

UNIVERSIDAD RICARDO PALMA

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE CIENCIAS VETERINARIAS



**“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallos
de pelea en el Distrito de Comas”**

Karen Dalila Guerra Soto

Tesis para optar el Título Profesional de Médica Veterinaria

Lima, Perú

Agosto del 2018

Dedicatoria

Dedico esta tesis a mis padres por su amor y comprensión en todos estos años de mi recorrido profesional, Además son mi motivación e inspiración cada día.

Gracias Abuelitos: Teresa y Timoteo que, aunque no estén conmigo me brindaron su cariño y calidez en cada etapa de mi vida y ahora los llevaré en mi corazón.

AGRADECIMIENTOS

A Dios" Por siempre acompañarme y ser mi fortaleza en todo momento de mi formación profesional.

A mis padres: Julio Cesar Guerra Calle y Dalila Magdalena Soto Quipusco por su confianza y apoyo incondicional en este recorrido de mi formación profesional.

A mi hermana Diana por siempre alentarme a seguir adelante a pesar de las adversidades.

A mis abuelos: Teresa Dalila Quipusco Zavaleta y Timoteo Soto Jara por ser mis angelitos de la guardia.

A mis tíos Indalecio Calle, Alex Calle Bravo y a mi tía Melissa de Calle por su gran ayuda en la realización del muestreo en los galpones.

A mi director: Guillermo Leguía Puente por su dedicación, orientación y apoyo constante a lo largo del desarrollo de esta tesis.

A mis jurados: Marcelino Bengoa, Mauricio Jara y Ana Patricia Herrera por su paciencia, comprensión y apoyo para la realización de esta tesis.

A los profesores: Hernán Málaga, Alberto Delgado y Miguel Dávila por su ayuda, tiempo y comprensión brindada.

A mis amigos: Katherine Virhuez, Gabriela Torres, Andree Sánchez, Liz Otivo, Lucia Del Busto por su apoyo y aliento.

ÍNDICE

ÍNDICE.....	4
ÍNDICE DE TABLAS.....	6
ÍNDICE DE FIGURAS.....	7
RESUMEN	8
ABSTRACT	9
I. INTRODUCCIÓN	10
1.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	11
1.2 FORMULACIÓN DEL PROBLEMA	12
1.3 JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN.....	12
II. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN	14
2.1 PARASITOSIS	15
2.1.1 <i>Etiología de ácaros</i>	15
2.1.1.1 Ácaro rojo o ácaro de las perchas (<i>Dermanyssus gallinae</i>):	16
2.2 SISTEMAS DE CRIANZAS	16
2.2.1 <i>Sistema tradicional</i>	16
2.2.2 <i>Sistema de crianza tecnificada</i>	16
2.3 CARACTERÍSTICAS DE LA CRIANZA DE AVES DE RIÑA A NAVAJA.....	17
III. OBJETIVOS	20
3.1 OBJETIVO GENERAL.....	20
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	20
IV. HIPÓTESIS.....	21
V. MATERIALES Y MÉTODOS	22
5.1 MATERIALES	22
5.1.1 <i>Ubicación del lugar de investigación</i>	22
5.1.2 <i>Animales</i>	22
5.1.3 <i>Materiales adicionales</i>	23
5.1.3.1 Laboratorio.....	23
5.1.3.2 Materiales de campo.....	23
5.2 MÉTODOS	23
5.2.1 <i>Recolección de parásitos internos</i>	23

5.2.2	<i>Identificación</i>	24
5.3	ANÁLISIS ESTADÍSTICO	24
5.3.1	<i>Diseño metodológico</i>	24
5.3.2	<i>Población y muestra</i>	24
5.3.3	<i>Tamaño Muestral</i>	24
5.4	OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES	25
5.5	PROCEDIMIENTO	26
5.5.1	<i>Procedimientos que se realizarán para la toma de muestra</i>	26
5.5.2	<i>Procedimientos de la muestra</i>	26
5.5.2.1	MÉTODO DE WILLIS –MOLLOY	27
5.5.2.2	MÉTODO DE FLOTACIÓN POR SULFATO DE ZINC AL 33%.....	28
5.5.3	<i>Procedimientos de los resultados</i>	28
5.6	ASPECTO ÉTICO.....	29
VI-	RESULTADOS	30
VII.	DISCUSIÓN	31
VIII.	CONCLUSIONES	33
IX.	RECOMENDACIONES	34
X.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	35
XI.	CRONOGRAMA	38
XII.	PRESUPUESTO	39
XIII.	ANEXOS	40

ÍNDICE DE TABLAS

CUADRO N°1 PORCENTAJE DE INFESTACIONES ACCIDENTALES DE HUEVOS DE ÁCAROS EN GALLOS DE PELEA (<i>GALLUS GALLUS DOMESTICUS</i>) DE 2 GALPONES DEL DISTRITO DE COMAS, LIMA, PERÚ	30
CUADRO N°2 PORCENTAJE DE INFESTACIONES DE HUEVOS DE ÁCAROS ACCIDENTALES EN GALLOS DE PELEA (<i>GALLUS GALLUS DOMESTICUS</i>) SEGÚN EDAD DEL AVE DEL DISTRITO DE COMAS, LIMA, PERÚ	30
TABLA DE RECOLECCIÓN DE DATOS	42
TABLA DE RECOLECCIÓN DE DATOS 2	43

ÍNDICE DE FIGURAS

ANEXO 4	FIGURA N°1 GALPONES INDEPENDIENTE CON COMEDERO Y BEBEDERO (FUENTE KAREN GUERRA, 2018)	45
	FIGURA N°2 TOMA DE MUESTRA DE HECES EN GALPÓN A DEL DISTRITO DE COMAS (FUENTE KAREN GUERRA, 2018)	45
	FIGURAN°3 SUJECIÓN DEL AVE DEL GALPÓN B PARA TOMA DE MUESTRA (FUENTE KAREN GUERRA, 2018).....	46
	FIGURA N°4 (A) PESAR LOS 330 GR DE SULFATO DE ZINC (B) DISOLVER EN 670 ML DE AGUA DESTILADA	46
	FIGURA N°5 CENTRIFUGAR 2 MIN POR 2000 RPM.....	47
	FIGURA N°6 HUEVOS DE ÁCAROS EN MUESTRAS FECALES DE GALLOS DE PELEA (<i>GALLUS GALLUS DOMESTICUS</i>) EN EL DISTRITO DE COMAS, LIMA, PERÚ. (A) 40X (B) 10X (C) 40X (D) 10X (E) ÁCARO <i>DERMANYSUS</i> 40X (F) ÁCARO 100X .TINCIÓN LUGOL	48

RESUMEN

En el Perú, las peleas de gallos representan una actividad recreacional para determinado grupo de personas siendo incluso una fuente de empleo que genera mayores ingresos durante las temporadas festivas. El presente trabajo tuvo como objetivo determinar la prevalencia de endoparásitos gastrointestinales según sistema de manejo en gallos de pelea en dos galpones del distrito de Comas, durante la estación de verano en los meses de marzo a mayo del 2018 con temperatura de 20°C -27°C y 70% de humedad relativa. Uno de los criaderos (grupo A); las aves se ubican en casilleros independientes acondicionados, se alimentan con pellet balanceado en el otro criadero (grupo B), las aves están libres en el suelo, se alimentan de verduras picadas y balanceado.

Se muestrearon 52 aves de distinta línea genética procedentes de 2 galpones del distrito de Comas mediante dos métodos de análisis coprológico: flotación de Willis-Molloy y flotación por Sulfato de Zinc al 33% (Faust). El resultado obtenido fue de 0% de prevalencia de parásitos gastrointestinales en los gallos de pelea del distrito de Comas, pero se encontró 31% de aves infectadas accidentalmente con huevos de ácaros *sp.* en el galpón B, el cual tiene una crianza rústica y artesanal.

Palabras claves: Prevalencia, gallos de pelea, parásitos gastrointestinales, Flotación de Willis-Molloy, Faust.

ABSTRACT

In Peru, cockfighting represents a recreational activity for a certain group of people and is even a source of employment that generates higher income during festive seasons. The objective of this work was to determine the prevalence of gastrointestinal endoparasites according to the management system in fighting cocks in two sheds of the district of Comas, during the summer season from March to May of 2018 with a temperature of 20°C -27°C and 70°C. % relative humidity. One of the hatcheries (group A); the birds are placed in separate conditioned boxes, fed with balanced pellets in the other hatchery (group B), the birds are free on the ground, they eat chopped and balanced vegetables. We sampled 52 birds of different genetic line from 2 sheds of the district of Comas through Two coprological methods: Willis-Molloy flotation and flotation by 33% Zinc Sulphate (Faust), The result was 0% prevalence of gastrointestinal parasites in the fighting cocks of the district of Comas, but 31% of birds were found infested accidentally with mite eggs in storehouse B, which has a rustic and artisanal breeding.

Key words: Prevalence, fighting cocks, gastrointestinal parasites, Willis-Molloy flotation, Faust.

I. INTRODUCCIÓN

En el Perú, las peleas de gallos representan una actividad recreacional para determinado grupo de personas siendo incluso una fuente de empleo que genera mayores ingresos durante las temporadas festivas. En este contexto el desempeño competitivo del ave puede verse afectado por ectoparásitos y endoparásitos. (Cazorla y Morales, 2013)

El criador de gallos de pelea debe ganar las lidias de la muestra (referencia al primer enfrentamiento donde se prueba las muestras de valor del ave) de la manera más expedita posible, contando con animales de excelente conformación fenotípica y genética, es decir de espíritu combativo, buena conformación, ligero, astuto, decidido y certero, además de plumaje resaltante y colorido; Sin embargo, uno de los inconvenientes que afectan el desempeño de estas aves es la pérdida de condición corporal por anorexia, pérdida de sangre y proteína plasmática por el tracto gastrointestinal, alteraciones en el metabolismo proteico, depresión en la actividad de enzimas intestinales y diarrea. (Cazorla y Morales, 2013)

Las aves se pueden infectar a través de los alimentos, agua y suelo. En el caso de las aves de pelea, los criadores permiten que estén al pastoreo, donde obtienen pasto verde, pero además pueden alimentarse con invertebrados, incluyendo artrópodos (insectos), moluscos (babosas, caracoles) y anélidos (lombrices de tierra), quienes pueden ser hospedadores intermediarios o paraténicos de helmintos y protozoos. (Cazorla .*et al*, 2013)

Las parasitosis son generalmente producidas por organismos unicelulares conocidos como protozoarios y una variedad de organismos macroscópicos conocidos como metazoarios, incluidos en este último grupo aquellos que son de carácter interno (nemátodos y céstodos) y los de carácter externo (piojos, pulgas, ácaros y garrapatas) y todas ellas producen enfermedades de importancia económica en el sector rural. (Díaz,*et al*, 2008)

En relación con los endoparásitos, los helmintos de mayor presentación son: *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*, *Hymenolepis sp*, *Raillietina sp*,

Raillietina sp tretragona, Raillietina, Capillaria sp, y Subulura brumpti. (Marín *et al*, 2007)

En el valle de Lima existe una población aproximada de 100,000 aves de riña (a navaja y pico), las que están en manos de criadores de todo nivel y categoría. (Bezold, 1997)

Por tanto, el objetivo del presente trabajo es determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallos de pelea bajo dos sistemas de manejo en el distrito de Comas de la Provincia de Lima.

1.1 Planteamiento del problema

El control de las enfermedades parasitarias, al igual que otras etiologías, depende en gran medida del diagnóstico preciso y oportuno de los agentes etiológicos, a fin de establecer el correcto y eficaz tratamiento que permita mejorar la rentabilidad de la granja. (Cazorla *et al.*, 2013)

La sanidad aviar y el manejo son primordiales en la crianza de aves de traspatio ya que de eso depende que estas se desarrollen en un tiempo aceptable y se evita así que haya pérdidas económicas. (Díaz *et al.*, 2008)

Los parásitos internos no causan signos clínicos específicos, pero bajo determinadas condiciones (carga parasitaria) pueden afectar en forma directa y/o indirecta tanto la supervivencia como el éxito reproductivo de poblaciones de hospederos. (Vega, 2004)

Trevor en el año 2008 informó que los costos económicos totales de la enfermedad (incluyendo vacunas y decomisos) representaron, según cifras de los Estados Unidos de América, un 20 por ciento del valor bruto de producción (VBP) aproximadamente y alrededor de tres veces el costo de las pérdidas por mortalidad. (Trevor, 2008)

Por último las enfermedades parasitarias presentan un elevado índice de incidencia en las de zonas con clima cálido y tropical debido a factores que favorecen el desarrollo de los parásitos como: luz, temperatura y humedad. Haciendo que su ciclo de vida sea de forma más rápida con la intervención de los agentes intermediarios propios del lugar. (Andy, *et al* , 2014)

La relevancia de este estudio consiste en indagar acerca del status parasitario de las aves de traspatio de dos criaderos de diferentes sistemas de manejos en el distrito de Comas, Provincia de Lima, donde se han observado aves jóvenes y adultas de bajo peso, e inapetencia que genera el presunto diagnóstico de carga parasitaria. Además no hay asistencia técnica por un médico veterinario.

Cabe resaltar que en la actualidad no contamos con estudios similares a nivel local ni nacional, de ahí la importancia de este estudio.

1.2 Formulación del problema

¿Cuál es la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallos de pelea bajo dos sistemas de manejo en galpones del distrito de Comas, Provincia de Lima?

1.3 Justificación de la investigación

La relevancia científica del presente estudio es debido a que en las helmintiasis del tubo digestivo se sabe que, entre los miles de especies de gusanos parásitos, se han reconocido unos 100 en las aves salvajes y domésticas en EEUU. Los nemátodos son los más significativos en cuanto a número de especies y en cuanto al impacto sobre la economía. Estos parásitos afectan especialmente a las aves jóvenes y en periodo de postura debido al efecto expoliatriz, (acción que ejerce el parásito al alimentarse a expensas del hospedador), lo que disminuye la tasa de crecimiento y los niveles productivos, y eventualmente causa la muerte. (Polo, J., Mackensie, M., Porras, J., 2007)

Se han descrito más de 1.400 especies de céstodos en aves domésticas y silvestres los que se encuentran con mayor frecuencia en verano debido a que sus hospederos intermediarios son más abundantes. (Vega *et al*, 2004)

Los ascarideos son los parásitos más comunes encontrados en aves que se mantienen encerradas con acceso al suelo. Dado su ciclo directo, pueden producir enfermedad y eventualmente la muerte si se presentan en gran

número. Hay muchas especies en este grupo, pero las más frecuentes en aves domésticas son: *Ascaridia galli*, que se ha encontrado en aves domésticas, aves de caza y también en psitaciformes. (Vega, *et al.*, 2004)

Mientras que *Capillaria sp* es un gusano delgado que puede infectar el tracto gastrointestinal, buche, esófago e intestinos de la mayoría de las especies de aves, palomas, gallinaceas y anseriformes. Así mismo, es posible que se constituya en causa importante de muerte en aves de presa tanto silvestres como en cautiverio (Vega, *et al*, 2004)

La relevancia social del estudio se refleja en que las características que tienen las gallinas criollas y los gallos de pelea, les confieren una gran importancia para la economía familiar en el medio rural, no obstante se tiene poco conocimiento acerca de las enfermedades que más padecen, como es la parasitosis. Muchos de estos problemas de cargas parasitarias se debe en gran parte al alimento que las aves consumen como desperdicios caseros y del medio ambiente como pasto, invertebrados que son hospedadores intermediarios tales como: la lombriz de tierra, escarabajos, cucaracha, que a la vez son fuentes proteicas.(Olivares y Delgadillo, 2006-2014)

Tomando en consideración los antecedentes mencionados y dado que en el distrito de Comas, provincia de Lima, no se han realizado estudios sobre endoparásitos de aves (*Gallus gallus domesticus*) se decidió llevar a cabo el presente estudio.

II. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN

En la investigación sobre Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallos de pelea de la ciudad de Coro, estado Falcón, Venezuela, fueron analizados 102 muestras se encontró que una o más especies de helmintos o protozoarios en 38 aves (37,3%), habiendo monoparasitismo en el 8.8 % de los casos. Se identificaron los siguientes enteroparásitos: *Stroglyoides* spp (20%), *Capillaria* spp (16,7%), *Choanotaenia* spp (12,8%), *Heterakis* spp (6,9%). (Cazorla *et al*, 2013)

En el estudio: Prevalencia de parásitos gastrointestinales en la aves de las Órdenes Galliformes y Columbiformes mantenidas en el Parque Zoológico Nacional de Cuba, se determinó el diagnóstico parasitológico de 674 muestras, se emplearon dos métodos de diagnóstico: flotación y directo donde se identificaron los parásitos de la clase *Nemátoda*: *Capillaria* spp con una incidencia positiva del 13,87%, *Heterakis* spp con 9,88% y *Ascaridia* spp con una positividad del 7,17%, de la clase Cestodos: *Raillietina* spp 2,71% y de la Clase *Sporozoea*: Subclase *Coccidia*, 58,91%. (Polo *et al.*, 2007)

Olivares, L., y Kyvgaard, N., (2006) desarrollaron una investigación sobre Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio (*Gallus gallus domesticus*), en el municipio de El Sauce, departamento de León, Nicaragua, se muestrearon 98 tractos gastrointestinales de aves adultas y se identificaron cinco especies de nemátodos: *Tetrameres americana*(52%); *Sheilospirura hamolusa* (7.1%); *Heterakis* sp (86.7%); *Ascaridia galli* (34.7%) y *Strongyloides avium* (74.5%). (24,5%), y *Chanotaenia infundibulum* (6,1%). (Olivares, L., Kyvsgaard, N., Rimbaud, E., y Pineda, N., 2006)

Se desarrolló una investigación sobre Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil donde fueron examinados 685 ejemplares, de los cuales 320 (46.7%) estaban

parasitadas con *Capillaria sp*(31,4%), *Strongyloides sp* (16,2%), *Ascaridia sp*(21,8%), *Heterakis sp*(3,2%), *Strongyloidea*(10,9%), *Ascaridia sp*, Spiruroidea, Cestoda, Trematoda, *Entamoeba coli*, *Balantidium coli* y coccidios. (Figueroa, M., Blanque, J., Dowell, M., Soares, A., y Magalhaes, V, 2002).

Delgadillo en el 2014 en la investigación Parasitosis interna en aves de traspatio en San Pedro Coahuila, México, el autor encontró que existe una variación en la calidad de los parásitos de un año a otro, en gran parte debido a las condiciones climáticas y a los sistemas de manejo, tanto así que se menciona una estrecha relación con el tipo de alimentación del huésped, de tal manera que pueden favorecer la infestación parasitaria. (Delgadillo, *et al.*, 2014)

En el estudio "Gastrointestinal *gallus domesticus* Linnaeus 1758 in Samaru, Zaria, Nigeria" de las 92 aves examinadas mediante el desecho intestinal y los métodos de flotación, resultó que 57 (61,9%) de los pollos albergan helmintos y parásitos protozoarios. Los parásitos encontrados fueron: *Ascaridia galli* (66,7%), *Heterakis gallinarum* (51,7%), *Eimeria tenella* (43,3%), *Hymenolepis carioca* (38,3%), *Raillietina tetragona* (36,7%), *Raillietina echinobothrida* (20%), *Eimeria brunette* (16,6%) y *Hartertia gallinarum* (1,7%). (Luka, S., y Ndams, I., 2007)

2.1 Parasitosis

2.1.1 Etiología de ácaros

Pertencen a la familia *Dermanyssidae* de la clase arácnidos. Existen unas veinte especies de ácaros que infestan a las aves domésticas, pero algunas de ellas son suficientemente perjudiciales para tener importancia desde el punto de vista económico. Las especies más importantes tienen hábitos de vida muy distintos y, en general, hay que usar diferentes métodos de manejo y control sanitario para combatir a cada especie, Además, se caracterizan por ser succionadores de sangre y pueden caminar con rapidez sobre la piel y las plumas. (Diaz, M., y Menjivar, M., 2008)

2.1.1.1 Ácaro rojo o ácaro de las perchas (*Dermanyssus gallinae*):

Este ácaro es voluminoso de 1,5 mm de longitud, posee patas largas y su morfología recuerda a las arañas. Causan importantes daños en la industria avícola y es de particular importancia en partes más calientes de la zona templada. Permanecen durante gran parte del ciclo en el hospedador, los adultos y las ninfas únicamente visitan a las aves para alimentarse, principalmente de noche. (Armour, J., y Duncan, J., 2001)

Son parásitos intermitentes, que usualmente, se esconden en las grietas y fisuras durante el día, y por la noche salen para alimentarse sobre las aves. La presencia del parásito puede determinarse fácilmente examinando los extremos y la parte inferior de las perchas, en los puntos de soporte. (Díaz, M., y Menjivar, M., 2008)

2.2 Sistemas de crianzas

2.2.1 Sistema tradicional

En este sistema tradicional, las aves son criadas a libertad, otorgándoles un gran espacio donde puedan deambular, y adquirir alimentos por si solas, como los son insectos de varias especies, forrajes, lombrices de tierra, gusanos, etc. Además de sus alimentos otorgado por los propietarios; maíz, alimento comercial, arroz y desperdicios de cocina. En general las aves no cuentan con instalaciones para alojamiento nocturno, duermen en lugares adaptados para este fin; ramas de árboles, bardas y cualquier lugar elevado. (Cervantes, *et al*, 2016)

2.2.2 Sistema de crianza tecnificada

A) Modelo de crianza y producción en confinamiento en jaulas

Se caracteriza por desarrollar todas las etapas de la producción en jaulas acondicionadas para cada tipo de animal. Las baterías utilizadas, maximizan el empleo del espacio y superficies, lo que

incrementa la producción por unidad de alojamiento. El sistema facilita el desarrollo de actividades de manejo y operaciones de rutina, así como un mayor control individual de los lotes en producción. (Heiland *et al.*, 2018)

B) Modelo de crianza y producción en etapas a piso y jaulas

Este sistema realiza una aplicación combinada de sistemas de producción. Para las primeras etapas utiliza sistemas a piso en galpones acondicionados a tal efecto que dan origen a nivel empresarial a un sistema de granjas especializadas. La etapa de jaulas corresponde a la pre-postura y postura según los sistemas y se desarrolla en granjas con galpones acondicionados especialmente.

Se emplean comederos automáticos. (Heiland *et al.*, 2018)

El nidial puede ser metálico o de madera. Por lo general los metálicos presentan dos pisos y son dobles y se sostienen de las cabreadas del techo, mientras que los de madera son de un piso, se encuentra apoyados sobre el piso o levemente elevados y por lo general conforma una estructura fija. (Heiland *et al.*, 2018)

2.3 Características de la crianza de aves de riña a navaja

En el Perú existen numerosos centros dedicados, especialmente, a la crianza de aves ornamentales y de competencia. Entre estos centros se enumeran a los dedicados a la crianza de palomas mensajeras, aves de riña a espuela (aves de pelea de pico) y aves de riña a navaja (aves de pelea de navaja). En el valle de Lima existen más de 400 centros dedicados a la crianza de aves de riña a navaja exclusivamente, la que se realiza bajo condiciones muy particulares. (Bezold y Tello, 1997)

Al iniciarse en la crianza de estas aves, primero se tiene que contar con un gallo padrillo y un grupo de gallinas madres. Los apareamientos se realizan en corrales independientes, pudiendo el gallo encontrarse con una o más gallinas. Posteriormente viene el proceso de incubación para el cual se utiliza a la misma gallina o, en su defecto se recurre a la ayuda de una nodriza (madre postiza). Estas aves incuban en un nido implementado en

el suelo que generalmente se construye con paja, ladrillos y madera. (Bezold y Tello, 1997)

Luego de 18 a 22 días (21 días en promedio) nacen los pollos, los cuales son criados junto a la madre hasta cumplir en promedio los 3 meses de edad. Después de este tiempo son llevados a otro corral donde se juntan con pollos de otras gallinas y gallos, que previamente han sido identificados (se emplean placas metálicas numeradas correlativamente y registradas en una libreta de control en la que se detalla el nombre y número de los padres, fecha de nacimiento, número de aves nacidas en la camada y número de cada una de ellas). (Bezold y Tello, 1997)

En estos corrales permanecen hasta cumplir aproximadamente los 9 meses, pudiendo ser antes, dependiendo del instinto de agresividad que desarrollen hacia sus congéneres. Durante el tiempo que permanecen en estos corrales, algunas personas optan por dejar abiertas las puertas de manera que las aves salen del corral y circulan libremente por el criadero durante el día y regresan por la noche para dormir en el refugio(corral).(Bezold y Tello, 1997)

Posteriormente el ave es colocada en un corral independientemente si es macho, o en grupos si fuesen hembras. Una vez que el macho cumple los 12 meses es sometido al descreste (proceso quirúrgico por el cual se retiran los apéndices sexuales secundarios del ave: cresta y barbillas u orejuelas) para luego continuar con las pruebas de entrenamiento donde el ave es enfrentada con otras similares para ir desarrollando el instinto de agresividad natural que posee e ir estimulando sus reflejos. Este proceso de enfrentamiento se mantiene hasta que el ave llegue a cumplir el año y medio (18 meses), edad en la cual están aptas para competir. (Bezold y Tello 1997)

La competencia consiste en el enfrentamiento de dos aves usando como arma una navaja de aproximadamente 8 centímetros de largo por 1 centímetro de ancho en forma de hoja de olivo. Esta arma es colocada en la pata izquierda mediante el uso de un cuero (zapatilla), el que es colocado en la espuela o pitón de la referida pata y sujeta a la misma mediante la ayuda de un hilo de cáñamo, formándose de esta manera el punto de apoyo para asentar la navaja que a servir como arma. (Bezold y Tello 1997)

En la competencia, ambas aves se enfrentan hasta que una de ellas entierre el pico en la arena, pudiendo la otra ave quedar herida mortalmente; si la herida no fuera de consecuencia mortal el ave es atendida (operada), para que pueda restablecerse y competir nuevamente. Las hembras son seleccionadas bajo parámetros propios de cada criador y solamente se dejan con vida aquellas aves que se usarán como reproductoras mientras que las demás se sacrifican para consumo humano. (Bezold y Tello 1997)

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo General

Determinar la prevalencia de endoparásitos gastrointestinales según sistema de manejo en gallos de pelea en dos galpones del distrito de Comas.

3.2 Objetivos Específicos

- Determinar la prevalencia de helmintos por especie.
- Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en los diferentes tipos de galpones.

IV. HIPÓTESIS

General:

Existen diferencias en la prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en gallos de pelea bajo dos sistemas de manejo en el distrito de Comas.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Materiales

5.1.1 Ubicación del lugar de investigación

El área metropolitana de Lima se distribuye sobre 49 distritos, que son parte integrante de la Provincia de Lima (43 distritos) sumada a la Provincia Constitucional del Callao (6 distritos). (Córdova, 2016)

El presente trabajo se desarrolló entre marzo y mayo del 2018 con temperatura media de 20- 28°C y 70% de humedad relativa en dos criaderos de diferente sistema de manejo en el distrito de Comas ubicado geográficamente a Altitud 101 msnm, Latitud Sur 11°57'00", Longitud Oeste 77°03'00" entre los distritos Carabayllo, Puente Piedra y Los Olivos. (Córdova, 2016)

Se hizo contacto con dos establecimientos dedicados a la cría y entrenamiento de gallos de pelea y aceptaron participar en el estudio, lo cual permitió tomar muestras de heces a las aves de 8 a 36 meses. (n=52)

5.1.2 Animales

En el presente estudio se examinaron 52 aves de riña a navaja, todos machos adultos de distintas líneas genéticas, que provienen de dos criaderos de diferente sistema de crianza del distrito de Comas.

Uno de los criaderos (grupo A); las aves se ubican en casilleros independientes acondicionados, se alimentan con pellet balanceado.

El otro criadero (grupo B), las aves están libres en el suelo, se alimentan de verduras picadas (cebolla china, tomate, alfalfa, zanahoria, una mezcla de huevo duro picado con quinua o avena, poco de azúcar y pan rallado) y balanceado.

Respecto a la historia clínica de las aves, no se tiene referencia de enfermedad alguna.

5.1.3 Materiales adicionales

5.1.3.1 Laboratorio

- Instrumentos: Láminas cubre objetos (22x22 mm) y portaobjetos (3x1 pulgada), mortero, coladero, mechero, vaso precipitado pírrex, tubos de ensayo, gradilla para tubos, gasa de 16 x16 cm
- Equipos: Centrifuga, microscopio, balanza.
- Reactivos: sulfato de Zn al 33%, cloruro de sodio, formol 10%,
Agua destilada, solución de Lugol

5.1.3.2 Materiales de campo

Se utilizaron los siguientes materiales; Libreta de notas, marcadores, frascos estériles para muestra, guantes, bolsas ziploc, caja de tecnopor. gel transportador

5.2 Métodos

5.2.1 Recolección de parásitos internos

Las muestras de heces fueron recolectadas en horas matutinas en envases estériles herméticos. Fueron separadas en 2 grupos de 26 animales. El grupo A (animales en jaulas) y el grupo B (animales en pastoreo). Las muestras cuando no fueron analizados el día de la toma, se preservaron y fijaron añadiéndoles 4-5 ml de formaldehído al 10 %.

5.2.2 Identificación

La identificación de los endoparásitos se realizó en base a las características morfológicas. La evaluación se llevó a cabo en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Biológicas, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Ricardo Palma.

5.3 Análisis estadístico

5.3.1 Diseño metodológico

El diseño fue de tipo descriptivo, se realizará a través de porcentajes y frecuencias para las variables cualitativas.

Los criterios de inclusión serían los siguientes; animales de especie aves de sexo macho de 8 a 36 meses, cualquier línea, cualquier peso, procedentes de 2 criaderos de diferente sistema de manejo del distrito de Comas.

Los criterios de exclusión son: toda especie que no sea ave y que no proceda de los galpones mencionados.

5.3.2 Población y muestra

La población de estudio fue 52 aves, que respetaron los criterios de inclusión y que viven dentro de los dos criaderos de diferente manejo del distrito de Comas.

5.3.3 Tamaño Muestral

El tamaño de muestra se calculó mediante la hoja de cálculo Working in Epidemiology. (K, Frankena, WINEPI, 1990)

Nivel de Confianza: 95%

El tamaño de la población: 60 aves

Porcentaje esperado: 50%

Error aceptado: 5%

Resultados de la fórmula:

Para poder calcular una proporción próxima a 50%, con un nivel de confianza del 95% y un margen de error de 5% en una población de 60 individuos, debemos tomar una muestra ajustada de 52 individuos, ya que estaremos trabajando con poblaciones finitas y la fracción de muestreo es mayor al 5% (641.67%)

Tamaño de muestreo ajustado = 52

Fracción de muestreo =86.67%

El tamaño muestral es 52 aves.

5.4 Operacionalización de variables

VARIABLES	DEFINICIÓN CONCEPTUAL	DEFINICION OPERACIONAL	DIMENSIONES	INDICADORES
Tipo de manejo	Variable nominal	Especificar el tipo de manejo	-En jaula -Pastoreo	% aves por tipo de manejo
Especie de Endoparásito	Variable Nominal	Especificar la especie del endoparásito	Helmintos Cestodos Nematodos	% de endoparásitos en gallos
Edad	Variable intervalar	Edad en meses	Joven(6-12 meses) adulto (13 -24 meses)	% aves por edad

5.5 Procedimiento

Previamente a la toma de muestra se tomaría nota de datos del ave. (ANEXO 2)

5.5.1 Procedimientos que se realizarán para la toma de muestra

Para la toma de muestra de endoparásitos y su posterior procesamiento se siguieron los siguientes pasos:

5.5.2 Procedimientos de la muestra

Muestras del galpón A: Se tomaron muestras en forma seriada de las heces frescas acumuladas en el piso de las jaulas con el uso de guantes látex, cada 48 horas hasta completar 3 tomas por jaula. Ello para aumentar la probabilidad de que al menos una de las muestras sea positiva, ya que la eliminación de los huevos de parásitos es intermitente. (Vega, *et al*, 2004).

Muestras del galpón B: Con guantes estériles se introdujo el dedo índice en el recto del ave y se estimuló mediante masaje el esfínter anal. Cuando se obtuvo la cantidad de materia fecal de 5 a 10 gramos, el guante fue reversado hacia adentro.

Luego, las muestras se llevaron al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Biológicas, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Ricardo Palma.

Se empleó los siguientes métodos coproparasitológico: flotación de WILLIS-MOLLOY y flotación con sulfato de Zinc al 33%

Previamente las heces fueron observadas con el fin de detectar proglotidos de tenia o nematodos diseminados espontáneamente.

5.5.2.1 MÉTODO DE WILLIS –MOLLOY

Preparación de la solución sobre saturada de sal: Disolver 380 gr en 1 litro de agua caliente.

- Colocar 2 gr de heces en un mortero y macerar con 20 ml de agua destilada, filtrar en un tubo de prueba y dejar sedimentar por 5 minutos. (Gallego, *et al.*, 2006)
- Eliminar el sobrenadante y añadir solución saturada de sal hasta formar menisco convexo en el borde superior del tubo. (Gallego, *et al.*, 2006).
- Colocar un cubreobjetos y dejar en reposo por 5 minutos.
- Transferir el cubreobjetos a un portaobjetos y observar al microscopio. (Gallego, *et al.*, 2006)
- Este método es útil para diagnosticar huevos de *ascarideos*, *estrongilideos*, *Trichuris sp.*, *Capillaria sp.* y huevos de cestodos. (Gallego, *et al.*, 2006).
- La identificación de las especies parasitarias se realizaría mediante las características morfológicas de las especies encontradas.

5.5.2.2 MÉTODO DE FLOTACIÓN POR SULFATO DE ZINC AL 33%

Preparación del reactivo: Disolver 330 gr de cristales de sulfato de zinc en 670 ml de agua destilada.

- Tomar 2 gr de heces y hacer una suspensión en unos pocos ml de agua destilada en un tubo.
- Filtrar a través de gasa humedecida a un tubo de ensayo.
- Centrifugar a 1500 rpm por 2 minutos.
- Descartar el sobrenadante
- Agregar 2ml de solución de sulfato de zinc y agitar con un aplicador hasta suspender totalmente el sedimento
- Agregar más solución de sulfato de zinc hasta 1 cm abajo del borde del tubo de ensayo, sin dejar de agitar,
- Centrifugar a 2000 por 2 minutos. Remover varias asadas de la película superficial y colocarlas sobre un porta objeto.
- Cubrir con un cubre objetos. Para colorear los huevos añadir una gota de Lugol.

5.5.3 Procedimientos de los resultados

Para el procesamiento de los datos se emplearían:

- Cuadros y Gráficas en Microsoft Office Excel
- Los resultados se expresan con límites de confianza al 95% de confianza.

5.6 Aspecto ético

Para la realización de este proyecto, los propietarios de los galpones evaluados, firmaron un consentimiento informado, el cual acreditó el permiso que otorga dicho propietario a la suscrita, aceptando la realización de la prueba. En este documento se detalla también que los procedimientos no serán nocivos para el animal. (ANEXO 1)

VI- RESULTADOS

Las 52 aves muestreadas fueron evaluadas a través de 2 métodos de diagnóstico coproparasitológico: flotación de Willis-Molloy y Faust, 2 veces. El primer muestreo se realizó a inicio de marzo y el segundo a finales del mes de mayo del 2018.

Cuadro N°1 Porcentaje de infestaciones accidentales de huevos de ácaros en gallos de pelea (*Gallus gallus domesticus*) de 2 galpones del distrito de Comas, Lima, Perú

GALPONES	AVES EXAMINADAS	AVES POSITIVAS	PORCENTAJE (%)
GALPON A	26	4	15%
GALPON B	26	8	31%
TOTAL	52	12	23%

Cuadro N°2 Porcentaje de infestaciones de huevos de ácaros accidentales en gallos de pelea (*Gallus gallus domesticus*) según edad del ave del distrito de Comas, Lima, Perú

GALPONES	AVES JOVENES INFESTADAS / TOTAL DE AVES JOVENES	% AVES JOVENES INFESTADAS	AVES ADULTAS INFESTADAS/ TOTAL DE AVES ADULTAS	% AVES ADULTAS INFESTADAS
GALPON A	4/10	40%	0/16	0%
GALPON B	6/24	25%	2/2	100%

VII. DISCUSIÓN

Al examen de 52 aves provenientes de 2 galpones del distrito de Comas se encontró una prevalencia de 0 % de parásitos gastrointestinales y un 31 % de aves infectadas accidentalmente con huevos de ácaros sp., en el galpón B, el cual tiene una crianza con material artesanal y rústico. Nuestros resultados obtenidos son similares a los hallados por Valeska, *et al.*, 2003 donde señala que la ectoparasitosis se presenta frecuentemente en gallineros donde los pájaros silvestres entran con facilidad y el problema es más severo cuando los gallineros son de madera u otro material donde los ácaros pueden esconderse. (Valeska *et al.*, 2003)

Según Díaz, M., y Menjivar, M., (2008) en su estudio “Determinación del grado de infestación de endo y ectoparásitos en aves de traspatio en el Departamento de La Libertad”, concluyó que en la crianza de traspatio tuvo como resultado 13.5 % positivos a huevos de *Dermanyssus gallinae* en aves jóvenes y adultas, y es menor (31%) a la observada del presente estudio.

Las soluciones de flotación utilizadas para identificar los huevos de nemátodos y céstodos están constituidas principalmente por cloruro de sodio y en ocasiones por sulfato de magnesio. Los huevos de nemátodos y céstodos flotan en un líquido con una densidad específica entre 1,10 y 1,20. (Armour, J y Duncan, J, 2001) En el presente estudio se emplea dos métodos coparásitológicos: Willys- Molloy y Faust y como resultado se obtiene accidentalmente la presencia de huevos de ácaros.

De acuerdo a las condiciones climáticas las temperaturas (20°-27°C) del distrito predispone la infestación de ácaros en los galpones de Comas. Esto coincide con lo mencionado con Díaz, *et al* 2008, quien menciona en su estudio: “El ácaro rojo o ácaro de las perchas, *Dermanyssus gallinae.*, chupa la sangre de las aves que parasita y por esto se ve rojo. Causan importantes daños en la industria avícola y es de particular

importancia en partes más calientes de la zona templada”. (Díaz, M., y Menjivar, M. 2008).

No se encontró huevos de parásitos gastrointestinales probablemente debido a que los propietarios realizan tratamientos contra parásitos gastrointestinales; además, realizan limpieza frecuentemente de las jaulas. Adicionalmente no hay ingreso de palomas o de otras aves silvestres a los galpones.

VIII. CONCLUSIONES

- No se encontró huevos o larvas de parásitos gastrointestinales en los gallos de pelea del distrito de Comas.
- La prevalencia accidental de huevos de ácaros fue de 31 % en los gallos del galpón B, resultado que puede deberse al tipo de explotación..

IX. RECOMENDACIONES

- Establecer un buen control aplicando en los nidos, camas sucias y perchas de las aves, repitiendo la aplicación a las dos o tres semanas con ectoparasiticidas efectivos contra ácaros.
- Revisar a las aves semanalmente, levantándoles las plumas, generalmente las ubicadas en la cloaca, debajo de las alas, bajo el pico, en las caras y crestas
- Evitar la entrada de palomas pues son portadores de parásitos externos.
- Realizar estudios similares en gallos de pelea de otros sectores o criaderos de Lima.

PLAN MANEJO SANITARIO	
Tratamiento	Dosificación
1. Antiparasitario externo (Gallonil spray) de 1,25 mg de Fipronil	1mg / kg de peso
X. Antiparasitario interno Ivermectina 0,2 mg, Fenbendazole 30 mg, Praziquantel 10 mg, excipientes c.s.p. 1 tableta	1 tableta / kg de peso
XI. Desinfección Cipermetrina: 0,1%, Deltametrina:0,2%, Excipiente: c.s.p. 100%	6 gr / m ² al mes y luego cada 10 semanas

Fuente: Catálogo Online Agrovvet market

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Andy, C (2014). Determinación de los principales parásitos gastrointestinales que afectan a las aves de traspatio (*Gallus gallus domesticus*), en la Comunidad El descanso, Cantón Joya de los Sachas, Provincia de Orellana. (Tesis Pregrado). Universidad Técnica de Ambato. Cevallos, Ecuador.
2. Armour, J y Duncan ,J, L (2001) Parasitología veterinaria .Editorial Acribia S.A
3. Bezold, U. (1997) Efectos comparativos de piretroides e ivermectina en el control *Echinophaga gallinacea* en aves de riña en el Sur de Lima. (Tesis Pregrado). Universidad Mayor de San Marcos. Salamanca, Perú.
4. Cazorla, D., y Morales, P. (2013). Prevalencia de parásitos intestinales en gallos de pelea de la Ciudad de Coro, estado Falcón, Venezuela, 24(4), 480-502.
5. Cervantes, K (2016). Identificación de nemátodos gastrointestinales en aves de traspatio (*Gallus gallus domesticus*) en una localidad del Municipio de Acatlàn de Pérez Figueroa Oaxaca, México. (Tesis Pregrado).
6. Córdova, H (2016). Prevalencia de ectoparásitos en *Canis familiaris* en la Comunidad Jardinez de Manchay en el distrito de Pachacamac. (Tesis Pregrado). Universidad Ricardo Palma. Surco, Perú.
7. Cruz, M., Figueroa, C., Quintero, M., y Alcara, C. (2013). Ectoparásitos en aves en explotaciones de traspatio *Gallus gallus domesticus* y *Meleagris gallopavo* de una región del sur de México.72(2),185-189
8. Delgadillo, R. (2014) Parasitosis interna en aves de traspatio en San Pedro Coahuila. (Tesis Pregrado). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. México.
9. Díaz, M., y Menjivar, M. (2008). Determinación del grado de infestación de endo y ectoparásitos en aves de traspatio (*Gallus gallus*) en el departamento de la libertad. (Tesis Pregrado). Universidad de el Salvador. Republica El Salvador.

10. Figueroa, M., Blanque, J., Dowell, M., Soares, A., y Magalhaes, V. (2002) Parásitos gastrointestinales de aves silvestre en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil.
11. Frankena, K., Noordhuizen, P., y Willeberg, P., y Van-Voorthuysen, J. (1990). EPISCOPE: Computer Programs in Veterinary Epidemiology. Recuperado de : <http://www.winepi.net>
12. Gallego, J. (2006). Manual de parasitología: Morfología y biología de los parásitos de interés sanitario Recuperado de: <https://books.google.com.pe/books>.
13. Girard, G. (2007). Manuel de parasitología Recuperado de: <http://www.bvs.hn/Honduras/pdf/Manual%20Parasitologia%202007.pdf>
14. Heiland, M (2018). Manuel de avicultura. Ministerio de agroindustria en Buenos Aires, Argentina.
15. Luka, S., y Ndams, I. (2007). Gastrointestinal gallus domesticus Linnaeus 1758 in Samaru, Zaria, Nigeria, 27-29.
16. Lwanga, S., y Lemeshow S. (1991). Determinación del tamaño de las muestras en los estudios sanitarios. España Gráficas Reunidas.
17. Marín-Gómez, S., y Benavides, A. (2007). Parásitos en aves domésticas (*Gallus domesticus*) en el noroccidente de Colombia, 1(2), 43-51.
18. Naupay, A., Castro, J., Caro, J., Sevilla, L., Hermosilla, J., Larraín, L., y Panana, O. (Abril 2015). Ectoparásitos en palomas *Columba livia* Comercializadas en un Mercado del Distrito de San Martín de Porres, Lima, Perú. Revista de Investigación Veterinaria del Perú. 26(2).
19. Olivares, L., Kyvsgaard, N., Rimbaud, E., y Pineda, N. (2006). Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio (*Gallus gallus domesticus*) en el municipio de El Sauce, departamento de León, Nicaragua.
20. Polo, J., Mackensie, M., y Porras, J. (2007). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el ave de los Órdenes Galliformes y Columbiformes mantenidas en el Parque Zoológico Nacional de Cuba. 7 (12). Recuperado de : <http://www.veterinaria.org/revistas/recvet/n121207/120719pdf>

21. Tello, E. (1997). Prevalencia de Leucosis Aviar en Aves de Riña (Pelea) a Navaja en el Departamento de Lima mediante una Prueba Comercial de Elisa. (Tesis Pregrado). Universidad Mayor de San Marcos. Lima.
22. Ramos, L., Arrubla, E., Vélez, J., y Yarce., N. (2009). Toma, conservación y envío de muestras pecuarias y agrícolas al Centro de Diagnóstico. Medellín, Colombia
23. Restrepo, I., Mazo, L., Salazar, M., Montoya, M., y Botero, J. (2013). Evaluación de tres técnicas coproparasitológica para el diagnóstico de geo helmintos intestinales.15-24
24. Trevor, J. (2008). Salud de las aves de corral y Control de enfermedades en los países en desarrollo. Recuperado de <http://www.fao.org/docrep/016/a1729s/a1729s00.pdf>
25. Valeska, Paola (2003). Evaluación de la efectividad y rentabilidad de dos esquemas de desparasitación con lactonas macrocíclicas (ivermectina) en el agua de bebida contra *Dermanyssus gallinae* en gallinas de postura (Tesis Pregrado). Universidad de San Carlos de Guatemala. <http://www.repositorio.usac.edu.gt/5718/1/Tesis%20Med.%20Vet.%20Paola%20Valeska%20Moss%20Soto.pdf>
26. Vega, E (2004). Diagnostico preliminar de algunas parasitosis en aves del zoológico metropolitano. (Tesis Pregrado). Universidad de Chile. Santiago, Chile.

XII. PRESUPUESTO

CÁLCULO DE COSTOS			
Insumos	Cantidad	Precio unitario (S/)	Total(S/.)
Tubos de ensayo	60	1.5	90
Fascos estériles	60	1	60
Láminas portaobjetos	60	0.5	30
Láminas cubreobjetos	60	0.5	30
Mortero	3	10	30
Coladores	2	6	6
Paquete de sal de cocina	5	1.40	17
Libreta de notas	1	5	5
Agua destilada de 1 lt	3	3	9
Caja de guantes	1	22	22
Centrifuga	1	3500	3500
Microscopio	1	1500	1500
Balanza en gr.	1	30	30
Sulfato de Zn (500 gr)	1	150	150
Hojas	70	0.1	7
Impresión	70	0.5	35
TOTAL			5521.0

XIII. ANEXOS

Anexo 1



UNIVERSIDAD RICARDO PALMA

Facultad de Ciencias Biológicas

Escuela Académico Profesional de Ciencias Veterinarias

CONSENTIMIENTO INFORMADO

Yo, Karen Guerra, bachiller en Medicina Veterinaria de la Universidad Ricardo Palma, estoy investigando sobre la parasitosis gastrointestinal en aves de riña. Le voy a dar información e invitarle a participar de esta investigación, Antes de decidirse, puede hablar con alguien que se sienta cómodo sobre la investigación. Las parasitosis son generalmente producidas por organismos unicelulares conocidos como protozoarios y una variedad de organismos macroscópicos conocidos como metazoarios, incluidos en este último grupo aquellos que son de carácter interno (nematodos y cestodos) y los de carácter externo (piojos, pulgas, ácaros y garrapatas) y que producen enfermedades de importancia económica en el sector avícola.

No saldrá lastimada ningún ave durante la toma de muestra ya que solo se muestrea las heces del ave.

Nosotros no compartiremos la identidad de aquellos que participen en la investigación. La información que recojamos por este proyecto de investigación se mantendrá confidencial.

Cuando las pruebas hayan terminado los resultados les serán remitidos.

Si tiene cualquier pregunta puede hacerlas ahora o más tarde, puede contactar con la siguiente persona: Karen Guerra/ 934136616/ karemy_gs@hotmail.com

Yo _____ autorizo que se realice la toma de muestra de heces del tamaño de 10 gr de especie _____ para su utilización dentro de los proyectos de investigación de la Universidad Ricardo Palma en la evaluación coproparasitológica.

Lima, ____ de 20__

Firma del interesado

D.N.I _____

Av. Benavides 5440- surco Lima 33 Perú apartado portal 1801 Teléfono 708-0000 anexo: 2150 Email: esc-veterinaria@urp.edu.pe/ www.urp.edu.pe

Anexo 2

Tabla de recolección de datos

Ave #	Galpón	edad	parasitado	
			si	No
1	A	11 meses	x	
2	A	11 meses		
3	A	11 meses		
4	A	11 meses	x	
5	A	11 meses		
6	A	11 meses		
7	A	11 meses	x	
8	A	11 meses		
9	A	11 meses		
10	A	10 meses	x	
11	A	2 años		
12	A	2 años		
13	A	2 años		
14	A	2 años		
15	A	2 años		
16	A	1 año y 6 m		
17	A	1 año y 6 m		
18	A	2 años		
19	A	2 años		
20	A	2 años		
21	A	2 años		
22	A	2 años		
23	A	3 años		
24	A	3 años		
25	A	3 años		
26	A	5 años		

Tabla de recolección de datos 2

Ave #	Galpón	edad	parasitado	
			si	No
1	B	8 meses	x	
2	B	10 meses		
3	A	10 meses		
4	B	10 meses	x	
5	B	10 meses		
6	B	11 meses		
7	B	11 meses	x	
8	B	10 meses		
9	B	10 meses		
10	B	10 meses	x	
11	B	10 meses		
12	B	10 meses	x	
13	B	10 meses		
14	B	10 meses		
15	B	10 meses		
16	B	11 meses	x	
17	B	11 meses		
18	A	8 meses		
19	B	11 meses		
20	B	11 meses		
21	B	11 meses		
22	B	11 meses		
23	B	10 meses		
24	B	10 meses		
25	B	3 años	x	
26	B	4 años	x	

Anexo 3 Cuadros según tipo de ácaro

Paciente	GALPON A	GALPON B
	N° POSITIVOS	N° POSITIVOS
ACAROS		
<i>A. Knemidocoptes</i>		
<i>B. Dermanyssus</i>		
TOTAL		

Anexo 4 Figura N°1 Galpones independiente con comedero y bebedero (Fuente Karen Guerra, 2018)



Figura N°2 Toma de muestra de heces en galpón A del distrito de Comas (Fuente Karen Guerra, 2018)



Figura N°3 Sujeción del ave del galpón B para toma de muestra (Fuente Karen Guerra, 2018)



Figura N°4 (A) Pesar los 330 gr de sulfato de Zinc (B) Disolver en 670 ml de agua Destilada



Figura N°5 Centrifugar 2 min por 2000 rpm



Figura N°6 Huevos de ácaros en muestras fecales de gallos de pelea (*Gallus gallus domesticus*) en el distrito de Comas, Lima, Perú. (A) 40X (B) 10X (C) 40X (D) 10X (E) ácaro *Dermanysus* 40X (F) ácaro 100X .Tinción Lugol

