



FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y BIOLÓGICAS
CARRERA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA
Y ZOOTECNIA

“FRECUENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN
AVES SILVESTRES PROCEDENTES DE DOS CENTROS DE
CAUTIVERIO, LIMA - PERÚ”

Tesis para optar el título profesional de:
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Presentado por:

Samantha Chamorro Chavez (0000-0002-4247-447X)

Asesor:

Eva Casas Astos (0000-0002-4378-6862)

Eglinton Rubén Villacaqui Ayllón (0000-0001-7819-4528)

Lima – Perú

2020

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Siendo las 17:00 horas del 09 de noviembre del 2019, en las instalaciones del aula J-104 (Villa 2) de la Universidad Científica del Sur, los miembros del Jurado de Tesis nombrado por Resolución Directoral Académica de Carrera N° 117-DACMVZ-DAFCVB-U. CIENTÍFICA-2019, integrado por:

- | | |
|------------------------------------|---------------------|
| 1. DRA. CONNIE GALLARDO VELA | : Presidente |
| 2. DR. LUÍS FERNANDO CERRO TEMOCHE | : Miembro |
| 3. MG. DANIEL ALEXIS ZARATE RENDON | : Miembro |
| 4. M.V. EVA CONSUELO CASAS ASTOS | : Miembro (Asesora) |

Se reunieron para dar lugar a la sustentación de la tesis titulada "FRECUENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES SILVESTRES PROCEDENTES DE DOS CENTROS EN CAUTIVERIO, LIMA-PERÚ", que presenta la Bachiller en MVZ, CHAMORRO CHÁVEZ, SAMANTHA, cumpliendo con los requisitos exigidos para la obtención del Título Profesional de Médico Veterinario Zootecnista.

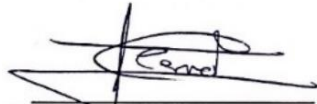
Terminada la sustentación, el Jurado luego de deliberar, acuerda:

APROBAR
DESAPROBAR

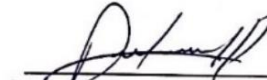
La tesis, con el calificativo de *diecisiete*..... (17) y eleva la presente Acta al Director Académico de la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia, dando conformidad del acto público de sustentación.



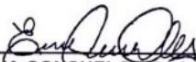
CONNIE GALLARDO VELA
Presidente



LUÍS FERNANDO CERRO TEMOCHE
Miembro



DANIEL ALEXIS ZARATE RENDON
Miembro



EVA CONSUELO CASAS ASTOS
Asesora

Título del artículo (español):

FRECUENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES SILVESTRES
PROCEDENTES DE DOS CENTROS DE CAUTIVERIO, LIMA – PERÚ

Título del artículo (inglés):

FREQUENCY OF GASTROINTESTINAL PARASITES IN WILD BIRDS FROM
TWO CAPTIVITY CENTERS, LIMA - PERU

Título corto:

Parásitos gastrointestinales en aves silvestres de cautiverio.

a. Autores:

Samantha Chamorro Chávez¹, Eglinton Rubén Villacaqui Ayllón¹, Eva Casas Astos^{1,2}

b. Institución responsable del estudio:

Laboratorio de parasitología de la Universidad Científica del Sur.

c. Autor:

Samantha Chamorro Chávez

E-mail: schamorrochavez@gmail.com

Tlf: 996459283

Dirección: Alameda San Juan de Buenavista 282 - Chorrillos, Lima - Perú

Artículo derivado del trabajo de Tesis para optar el título profesional de Médico Veterinario y
Zootecnista:

FRECUENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES SILVESTRES PRO-
CEDENTES DE UN CENTRO EN CAUTIVERIO, LIMA – PERÚ

¹ *Laboratorio de parasitología, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Científica del Sur.*

² *Laboratorio de Microbiología y parasitología, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos.*

RESUMEN

Las aves silvestres en cautiverio son más vulnerables a la parasitosis gastrointestinal debido, principalmente, al estrés causado por el confinamiento, pobre calidad nutricional del alimento y hacinamiento. El objetivo del estudio fue determinar la frecuencia del parasitismo gastrointestinal en aves silvestres de dos centros de cautiverio en Lima e identificar los parásitos presentes en cada familia taxonómica evaluada. La población fue 164 aves, siendo 83 de un centro de cautiverio del distrito de Comas y 81 de Chorrillos. La toma de muestras de heces se realizó de manera individual en ambos centros de cautiverio, excepto en la especie *Brotogeris versicolorus* colectándose por pooles. El número de muestras individuales fue 62, siendo 22 de Comas y 40 de Chorrillos. Se obtuvieron 29 pooles de la especie *Brotogeris versicolorus*, 16 de Comas y 13 de Chorrillos. Las muestras fueron evaluadas por las técnicas coprológicas de frotis directo de heces, Flotación de Sheather y Ziehl-Neelsen modificado. El estudio determinó que solo las aves de la familia Psittacidae fueron positivas a la presencia de parásitos gastrointestinales y en las aves muestreadas individualmente se halló una frecuencia de 59.1% (13/22) en el centro de cautiverio de Comas y 10% (4/40) en Chorrillos. Asimismo, en el centro de cautiverio de Comas el 59.1% (13/22) estaban parasitadas con *Capillaria* spp. y el 4.5% (1/22) con *Cystoisospora* spp. Por otro lado, en el centro de cautiverio de Chorrillos se encontró que el 10% (4/40) estaba parasitado *Cryptosporidium* spp. En *Brotogeris versicolorus*, la frecuencia por pooles fue de 43.8% (7/16) y 7.7% (1/13) en los centros de cautiverio de Comas y Chorrillos respectivamente; en el centro de cautiverio de Comas se halló una frecuencia de 43.8% (7/16) para *Capillaria* spp. y 6.3% (1/16) para *Cystoisospora* spp.; mientras que en Chorrillos se halló 7.7% (1/13) para *Cryptosporidium* spp. En conclusión, existen aves silvestres parasitadas en los dos centros de cautiverio de la ciudad de Lima durante el 2019, por tal motivo se recomienda evaluar su programa sanitario.

Palabras clave: aves silvestres, parásitos gastrointestinales, cautiverio, zoológico

ABSTRACT

Wild birds in captivity are more vulnerable to gastrointestinal parasitosis due mainly to stress caused by confinement, poor nutritional quality of food and overcrowding.. The aim of the study was to determine the frequency of gastrointestinal parasitism in wild birds of two captivity centers in Lima and identify the parasites present in each taxonomic family evaluated. The total bird population was 164, with 83 from the captivity center in the Comas district and 81 from Chorrillos. Stool sampling was carried out individually in both captivity centers, except in the *Brotogeris versicolorus* species, grouped by pooles. The number of individual samples was 62, with 22 from Comas and 40 from Chorrillos. 29 pools of the *Brotogeris versicolorus* species, 16 of Comas and 13 of Chorrillos were obtained. The samples were evaluated by coprological techniques (Direct Exam, Sheather Flotation and modified Ziehl-Neelsen). Only birds of the Psittacidae family were positive for the presence of gastrointestinal parasites. In the birds sampled individually, a frequency of 59.1% (13/22) was found in Comas captivity center and 10% (4/40) in Chorrillos. Likewise, in the Comas captivity center, 59.1% (13/22) were parasitized with *Capillaria* spp. and 4.5% (1/22) with *Cystoisospora* spp. In addition, Chorrillos captivity center was parasitized 10% (4/40) with *Cryptosporidium* spp. In *Brotogeris versicolorus*, the frequency found by poles were 43.8% (7/16) and 7.7% (1/13) in Comas and Chorrillos respectively; a frequency of 43.% (7/16) for *Capillaria* spp and 6.3% (1/16) for *Cystoisospora* spp; in Chorrillos 7.7% (1/13) for *Cryptosporidium* spp. In conclusion, there are parasitized wild birds in both captivity centers of the city of Lima during 2019, for this reason it is recommended to evaluate their health program.

Key words: wild birds, gastrointestinal parasites, captivity, zoo

INTRODUCCIÓN

Las enfermedades parasitarias son uno de los problemas de salud más frecuentes y comunes que afectan a las aves silvestres. Principalmente del tracto gastrointestinal por la diversidad de parásitos que residen a este nivel. Generan una variedad de efectos desde infecciones subclínicas hasta la muerte; dependiendo, en gran medida, del estado de salud y las condiciones medioambientales del hábitat (Barrenechea *et al.*, 2008).

Las parasitosis gastrointestinales afectan clínicamente al ave según el nivel de infección siendo las aves en cautiverio las más susceptibles a estas infecciones. Pueden presentarse de forma asintomática en infecciones bajas, interfiriendo con el desarrollo, ganancia de peso y reproducción, incluso puede ser de curso mortal cuando están asociadas a otros agentes patógenos o en individuos inmunocomprometidos (Barrenechea *et al.*, 2008; Carrera-Játiva *et al.*, 2018). La carga parasitaria de las aves silvestres que viven en un hábitat con condiciones normales permanece en equilibrio con su hospedero y se sabe que tienen la función de control de poblaciones (Santana *et al.*, 2014).

Los centros de cautiverio como zoológicos y zoológicos son lugares que a pesar de su función de preservar y proteger a la fauna silvestre rescatada del tráfico ilegal y de la destrucción de su hábitat natural no siempre logran mantener íntegra la salud de los animales silvestres resguardados. La privación de la libertad y la modificación de la dieta son factores estresantes que desencadenan en la manifestación clínica de enfermedades parasitarias gastrointestinales, que pudieron ser adquiridos en su hábitat natural como en los centros de cautiverio (Papini *et al.*, 2012; Otegbade *et al.*, 2014; El-Shahawy *et al.*, 2015).

La falta de una adecuada higiene, atención veterinaria y el hacinamiento en estos lugares acrecientan y exacerbaban la presentación de este tipo de enfermedades. Todo ello aumenta la probabilidad de su transmisión a otros animales y al hombre (zoonosis), debido a que varios agentes parasitarios que infectan a las aves silvestres no son específicos de hospedero (García *et al.*, 2013).

Existen pocos estudios sobre la fauna parasitaria que infecta a las aves silvestres mantenidas en cautiverio. A nivel de Sudamérica, en aves de las familias Psittacidae, Cotingidae, Cracidae y Ramphastidae se han reportado parásitos de los géneros *Ascaris*, *Capillaria*, *Ascaridia*, *Strongyloides*, *Heterakis*, *Strongylus*, *Toxocara*, *Trichuris*, *Trichostrongylus*, *Railletinia*, *Eimeria*, *Isospora*, *Balantidium* y *Entamoeba* (Figueiroa *et al.*, 2002; Santacruz *et al.*, 2003; Fernández *et al.*, 2013; Magalhães *et al.*, 2016; Sprenger *et al.*, 2018).

La falta de información y los pocos estudios realizados a nivel de los zoológicos y centros de cautiverio en el país ameritan que se realicen nuevas investigaciones en este campo. El objetivo del presente estudio fue determinar la frecuencia del parasitismo gastrointestinal en aves silvestres de dos centros de cautiverio de Lima e identificar los parásitos presentes en cada familia taxonómica evaluada.

MATERIALES Y MÉTODOS

Lugar de estudio

El estudio se realizó en dos centros de cautiverio situados en la ciudad de Lima durante los meses de marzo a junio del 2019. El primer centro de cautiverio se encontraba ubicado en Alameda del Premio Real - Huertos de Villa, Chorrillos, y el segundo centro de cautiverio, en Urb. Chacra Cerro – Comas.

Población y muestra

La población total de aves silvestres fue de 164, siendo 83 aves del centro de cautiverio de Comas (Cuadro 1) y 81 de Chorrillos (Cuadro 2). La toma de muestras de heces se realizó de manera individual en ambos centros de cautiverio, con excepción de la especie *Brotogeris versicolorus* en la cual se colectó por pooles debido a la gran población que se encontraba conviviendo dentro de la misma jaula lo que dificultó el muestreo por individuo.

Se colectaron muestras de heces provenientes de aves silvestres dentro del recinto, con excepción de aquellas que habían recibido tratamiento antiparasitario en las últimas dos semanas, estuvieron en cuarentena y las nacidas en cautiverio. El número de muestras individuales colectadas fue de 62, siendo 22 muestras de Comas y 40 de Chorrillos. Asimismo, se obtuvieron 29 pools de la especie *Brotogeris versicolorus*, 16 pools de Comas y 13 de Chorrillos.

Toma de muestras

Para la colección de las muestras se tomaron las medidas sanitarias y de bioseguridad necesarias que garantizaron la integridad del ave (Mendoza *et al.*, 2016). La toma de muestra fue no invasiva, colectando la muestra de heces de cada ave inmediatamente después de su deposición mediante el uso de bolsas de color negro colocadas en el piso de la jaula. Se esperó y observó hasta que cada ave defecara identificando así cada muestra de heces individualmente y se procedió a colectar la parte interna de la deposición con una espátula, almacenándola en dos frascos estériles debidamente rotulados (especie, número serial, fecha y hora), en el cual, uno contenía formol bufferado y el otro suero fisiológico. Finalmente, los frascos con las muestras colectadas fueron transportadas dentro de un contenedor con hielo en gel, donde la temperatura oscilaba entre 4-8°C hasta llegar al laboratorio (García *et al.*, 2013). Las muestras fueron procesadas para su diagnóstico en el laboratorio de Microbiología y Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria en la Universidad Nacional Mayor de San Marcos y en el laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria en la Universidad Científica del Sur.

Procesamiento y diagnóstico parasitológico

Las muestras de heces fueron sometidas a las técnicas de frotis directo de heces, con suero fisiológico y con Lugol para ooquistes, quistes y trofozoitos de protozoarios. Así mismo, se realizó la técnica de flotación de Sheather con el fin de detectar quistes y/o huevos de protozoarios

y helmintos; y la técnica de Ziehl-Neelsen modificado para visualizar quistes de protozoos intestinales con membrana ácido-alcohol resistentes como *Cryptosporidium*, *Cyclospora* y, *Cystoisospora* (Rodríguez, 2015).

Análisis de la información

La información de cada ave y los resultados coproparasitológicos fueron digitados en una base de datos en Excel para su posterior análisis utilizando el paquete estadístico Stata v.14. Se calculó la frecuencia de parásitos gastrointestinales y se expresó en forma porcentual. Nivel de significancia del 5% (Daniel, 1996).

Cuadro 1. Especies de aves silvestres muestreadas en el centro de cautiverio en Comas-Perú, 2019

Familia	Especie	Individuos
<i>Psittacidae</i>	<i>Ara ararauna</i>	4
	<i>Ara macao</i>	3
	<i>Ara severus</i>	2
	<i>Amazona amazonica</i>	2
	<i>Amazona farinosa</i>	1
	<i>Amazona festiva</i>	1
	<i>Amazona ochrocephala</i>	2
	<i>Aratinga weddellii</i>	2
	<i>Aratinga erythrogenys</i>	1
	<i>Aratinga wagleri</i>	1
	<i>Psittacara acuticaudata</i>	1
	<i>Psittacara mitratus</i>	1
	<i>Brotogeris versicolorus*</i>	62
<i>Contingidae</i>	<i>Rupicola peruvianus</i>	1

* En esta especie el muestreo se realizó por pool, obteniéndose 16

Cuadro 2. Especies de aves silvestres muestreadas en el centro de cautiverio en Chorrillos-Perú, 2019

Familia	Especie	Individuos
<i>Psittacidae</i>	<i>Ara chloroptera</i>	2
	<i>Ara ararauna</i>	2
	<i>Ara macao</i>	3
	<i>Ara severus</i>	2
	<i>Amazona amazonica</i>	2
	<i>Amazona farinosa</i>	1
	<i>Amazona festiva</i>	1
	<i>Amazona ochrocephala</i>	3
	<i>Aratinga weddellii</i>	4
	<i>Aratinga leucophthalma</i>	1
	<i>Aratinga erythrogenys</i>	5
	<i>Aratinga wagleri</i>	1
	<i>Pionites melanocephala</i>	1
	<i>Pionus chalcopterus</i>	1
	<i>Pionus mestrus</i>	2
<i>Brotogeris versicolorus</i> *	40	
<i>Contingidae</i>	<i>Rupicola peruvianus</i>	5
<i>Cracidae</i>	<i>Mitu tuberosa</i>	2
<i>Ramphastidae</i>	<i>Ramphastos tucanus</i>	2

* En esta especie el muestreo se realizó por pooles obteniéndose 13

RESULTADOS

La frecuencia de parásitos gastrointestinales en heces de aves silvestres de dos centros de cautiverio de Lima muestreadas de manera individual (Cuadro 3) fue de 59.1% (13/22) y 10% (4/40) en los centros de cautiverio de Comas y Chorrillos, respectivamente (Cuadro 3). En total, se muestrearon 21 especies de aves silvestres entre ambos establecimientos, pertenecientes a las familias Contingidae (n=6), Cracidae (n=2), Ramphastidae (n=2) y Psittacidae (n=52); siendo este último grupo el único positivo a la presencia de parásitos.

En relación a la frecuencia de parásitos en el centro de cautiverio de Comas (Cuadro 4), se encontró que el 59.1% (13/22) fueron positivos a la presencia de huevos de helmintos *Capillaria* spp. en sus heces y que solo un ave de la especie *Ara ararauna* fue positivo a la presencia de ooquistes del protozoario *Cystoisospora* spp. representando el 4.5% (1/22).

Del mismo modo, para el caso de las aves muestreadas individualmente en el centro de cautiverio de Chorrillos (Cuadro 5) solo cuatro especies de la familia Psittacidae fueron positivas a la presencia de ooquistes del protozoario *Cryptosporidium* spp. obteniendo una frecuencia de 10% (4/40).

Cabe resaltar que el valor de la frecuencia de parásitos gastrointestinales para la familia Psittacidae, donde las aves fueron muestreadas individualmente, no es el valor real del parasitismo debido a que la especie *Brotogeris versicolorus* fue muestreada por pooles (Cuadro 6). Encontrándose una frecuencia del 43.8% (7/16) en Comas y 7.7% (1/13) en Chorrillos.

Los parásitos encontrados en la especie *Brotogeris versicolorus* muestreada por pooles en el centro de cautiverio de Comas fueron *Capillaria* spp. y *Cystoisospora* spp. con frecuencias de 43.8% (7/16) y 6.3% (1/16), respectivamente. Para el caso del centro de cautiverio de Chorrillos solo se halló ooquistes de *Cryptosporidium* spp. en un pool; lo cual representó el 7.7% (1/13).

Cuadro 3. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres en cautiverio muestreadas de manera individual en dos centros de cautiverio en Lima-Perú, 2019.

Centro de cautiverio	Positivos	Prevalencia (%)
Norte	13	59.1
Sur	4	10.0

Cuadro 4. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres muestreadas de manera individual en un centro de cautiverio de Comas-Perú, 2019

Familia taxonómica	Especie taxonómica	Parasitismo		Helmintos		Protozoarios	
				<i>Capillaria spp.</i>		<i>Isospora spp.</i>	
		Positivos	(%)	Positivos	(%)	Positivos	(%)
Psittacidae	<i>Ara ararauna</i>	2	50	2	50	1	25
	<i>Ara macao</i>	2	66.7	2	66.7	0	0
	<i>Ara severus</i>	2	100	2	100	0	0
	<i>Amazona festiva</i>	1	100	1	100	0	0
	<i>Amazona ochrocephala</i>	1	50	1	50	0	0
	<i>Aratinga weddellii</i>	2	100	2	100	0	0
	<i>Aratinga erythrogenys</i>	1	100	1	100	0	0
	<i>Aratinga wagleri</i>	1	100	1	100	0	0
	<i>Psittacara mitratus</i>	1	100	1	100	0	0
Total		13	59.1	13	59.1	1	4.5

Cuadro 5. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres muestreadas de manera individual en un centro de cautiverio de Chorrillos-Perú, 2019.

Familia taxonómica	Especie taxonómica	Parasitismo		Protozoarios	
				<i>Cryptosporidium spp.</i>	
		Positivos	(%)	Positivos	(%)
Psittacidae	<i>Ara chloroptera</i>	1	50	1	50
	<i>Ara ararauna</i>	1	50	1	50
	<i>Ara severus</i>	1	50	1	50
	<i>Amazona amazonica</i>	1	50	1	50
Total		4	10	4	10

Cuadro 6. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en *Brotogeris versicolorus* muestreadas por pooles en dos centros de cautiverio en Lima-Perú, 2019.

Centro de cautiverio	n.º (pool)	Parasitismo		Helmintos		Protozoarios			
				<i>Capillaria spp.</i>		<i>Cystoisospora spp.</i>		<i>Cryptosporidium spp.</i>	
		Positivo	(%)	Positivo	(%)	Positivo	(%)	Positivo	(%)
Norte	16	7	43.8	7	43.8	1	6.3	0	0
Sur	13	1	7.7	0	0	0	0	1	7.7

DISCUSIÓN

Las enfermedades parasitarias representan un riesgo potencial para las aves silvestres en cautiverio debido a la mala higiene del lugar y pobre calidad nutricional del alimento las vuelve más susceptibles a este tipo de infecciones (García *et al.*, 2013; El-Shahawy *et al.*, 2015). Estudios sobre parasitosis en aves silvestres de zocriaderos, zoológicos u otros centros de cautiverio son escasos; sin embargo, los reportes indican que el daño que ocasionan está relacionado con su patogenicidad, intensidad de la infección y el estado inmune del hospedador (Godoy, 2007; Papini *et al.*, 2012; Carrera-Játiva *et al.*, 2018).

El presente estudio reportó una frecuencia de 59,1% y 10% de helmintiasis gastrointestinal en las aves mantenidas en cautiverio muestreadas de manera individual, para los centros de cautiverio de Comas y Chorrillos, respectivamente. Por otro lado, Muñiz (1994), reportó un 5.29% de frecuencia de endoparásitos en las Aves del zoológico Patronato Parque de las Leyendas, siendo esta frecuencia inferior a la reportada en el presente estudio, lo cual, pudo deberse a diferencias en el manejo sanitario de las aves, el tamaño muestral, las diferentes especies de aves evaluadas, además de diferencias en la colecta de muestras y en las técnicas coprológicas de diagnóstico donde solo usaron métodos de concentración.

Otros trabajos en nuestro medio sobre endoparasitismo en aves silvestres de vida libre reportan frecuencias menores al 8.54% (Gilardi, 1995, Tantaleán y Chávez, 2004, Alcázar, 2005, Mendoza *et al.*, 2008, Hon *et al.*, 2013) a diferencia de aquellos realizados en aves de comercialización en mercados donde las frecuencias encontradas oscilan de 11.5 a 32.92% (Alcázar, 2005, Cavero *et al.*, 2013, Mendoza *et al.*, 2014), demostrando que el estrés por hacinamiento influiría en la presentación de la parasitosis en las aves, a diferencia de las de vida libre.

Si bien las aves evaluadas mantienen un estricto control sanitario donde son desparasitadas dos veces al año, se halló la presencia de parásitos de los géneros *Capillaria*, *Cystoisospora* y *Cryptosporidium*, pudiéndose deber a la contaminación por heces de aves externas

parasitadas que compartan alguna relación filogenética con las aves evaluadas o que sirvan de transporte, ya que los techos de los recintos están cubiertos solo con mallas que permiten el paso de contaminantes (Carrera-Játiva *et al*, 2016). Otra causa sería la diseminación de contaminantes por medio del calzado de los visitantes o los mismos trabajadores desde el exterior del recinto y entre las zonas. Por otro lado, el suelo de los recintos favorecería la concentración de formas parasitarias y por ende la reinfección de las aves (Fedynich 2008, Greiner, 2008, Carrera-Játiva *et al*, 2016).

La única familia de aves parasitadas fue Psittacidae con una frecuencia de 59,1% y 10% en el centro de cautiverio de Chorrillos y Comas, respectivamente, en las especies muestreadas de manera individual, mientras que en *Brotogeris versicolorus* muestreada por pooles se halló 43,8% y 7,7% en el centro de cautiverio de Comas y Chorrillos; resultados que se encuentran dentro del rango reportado en Psitácidas a nivel de Sudamérica oscilando entre 5.29 y 58% (Muñiz, 1994, Figueiroa *et al.*, 2002, Santacruz *et al*, 2003, Fernández *et al*, 2013, García *et al.*, 2013). Los valores encontrados se deben a que, en la mayoría de los zoológicos, centros de rehabilitación, centro de cautiverio, hogares de paso y de custodia, cuentan con gran número de aves pertenecientes a esta familia, debido a que sus especies son muy demandadas como mascotas y las incautaciones y decomisos tienen un nivel más alto comparado con las otras familias de aves silvestres (Figueiroa, 2002; García *et al.*, 2013). Probablemente, esta sea la causa de que las demás familias evaluadas (Contingidae, Cracidae y Ramphasidae) en el presente estudio resulten negativas a la presencia de parásitos por coprología.

En relación con *Ara ararauna*, los estudios sobre la fauna parasitaria gastrointestinal a nivel de Sudamérica se han realizado principalmente en Brasil y Colombia, donde se reportan *Capillaria* spp, *Strongyloides* spp, *Tetrameres* spp, *Eimeria* spp y *Cryptosporidium* spp como los endoparásitos más frecuentes (Silva *et al*, 2005, Do Bomfim *et al*, 2014, Fajardo-Sánchez *et al*, 2014, De Souza *et al*, 2015, Hofstatter y Guaraldo, 2015, Miranda *et al*, 2017). En el presente estudio, se encontró *Capillaria* spp. e *Cystoisospora* spp. con frecuencias de 50% (2/4) y 25% (1/4), respectivamente, en el centro de cautiverio de Comas y *Cryptosporidium*

spp. con 50% (1/2) en el centro de cautiverio de Chorrillos; resultados mayores a los que reportan otros estudios que van de 20.8 (11/53) a 37.5% (3/8) (Santacruz *et al.*, 2003; Magalhães *et al.*, 2016; Akram *et al.*, 2018). Esta diferencia se debe probablemente a la cantidad de especímenes evaluados, las condiciones sanitarias y medioambientales, así como la presencia de vectores u hospederos intermediarios que favorecerían la diseminación de algunos parásitos entre las aves de ambos establecimientos (Yabsley, 2008; García *et al.*, 2013, Figueiredo *et al.*, 2018).

Amazona amazonica vive en grupos y tiene una amplia área de distribución en Perú y América del Sur alimentándose principalmente de semillas y frutos secos. Además, posee un hábito gregario el cual representa un gran riesgo para la diseminación del parasitismo en grandes poblaciones lo cual queda demostrado en trabajos a nivel de Sudamérica donde reportan frecuencias mayores al 57,9% en especímenes libres, encontrando principalmente nematodos como *Ascaridia* spp, *Heterakis* spp. y *Railletinia* spp. (Fernández *et al.*, 2013, Gomes-Dos Santos *et al.*, 2015). Sin embargo, en el presente estudio se encontró Protozoarios (*Cryptosporidium* spp.) con una frecuencia de 50% (1/2) en el centro de cautiverio de Chorrillos, posiblemente a la baja cantidad de individuos evaluados y su control sanitario antihelminético.

El Genero *Aratinga* posee múltiples especies en nuestro medio, siendo *Aratinga weddellii* una de las más importantes debido a que es la tercera especie de ave más traficada (SERFOR, 2016) por su docilidad y fácil adaptabilidad al cautiverio; sin embargo, trabajos sobre endoparasitosis en este género de aves y en especial en esta especie son escasos tanto en especímenes silvestres como en cautiverio, donde los resultados han salidos negativos (Gilardi, 1995, De Souza *et al.*, 2015). En el presente estudio, se encontró en el centro de cautiverio de Comas una frecuencia del 100% de endoparásitos por *Aratinga weddellii* (2/2), *Aratinga erythrogenys* (1/1), *Aratinga wagleri* (1/1) y *Capillaria* spp, mientras que en Chorrillos, *Aratinga weddellii* (0/4), *Aratinga leucophthalma* (0/1), *Aratinga erythrogenys* (0/5) y *Aratinga wagleri* (0/1) resultaron negativas a endoparásitos y helmintos. Posiblemente, este resultado

se debe a las condiciones medio ambientales, sanitarias y presencia de vectores (Yabsley, 2008; García *et al.*, 2013, Figueiredo *et al.*, 2018).

Capillaria spp. es considerado el parásito de mayor prevalencia en aves silvestres en cautiverio y fue el único nematodo encontrado en este estudio, presentándose en 25.3% de las aves examinadas individualmente en el centro de cautiverio de Comas. Esto podría ser debido a su relación directa con el medio ambiente, contaminación del alimento y el agua con materia fecal, medidas incorrectas de desinfección y el contacto con aves silvestres libres. Cabe considerar que *Capillaria* spp, es una de las causas más comunes de mortalidad en Ramphastos, Psitácidos, Galliformes, Anseriformes y Columbiformes (Carbonera, 2001).

Las coccidiosis intestinales son muy comunes en aves silvestres e incluyen los géneros de *Eimeria*, *Cystoisospora*, *Tyzzeria* y *Wenyonella* (Friend y Franson, 1999); los cuales, pueden generar diarreas acuosas, mucoide, o sanguinolenta, disminución de la producción de huevos, emaciación, falta de apetito, letargo, falta de coordinación, caídas de plumas, y pérdida de peso (Atkinson *et al* 2009). Si bien se pueden distinguir morfológicamente entre los géneros por las características de los ooquistes esporulados, no se pueden distinguir especies. En el presente estudio, en el centro de cautiverio de Comas, se encontró una baja prevalencia de *Cystoisospora* sp. (2.41%) en las aves evaluadas, sin determinar la especie. Este resultado es similar a lo reportado por Panini *et al.* (2012) de 4.1 % en Italia. Sin embargo, en el centro de cautiverio de Chorrillos, no se encontraron resultados positivos.

Cryptosporidium spp. en las aves es difícil de diagnosticar basándose solo en signos clínicos, ya que no existen señales patognomónicas y por lo general son infecciones mixtas (Ravich *et al*, 2014; Miranda *et al*, 2017). Estudios realizados en nuestro medio son escasos, sin embargo, la prevalencia encontrada (6.3%) es similar a las reportadas a nivel mundial por Quah *et al.* (2011), Matsubayashi *et al.* (2005), Majewska *et al.* (2008), Nakamura *et al.* (2009), Qi *et al* (2011), Sevá *et al.* (2011), Papini *et al.* (2012), Nakamura *et al.* (2014), Li *et al.* (2015) que oscilan entre 4.9 y 11.1% encontradas en colecciones de aves de zoológicos en

Japón, Polonia y Malasia, respectivamente. En nuestro estudio, los ooquistes de *Cryptosporidium* spp. no pudieron identificarse a nivel de especie, sin embargo, no se puede excluir que las aves de zoológico también pueden albergar especies de *Cryptosporidium* que son específicas para hospederos que no sean aves, incluyendo *C. parvum*.

CONCLUSIONES

- Se encontró una frecuencia de parásitos gastrointestinales del 59.1% (13/22) en el centro de cautiverio de Comas y un 10% (4/40) en el centro de cautiverio de Chorrillos.
- Se identificó una sola especie parasitaria en el centro de cautiverio de Chorrillos (*Cryptosporidium* spp.) y dos especies parasitarias en el centro de cautiverio de Comas (*Capillaria* spp y *Cystoisospora* spp).
- La única familia de aves silvestres criadas en cautiverio parasitadas fue Psittacidae.

LITERATURA CITADA

1. Akram Z, Zaman A, Jalal H, Yousaf S, Khan Y, Farooq Z, Rehaman T, Sakandar A, Qamar M, Bowman D. 2018. Prevalence of gastrointestinal parasites of captive birds in Punjab, Pakistan. *Pakistan Veterinary Journal* 39(1): 132-134. doi: <http://dx.doi.org/10.29261/pak-vetj/2018.123>
2. Alcázar P. 2005. Frecuencia de Nematodos en Psitácidos Silvestres en centros de Comercio de Mascotas del Jr. Ayacucho- Lima. Tesis de pregrado. Lima: Univ. Alas Peruanas.
3. Atkinson C, Thomas N, Hunter D. 2009. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Oxford, UK: John Wiley y Sons.
4. Barrenechea G, Villarreal D, Casero R. 2008. Parásitos gastrointestinales de animales silvestres en cautiverio como focos potenciales de zoonosis. III Congreso Latinoamericano de Zoonosis – VI Congreso Argentino de Zoonosis. Buenos Aires: 38-46 p.
5. Carbonera M, Lagaggio V, Flores M. 2001. Levantamento parasitario em aves silvestres da fauna riograndense. *Rev. Bras. Parasitol* 6: 280-294.

6. Carrera-Játiva P, Morgan E, Barrows M, Wronski T. 2018. Gastrointestinal parasites in captive and free-ranging birds and potential cross-transmission in a zoo environment. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 49(1): 116–128. doi:10.1638/2016-0279r1.1
7. Daniel W. 1996. *Bioestadística base para el análisis de las ciencias de la salud*. 3a ed. México: Limusa. 875 p.
8. De Souza P, Ninez S, Farias C, Bianque J. 2015. Parásitos de aves y mamíferos en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. *Pesq. Vet. Bras* 35(9): 788-794. doi: 10.1590/S0100-736X2015000900004
9. Do Bomfim B, Pereira B, De Carvalho LM, Domingues C, Medeiros D, Gomes CW. 2014. Coccidia of New World psittaciform birds (Aves: Psittaciformes): *Eimeria ararae* n. sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the blue-and-yellow macaw *Ara ararauna* (Linnaeus). *Syst Parasitol* 88: 175–180. doi: 10.1007/s11230-014-9490-7
10. El-Shahawy IS, Abou F. 2015. Enteric parasites of Egyptian captive birds: A general coprological survey with new records of the species. *Trop Biomed* 32(4): 650–658.
11. Fajardo-Sánchez FE, Lasso-Narváez AM, Mera- Eraso CM, Peña-Stadlin J, Zapata-Valencia JI, Rojas-Cruz C. 2014. Enteroparásitos con potencial zoonótico en animales en cautiverio del zoológico de Cali, Colombia. *Neotrop. Helminthol.* 8(2): 279-290.
12. Fedynich AM. Heterakis and Ascaridia. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter B (eds.). *Parasitic diseases of wild birds*. Ames, Iowa, USA: John Wiley & Sons, Inc.; 2008. p. 388–412..
13. Fernández MC, Oliveira BJ, Feitosa FT, Ribeiro LV, Rodrigues CA, Medeiros FA. 2013. Parasites of Psittaciformes and Accipitriformes in Paraíba state, northeastern Brazil. *The Brazilian Journal of Veterinary Parasitology* 22: 314–317. doi: 10.1590/S1984-29612013000200051
14. Figueiredo MAP, Manrique WG, Nogueira RMS. 2018. Survey of gastrointestinal parasites of the center for screening of wild animals from são luís, maranhão state, Brazil. *ARS*

- VETERINARIA, Jaboticabal, SP 34(2): 060-068. doi: 10.15361/2175-0106.2018v34n2p60-68
15. Figueiroa M, Bianque J, Dowell M, Soares A, Santiago V, Alves R, Evencio A. 2002. Parasitos gastrointestinales de aves silvestres em cautiveiro em el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitologia Latinoamericana* 57: 50-54.
 16. Friend M, Franson C. 1999. *Field Manual of Wildlife Diseases*. Washington D.C: USGS science for a changing world. 438 p.
 17. García D, Sánchez O, Pulido M, Andrade R. 2013. Identificación de parásitos gastrointestinales en aves silvestres en cautiverio. *Revista Científica FCV-LUZ* 23(3): 254-258.
 18. Gilardi KV, Lowenstine LJ, Gilardi JD, Munn CA. 1995. A survey for selected viral, chlamydial, and parasitic diseases in wild duskyheaded parakeets (*Aratinga weddellii*) and tui parakeets (*Brotogeris sanctithomae*) in Perú. *Journal of Wildlife Diseases* 31(4): 523-528. doi: 10.7589/0090-3558-31.4.523
 19. Godoy SN. 2007. Psittaciformes (Arara, Papagaio, Periquito). En: Cubas ZS, Silva JCR, Catao-Dias JL, eds. *Tratado de Animais Selvagens*. Sao Paulo: Roca. 222–251 p.
 20. Gomes-dos Santos E, Bianque-de Oliveira J, Barbosa-de Moura G, de Souza-Correia J. 2015. Helminthos intestinales de *Amazona amazonica* (Psittaciformes: Psittacidae) de vida libre en la región noreste de Brasil. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 86: 823–825.
 21. Greiner EC. Isospora, Atoxoplasma, and Sarcocystis. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB (eds.). *Parasitic diseases of wild birds*. Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell; 2008. p. 595–596.
 22. Hofstatter GP, Guaraldo MA. 2015. Parasitological survey on birds at some selected brazilian zoos. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology* 24: 87–91. doi: 10.1590/S1984-29612015005
 23. Hon E, Iannacone J, Sanchez L. 2013. Nematodos en Aves Silvestres del área de conservación privada "Gotas de Agua" Jaén, Cajamarca, Perú. *Neotrop. Helminthol.* 7(2): 290-310.

24. Li M, Zhao B, Li B, Wang Q, Niu L, Deng J, Gu X, Yang G. 2015. Prevalence of gastrointestinal parasites in captive non-human primates of twenty-four zoological gardens in China. *Journal of Medical Primatology*, Copenhagen 44(3): 168-173.
25. Magalhães P, do Vale M., Silva P, da Silva D, de Moraes D, de Farias D, Oliveira L, Martins A, Batista G, Oliveira L, Góes G, Scofield A. 2016. Occurrence of eggs and oocysts of gastrointestinal parasites in passerine birds kept in captivity in Para State, Brazil. *Ciência Rural* 46 (12): 2177-2181.
26. Majewska CA, Graczyk KT, Słodkiewicz-Kowalska A, Tamang L, Jędrzejewski S, Zduniak P. 2008. The role of free-ranging, captive, and domestic birds of Western Poland in environmental contamination with *Cryptosporidium parvum* oocysts and *Giardia lamblia* cysts. *Parasitology Research* 104: 1093–1099. doi: 10.1007/s00436-008-1293-9
27. Matsubayashi M, Takami K, Kimata I, Nakanishi T, Tani H, Sasai K, Baba E. 2005. Survey of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. infections in various animals at a zoo in Japan. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 36: 331-335.
28. Mendoza AP, Gómez L, Donald B. 2008. Ocurrencia de endoparasitosis en psitacidos que visitan una colpa en Tambopata. En: VII Congreso Nacional de ornitología. doi: 10.13140/RG.2.1.1464.2965
29. Mendoza, P; Cavero, N.; Rynaby C. 2014. Comercio de Animales silvestres en la Región de Loreto. 2007 – 2012. Documento de Trabajo #27. Wildlife Conservation Society, Lima, Perú.
30. Mendoza, P; Murillo, Y. 2014. Aportes para el diseño de una Estrategia Nacional para el Control y Prevención del Tráfico de Fauna Silvestre. Documento de Trabajo #24. Wildlife Conservation Society, Lima, Perú.
31. Mendoza P, Murillo Y, Piana R, De la Puente Micaela. 2016. Manejo de animales silvestres decomisados o hallados en abandono. Lima: SERFOR. 54 p

32. Miranda B, Bertequini N, Giraldo D, Cortellini G, Aparecido H, Rodrigues M, Vasconcelos M. 2017. *Cryptosporidium baileyi* in wild captive psittacines in Brazil. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports* 10. 154–156. doi:10.1016/j.vprsr.2017.10.007
33. Muñoz M. 1994. Estudio Parasitológico en Muestras fecales de Psitáceas en Cuativerio. Tesis de pregrado. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
34. Nakamura AA, Homem CG, Silva AMJ, Meireles M.V. 2014. Diagnosis of gastric cryptosporidiosis in birds using a duplex real-time PCR assay. *Vet Parasitol.* 205(1-2): 7-13. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.07.033>. PMID:25155280.
35. Nakamura AA, Simões DC, Antunes RG, Silva DC, Meireles MV. 2009. Molecular characterization of *Cryptosporidium* spp. from fecal samples of birds kept in captivity in Brazil. *Vet Parasitol* 166(1-2): 47-51. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.07.033>. PMID:19683397.
36. Otegbade A, Morenikeji O. 2014. Gastrointestinal parasites of birds in zoological gardens in south-west Nigeria. *Tropical Biomedicine* 31(1): 54–62.
37. Papini R, Girivetto M, Marangui M, Mancianti F, Giangaspero A. 2012. Endoparasite infections in pet and zoo birds in Italy. *The Scientific World Journal* 2012: 1-9. doi:10.1100/2012/253127
38. Qi M, Wang R, Ning C, Li X, Zhang L, Jian F. 2011. *Cryptosporidium* spp. in pet birds: genetic diversity and potential public health significance. *Exp Parasitol* 128(4): 336-340. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.exppara.2011.04.003>. PMID:21557938.
39. Quah JX, Ambu S, Lim YAL, Mahdy MAK, Mak JW. 2011. Molecular identification of *Cryptosporidium parvum* from avian hosts. *Parasitology* 138(5): 573-577. doi: <http://dx.doi.org/10.1017/S0031182010001691>.
40. Ravich ML, Reavill DR, Hess L, Childress AL, Wellehan JFX. Jr. 2014. Gastrointestinal cryptosporidiosis in captive psittacine birds in the United States: a case review. *J Avian Med Surg* 28(4): 297-303. doi: <http://dx.doi.org/10.1647/1082-6742-28.4.297>. PMID:25843467.

41. Rodríguez R. 2015. Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. AMPAVE. México, 1: 81-95.
42. Santacruz P, Orjuela D, Benavides J, MartínezMartínez K. 2003. Parásitos gastrointestinales en las aves de la familia Psittacidae en la Fundación Zoológica de Cali (Cali, Valle de Cauca, Colombia). *Med Vet* 20(6): 67-72.
43. Santana AC, Mesquita EFM, Seixas JF. 2014. *Revista Semioses*, Rio de Janeiro 8 (1): 1-73.
44. Sevá AP, Funada MR, Richtzenhain L, Guimarães MB, Souza SO, Allegretti L. 2011. Genotyping of *Cryptosporidium* spp. from free-living wild birds from Brazil. *Vet Parasitol* 175(1-2): 27-32. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.09.031>. PMID:21035268.
45. Silva JL. 1988. II Simposio Internacional sobre la Biología y Conservación de la Familia Cracidae. Caracas.
46. Silva RJ, Oliveira-Sequeira TCG y Gurgel CC. 2005. Occurrence of *Tetrameres confusa* (Nematoda, Tetrameridae) in *Ara ararauna* (Psittacidae). *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* 57(4): 562-564.
47. Sprenger LK, Yoshitani UY, Buzatti A, Molento MB. 2018. Occurrence of gastrointestinal parasites in wild animals in State of Paraná, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 90(1): 231-238. doi: <http://dx.doi.org/10.1590/0001-3765201720150030>
48. Tantaleán M, Chávez J. 2004. Wild animals endoparasites (Nemathelminthes and Platyhelminthes) from the Manu Biosphere Reserve, Perú. *Revista Peruana de Biología* 11(2): 219-222.
49. Yabsley MJ. 2008. Capillarid Nematodes. En: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, eds. *Parasitic diseases of wild birds*. USA, Iowa: John Wiley & Sons. 463–497 p.