonas* in vitro.

4.2.1.4 *Trichomona gallinae*. Sansano²³ habla de este protozoo flagelado (tetraflagelado), que afecta el tracto digestivo anterior de las aves. Mide 7 a 12 micras de largo y 3 a 6 micras de ancho, se reproduce por fisión binaria. Los hospedadores principales del parásito pertenecen a la familia de los *columbiformes*, especialmente la paloma doméstica (*Columba livia*), si bien puede afectar a un amplio rango de hospedadores como rapaces, *paseriformes* y *psitácidas*.

Drisdelle²⁴ expone que esta enfermedad puede ser leve y las aves que sobreviven pueden tener cierta inmunidad a la infección, sin embargo, algunas cepas causan un alto índice de mortalidad. Las aves infectadas desarrollan grandes masa de color amarillento en la boca, mientras que en los casos mortales el parásito se propaga al hígado y los pulmones. *T. gallinae* no sobrevive mucho tiempo fuera del huésped, el modo de transmisión es directo, por lo que hay sólo unas pocas formas en que se puede propagar de manera eficiente.

Tinoco dice:

²³ SANSANO, MAESTRE, GARIJO, TOLEDO Y GOMEZ, MUÑOZ. Prevalencia y ribotipado de *Trichomona gallinae* en palomas y aves de presa en la comunidad valenciana. Madrid. [En línea]. 2007. Fecha de consulta [31 de Julio 2008]. Disponible en internet: <http://www.ucm.es/info/CIP2007.Madrid/index>.

²⁴ DRISDELLE, Rosmery. Aves y *Trichomona gallinae*. Reino unido. [en línea]. 2006. Fecha de consulta [16 de Enero 2009]. Disponible en internet: http://birds.suite101.com/article.cfm/birds_and_trichomonas_gallinae.

- *Ciclo de vida. T. gallinae* se reproduce por fisión binaria longitudinal. No se conocen quistes, etapas sexuales o vectores.
- *Patogenia y patología.* Las aves afectadas dejan de comer y se deprimen, se erizan las plumas y emacian antes de morir. Se puede observar un líquido verdoso amarillento en la cavidad oral.
- *Diagnóstico.* Los signos clínicos y las lesiones microscópicas son muy sugerentes y puede confirmarse por observación microscópicas de los microorganismos en frotis húmedos directos provenientes del pico o de la molleja. El examen histopatológico o el cultivo del microorganismo²⁵.

4.2.1.3 *Entamoeba*. Según Quiroz:

El hombre es el huésped natural de *E. histolytica*, sin embargo ha sido encontrada en otros animales.

- *Ciclo evolutivo.* El estado de trofozoito, prequiste y quiste pueden ser encontrados en el mismo animal. Una vez ingeridos, los quistes se desenquistan y pasan al intestino; en el íleon se transforman en amibas con cuatro núcleos, éstas se dividen a través de un complicado proceso en ocho pequeñas amibas metaquisticas. Estas amibas crecen a su tamaño normal, son móviles y se dividen luego por fisión binaria en ocho trofozoitos (de 50 μm), también amébicos. Los trofozoitos se adhieren fuertemente a la mucosa del colon, multiplicándose y pudiendo causar muchas dolencias (Figura 4). Algunos metaquistes se transforman en formas quísticas, que no se adhieren a la mucosa y son expelidas en las heces²⁶.

Quiroz menciona:

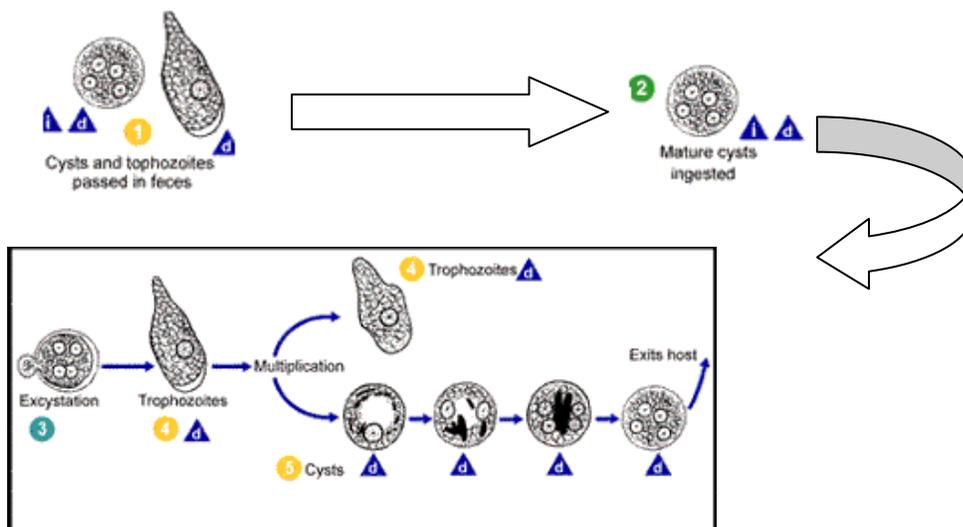
- *Lesiones intestinales.* La patología intestinal ocurre principalmente en cualquier parte del colon, en particular el ciego. La interacción inicial del trofozoito conlleva a lisis de las células diana, probablemente por acción proteolítica de lectinas. Una vez atravesado el epitelio intestinal, penetra por la capa de la mucosa e instala hábitat en la submucosa, formando una apertura pequeña de entrada con un fondo ancho, que tiene la apariencia histológica de un botón de camisa. La reacción inflamatoria resultante en el tejido intestinal producen nódulos que progresan a úlceras y subsecuente

²⁵ TINOCO, Luis. Medicina productiva en aves. Baja California. [en línea] 2005. Fecha de consulta [15 de Enero 2009]. Disponible en internet: <http://comvepebc.org/LuisTinoco/pdf/avescli.pdf>.

²⁶ QUIROZ, Op. cit., p. 117

necrosis localizada como resultado de trastornos del riego sanguíneo. La resistencia del parásito al ataque del sistema del complemento, hace que pueda sobrevivir en medio de una sobrepoblación infiltrativa de células linfocitarias (células plasmáticas, linfocitos, eosinófilos, etc). Al comenzar a multiplicarse los trofozoitos la mayoría de las infecciones son controladas por el sistema inmunológico, generalmente no habiendo síntomas, pero sí excreción de quistes infecciosos. A medida que aumenta el número de parásitos, provocan la destrucción de la mucosa intestinal, con ruptura de los vasos sanguíneos y destrucción de las células caliciformes que almacenan el moco. El sistema inmunológico rechaza su presencia generando focos diseminados de inflamación del intestino. El resultado es la mala absorción de agua y nutrientes de los alimentos (debida a la destrucción de las vellosidades de los enterocitos) con diarrea sanguinolenta y con moco. *E. coli*. Es una ameba fácilmente encontrada en los intestinos de algunos animales, incluido el hombre, se presenta tanto en animales sanos como en enfermos, frecuentemente en forma comensal. Es un parásito que no causara daño, a menos que el sistema inmune este deprimido ó en casos de mala nutrición, aunque no es tan patógena como la *E. histolytica*²⁷.

Figura 4. Ciclo evolutivo *Entamoeba* sp.



Fuente: www.colegiosaofrancisco.com.br/alfa/ameba/ent...

Figueiroa²⁸ argumenta que los animales silvestres son hospederos de una gran variedad de parásitos, inclusive de algunos agentes de zoonosis,

²⁷ QUIROZ, Op.cit., p. 118

²⁸ FIGUEIROA, Op.cit.

pudiendo transmitirlos a través de la orina, sangre, secreciones, heces y artrópodos. El registro de parasitismo por *E. coli*, *E. histolytica* y *B. Coli* en las aves, adquiere gran importancia ya que existe la posibilidad de su transmisión para sus propietarios y/o profesionales, tales como veterinarios, biólogos y comerciantes que contactan más directamente con estos animales.

4.2.2 Céstodos. Quiroz²⁹ menciona que existen unas 4000 especies hermafroditas, con una longitud comprendida entre 1mm y 25 metros, todas son endoparásitas y los adultos parasitan vertebrados. Presentan simetría bilateral pero con una difícil definición de sus superficies ya que carecen de tubo digestivo, son alargados y aplanados dorso ventralmente, con pseudometamerización: cuerpo dividido en proglótides.

Según Steiner:

Las tenias aparecen adheridas a la mucosa del intestino delgado de aves enjauladas. Estos vermes planos son ciclofilidas no ténidas, es decir, la proglotis de los vermes adultos posee dos poros genitales y necesitan de un hospedador intermediario artrópodo (insecto o molusco), para completar el ciclo vital. En consecuencia las aves comedoras de cereales y semillas son menos propensas a la infestación. Los síntomas clínicos de la infestación por tenias incluyen debilidad general, diarrea, pérdida del apetito y peso. El diagnóstico se realiza observando las proglotis o los huevos en las eyecciones³⁰.

Entre los diferentes cestodos que afectan a las aves según Quiroz se encuentran:

4.2.2.1 Raillietina. En su ciclo evolutivo; los proglótidos salen con las heces al medio exterior en donde son ingeridos por la mosca doméstica, escarabajos coprófagos. En donde se desarrolla el cisticercoide, las aves se infestan por la ingestión del intermediario.

- *R. cesticillus*. Se encuentra en el intestino delgado, mide de 13 a 14 cm de largo, el cuello es muy corto y el escolex largo, el rostelo tiene de 400 a 500 ganchos.

²⁹ QUIROZ, Op.cit., p. 289

³⁰ STEINER, C.V y DAVIS, R.V. Patología de las aves enjauladas. España: Acribia, 1985. p. 85

- *R. Tetragona*. Se encuentra en el intestino delgado, llega a medir 25cm de largo, el cuello es delgado y el escolex tiene 100 ganchos de 6 a 8 micras de largo en su corona.
- *R. echinoborhrida*. Se encuentra en el intestino delgado, el rostelo tiene 200 ganchos, en dos coronas y las ventosas tienen 8 a 10 coronas de ganchos. Los urogenitales son unilaterales, sin embargo algunas veces se alternan³¹.

Quiroz dice:

4.2.2.2 Hymenolepis. Hay gran cantidad de especies parásitas de aves domésticas, silvestres, roedores y el hombre. En el ciclo evolutivo se encuentra, que los proglótidos salen con las heces y se dispersan en el suelo, son ingeridos por escarabajos, las aves se infestan por ingestión del huésped intermediario. Entre las especies que se encuentran son:

- *H. cantaniana*. Se encuentra en el intestino delgado, mide de 4 a 20 mm de largo por 0.4mm de ancho. El periodo prepotente es de 14 días.
- *H. coronula*. Se encuentra en el intestino delgado, es una de las especies grandes, mide de 12 a 19 cm de largo por 3mm de ancho.
- *H. compresa*. Se encuentra en el intestino delgado, mide 4cm de largo por 0.6 mm de ancho³².

4.2.2.3 Davainea. Quiroz³³ manifiesta:

- *Davainea proglotina*. Es la especie más patógena de las que parasitan las aves. Es de distribución mundial, el hospedador intermediario son babosas del género arión.
- *Patogenia*: producen enteritis y toman por osmosis los nutrientes. En la necropsia se observa atrofia muscular, mucosa intestinal engrosada y congestionada con mucha mucosidad.
- *Ciclo evolutivo*. Los proglótidos grávidos salen con las heces y se dispersan en el suelo en donde son ingeridos por babosas, en estas se libera la

³¹ QUIROZ, Op. cit., p. 325-326

³² Ibid., p. 330

³³ Ibid., p. 330

oncósfera y se desarrolla el cisticercoide en alrededor de 3 semanas. Luego que las aves lo ingieren, en 14 días el parásito alcanza su madurez sexual.

Quiroz³⁴ menciona:

- *Davainea meleagridis*. Es un poco más grande que la especie anterior, mide 5mm de largo y tiene de 17 a 22 segmentos. Se desconoce su ciclo.

Continuando la idea de Quiroz³⁵, el efecto y grado de patogenicidad varía según la especie de cestodo. Las lesiones generalmente más evidentes son falta de desarrollo, enflaquecimiento, anemia y caquexia. Las lesiones locales se manifiestan en enteritis del intestino delgado, cuyo grado varía según la especie que interviene por lo que se puede diferenciar 3 tipos:

- La enteritis crónica catarral, con engrosamiento de la pared intestinal y la mucosa recubierta con bastante moco.
- La enteritis traumática aguda, sobre todo por acción de *D. proglotina*, se caracteriza por zonas de congestión y hemorragia sobre todo el duodeno.
- La enteritis crónica se ha observado bajo la forma de nódulos inflamatorios de apariencia pseudo-tuberculosa. Estas lesiones son visibles desde la serosa.

Según Rodríguez³⁶, los signos clínicos observados son: Sed intensa, diarrea más o menos acuosa, alternando con periodos cortos de estreñimiento. Después la diarrea se acentúa, con heces líquidas de coloración amarilla, verde o roja, enflaquecimiento progresivo y acentuado, erizamiento de las plumas y decaimiento. Las aves se muestran tristes, abatidas somnolientas inmóviles. La muerte ocurre por oclusión intestinal o por rotura de la pared intestinal.

4.2.3 Nemátodos. Para Quiroz³⁷, es el grupo más numeroso de parásitos de los animales domésticos y del hombre. Su cuerpo es cilindroide, no segmentado

³⁴ QUIROZ, Op.cit., p. 331

³⁵ Ibid., p. 332

³⁶ RODRÍGUEZ, Muñoz Marianella. Evaluación del efecto de un desparasitante natural, contra nematodos de aves de traspatio, comparado con un desparasitante comercial, en la aldea el paraíso, municipio de palencia. Guatemala. [en línea]. 2004. Fecha de consulta. [16 de enero 2009]. Disponible en internet : http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/10/10_0909.pdf.

³⁷ QUIROZ, Op. cit., p. 368

con un tracto intestinal y una cavidad general. Tienen ciclo evolutivo directo o indirecto y algunos tienen un importante papel como zoonosis.

Wailly describe que:

Los ciclos vitales y la patogenicidad de la mayoría de los *nemátodos* parásitos de las aves silvestres no han sido determinados o se conocen deficientemente. Sin embargo, algunas especies se presentan tanto en aves silvestres como domésticas en las cuales el conocimiento al respecto es más amplio. Estos parásitos se hayan con frecuencia en las comunidades de *Psittacidos* y *Columbidos*. Los periquitos Australianos (género *omnicolor*) criados en grandes pajareras con suelo de tierra y arena, son portadores de millares de vermes intestinales, por lo general *Ascaridae sp*, y en ocasiones asociados a *Capillarias*. Se pueden encontrar en aves como: Guacamayas, Calopsittes, Periquitos Alexandre, Bowkes, Columbiformes³⁸.

4.2.3.1 *Ascaridia sp*. Para Steiner³⁹, la infestación de estas se caracteriza clínicamente por disturbios en la digestión, retardo en el crecimiento. Es bastante común en las aves enjauladas y en las mantenidas en aviarios, especialmente en los periquitos australianos de mayor tamaño y en las carolinas. Los canarios parecen constituir la única excepción.

Según Quiroz:

El ciclo vital de la *Ascaridia* es directo. Los huevos son eliminados con las heces y tras 2-3 semanas de desarrollo alcanzan la etapa de infección fuera del hospedador. Aunque la luz solar directa mata los huevos, en condiciones favorables de temperatura y humedad se pueden mantener viables durante 3 meses o más. Después de ser ingeridos por las aves, son liberadas las larvas en el intestino delgado, estas permanecen en el lumen, donde se produce la maduración hasta alcanzar la forma adulta. Los adultos ejercen acción irritativa sobre la mucosa⁴⁰.

Quiroz argumenta:

³⁸ WAILLY, de P.H. Enfermedades de los Pájaros de Jaula y Pajarera. Barcelona: Acribia, 1977. p. 60.

³⁹ STEINER, Op. cit., p. 84

⁴⁰ QUIROZ, Op. cit., p. 415

El ciclo vital de la *Ascaridia* es directo. Los huevos son eliminados con las heces y tras 2-3 semanas de desarrollo alcanzan la etapa de infección fuera del hospedador. Aunque la luz solar directa mata los huevos, en condiciones favorables de temperatura y humedad se pueden mantener viables durante 3 meses o más. Después de ser ingeridos por las aves, son liberadas las larvas en el intestino delgado, estas permanecen en el lumen, donde se produce la maduración hasta alcanzar la forma adulta. Los adultos ejercen acción irritativa sobre la mucosa⁴¹.

Figura 5. *Ascaridia* sp.



Fuente: www.rvc.ac.uk/.../poultrEggs/davainea.htm

Rodríguez⁴² argumenta que las aves son afectadas por; *A. galli*, *A. columbae*, siendo el nematodo de mayor tamaño en el intestino de las aves siendo los animales jóvenes los más susceptibles.

Para Steiner⁴³ entre las lesiones, Se encuentra hemorragia con notoria destrucción de la mucosa, anemia y leucocitosis. Las larvas causan congestión y enteritis hemorrágica, en infestaciones leves se encuentra enteritis catarral. Los adultos pueden perforar el intestino causando peritonitis ó provocar una enteritis catarral crónica.

- *Síntomas clínicos.* Son variables según la infestación, los más graves presentan decaimiento general con diarrea, erizamiento de plumas, anorexia, retraso en el crecimiento, aunque se han señalado casos de parálisis en las patas. En la infestación por parásitos adultos los signos son menos

⁴¹ QUIROZ, Op. cit., p. 415

⁴² RODRÍGUEZ, Muñoz Marianella. Op. cit.

⁴³ STEINER, Op. cit., p. 85

pronunciados, la parasitosis tiende a la cronicidad y los signos que se observan son retraso en el crecimiento y mala conversión alimenticia. La ascaridiosis se diagnostica al observar huevos en las heces con una técnica Standard de flotación fecal.

Rodríguez⁴⁴ manifiesta que en la infestación masiva por *Ascaridia sp*, se produce una disminución de la función digestiva, terminando en una paresia a causa de una intoxicación por los metabolitos del parásito. Las *Ascaridias* presentes en gran número, reducen la luz del intestino delgado. Por lo cual el tránsito intestinal es más lento, al permanecer en el tracto digestivo los alimentos un largo tiempo llegan a deteriorarse y descomponerse.

- **Diagnóstico.** En los animales vivos, el análisis coprológico es la forma de descubrir el parásito intestinal, con la técnica de la flotación, los huevos pueden ser examinados al microscopio. En aves muertas, la disección del intestino, permite ver directamente el parásito presente sobre la mucosa intestinal.

Figueiroa⁴⁵ en su estudio coproparasitológico realizado en Brasil, en 685 aves analizadas de las cuales 320 (48.7%) estaban parasitadas, se encontró una prevalencia del 21.8% de animales afectados con *Ascaridia sp*.

4.2.3.2 Heterakis. Según Quiroz⁴⁶, infestan el ciego causando clínicamente una tiflitis con disturbios en la digestión, además actúan como vectores de *Histomona meleagridis*. La transmisión del nematodo se realiza por el suelo y la infestación es por vía oral.

- **Ciclo evolutivo.** Es directo. Los huevos salen con las heces, tienen una sola célula. En el suelo con las condiciones de humedad y temperatura favorables la larva se desarrolla en 12 a 14 días de 18°-20°C. A bajas temperaturas permanecen viables durante varias semanas. El huevo con la segunda larva es la fase infestante, las aves se infestan por ingestión. Las larvas eclosionan en el buche y molleja, pero la mayoría en intestino delgado, luego emigran al ciego en donde algunas invaden la mucosa y pasan al tejido linfático; otras permanecen en las criptas, luego regresan al lumen.

⁴⁴ RODRÍGUEZ, Muñoz Marianella. Op. cit.

⁴⁵ FIGUEIROA. Op.cit.

⁴⁶ QUIROZ, Op. cit., p. 419.

- *Signos clínicos.* En infestaciones severas se observa diarrea de color verdusco con enflaquecimiento, decaimiento, debilidad y muerte. La complicación más importante principalmente es *Histomona sp.*

4.2.3.3 *Capillaria sp.* Para Rodríguez⁴⁷ es un verme filiforme, infesta principalmente el intestino delgado y ocasionalmente la molleja y esófago. Los huevos embrionados pueden mantenerse infectivos durante muchos meses. Parasita aves de todo el mundo, gallinaceas domésticas (gallina, pavo) y de vida silvestre. *C. caudinflata*, *C. obsinata*, *C. anatis*, en intestino delgado y *C. contorta*, *C. annulata* en esófago y buche.

Wailly⁴⁸ argumenta que es una de las causas más comunes de mortalidad en tucanes, psitácidos, galliformes, anseriformes, columbiformes, pero puede ser encontrada en cualquier especie que tenga contacto con el suelo o con vectores. El ciclo de vida es directo, los parásitos adultos se introducen en la mucosa intestinal de las aves y ponen huevos que salen con las heces. La etapa infectiva de este parásito se desarrolla dentro del huevo, durante 8 días y su ciclo de vida se completa en aproximadamente 19 a 26 días. Los daños más severos ocurren a las 2 semanas después de la infección.

- *Patogenia.* Las larvas y los adultos se encuentran en la mucosa del esófago, buche, intestino delgado, intestino grueso y ciego. Las larvas ejercen acción traumática al penetrar en capas superficiales, los adultos en capas profundas. También las larvas al desarrollarse, ejercen acción mecánica por compresión y obstructiva que destruye los tejidos circunvecinos.

Quiroz⁴⁹ menciona:

- *Lesiones.* Las mucosas aparecen con trayectos sinuosos ocupados por los parásitos. La pared del esófago y buche pueden estar ligeramente engrosada o inflamada, en infestaciones fuertes la mucosa puede estar hemorrágica, con membranas necróticas y gran cantidad de vermes. En el intestino hay extensa destrucción de la mucosa que puede contener fluido hemorrágico de color café oscuro. En casos crónicos la pared intestinal esta notablemente edematosa.
- *Síntomas clínicos.* Las aves presentan mal estado general, hay emaciación, inapetencia, decaimiento, apatía para moverse. Algunas veces se presenta anemia muy marcada. Si hay lesiones en esófago y buche ocurren problemas

⁴⁷ RODRÍGUEZ, Muñoz Marianella. Op. cit.

⁴⁸ WAILLY, Op. cit., p.82

⁴⁹ QUIROZ, Op. cit., p. 563

de disfagia. En la capilariosis intestinal hay diarrea de color rojizo (hemorrágica), restos epiteliales y moco.

Rodríguez⁵⁰ describe que para el diagnóstico de la *capilariosis* se realiza el examen coprológico mediante la técnica de flotación, observando al microscopio los huevos de *capillaria*. En la necropsia para observar los vermes adultos, se debe realizar un frotis de la mucosa del intestino, extenderlo en una placa observando las *capillarias* finas y blancas.

4.2.3.4 *Strongyloides sp.* Para Quiroz⁵¹ es un parásito que contiene más de 50 especies de parásitos gastrointestinales, infecta el intestino delgado de mamíferos, aves, reptiles y anfibios. La transmisión se realiza por el suelo y la infestación es por vía cutánea y por vía oral.

- *Ciclo evolutivo.* Las hembras se encuentran en la mucosa del intestino delgado, en donde ponen los huevos embrionados. Los huevos salen con las heces; la primera larva eclosiona a las 6 horas de haber salido, a una temperatura de 27°C. Estas larvas pueden dar lugar a larvas infestantes o a larvas de vida libre.
- *Signos clínicos.* Las aves afectadas pueden presentar diarrea con moco o hemorrágica, letargia y signos de enfermedad sistémica. Los signos respiratorios aparecen si el parásito invade los pulmones.
- *Diagnóstico.* Se encuentran las larvas en heces frescas, ya sea con exámen directo o mediante sedimentación de Baerman.

4.3 NORMAS DE CONTROL Y MANEJO

Para Wailly⁵² es primordial, asegurar a las aves, condiciones de vida satisfactorias, desde el punto de vista de luminosidad, calor y espacio, así como calidad, frescura y variedad de alimentos, de esta manera, se disminuye la susceptibilidad a infecciones parasitarias y otro tipo de enfermedades.

4.3.1 Manejo de aves en cautiverio. Según Grifols⁵³ el mantenimiento en cautividad varía según la función a la que este destinada el ave.

⁵⁰ RODRIGUEZ, Muñoz Marianella. Op. cit.

⁵¹ QUIROZ, Op. cit., p. 509

⁵² WAILLY, Op. cit., p. 30.

⁵³ GRIFOLS J, Molina R. Manual clínico de las aves exóticas. Barcelona: Grass latros, 2000. p. 22-24

- *Población.* Evitar el exceso de población, ya que esto implica competencia por alimento y posible generación de estados de estrés, alteraciones comportamentales y agresividad, que en algún momento pueden ser un factor que ocasione inmunosupresión favoreciendo así la presentación de diversas patologías, incluidas las parasitarias. Lo más conveniente, es ubicar dos animales por jaula (pareja: hembra y macho) dependiendo del tamaño de esta y de la especie de ave que se maneje.
- *Jaula.* se considera adecuada aquella en la cual el ave pueda extender las dos alas y no tocar ninguna de las paredes. La altura de la jaula debe ser acorde a la longitud de la cola de su ocupante. Se puede mantener al ave en semilibertad dentro de la casa y usar la jaula únicamente para pernoctar o cuando al propietario le interese tener controlado al animal. Se recomiendan las jaulas con barrotes de aluminio debido a la calidad del material y su resistencia a los productos de desinfección. La jaula debe ir provista de bandeja en la parte inferior; esta bandeja contendrá periódicos preferiblemente para recoger los excrementos y restos de comida. Debe poseer varios aseladeros de grosor variable pero de tamaño adecuado al pie del animal. Estos se deben colocar a extremos opuestos de la jaula para motivar el ejercicio. Pueden ser fabricados con ramas de árboles y ser cambiados con frecuencia, así aportamos un elemento natural que el pájaro pueda picotear y descortezar permitiéndole limar su pico y uñas además de generar la distracción necesaria.
- *Comederos y bebederos.* son necesarios un bebedero y comedero por ave, de material indestructible, limpio y de fácil desinfección. Deben colocarse en sitios de cómodo y fácil acceso tanto para el ave como para el propietario; no deben colocarse al lado ni abajo de los aseladeros, para que el ave se desplace expresamente para alimentarse, además de evitar el alcance de las deyecciones emitidas desde los aseladeros.

4.3.1.2 Condiciones ambientales. Grifols⁵⁴ argumenta que para las aves de compañía la jaula debe colocarse en un sitio céntrico de la casa, donde el pájaro interactúe con la gente y pueda distraerse. Deben evitarse las líneas de corriente de aire, así como el humo y calor excesivo provenientes de la cocina. Es conveniente el acceso frecuente al exterior y al sol.

- *Luz.* Deben tener acceso a la luz solar natural directa (sin pasar por ningún tipo de cristal), para activar la producción de vitamina D. En espacios

⁵⁴ GRIFOLS J, Molina R, Op. cit., p. 25-29

interiores o con poca exposición a luz natural se puede suplementar con lámparas fluorescentes con fracción UV.

- *Ventilación y disponibilidad de aire.* Es imprescindible el acceso a aire limpio y no exponer a las aves a corrientes de aire directas utilizando protección parcial en las jaulas. Proporcionar buena ventilación para disminuir riesgo de enfermedades respiratorias.
- *Temperatura.* Todas las especies se adaptan a los rangos de temperaturas que se manejan en la región. Cuando hay condiciones de frío excesivo sobre todo en las noches, posiblemente sea necesario brindar un soporte adicional de calor como lo es la calefacción o colocar la jaula en un sitio resguardado. Los canarios deben estar a una temperatura no inferior de 10 °C en periodo de reproducción, 15 °C en el momento de la muda; más de 5 °C, en invierno para los pájaros habituados a no tener calefacción. Generalmente, al principio de la incubación y de la cría es necesaria una calefacción eléctrica de apoyo.
- *Humedad.* Salvo las especies de clima desértico como carolinas y periquitos, el resto de especies responden favorablemente a un grado de humedad ambiental alto.

4.3.1.3 Higiene. Grifols⁵⁵ afirma que se debe tener en cuenta la existencia de diferentes agentes infecciosos que de una u otra forma pueden significar un riesgo potencial en el mantenimiento de la salud de las aves. Así, se puede encontrar virus, bacterias, hongos y parásitos (es muy importante conocer el ciclo del mismo). Para lograr una adecuada implementación de las normas de higiene es indispensable considerar las vías de entrada de los agentes infecciosos y las medidas de prevención.

- *Suministro de agua.* Lo ideal es la realización de un estudio microbiológico y cambiar el suministro del agua, si es necesario.
- *Alimentos.* Realizar control de calidad de alimentos almacenados, desinfectar las áreas de preparación de comidas, el utillaje, los comederos y bebederos y optimizar las zonas donde se almacenan los alimentos.
- *Higiene y limpieza.* Es recomendable la limpieza diaria (retirar heces y restos de alimentos). Con ello se consigue prevenir posibles reinfecciones por parásitos, sobrecrecimiento microbiano, evitar el aumento de la población de insectos, así como la producción de malos olores. Se puede llevar a cabo

⁵⁵ GRIFOLS J, Molina R, Op. cit., p. 32-33

previa a la suministración de la primera comida. También se debe cambiar el agua una vez al día y en lo posible suministrar agua que haya sido hervida, con esto se previene la posible transmisión de enfermedades causadas por parásitos (principalmente protozoarios como *Giardia sp* y *Cryptosporidium parvum*) y otros agentes nocivos. Los contenedores para el agua deben ser lavados diariamente con agua y jabón, y los platos para las semillas deben ser lavados dos veces por semana, utilizando un desinfectante seguro y efectivo, tal como el hipoclorito de sodio (blanqueador casero diluido 1/10; Smith 1990).

4.3.1.4 Cuidados especiales. Grifols⁵⁶ menciona que ante la presencia de aves con síntomas clínicos, estas se deben apartar de las sanas. Si se introduce un ave nueva se debe aislarla y observarla aparte de las demás durante al menos 10 días. Si hay alguna mortalidad, se debe quemar o enterrar.

- *Eliminación y control de insectos y roedores.* Los insectos y roedores pueden actuar como vectores o portadores de enfermedades infecciosas. Algunos insectos intervienen en el ciclo de los parásitos como hospedadores intermediarios o son portadores mecánicos de enfermedades infecciosas.
- *Cuidadores y propietarios.* Cualquier individuo que manipule al ave, sus desechos, alimento y utensilios puede estar en riesgo de contraer enfermedades potencialmente zoonóticas como: salmonelosis, yersinosis, campilobacteriosis, listeriosis, tuberculosis, erisipelosis, histoplasmosis, criptococosis, psitacosis, giardiasis, dermatitis por cercarias.

4.4 RIESGO DE ZONOSIS

Cabrera⁵⁷ manifiesta que la zoonosis, se ha declarado de importancia en la aparición de las infecciones humanas, lo cual no debe subestimarse dentro de su impacto en la salud de la comunidad y de allí la importancia de las aves de jaula como papel esencial en esta transmisión. Las zoonosis parasitarias, tienen poca importancia dentro del contexto de la salud pública, ya que no dan lugar a emergencias epidemiológicas notables, y no están sujetas a notificación obligatoria en la mayoría de países; por lo tanto, no se consideran problemas de

⁵⁶ GRIFOLS J, Molina R, Op. cit., p. 34-38

⁵⁷ CABRERA, Paola Andrea y ORDÓÑEZ, Omar Ernesto. Prevalencia de parásitos gastrointestinales zoonóticos (helminetos y protozoarios) en caninos del centro de zoonosis de Bogotá. [en línea]. 2003. Fecha de consulta [17 de Enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.fepafem.org.ve/investigaciones/investigaciones2003/art9a.htm>

salud pública. Estas zoonosis persisten y suponen una amenaza donde las condiciones de mala higiene, mal manejo, influencias nutricionales, sanitarias: favorecen la transmisión. El aumento del número de estas aves como mascotas, la falta de educación e inadecuado manejo por parte de los propietarios, por la escasez de trabajos de investigación concretos sobre el parasitismo gastrointestinal en aves ornamentales. Podría llevar al aumento de la prevalencia de muchos de estos parásitos, así como la liberación de un gran número de estados larvarios parasitarios transmisibles en ambientes propicios, representando un factor de riesgo para la transmisión a los humanos. El agua, el suelo y los alimentos llegan a tener una significancia para esta transmisión. Las personas inmunocomprometidas, los niños, los adultos mayores; como propietarios de aves ornamentales deben tener conocimiento sobre el riesgo potencial de adquirir infecciones parasitarias a partir de sus aves ornamentales.

Solarte⁵⁸ señala que, *Cryptosporidium sp* y *Giardia sp* no son destruidos por las concentraciones habituales de cloro de las aguas municipales y además un sistema adecuado de sedimentación, floculación, y filtración puede remover del agua partículas del tamaño de los quistes de *Giardia*, sin embargo dado las características de elasticidad de estos pueden pasar a través de las membranas filtrantes con tamaño de poro de 5 μm . Por su parte, el ooquiste de *Cryptosporidium sp* es muy resistente a las condiciones climáticas pudiendo permanecer viable de 2 a 6 meses a 4 $^{\circ}\text{C}$ en el ambiente y además resiste a la mayoría de desinfectantes utilizados en el laboratorio. Actualmente se recomienda el uso de filtros con un valor de poro de 1 μm capaces de retener parásitos de dimensiones tan pequeñas como el *Cryptosporidium sp* y *Giardia sp*.

4.5 TÉCNICAS DE LABORATORIO PARA EL ANÁLISIS COPROLÓGICO

Henry⁵⁹ argumenta que existen diversos métodos para realizar el análisis de parásitos gastrointestinales a través de la evaluación de materia fecal como las técnicas de concentración, tinciones permanentes y con menor frecuencia las técnicas de cultivo parasitario.

⁵⁸ SOLARTE, Yesi y PEÑA, Miguel. Transmisión de protozoarios patógenos a través del agua para consumo humano. Colombia. [en línea]. 2006. Fecha de consulta [16 de Enero 2008]. Disponible en internet: http://bvs.minsa.gob.pe/archivos/MINSA/000_PNCS.pdf

⁵⁹ HENRY, John Bernard. El Laboratorio en el Diagnóstico Clínico. Madrid: Marban, 1999. p. 115.

4.5.1 Recolección de heces. Para Batres⁶⁰, la colecta y conservación de la muestra de heces es de vital importancia para determinar la calidad del examen. Deben usarse heces frescas, si la observación no es inmediata se debe refrigerar la muestra, no congelarla. La recolección debe ser en envases especiales, pudiendo ser bolsas plásticas o frascos de vidrio o plástico con tapa, que sean estériles para evitar contaminaciones. La muestra debe ser bien identificada.

- *Examen macroscópico.* Consiste en la observación sobre las características de las heces: consistencia, color, olor, presencia de moco, sangre y presencia de helmintos adultos y proglótidos.
- *Examen microscópico.* Permite la visualización de huevos o larvas de helmintos, quistes, trofozoítos u ooquistes de protozoarios. Pueden ser cualitativos y cuantitativos.
 - Métodos cuantitativos: Son aquellos en los cuales se hace el conteo de los huevos en las heces, permitiendo así valorar la intensidad del parasitismo.
 - Métodos cualitativos: Son los más utilizados, demostrando la presencia de helmintos sin cuantificarla.

4.5.2 Análisis coprológico. Según Batres⁶¹, El análisis coprológico parasitario se basa en la identificación microscópica, de los elementos parasitarios presentes en las heces. Se debe tener en cuenta que con raras excepciones, un resultado analítico positivo siempre es indicación de existencia de parasitismo en el paciente. Pero, por el contrario, un resultado analítico negativo no descarta la posibilidad de parasitismo, ya que el propio método analítico conlleva la obtención, por causas diversas, de falsos resultados negativos. Las principales causas de error suelen ser:

- *Muestra inadecuadamente recogida y conservada.* Muchas formas parásitas, son extremadamente lábiles fuera del organismo hospedador. Esto hace que la inadecuada conservación de la muestra les afecte, deformándolas o destruyéndolas, haciendo prácticamente imposible su observación microscópica.

⁶⁰ BATRES, Garcia Ismael. Diagnóstico de huevos de parásitos en cerdos por medio de la técnica coprológica de Kato comparada con la técnica de flotación con 3 diferentes soluciones concentradas. Guatemala. [en línea]. 2007. Fecha de consulta [16 de Enero de 2009]. Disponible en internet: http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/10/10_1059.pdf.

⁶¹ Ibid.

- *Escasez de parásitos en la muestra.* La sensibilidad, de los métodos coprológicos es relativamente baja, de tal forma que, cuando el número de elementos parasitarios presentes en las heces es muy bajo, su presencia puede no ser detectada durante el estudio coprológico.

- *Periodo de invasión parasitaria.* En aquellas especies parásitas que antes de alcanzar su localización final en el intestino, para madurar sexualmente, se da un periodo de migración por diversos órganos y tejidos del hospedador, por ejemplo el *Ascaris sp*, un análisis coprológico realizado durante la etapa migratoria larvaria, no revelará el parasitismo realmente existente.

4.5.2.1 Método Directo. Vélez describe a este método como cualitativo:

Se utiliza para el diagnóstico de protozoarios intestinales, en sus formas de trophozoitos y quistes. También se puede realizar para detectar diferentes tipos de helmintos. En el frotis directo para trophozoitos o formas vegetativas son necesarias muestras frescas. Se utiliza para el diagnóstico de amibiasis, giardiasis, balantidiasis, histomoniasis, entre otras.

- *Técnica:*

1. En una lámina porta-objetos se coloca una o dos gotas de solución salina fisiológica.
2. Con un palillo o elemento semejante retirar un poco de heces frescas, evitando las partículas gruesas o de arena.
3. Mezclar muy bien con la solución fisiológica, para obtener una película clara y poco gruesa (separar con el palillo las partículas gruesas que se hayan recogido).
4. Colocar una laminilla sobre la suspensión de las heces.
5. Mirar al microscopio con objetivo 10X ó 40X, de acuerdo con el tamaño del parásito⁶².

Velez⁶³ señala que en el frotis directo para quistes, el procedimiento es parecido al anterior. Se utilizará en este caso, solución de lugol en lugar de

⁶² VÉLEZ A. Guías en parasitología veterinaria. Segunda edición. Bogotá: Éxito dinámica, 1995. p.230.

⁶³ Ibid., p. 231

solución salina fisiológica. El lugol tiñe muy bien los quistes. Se debe realizar un frotis directo en capa delgada. Para un diagnóstico confiable se deben examinar por lo menos tres láminas.

4.5.2.2 Método de Flotación con Solución salina Saturada. Según Vélez:

Es un método cualitativo y de uso frecuente debido a la facilidad en la preparación de la solución, su conservación es por largo tiempo, y no presenta los inconvenientes de otras soluciones. Para la preparación de la solución salina saturada se requiere 331gr de Cloruro de Sodio (NaCl) y 1000 cc de agua. Se debe calentar mezclando continuamente hasta disolver la sal, evitando la ebullición.

- *Técnica:*

1. Separar de la muestra 2 a 5 gr de heces en un recipiente de boca ancha (taza o mortero).
2. Agregar de 30 a 50 cc de solución salina saturada.
3. Disolver muy bien las heces con una cucharilla, baja lenguas o varilla de vidrio.
4. Colar en un cedazo de mallas finas.
5. Llenar un tubo de ensayo con el líquido filtrado hasta el borde, dejando un menisco convexo.
6. Eliminar con un palillo las burbujas o sustancias que flotan.
7. Colocar una laminilla y esperar por 12 a 15 minutos y un máximo de 30. Pasado este tiempo, los huevos se colapsan o se rompen, debido a la acción osmótica.
8. Retirar cuidadosamente la laminilla y colocarla sobre una lámina.
9. Mirar al microscopio con objetivo 10X⁶⁴.

4.5.2.3 Método de McMaster. Para Velez⁶⁵ se trata de un método cuantitativo utilizado para determinar el número de huevos por gramo de heces. También se emplea para las larvas de nemátodos o los ooquistes de coccidias.

⁶⁴ VELEZ, Op. cit., p. 231

⁶⁵ Ibid., p. 232

Vélez describe la técnica de la siguiente manera:

- *Técnica:*

1. Pesar 3 gr de heces.
2. Depositarlas en un tubo de ensayo.
3. Agregar 28 cc de solución azucarada de Sheather.
4. Agitar fuertemente hasta obtener su homogenización.
5. Tamizar en una taza con un colador metálico corriente (calibre 80).
6. Exprimir el sedimento que se encuentra en el colador por medio de una cuchara y luego eliminar el sedimento.
7. Completar el tubo con la misma solución azucarada.
8. Agitar nuevamente y tomar lo más pronto posible con un gotero o pipeta, parte de la suspensión. Llenar la cámara que ha sido humedecida previamente con agua corriente, con el fin de evitar la presencia de burbujas.
9. Esperar 20 minutos para que se nivelen por completo los huevos, los ooquistes y/o las larvas.
10. Hacer el conteo separadamente por géneros de parásitos, de las áreas demarcadas en la cámara, tanto de los huevos como de las larvas y los ooquistes.
11. Contar por lo menos dos cámaras⁶⁶.

4.5.2.4 Técnica de kato. Según Tello:

Es un examen rápido para la búsqueda de huevos de helmintos. No se observan protozoarios.

- *Procedimiento.* Colocar 100 mg de heces sobre una lámina limpia de 30x40 mm, haciendo un extendido grueso a lo largo de la misma. Cubrir con una tira de celofán de 22x30 mm, previamente humedecida en solución

⁶⁶ VELEZ, Op. cit., p. 233

glicerinada de verde de malaquita al 3%, o colocar unas gotas de esta solución sobre el extendido y luego cubrir con celofán. Dejar en reposo por 1 hora a T^o ambiente, ó por 30 minutos a 37°C. Examinar la lámina al microscopio⁶⁷.

4.5.2.5 Técnica de Sedimentación espontánea en tubo. Tello:

Adaptó esta técnica, que detecta con alta sensibilidad diversos enteroparásitos, desde amebas hasta huevos y larvas.

- *Procedimiento.* Homogenizar 2-5g de heces con 10-20ml de solución salina fisiológica. Verter la mezcla en un tubo cónico de centrifuga de 50ml de capacidad, filtrándola a través de gasa. Completar el volumen del tubo con más solución salina y tapar el mismo, herméticamente. Agitar y dejar reposar por 45 minutos como mínimo. Tomar con una pipeta dos alícuotas: una de la mitad del sedimento y otra del fondo del tubo. Colocarlas en portaobjetos diferentes y a la alícuota del fondo agregarle gotas de Lugol, luego cubrirlas con laminillas de celofán. Observar al microscopio⁶⁸.

4.5.2.5 Técnica de Baermann modificada en copa por Lumbreras. Tello afirma:

Aprovecha la capacidad de migración de trofozoítos y larvas, como *Balantidium* y *Strongyloides*, hacia el fondo de la copa (hidrotropismo, geotropismo, termotropismo).

- *Procedimiento.* Colocar 5-10 g de heces en una copa que contiene rejilla y gasa doblada. Verter por las paredes de la copa, solución salina a 37°C, hasta cubrir las heces. Dejar en reposo a T^o ambiente por 30 a 45 minutos. Retirar rejilla y heces, absorbiendo luego con pipeta, parte del sedimento del fondo y depositándolo en una lámina excavada de Adams o en un blister. Observar al microscopio, con menor aumento⁶⁹.

⁶⁷ TELLO, Raúl y CANALES, Marco. Técnicas de diagnóstico de enfermedades causadas por enteroparásitos. Prú. [en línea] 2000. Fecha de consulta [2 de marzo de 2009]. Disponible en internet: <http://www.fihu-diagnostico.org.pe/revista/numeros/2000/julago00/197-198.html>

⁶⁸ Ibid.

⁶⁹ Ibid.

4.5.2.6 Técnica modificada de Ziehl – Neelsen. Tello la describe:

Preparar un frotis, cubrir completamente la preparación con carbofucsina. Tomar el portaobjetos con la pinza y, mediante pases cortos sobre el mechero Bunsen, calentar la preparación durante 5 minutos sin permitir que hierva la muestra. Lavar con abundante agua el exceso de colorante, decolorar con la solución ácido-alcohol hasta que la muestra adquiera un color rosa claro. Lavar con agua para eliminar los restos de disolvente, teñir con azul de metileno (1 min), lavar con agua el exceso de colorante, secar la preparación y examinar al microscopio⁷⁰.

⁷⁰ TELLO, Op. cit.

5. DISEÑO METODOLÓGICO

5.1 LOCALIZACIÓN

Según Fajardo y Cifuentes⁷¹ la capital del departamento de Nariño está localizada a 1° 13' de latitud norte, 77°17' de longitud oeste de Greenwich. La altura sobre el nivel del mar es de 2527 m, con una temperatura media de 14°C y precipitación media anual de 841 mm. Distante entre 795 Km. al sur de la capital de la república y a 85 Km. por la vía panamericana de la frontera Ecuatoriana.

5.2 POBLACIÓN OBJETO Y MUESTRA

La población objeto está conformada por 2000 aves ornamentales adscritas al programa de monitoreo de fauna silvestre del centro de paso de la ciudad de San Juan de Pasto.

El tamaño de la muestra se calculó basándose en la siguiente fórmula:

$$n = \frac{N Z^2 p (1-p)}{(N-1) e^2 + Z^2 p (1-p)}$$

Donde:

- N = Tamaño de la población
- Z = Valor asociado al valor de confianza establecido
- p = Prevalencia estimada del 50%
- e = Error máximo admitido del 6%

Teniendo en cuenta lo anterior y con un nivel de confianza de 95% el tamaño de la muestra fue:

$$\begin{aligned} n &= 2000 \times (1,96)^2 \times 0,25 / (2000 - 1) \times (0,06)^2 + (1,96)^2 \times 0,25 \\ n &= 1920,8 / 7,1964 + 0,9604 \\ n &= 1920,8 / 8,1568 \\ n &= 235 \text{ número de muestras.} \end{aligned}$$

⁷¹ FAJARDO, Rosita y CIFUENTES Jorge. Diccionario Geográfico de Colombia. Santa Fe de Bogotá D.C.: Instituto geográfico "Agustín Codazzi". p. 350

No existen datos de prevalencia de estudios similares, por lo tanto, se tomó como base el 50% para trabajar con el máximo tamaño de muestra.

Se realizó un Muestreo Aleatorio estratificado y la distribución del tamaño de muestra se realizó por afijación proporcional para cada especie (Tabla 1).

Se evaluaron las aves ornamentales de 13 especies diferentes de la siguiente manera:

Tabla 1. Distribución por especies de aves ornamentales adscritas al programa de monitoreo de fauna silvestre del centro de paso de la ciudad de San Juan de Pasto.

<i># De</i>	<i>Especies</i>	<i>Nombre Científico</i>	<i>Nombre Común</i>	<i># de individuos</i>
1		Melopsittacus undulatus	Perico Australiano	645
2		Serinus canaria	Canario	525
3		kakatoe spp	Cacatúa	418
4		Padda orizivora	Alondra	61
5		Agapornis personata	Perico Fisher	42
6		Nymphicus hollandicus	Carolina	38
7		Cardinalis cardinales	Cardenal	51
8		Loncura striata doméstica	Isabelita	53
9		Taeniopygia guttata	Bengalí	55
10		Trhaupisepiscopus	Azulejo	36
11		Lonchura malacea	Monjita	29
12		Poephila spp	Diamante	26
13		Icterus chrizater	Turpial	21
total				2000

Para seleccionar el número de individuos a muestrear, se ejecutó una distribución porcentual según el tamaño de cada estrato (número de aves presentes en cada especie) dentro de la población total (2000 aves ornamentales), (tabla 2).

Tabla 2. Tamaño de muestra por especie

# De especie	# de individuos	% (Según Tamaño Dentro de Población)	Tamaño de Muestra Por Especie (Unid)
1	645	32.25	76
2	525	26.25	62
3	418	20.9	49
4	61	3.05	7
5	42	2.1	5
6	38	1.9	5
7	51	2.55	6
8	53	2.65	6
9	55	2.75	7
10	36	1.8	4
11	29	1.45	3
12	26	1.3	3
13	21	1.05	2
TOTAL	2000	100%	235

Los propietarios muestreados fueron 235, ya que por cada ave analizada, se tomó la muestra del propietario que tuviese mayor contacto con dicha ave.

5.3 TÉCNICAS PARA LA RECOLECCIÓN Y ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN

La recolección de la materia fecal, se llevó a cabo de manera directa introduciendo un hisopo a nivel de la cloaca para garantizar óptimos resultados evitando elementos extraños que dificulten su interpretación. Además se recolectó la cantidad de una emisión completa por ave. La muestra se guardó en recipientes herméticos individualizados y debidamente rotulados, donde se especificó el nombre del propietario, especie de ave muestreada, lugar y fecha. Para el transporte de las muestras al laboratorio fue necesario el empleo de cajas de polipropileno debidamente refrigerados con hielo para asegurar la conservación de las muestras. Estos procedimientos se realizaron teniendo en cuenta las normas de bioseguridad.

Igualmente, se solicitó a los propietarios y/o manejadores de las aves una muestra de heces obtenida en las primeras horas del día.

Las muestras fueron guardadas, refrigeradas y posteriormente enviadas al laboratorio: Sanidad Animal Laboratorio Clínico Veterinario (Dr. Oscar Jair

Jurado Gámez), en donde se analizaron las muestras de aves y el Dr. Jaime Díaz Delgado encargado de la evaluación de las muestras de humanos.

El análisis de las muestras de heces de las aves, se realizó en el laboratorio del centro de paso, ejecutándose dos muestreos seriados de materia fecal con un intervalo de 21 días debido al ciclo parasitario, realizadas del primero al 23 de marzo de 2008.

5.3.1 Instalaciones, equipos y utensilios. Se utilizó:

- Batas blancas
- Guantes de látex
- Tarros coprológicos
- Láminas porta-objetos
- Láminas cubre-objetos
- Solución Salina fisiológica
- Cajas de polipropileno
- Refrigerante

5.3.2 Técnicas de laboratorio. Se utilizaron dos métodos: Método del frotis directo de heces y Método de flotación con solución Salina Saturada, descritos en el marco teórico. El método de Mc Máster no se utilizó debido a que las muestras fecales de aves son muy pequeñas, por lo tanto se usaron las técnicas de tipo cualitativo mencionadas anteriormente.

5.4 PROCESAMIENTO DE DATOS Y MÉTODO ESTADÍSTICO

Los datos fueron analizados con el programa SPSS 13.0 for Windows, donde se realizó un análisis de chi-square para establecer asociación de parásitos gastrointestinales presentes en propietarios relacionados con los parásitos gastrointestinales observados en aves, y para cotejar la susceptibilidad de la especie de ave vs la especie de parásito gastrointestinal.

5.4.1 Variables de estudio. Fueron las siguientes:

- Presencia de parásitos gastrointestinales en aves ornamentales.
- Presencia de parásitos gastrointestinales de aves ornamentales con riesgo sanitario en sus propietarios.
- Tipos de parásitos gastrointestinales en aves ornamentales.

6. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

6.1 RESULTADOS DE AVES

Inicialmente se realizaron 2 muestreos seriados con intervalo de 21 días para la identificación de parásitos gastrointestinales, pero no hubo variación estadísticamente significativa entre los 2 análisis, por lo cual los 2 muestreos se los toma como uno.

Se debe mencionar que los resultados obtenidos, solo se aplican para la población objeto de estudio.

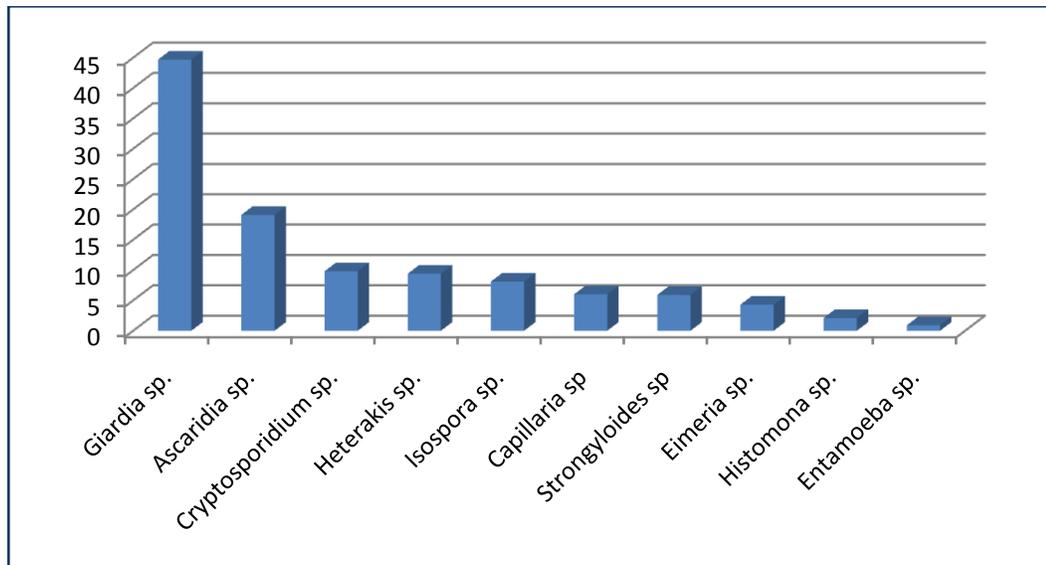
De las 235 aves ornamentales muestreadas, se encontraron 10 parásitos (Tabla 3) correspondientes a: protozoarios (*Giardia sp*, *Isospora sp*, *Eimeria sp*, *Cryptosporidium sp*, *Histomona sp* y *Entamoeba sp*), nematodos de la familia *Heterakidae* (*Heterakis sp*) *Ascarididae* (*Ascaridia sp*), *Capillariidae* (*Capillaria sp*), *Strongyloididae* (*Strongyloides sp*).

A continuación se presentan los resultados:

Tabla 3. Prevalencia de parásitos gastrointestinales de aves ornamentales

Parásitos gastrointestinales	Prevalencia (%)
<i>Giardia sp.</i>	44,7
<i>Ascaridia sp.</i>	19,1
<i>Cryptosporidium sp.</i>	9,8
<i>Heterakis sp.</i>	9,4
<i>Isospora sp.</i>	8,1
<i>Capillaria sp.</i>	6
<i>Strongyloides sp</i>	5,9
<i>Eimeria sp.</i>	4,3
<i>Histomona sp</i>	2,1
<i>Entamoeba sp.</i>	0,9

Figura 6. Prevalencia de los parásitos gastrointestinales de las aves ornamentales



Nuestro estudio reportó que de las aves analizadas el 100% fueron positivas a parásitos gastrointestinales de las especies antes mencionadas, con una alta prevalencia de *Giardia sp.* del 44.7%. Sin embargo, en el análisis ejecutado por Isis y E. Cruz⁷², *Giardia sp.* obtuvo una prevalencia de 5,41%, inferior a la encontrada en esta investigación, pero al compararlo con el estudio realizado en la Universidad de Texas de B. panigrahy con 533 aves de jaula se encontró una prevalencia del 60.2% de aves positivas a *Giardia sp.*⁷³, encontrando un amplio margen para la prevalencia de este parásito.

Las aves evaluadas en el presente estudio no poseían ninguna manifestación de enfermedad, siendo este un aspecto importante principalmente en los individuos positivos a *Giardia sp.*, ya que este es un agente infeccioso presente, no solo en aves con síntomas clínicos sino también, en aves asintomáticas que se convierten en portadoras y diseminan intermitentemente el parásito. Si bien el estadio de trofozoito no es estable fuera del hospedero, los quistes por su resistencia, constituyen una fuente de infección para otros hospederos⁷⁴.

⁷² ISIS, Op. cit.

⁷³ NAVAS, Op. cit.

⁷⁴ ISIS, Op. cit.

En lo que se refiere al nematodo *Ascaridia sp*, el 19,1% de las aves analizadas de nuestro estudio estaban parasitadas, prevalencia cercana a la encontrada por Figueiroa que fue del 21,8% y mayor a la reportada por Santacruz en la Fundación zoológica de Cali, equivalente al 13%. Según Soulsby⁷⁵, la infección se produce por la ingestión de huevos y larvas que se encuentran en el agua o alimento, y es importante tener en cuenta, que al ser un nematodo de gran tamaño puede desencadenar cólicos y obstrucciones en las aves pudiendo poner en riesgo su vida.

Otro de los nematodos identificados fue *Heterakis sp*, con una prevalencia de 9.4 %, siendo mayor que la reportada por Figueiroa cuyo estudio generó una prevalencia de 3,2%, y considerablemente similar a la reportada por Pólo Leal correspondiente a 9,88%.

Para los nematodos *Capillaria sp* y *Strongyloides sp* las prevalencias encontradas en este estudio fueron 6 % y 5,9 % respectivamente, siendo menores a las reportadas por Pólo Leal para *Capillaria* equivalente a 13,87%, por Figueiroa de 31,4 % y por Santacruz de 58%. Generalmente, la presencia de *Capillaria sp* tiene relación directa con el medio ambiente, contaminación del alimento y agua con materia fecal y medidas incorrectas de desinfección, así como el contacto con aves silvestres libres⁷⁶. En el caso de *Strongyloides sp*, Figueiroa reporta una prevalencia del 16,2% de las aves silvestres mantenidas en cautiverio en el Criatório científico y cultural Chaparral, pero en este mismo estudio la prevalencia de *Strongyloides sp*. de las aves silvestres mantenidas en cautiverio en el Parque Dois Irmao fue del 5.9% igual a la reportada en nuestro estudio.

En nuestra investigación no se reportó la identificación de géneros parasitarios correspondientes a la clase Cestoda para ninguna de las especies de aves ornamentales analizadas, sin embargo, Figueiroa, reporta una prevalencia de cestodos relativamente baja equivalente a 0.5 %, representando solo 3 individuos positivos dentro de una muestra de 685 aves. Cabe destacar que si bien los cestodos son reportados en aves silvestres, no se encuentran con frecuencia. Según Steiner estos parásitos necesitan de un hospedador intermediario artrópodo (insecto o molusco), para completar el ciclo vital. En consecuencia las aves comedoras de cereales y semillas son menos propensas a la infestación, siendo este caso relacionado con las aves analizadas en este estudio⁷⁷.

⁷⁵ Soulsby, E. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Séptima edición interamericana. 1988. p. 823

⁷⁶ SANTACRUZ. Op. cit.

⁷⁷ STEINER, Op. cit.

Dentro de los Protozoarios, *Histomona* sp presentó una prevalencia baja de 2.1 %, equivalente a 5 aves positivas. Farret en su estudio sobre parásitos intestinales en el *Arara azul*, relata que en el caso de parasitismo con protozoarios se destaca la infestación con *Histomona* sp⁷⁸ en esta aves, aunque no reporta la prevalencia, además como menciona Boralli, *Histomona* sp, parasita a pavos y pollos, pero también puede afectar a las aves silvestres⁷⁹.

Fernandez de Mera IG y Gortazar C, reportan que la coccidiosis de las aves silvestres mantenidas en cautiverio es una patología de aparición aguda observada con mayor frecuencia en aves jóvenes. La falta de higiene en las jaulas juega un rol muy importante en la aparición y diseminación de la enfermedad⁸⁰.

Isospora sp y *Eimeria* sp , son dos géneros de coccidias consideradas de mayor presentación en aves silvestres en cautiverio. Figueiroa, expone una prevalencia de 7.2% de coccidias, mientras que Santacruz halla una prevalencia de 6%. En este análisis se identificó una prevalencia de 8.1% y 4.3% de *Isospora* sp y *Eimeria* sp respectivamente.

En nuestros resultados se obtuvo una prevalencia de 9.8% para *Cryptosporidium* sp. Este protozoario ha sido encontrado en aves de diferentes especies aunque solo algunas investigaciones en aves domésticas lo reportan, por esta razón al obtener en 23 aves en resultado positivo compatible con este parásito se debe considerar su importancia, ya que es comprobado que *Cryptosporidium* no es especie-específico y cepas de una especie animal pueden infectar un amplio espectro de otras especies. Teniendo en cuenta esta consideración, las infecciones cruzadas son frecuentes y el hombre puede contraer la infección por contacto con las heces de otras personas, ganado vacuno, ovino, porcino, animales silvestres, aves, gatos y perros⁸¹.

⁷⁸ FARRET, Matheus Hilliard, FANFA, Vinicius, y SILVA, Aleksandro. Parasitos gastrintestinais em arara azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*) no Brasil. [en línea]. 2008. Fecha de consulta. [9 de Febrero 2009]. Disponible en internet: <http://www.sovergs.com.br/conbravet2008/anais/cd/resumos/R0520-2.pdf>

⁷⁹ BORALLI, Igor Camargo, ALVES, Rafael Masse y NETO, Elizeu. Histomonose. Brasil. [en línea] 2008. Fecha de consulta [11 de Febrero de 2009]. Disponible en internet: <http://www.revista.inf.br/veterinaria/revisao>

⁸⁰ FERNANDEZ, de Mera y GORTAZAR. Wild boar helminths: risks in animal translocations. España. [en línea]. 2003. Fecha de consulta. [11 de Febrero de 2008]. Disponible en internet: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/entrez/query>

⁸¹ SOLARTE, Yesi y PEÑA, Miguel, Op. cit.

Figueiroa, registra parasitismo por *Entamoeba sp* en las aves analizadas, adquiriendo gran importancia ya que existe la posibilidad de transmisión para sus propietarios y/o profesionales, tales como veterinarios, biólogos y comerciantes que contactan más directamente con estos animales⁸². La prevalencia que señala es del 6.9%, mientras que la reportada por este estudio es del 0.9%.

Cuadro 3. Prevalencia de parásitos gastrointestinales por especie de ave ornamental.

ESPECIE DE AVE (Nombre Común)	N	* P1 %	* P2 %	* P3 %	* P4 %	P5 %	* P6 %	P7 %	P8 %	* P9 %	P 10 %
Perico Australiano	76	31.6	42.1	0	6.6	23.7	0	15.8	3.9	0	2.6
Canario	62	58.1	6.5	6.5	14.5	0	4.8	3.2	0	6.5	0
Cacatúa	49	67.3	18.4	0	0	8.2	0	0	4.1	10.2	0
Alondra	7	85.7	0	14.3	0	0	0	0	0	0	0
Perico Fischer	5	0	0	0	60	0	20	0	0	20	0
Carolina	5	0	0	0	20	0	0	0	0	80	0
Cardenal	6	0	0	16.7	83.3	0	0	0	0	0	0
Isabelita	6	0	0	66.7	0	0	33.3	0	0	0	0
Bengalí	7	0	0	57.1	0	0	42.9	0	0	0	0
Azulejo	4	0	0	75	0	0	25	0	0	0	0
Monjitas	3	33.3	0	66.7	0	0	0	0	0	0	0
Diamante	3	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Turpial	2	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0

N- Número de individuos analizados

P1 *Giardia sp.*

P2 *Ascaridia sp.*

P3 *Isospora sp.*

P4 *Cryptosporidium sp.*

P5 *Heterakis sp.*

P6 *Eimeria sp.*

P7 *Capillaria sp.*

P8 *Histomona sp.*

⁸² FIGUEIROA. Op. cit.

P9 *Strongyloides sp.*

P10 *Entamoeba sp.*

* **significancia del test de chi-square para los parásitos con mayor prevalencia:**

Giardia sp.

	Valor	Df	P-valor
Chi-square	57.725	12	0.000

Contingency coefficient	0.444
--------------------------------	-------

Ascaridia sp.

	Valor	Df	P-valor
Chi-square	47.714	12	0.000

Contingency coefficient	0.400
--------------------------------	-------

Isospora sp.

	Valor	Df	P-valor
Chi-square	101.826	12	0.000

Contingency coefficient	0.550
--------------------------------	-------

Eimeria sp.

	Valor	Df	P-valor
Chi-square	52.084	12	0.000

Contingency coefficient	0.430
--------------------------------	-------

Cryptosporidium sp.

	Valor	Df	P-valor
Chi-square	62.870	12	0.000

Contingency coefficient	0.460
--------------------------------	-------

Strongyloides sp.

	Valor	Df	P-valor
Chi-square	59.513	12	0.000

Contingency coefficient	0.450
--------------------------------	-------

Observando los resultados del Cuadro 3, se tomó en cuenta las prevalencias de parásitos gastrointestinales más altas por especie de ave.

Para Giardia sp. se encontró con mayor prevalencia en las especies de aves: canario, cacatúa y alondra con un porcentaje de 58.1%, 67.3% y 85.7% respectivamente, mientras que las especies de ave: Turpial y Diamante, tuvieron una prevalencia del 100%, sin embargo no son especies muy representativas, por el bajo número de individuos muestreados en el estudio (2 y 3 individuos respectivamente). En cuanto a *Ascaridia sp.* se observó con mayor prevalencia en el perico australiano con el 42.1%. En *Isospora sp.* la mayor prevalencia esta en las especies: Isabelita con el 66.7%, Bengali con un 57.1%, Azulejo con 75% y en monjitas el 66.7%. Respecto a *Cryptosporidium sp.* la especie de ave con mayor prevalencia a este parásito es: Cardenal con el 88.3%, mientras que para *Eimeria sp.* la especie de ave Bengali con el 42.9% es la de mayor prevalencia. Finalmente para *Strongyloides sp.* se encontró mayor prevalencia en Carolinas con el 80%.

Con lo anterior se puede afirmar, que las especies de aves anteriormente nombradas tienen mayor susceptibilidad a los parásitos gastrointestinales con los que obtuvieron mayor prevalencia. Todo esto, con una significancia moderada para: *Giardia sp.*, *Ascaridia sp.*, *Eimeria sp.*, *Cryptosporidium sp.* y *Strongyloides sp.* y una alta significancia para *Isospora sp.* según el coeficiente de contingencia realizado en el test de chi-square.

Capillaria sp., *Ascaridia sp.* *Strongyloides sp.* y *Heterakis sp.* no se encontraron en la especies de aves con menor número de individuos muestreados, posiblemente porque estos parásitos no son tan comunes en aves ornamentales, ya que para el desarrollo de su ciclo de vida, según Wailly⁸³, necesitan de condiciones ambientales ideales incluyendo hábitats con suelo de tierra y arena, sin embargo, la mayoría de los ciclos vitales de los nematodos de aves silvestres no han sido determinados completamente pudiendo existir algunas variaciones.

6.2 RESULTADOS DE PROPIETARIOS

De las 235 muestras de las personas que tenían contacto con las aves objeto de nuestro estudio, se depuraron los resultados con ayuda del bacteriólogo encargado de procesarlas. Obteniendo solo los resultados asociados a los parásitos gastrointestinales de las aves ornamentales.

⁸³ WAILLY, Op. cit.

Tabla 4. Parásitos gastrointestinales en propietarios.

Parásito gastrointestinal	%
<i>Giardia sp.</i>	32.9
<i>Cryptosporidium sp.</i>	5.3
<i>Entamoeba sp.</i>	3

Teniendo en cuenta la tabla 4, se realizó un estudio de casos y controles, mediante el modelo de chi-square, asociando los resultados de humanos con los obtenidos en las aves ornamentales en la tabla 3.

Cuadro 4. *Giardia sp* ave vs. *Giardia sp* propietario (tabla de 2 x 2)

		<i>Giardia sp.</i> Propietario		TOTAL
		Presente	ausente	
<i>Giardia sp.</i> Ave	Presente	80 76.2%	25 23.8%	105
	Ausente	0 0%	130 100%	130
TOTAL		80	155	235 100%

De las 105 aves positivas a *Giardia sp* (Cuadro 5), se encontró presencia de este parásito en 80 propietarios. Por lo cual se afirma que el 76.2% de los propietarios de estas aves ornamentales positivas a *Giardia sp* tienen posibilidad de infectarse con este protozooario.

Cuadro 5. Test chi-square para *Giardia sp*

	Valor	Df	P-valor
Corrección de continuidad *	146.765	1	0.000

*computado para tablas 2x2

Con una alta significancia (ver Cuadro 5), se concluye que sí existe asociación entre la presencia de *Giardia sp* en aves ornamentales y la presencia de *Giardia sp* en sus propietarios.

Según el riesgo estimado (Cuadro 6), se afirma que *Giardia sp* es un factor de riesgo, y los propietarios de aves ornamentales parasitadas con *Giardia sp* tienen 4,2 veces mayor probabilidad de infectarse con el parásito, que los propietarios de las aves no parasitadas con *Giardia sp*.

Cuadro 6. Riesgo estimado para *Giardia sp*.

	Valor	95% Confidence interval	
		Lower	Upper
<i>Giardia sp.</i>	4.200	2.983	5.914
N of valid cases	235		

Cuadro 7. *Cryptosporidium sp.* Ave * *Cryptosporidium sp.* Propietario (tabla de 2 x 2)

		<i>Cryptosporidium sp.</i> Propietario		TOTAL
		Presente	ausente	
<i>Cryptosporidium sp.</i> Ave	Presente	13 56.5%	10 43.5%	23
	Ausente	0 0%	212 100%	212
TOTAL		13	222	235 100%

Según los resultados del cuadro 7, se afirma que el 56.5% de los propietarios de estas aves ornamentales positivas a *Cryptosporidium sp* tienen posibilidad de infectarse con este protozooario.

Cuadro 8. Test chi-square para *Cryptosporidium sp.*

	Valor	Df	P-valor
Corrección de continuidad *	116.258	1	0.000

*computado para tablas 2x2

Con una alta significancia (Cuadro 8), se concluye que sí existe relación entre la presencia de *Cryptosporidium sp* en aves ornamentales y la presencia de *Cryptosporidim sp* en sus propietarios.

Cuadro 9. Riesgo estimado para *Cryptosporidium sp.*

	Valor	95% Confidence interval	
		Lower	Upper
<i>Cryptosporidium sp.</i> N of valid cases	2.300 235	1.443	3.665

Según el riesgo estimado (Cuadro 9), se afirma que *Cryptosporidium sp* es un factor de riesgo, y propietarios de aves ornamentales parasitadas con *Cryptosporidium sp* tienen 2,3 veces mayor probabilidad de infectarse con el parásito, que los propietarios con las aves no parasitadas con *Cryptosporidium sp*.

Cuadro 10. *Entamoeba sp.* Ave * *Entamoeba sp.* Propietario (tabla de 2 x 2)

		<i>Entamoeba sp.</i> Propietario		TOTAL
		Presente	ausente	
<i>Entamoeba sp. Ave</i>	Presente	2 100%	0 0%	2
	Ausente	5 2.1%	228 100%	233
TOTAL		7	228	235 100%

Cuadro 11. Test chi-square para *Entamoeba sp.*

	Valor	Df	P-valor
Corrección de continuidad *	36.205	1	0.000

*computado para tablas 2x2

Entamoeba sp, es un parásito encontrado con mayor frecuencia en humanos (Cuadro 10) y debido a las condiciones ambientales hacen que se presente en un porcentaje mayor. La prevalencia observada en aves es baja, sin embargo

se debe tener en cuenta ya que este no es un protozooario propio de aves. Además la estadística no reporta un riesgo para propietarios (Cuadro 12).

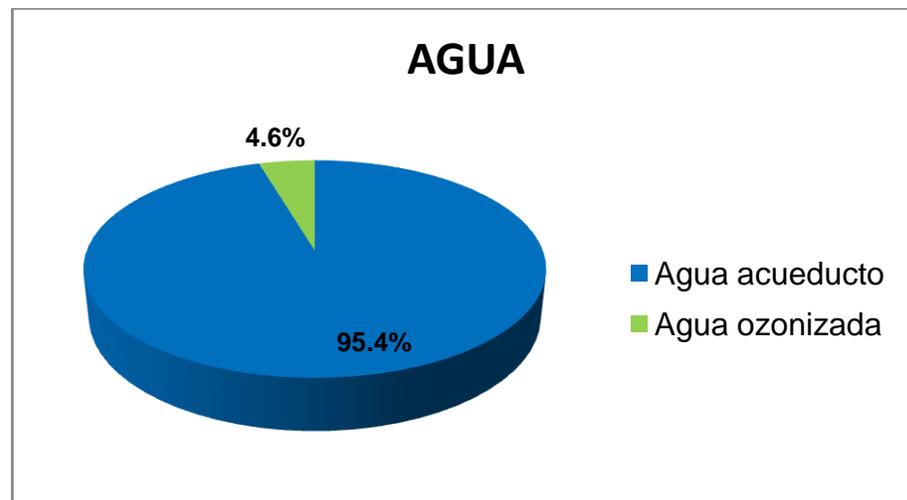
Cuadro 12. Riesgo estimado para *Entamoeba sp.*

	Valor	95% Confidence interval	
		Lower	Upper
<i>Entamoeba sp.</i>	0.21	0.009	0.051
N of valid cases	235		

6.3 RESULTADO DE LAS ENCUESTAS

Se realizó una encuesta (Anexo A) a los propietarios considerando, los aspectos relacionados con el manejo general de las aves ornamentales obteniendo los siguientes resultados:

Figura 7. Porcentaje tipo de agua suministrada



De acuerdo a lo anterior, el 100% de los propietarios no realiza tratamientos antiparasitarios de ningún tipo y además, en un 95,4% el agua suministrada a las aves es de acueducto, sólo en un 4,6% se ofrece agua ozonizada y en ninguno de los casos se hierve el agua (Figura 8).

Según la (Figura 9), existe alto porcentaje de protocolos de higiene deficiente (64,7%) en donde el propietario realiza la limpieza con regularidad y solo retira

excrementos y restos de alimento cuando se acumulan, hay presencia de insectos, realiza cambio de agua cada 2 a 3 días y con la misma frecuencia ejecuta el lavado de bebederos, comederos y recipientes para baño, además, no seca los comederos adecuadamente favoreciendo la presentación de humedad. La limpieza y lavado completo de la jaula se realiza aproximadamente 2 veces al año. Se observa óxido, excrementos y restos de alimento adheridos a los barrotes. El propietario infrecuentemente lava sus manos después de la labor de limpieza.

Figura 8. Porcentaje Higiene

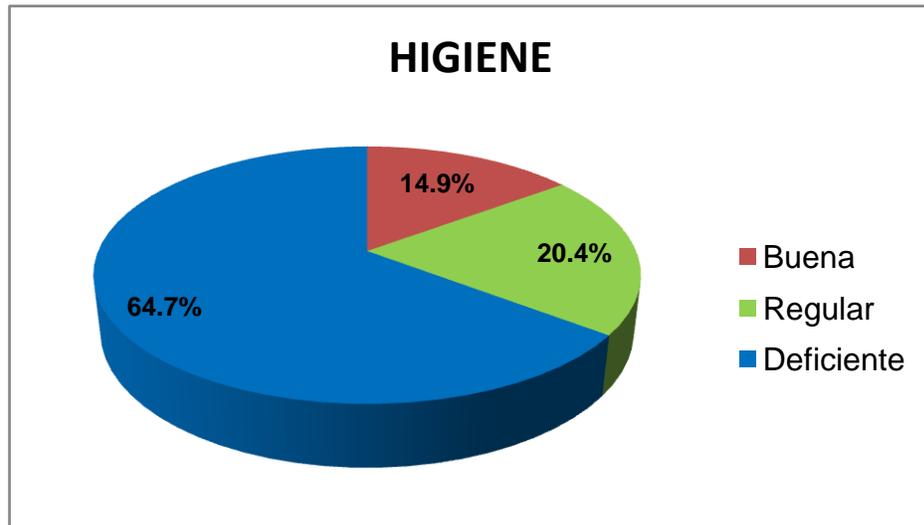
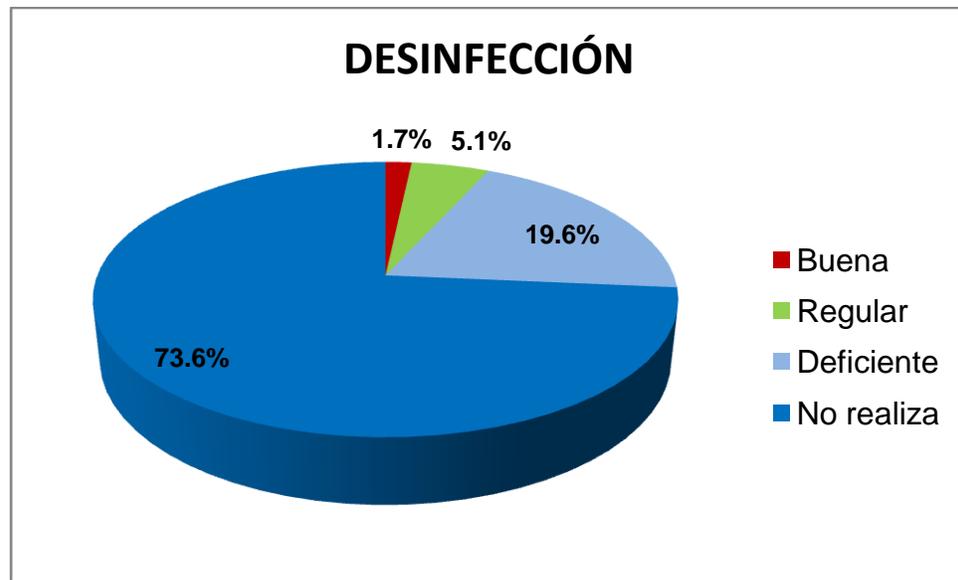


Figura 9. Porcentaje Desinfección



Se encontró además, que un gran porcentaje de propietarios correspondiente al 73,6% no realiza ningún tipo de desinfección y tan sólo el 1,7% ejecuta una buena desinfección (Figura 10), en donde se utilizan productos recomendados por su eficacia y seguridad en aves y usa correctamente el producto, en concentraciones y frecuencia adecuadas.

Teniendo en cuenta los aspectos analizados anteriormente y las consideraciones evaluadas en distintas investigaciones, se puede determinar que los resultados obtenidos pueden deberse a las inadecuadas condiciones de manejo de las diferentes especies de aves ornamentales objeto de este estudio.

Los protozoarios *Cryptosporidium parvum* y *Giardia sp*, han demostrado su infectividad e impacto negativo en la salud de miles de personas y al presentar una forma resistente a las condiciones ambientales, les permite la supervivencia a los tratamientos físico-químicos del agua para consumo humano.

Según lo anterior, existe la posibilidad de transmisión de estos protozoarios patógenos a través del agua, considerando que los propietarios en su mayoría suministran a las aves agua de acueducto y en ningún caso el agua proporcionada es hervida.

Además, se sugiere que las condiciones higiénico-sanitarias inadecuadas que se manejan en la población analizada son determinantes para la transmisión de los parásitos encontrados, considerando que la ruta de transmisión para *Giardia sp* y *Cryptosporidium sp* es fecal-oral, persona-persona y animal-persona debido a la ingestión de agua o comida contaminada con heces infectadas.

La acumulación de heces en las jaulas así como de desechos de alimentos, al igual que la no realización de procesos de desinfección genera un ambiente favorable para la proliferación de parásitos, aumentando también el riesgo de presentación de zoonosis parasitarias.

7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1 CONCLUSIONES

- El 100% de las aves analizadas se encontraban parasitadas, a pesar de no haber manifestado sintomatología clínica dentro de los cuales se identificaron a: *Giardia sp*, *Cryptosporidium sp*, *Isospora sp*, *Eimeria sp*, *Entamoeba sp*, *Histomona sp*, *Ascaridia sp*, *Capillaria sp*, *Heterakis sp* y *strongyloides sp*.
- La prevalencia de *Giardia sp*. en las aves ornamentales fue bastante alta en comparación a los parásitos observados, siendo, canario, cacatúa y alondra las especies de aves más susceptibles.
- *Giardia sp*, *Cryptosporidium sp*. y *Entamoeba sp*, fueron los parásitos identificados en los propietarios que tuvieron relación con los parásitos de aves ornamentales, siendo este un hallazgo de importancia debido al posible riesgo zoonótico que representan estos protozoarios.
- Las medidas inadecuadas de higiene y desinfección, sumadas a la mala calidad del agua pueden ser condiciones ideales para la multiplicación y propagación de parásitos gastrointestinales.
- Los parásitos gastrointestinales encontrados en aves ornamentales son comunes a los agentes parasitarios observados en los estudios realizados en psitácidas y paseriformes.
- Los nematodos no se encontraron en la especie de aves con menor número de individuos muestreados, posiblemente porque estos parásitos no son tan comunes en aves ornamentales, ya que para el desarrollo de su ciclo de vida, necesitan de condiciones ambientales ideales, sin embargo la mayoría de los ciclos vitales de los nematodos de aves silvestres no han sido determinados completamente pudiendo existir algunas variaciones.

7.2 RECOMENDACIONES

- Se recomienda manejar protocolos integrales de higiene y desinfección que permitan la prevención de las enfermedades parasitarias y el mantenimiento de la salud de las aves ornamentales y la de sus propietarios.
- Debemos tener en cuenta que las condiciones de encierro en que se mantienen a las aves ornamentales generan estados de estrés y esto a su vez es un factor causal de múltiples patologías, por lo tanto se debe garantizar un entorno lo más natural posible que permita su adecuado desarrollo y funcionalidad.
- Debido a que los protozoos patógenos como *Giardia sp* y *Cryptosporidium sp* resisten a las concentraciones habituales de cloro es recomendable hervir el agua por lo menos durante 1 a 10 minutos para lograr su destrucción, suministrándola 3 veces al día para evitar su contaminación. Otra alternativa útil consiste en consumir agua ozonizada teniendo en cuenta que los filtros deben tener un valor de poro de 1 μm capaces de retener parásitos de dimensiones tan pequeñas.
- Se recomienda que los propietarios adquieran una actitud más responsable frente al mantenimiento de la salud de las aves, buscando la ayuda del profesional en Medicina Veterinaria para de ésta manera realizar controles periódicos de desparasitación, manejo nutricional y seguimiento del estado general.
- Cada especie de ave ornamental requiere una alimentación específica para garantizar un buen estado corporal y adecuadas condiciones inmunitarias y de esta manera evitar la generación de diversas enfermedades que predispongan a un desequilibrio de su población parasitaria, convirtiéndose así en un posible riesgo para las personas que realizan la limpieza y manejo general de estas aves.
- Realizar estudios que evalúen los factores de riesgo asociados con la presentación de parásitos gastrointestinales en aves ornamentales y poder adoptar adecuadas medidas de control.
- Efectuar evaluaciones de parasitismo gastrointestinal en las especies de aves ornamentales que tuvieron un menor porcentaje de individuos muestreados en nuestro estudio, tales como: Perico fischer, Carolina, Monjita, Diamante, Azulejo y Turpial, ya que no fueron muestras muy representativas.

- Promover la ejecución de investigaciones que evalúen la presencia de parásitos gastrointestinales en aves ornamentales con sintomatología clínica y así poder realizar una aproximación diagnóstica para las diferentes enfermedades parasitarias.
- Fomentar estudios que comparen la población parasitaria de aves ornamentales y aves domésticas de nuestra región.
- Se recomienda elaborar investigaciones que analicen la presencia de ectoparásitos en aves ornamentales.
- Desarrollar estudios de parásitos gastrointestinales en aves ornamentales de los establecimientos comerciales y criaderos que existen en la ciudad de pasto, ya que estos son los lugares que distribuyen las distintas especies que se encuentran en los hogares como mascotas.
- Realizar investigaciones que analicen la prevalencia de enfermedades zoonóticas en aves ornamentales tales como Psitacosis y Cryptococosis.
- El control ideal del parasitismo gastrointestinal en aves ornamentales se puede realizar con el muestreo rutinario de heces y ejecutando tratamientos antiparasitarios como medida preventiva. Según Carpenter, Fenbendazol al 7.5% es el antiparasitario recomendado para este tipo de aves por su eficacia contra cestodos, nematodos, trematodos y protozoarios como *Giardia sp*, amplio margen de seguridad y forma de presentación adecuada para la administración Vía oral a una dosis de 20-50 mg/kg cada 24 horas con repetición a los 10 días en caso de *Ascaridia sp*.
- Para el tratamiento de *Coccidias* Carpenter recomienda la administración de Amprolium (100gr con 20gr de amprolium) a una dosis de 50-100mg/L de agua de bebedero durante 5-7 días.
- En el caso de *Histomona sp.* y *Giardia sp.* el medicamento recomendado por Carpenter, es Metronidazol (suspensión de 250mg/5ml) a una dosis de 40 mg/kg bucal cada 24 horas por 7 días.

BIBLIOGRAFÍA

- BATRES, Garcia Ismael. Diagnóstico de huevos de parásitos en cerdos por medio de la técnica coprológica de Kato comparada con la técnica de flotación con 3 diferentes soluciones concentradas. Guatemala. [en línea]. 2007. Fecha de consulta [16 de Enero de 2009]. Disponible en internet: http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/10/10_1059.pdf.
- BORALLI, Igor Camargo, ALVES, Rafael Masse y NETO, Elizeu. Histomonose. Brasil. [en línea] 2008. Fecha de consulta [11 de Febrero de 2009]. Disponible en internet: <http://www.revista.inf.br/veterinaria/revisao>.
- BORCHERT, A. Parasitología veterinaria, Tercera edición. España: Acribia, 1975.
- BRACHO, Soto Jorge y ESQUEDA, Isbely. *cryptosporidium baileyi* en la bolsa de fabricio de pollos de engorde, region centro-costera de Venezuela. Venezuela. [en línea] 1994. fecha de consulta: [12 de diciembre 2008]. Disponible en internet. <http://www.ceniap.gov.ve/pbd/RevistasCientificas/VeterinariaTropical/vt2101/texto/qsurumay.htm>.
- CALNEK, B.W.. Enfermedades de las aves. España: manual moderno, 2000.
- CABRERA, Paola Andrea y ORDOÑEZ, Omar Ernesto. Prevalencia de parasitos gastrointestinales zoonoticos (helmintos y protozoarios) en caninos del centro de zoonosis de Bogotá. [en línea]. 2003. Fecha de consulta [17 de Enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.fepafem.org.ve/investigaciones/investigaciones2003/art9a.htm>
- DRISDELLE, Rosmery. Aves y *Trichomona gallinae*. Reino unido. [en línea]. 2006. Fecha de consulta [16 de Enero 2009]. Disponible en internet: http://birds.suite101.com/article.cfm/birds_and_trichomonas_gallinae.
- FAJARDO, Rosita y CIFUENTES Jorge. Diccionario Geográfico de Colombia. Santa Fe de Bogotá D.C.: Instituto geográfico “Agustín Codazzi”.
- FARRET, Matheus Hilliard, FANFA, Vinicius, y SILVA, Aleksandro. Parasitos gastrintestinais em arara azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*) no Brasil. [en línea]. 2008. Fecha de consulta. [9 de Febrero 2009]. Disponible en internet: <http://www.sovergs.com.br/conbravet2008/anais/cd/resumos/R0520-2.pdf>.

- FERNANDEZ, de Mera y GORTAZAR. Wild boar helminths: risks in animal translocations. España. [en línea]. 2003. Fecha de consulta. [11 de Febrero de 2008]. Disponible en internet: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/entrez/query>.
- FIGUEIROA, Manuela. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. [en línea]. 2007. [citado 18 de marzo de 2008]. Disponible en Internet. <http://www.scielo.cl/pdf/parasitol/v57n1-2/art12.pdf>.
- FILIPPICH, L.J. y MCDONNELL P.A. *Giardia* infection en budgerigar. Australia. [En línea] 1998. Fecha de consulta [29 de Julio 2008]. Disponible en internet: <http://www.biomedexperts.com>.
- GRIFOLS J, Molina R. Manual clínico de las aves exóticas. Barcelona: Grass latros, 2000.
- HENRY, John Bernard. El Laboratorio en el Diagnóstico Clínico. Madrid: Marban, 1999.
- ISIS, Acosta, C.J, Soto y E. Cruz. *Giardia sp* (diplomonadidae) en pericos australianos (*melopssitacus undulatus*) en Cuba. [En línea] 2008. Fecha de consulta [10 de enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.censa.edu.cu/Revistas/ras/V30n1/Isis1.pdf>
- MARTÍNEZ, FA. Infestación por protozoarios de género *Eimeria Schneider*. *En: Ramphasto toco* (tucán grande) en cautiverio. Argentina. [en línea] 2001. Fecha de Consulta: [15 Septiembre 2008]. Disponible en Internet: www.portalveterinaria.com.
- NAVAS, Serrano y VILA, Alvarez. Zoonosis transmitidas por aves. España. [En línea] 2008. Fecha de consulta [30 de Julio 2008]. Disponible en internet: <http://www.medicinageneral.org/marzo2000B/272-276.pdf>.
- OIE. *Giardiasis*. [En línea] 2005. Fecha de consulta [17 de enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/giardiasis.pdf>.
- PETRUCELLI. Miguel Angel, PISCOPO, Miguel Victor, y HERRERO, Miguel Angel. Cátedra de patología en aves y pilíferos. Argentina. [en línea]. 2006. Fecha de consulta [15 de enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.fcv.unlp.edu.ar/sitios-catedras/9/material/manual.pdf>.

- QUIROZ, Héctor. Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domésticos. Madrid: Limusa, 1999.
- RODRIGUEZ, Muñoz Marianella. Evaluación del efecto de un desparasitante natural, contra nematodos de aves de traspatio, comparado con un desparasitante comercial, en la aldea el paraíso, municipio de palencia. Guatemala. [en línea]. 2004. Fecha de consulta. [16 de enero 2009]. Disponible en internet : http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/10/10_0909.pdf.
- SANSANO, Maestre, GARIJO, Toledo y GOMEZ, Muñoz. Prevalencia y ribotipado de *Trichomona gallinae* en palomas y aves de presa en la comunidad valenciana. Madrid. [En línea]. 2007. Fecha de consulta [31 de Julio 2008]. Disponible en internet: <http://www.ucm.es/info/CIP2007.Madrid/index>.
- SANTACRUZ, Burbano y ORJUELA, Acosta. Parásitos gastrointestinales en las aves de la familia *Psittacidae* en la fundación zoológica de Cali (Cali, Valle del Cauca, Colombia). [en línea]. 2003. [citado 13 de enero de 2009]. Disponible en internet. <http://www.pulso.com/medvet/Protegido/numero6-03/pdf/parasitos.pdf>.
- SOLARTE, Yesi y PEÑA, Miguel. Transmisión de protozoarios patógenos a través del agua para consumo humano. Colombia. [en línea]. 2006. Fecha de consulta [16 de Enero 2008]. Disponible en internet: http://bvs.minsa.gob.pe/archivos/MINSA/000_PNCS.pdf
- STEINER, C.V y R.V, Davis. Patología de las aves enjauladas. España: Acribia, 1985. p. 85
- TINOCO, Luis. Medicina productiva en aves. Baja California. [en línea] 2005. Fecha de consulta [15 de Enero 2009]. Disponible en internet: <http://comvepebc.org/LuisTinoco/pdf/avescli.pdf>.
- URIBARREN, Berrueta Teresa. Cryptosporidiosis (o crytosporidiasis). México. [en línea] 2008. Fecha de Consulta: [13 de enero 2009]. Disponible en internet: <http://www.facmed.unam.mx>.
- VÉLEZ A. Guías en parasitología veterinaria. Segunda edición. Éxito dinámica editores, Bogotá, 1995.
- WAILLY, de P.H. Enfermedades de los Pájaros de Jaula y Pajarera. Barcelona: Acribia. 1977.

ANEXOS

Anexo A. Formato encuesta

FECHA: _____

NOMBRE PROPIETARIO: _____

DIRECCIÓN: _____

TELÉFONO : _____

- Especie ave: _____
- Tiempo tenencia : _____
- Sexo: _____
- Alimentación: _____
- Tipo de agua : _____
- Aseo (rutina, frecuencia y productos utilizados): _____

-
- Suplementos: _____
 - Desparasitación: _____
 - Enfermedades anteriores: _____
 - Tratamientos anteriores: _____
 - Convivencia con otros animales: _____
 - Número de personas que habitan en la casa: _____

Observaciones:

Estado de jaula:

1. Presencia de ácaros:
2. Exposición a luz solar:
3. Presencia de desechos (alimentos, heces):
4. Tamaño:
5. Ubicación :

Anexo B. Agentes antiparasitarios utilizados con mayor frecuencia en aves exóticas

AGENTE	DOSIFICACIÓN	USOS/ESPECIES/COMENTARIOS
Albendazol	5.2 mg/kg bucal c/d 12 h x 3 días , repetir a los 14 días	Antihelmíntico de amplio espectro
	25-50 mg/kg bucal c/d 24 h x 3-4 días	Tórtolas
Amprolium	13-26 mg /kg bucal.	Agente coccidiostático /altas dosis de tiamina reducen la eficacia.
	50-100 mg/L de agua del bebedero durante 5- 7 días	La mayoría de las especies incluyendo periquitos y pinzón
Fenbendazol		La mayoría de las especies /agente antihelmíntico , efectivo contra cestodos, nematodos , trematodos, Giardia, acantocéfalos. Se ha documentado toxicidad en palomas y tórtolas.
	20 mg/kg bucal única administración	Anseriformes/ cestodos, nematodos, acantocéfalos
	20-50 mg/kg bucal c/d 24 hs	Psitácidos/ ascáridos tartar una vez y repetir a los 10 días.
Fipronil	Aplicar spray sobre la piel 1 vez , repetir a los 30 días cuando sea necesario	Efectivo contra ectoparásitos
Ivermectina	0.2 mg /kg percutánea única aplicación	Todas las especies/ la mayoría de los nematodos, acantocéfalos, sanguijuelas, mayoría de ectoparásitos (incluyendo Dermanyssus), se puede diluir en agua o sol salina para su uso inmediato . diluir en propilenglicol para su uso prolongado. Ivermectina parenteral puede ser tóxica en periquitos.
Levamisol	10-20 mg/kg SC única	La mayoría de las

	aplicación	especies/ nematodos. inmunoestimulante,. No usar en animales. Administración debilitados IM puede provocar toxicidad. Se han reportado casos de parálisis.
Metronidazol	100 mg /kg de alimento tierno (en canarios) 40 mg/kg bucal c/d 24 hs x 7 días (en periquitos)	La mayoría de las especies antiprotozoario , incluyendo protozoos del tracto digestivo, especialmente flagelados como Giardia , Histomonas, spironucleos y trichomonas
Pamoato de pirantel	4,5 mg /kg bucal repetir a los 14 días.	Psitácidos , efectivo para nematodos intestinales .
Piretrina (0.15%)	Espolvorear sobre el plumaje leve a moderadamente cuando sea necesario	La mayoría de especies incluyendo psitácidos, palomas / para ectoparásitos.
Praziquantel	5-10 mg/kg bucal , repetir después de 2 a 4 semanas	Psitácidos , paserinos, efectivo para cestodos , trematodos y es tóxico en pinzones.
Tinidazol	50 mg/kg bucal única admon	La mayoría de las especies, usado contra Giardia, Trichomona y Entamoeba
Toltrazuril		Efectivo para el tratamiento de coccidiosis refractaria
	7 mg/kg bucal c/d 24 hs x 2-3 días	Periquitos
	75 mg/ L de agua del bebedero durante 2 días x semana durante 4 semanas	Canarios

Fuente: CARPENTER, W. James. Formulario de animales exóticos. España: inetermédica. 2006. p. 233-238.

Anexo C. Complementos nutricionales y minerales utilizados con mayor frecuencia en aves exóticas

AGENTE	DOSIFICACIÓN	USOS/ESPECIES/COMENTARIOS
Acidos grasos omega- 3 y omega -6	0.1-0.2 ml /kg de aceite de maíz y linaza mezclado al 1:4, bucal o en el alimento; la relación de omega -6 /omega-3 es de 4-5:1	Psitácidos, palomas / alteraciones renales. Terapia adyuvante , para el tratamiento de artritis, picoteo de las plumas , mutilación y neoplasia ; se necesitan 2-4 semanas para evidenciar los efectos
	0.11 ml/kg c/d 24 hs relación de 5:1 de omega -6 /omega -3	Psitácidos /glomerulonefritis , pancreatitis
Calcio borogluconato	50-100 mg/kg IM,IV	Psitácidos sol al 20%
Gluconato de calcio 10%	-	Hipocalcemia;diluir 1:1 con sol salina o agua estéril para las iny IM o IV. La mayoría de las especies
	5-10 mg/kg IV lentamente hasta lograr el efecto deseado	Tetania hipocalcémica
	5-10 mg/kg SC,IM cada 12 hs cuando sea necesario	Psitácidos
	10-100 mg/kg IM	Psitácidos /manifestación aguda de hipocalcemia
	1 ml/30 ml (3300 mg /L) por litro de agua del bebedero.	Complemento cálcico

Dextrosa (50%)	50-100 mg/kg IV, en bolo lento hasta lograr efecto.	Hipoglucemia se puede diluir en líquidos.
	50-1000 mg/kg IV, en bolo lento	Hipoglucemia se puede diluir en líquidos.
Hierro	20-40 mg/kg de alimento.	Recomendado en dietas con bajo contenido de hierro.
Vitamina A	33.000 UI/kg IM cada 7 días	La mayoría de las especies /hipovitaminosis A.
Vitamina B ₁ (tiamina).	1-3 mg/kg IM c/d 7 días	La mayoría de las especies.
Vitamina B ₁₂ (cianocobalamina)	0.25-0.5 mg/kg IM cada 7 días	La mayoría de las especies.
Complejo vitamínico B		La dosificación se basa en las concentraciones de tiamina.
Vitamina C (ácido ascórbico)	20-50 mg/kg IM c/d 1-7 días	La mayoría de las especies.
Vitamina D	3300 UI/kg IM c/d 7 días.	La mayoría de las especies /hipovitaminosis D
Vitamina E	0.06 mg/kg IM c/d 7 días	Psitácidos /deficiencia de vitamina E
Vitamina K	0.025 -2.5 mg/kg IM c/d 12 hs	La mayoría de especies
Yodo (yodo de lugol)	0.2 ml / L de agua del bebedero, todos los días	La mayoría de especies/ hiperplasia tiroidea
	2 partes de yodo +28 partes de agua; 3 gotas en 100ml de agua del bebedero	Periquitos /hiperplasia tiroidea

Fuente: CARPENTER, W. James. Formulario de animales exóticos. España: inetermédica. 2006. p. 233-238.

