



UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS RECURSOS
NATURALES Y DEL AMBIENTE**

ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

T E M A :

**“DIAGNÓSTICO Y TRATAMIENTO DE PARÁSITOS INTESTINALES EN
PERICOS AUSTRALIANOS EN LA CIUDAD DE AMBATO”**

Tesis de Grado previo a la obtención del Título de Médico Veterinario Zootecnista otorgado por la Universidad Estatal de Bolívar, a través de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente, Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

A U T O R :

MANUEL ARTURO SILVA LAVID

D I R E C T O R D E T E S I S :

Dr. DANILO YÁNEZ MSc.

GUARANDA – ECUADOR

2010 – 2011

**“DIAGNÓSTICO Y TRATAMIENTO DE PARÁSITOS INTESTINALES EN
PERICOS AUSTRALIANOS EN LA CIUDAD DE AMBATO”**

REVISADO POR:

DR. DANILO YANEZ SILVA. MSc.
DIRECTOR DE TESIS

ING. DANILO MONTERO SILVA MSc.
BIOMETRISTA

**APROBADO POR LOS MIEMBROS DEL TRIBUNAL DE CALIFICACIÓN
DE TESIS:**

DR. RODRIGO GUILLIN NÚÑEZ MSc.
ÁREA TÉCNICA

DR. LUIS SALAS MUJICA MSc.
REDACCIÓN TÉCNICA

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mi madre, la Dra. Tamy Lavid Zambrano quien me ha heredado su ganas de salir adelante aún en medio de la adversidad, por brindarme grato cariño tan profundo que sólo las que dan a luz pueden dar a los suyos y al Sr. Edgar Miño, que juntos han sido los pilares de mayor diámetro por sus esfuerzos sobrehumanos para lograr que yo alcance este elevado objetivo.

AGRADECIMIENTO

Quiero agradecer a mi Dios que en su bendita voluntad y con su gran ayuda, brindándome amor, esperanza, fortaleza y sabiduría, he terminado mi carrera universitaria.

A mis profesores, el Dr. Danilo Yáñez MSc. Director de tesis, Ing. Danilo Montero MSc. Biometrista, Dr. Rodrigo Guillín MSc. Área técnica y al Dr. Luis Salas MSc. Redacción técnica, les agradezco de todo corazón por su labor desplegada a través del transcurso de la investigación.

Y al Dr. Franco Cordero MSc. Director de la Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia por su carácter nato que mezclado al conocimiento, dan como resultado final, una forma inspiradora de enseñar.

CONTENIDO

| | Pág. |
|---|-------------|
| I. INTRODUCCIÓN | 1 |
| 1.1 FORMULACIÓN DEL PROBLEMA Y JUSTIFICACIÓN DEL ESTUDIO | 2 |
| OBJETIVOS | 3 |
| II. REVISIÓN DE LITERATURA | 4 |
| 2.1 HISTORIA | 4 |
| 2.1.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DEL PERICO AUSTRALIANO | 5 |
| 2.2 MARCO HISTÓRICO | 5 |
| 2.3 MARCO TEÓRICO | 6 |
| 2.4 RASGOS EXTERNOS | 7 |
| 2.5 MORFOLOGÍA | 8 |
| 2.5.1 SUBESPECIES | 8 |
| 2.5.2 DOMESTICACIÓN | 9 |
| 2.5.3 NUTRICIÓN Y ALIMENTACIÓN | 10 |
| 2.5.4 RACIÓN PARA AVES ORNAMENTALES | 10 |
| 2.5.5 ADAPTACIÓN | 11 |
| 2.5.6 ALOJAMIENTOS | 12 |
| 2.5.7 COMEDEROS | 12 |
| 2.5.8 BEBEDEROS | 12 |
| 2.5.9 JAULAS | 13 |
| 2.5.10 REPRODUCCIÓN | 13 |
| 2.5.11 APAREAMIENTO | 14 |

| | |
|---|-----------|
| 2.5.12 INCUBACIÓN. | 14 |
| 2.5.13 CRIANZA | 15 |
| 2.5.14 SANIDAD | 16 |
| 2.5.14.1 Tuberculosis | 16 |
| 2.5.14.2 Salmonelosis | 17 |
| 2.5.14.3 Parásitos intestinales | 17 |
| 2.5.15 Singamosis | 17 |
| 2.5.15.1 Capilariosis | 20 |
| 2.5.15.2 Heterakiosis | 22 |
| 2.5.15.3 Ascaridiosis | 24 |
| 2.5.15.4 Raillletinosis | 29 |
| 2.5.15.5 Estrigeidosis | 30 |
| 2.5.15.6 Entamoeba coli | 31 |
| 2.5.15.7 Coccidiosis | 32 |
| 2.5.15.8 Balantidium coli | 37 |
| 2.5.15.9 Canibalismo | 38 |
| 2.5.15.10 Parásitos externos | 39 |
| 2.5.15.11 Difteria | 39 |
| 2.5.15.12Inflamación ocular | 40 |
| 2.5.15.13Problemas respiratorios | 40 |
| 2.5.15.14 Sobrepeso | 40 |
| 2.5.15.15 Postura difícil | 40 |

| | | |
|---------|---------------------------------------|----|
| 2.6 | TRATAMIENTOS | 41 |
| 2.7 | VÍAS DE ADMINISTRACIÓN DE FÁRMACOS | 42 |
| 2.7.4 | TRATAMIENTOS PARA PARÁSITOS EXTERNOS. | 43 |
| 2.7.4.7 | GUSANOS | 46 |
| III. | MATERIALES Y MÉTODOS | 47 |
| 1. | UBICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN | 47 |
| 2.1 | SITUACIÓN CLIMÁTICA Y GEOGRÁFICA | 47 |
| 2.2 | ZONA DE VIDA | 48 |
| 3.0 | MATERIALES | 48 |
| 3.1 | MATERIALES EXPERIMENTALES | 48 |
| 3.2 | MATERIALES DE CAMPO | 48 |
| 3.3 | MATERIALES DE LABORATORIO | 48 |
| 3.4 | MATERIALES DE OFICINA | 49 |
| 4.0 | METODOLOGÍA | 49 |
| 4.1 | MODALIDAD BÁSICA DE LA INVESTIGACIÓN | 49 |
| 4.2 | TIPOS DE INVESTIGACIÓN | 49 |
| 4.3 | RECOLECCION DE LA INFORMACIÓN | 49 |
| 4.4 | INFORMACION PRIMARIA | 50 |
| 4.5 | INFORMACION SECUNDARIA | 50 |
| 4.6 | NÚMERO DE LAS UNIDADES EXPERIMENTALES | 50 |
| 4.7 | SELECCIÓN DE LA MUESTRA | 50 |
| 4.8 | PROCEDIMIENTO DE LA INVESTIGACIÓN | 50 |
| 4.9 | PROCESAMIENTO DE LA INFORMACIÓN | 51 |
| 4.10 | TABULACION DE DATOS | 51 |

| | | |
|-------------|--|------------|
| 4.11 | ESTADÍSTICAS | 51 |
| 4.12 | ELABORACION DE LA BASE DE DATOS | 52 |
| 4.13 | ANÁLISIS DE LOS DATOS | 52 |
| 4.14 | INTERPRETACIÓN DE LOS DATOS | 52 |
| 4.15 | MÉTODOS DE EVALUACION Y DATOS A EVALUARSE | 52 |
| 5.0 | MANEJO DEL EXPERIMENTO | 55 |
| IV. | RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 61 |
| V. | CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES | 93 |
| | CONCLUSIONES | 93 |
| | RECOMENDACIONES | 95 |
| | RESUMEN | 96 |
| | SUMMARY | 99 |
| VI. | BIBLIOGRAFÍA | 101 |
| VII. | ANEXOS | 105 |

INDICE DE CUADROS

| Nº | | Pág. |
|-----------|--|-------------|
| 1. | CLASIFICACIÓN CIENTÍFICA DEL PERICO AUSTRALIANO. | 5 |
| 2. | RACIÓN PARA AVES ORNAMENTALES 1. | 10 |
| 3. | RACIÓN PARA AVES ORNAMENTALES 2. | 11 |
| 4. | RACIÓN PARA AVES ORNAMENTALES 3. | 11 |
| 5. | RACIÓN PARA AVES ORNAMENTALES 4. | 11 |
| 6. | UBICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN. | 47 |
| 7. | SITUACIÓN CLIMÁTICA Y GEOGRÁFICA. | 47 |
| 8. | DISTRIBUCIÓN DE LAS JAULAS SEGÚN LA PROCEDENCIA | 62 |
| 9. | PESO INICIAL. | 66 |
| 10. | PORCENTAJE DE INCIDENCIA. | 68 |
| 11. | PARÁSITOS ENCONTRADOS. | 70 |
| 12. | RESUMEN GENERAL DE CASOS. | 71 |
| 13. | PARÁSITOS ENCONTRADOS DE ACUERDO AL NÚMERO DE HUEVOS TOTALES. | 73 |
| 14. | INCIDENCIA DE ACUERDO A LA PROCEDENCIA. | 75 |
| 15. | PESO FINAL. | 77 |
| 16. | GANANCIA DE PESO. | 79 |
| 17. | TRATAMIENTO CON SULFADIMETOXINA. | 81 |
| 18. | TRATAMIENTO CON PIPERAZINA + FENBENDAZOL. | 83 |
| 19. | EFFECTIVIDAD DE LOS TRATAMIENTOS. | 85 |

| | | |
|-----|---|----|
| 20. | EFFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON SULFADIMETOXINA. | 87 |
| 21. | EFFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON PIPERAZINA. | 88 |
| 22. | EFFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON FENBENDAZOL. | 89 |
| 23. | MORTALIDAD. | 91 |

INDICE DE GRÁFICOS

| Nº | | Pág. |
|-----------|---|-------------|
| 1. | MORFOLOGÍA DEL PERICO AUSTRALIANO. | 8 |
| 2. | CONTEO DE CÁMARA MCMASTER. | 59 |
| 3. | DISTRIBUCIÓN DE LAS JAULAS SEGÚN LA PROCEDENCIA. | 63 |
| 4. | DISTRIBUCIÓN DE LAS JAULA EN LA INVESTIGACIÓN. | 65 |
| 5. | PESOS INICIALES. | 67 |
| 6. | PORCENTAJE DE INCIDENCIA. | 69 |
| 7. | RESUMEN GENERAL DE CASOS. | 71 |
| 8. | PARÁSITOS ENCONTRADOS DE ACUERDO AL NÚMERO DE HUEVOS TOTALES. | 74 |
| 9. | INCIDENCIA ACUERDO A LA PROCEDENCIA. | 76 |
| 10. | PESO FINAL. | 78 |
| 11. | GANANCIA DE PESO. | 80 |
| 12. | TRATAMIENTO CON SULFADIMETOXINA PARA EL TRATAMIENTO DE COCCIDIOSIS. | 82 |
| 13. | TRATAMIENTO CON PIPERAZINA + FENBENDAZOL. | 84 |
| 14. | EFFECTIVIDAD DE LOS TRATAMIENTOS. | 86 |
| 15. | EFFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON SULFADIMETOXINA. | 87 |
| 16. | EFFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON PIPERAZINA. | 88 |
| 17. | EFFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON FENBENDAZOL. | 90 |
| 18. | MORTALIDAD. | 92 |

VI. INTRODUCCIÓN.

El convivir moderno de nuestra sociedad nos presenta necesidades diversas con enfoque a nuestra profesión de Médicos Veterinarios, entre ellos está el orientar a solucionar el desconocimiento de los numerosos problemas de parasitosis más frecuentes que afectan a los pericos australianos, con esto, los efectos producidos, que pueden variar de una infección subclínica hasta terminar con la vida de las aves, además que las infecciones interferirían con el comportamiento y desempeño reproductivo, por lo que considero justificativo aplicar las técnicas más adecuadas para el reconocimiento patológico de origen parasitario intestinal y sus posibles tratamientos.

El perico australiano está distribuido a nivel mundial y su número de individuos junto con las cacatúas comprenden la sexta parte de la diversidad mundial del orden, lo podemos encontrar en casi todas las tiendas de mascotas de Europa, Asia y América; es originario de Australia pero actualmente sus posibilidades de vida han mejorado muchísimo gracias al cuidado humano, pero no hay estudios realizados en los mismos en esta área importante que es la parasitología.

En el Ecuador los encontramos en muchas de las casas y departamentos de la ciudad adornando las ventanas, verjas y terrazas, por lo que si bien es cierto estos exóticos animales se han transformado en una mascota para los momentos de relajación y estrés, y gracias a esta nueva necesidad algunos ecuatorianos han incursionado en su crianza; los criaderos se distribuyen mayormente en la región central de la sierra con un 65%, la región costa cuenta con un 30% y la oriental con apenas un 5%; siendo los de la región sierra los más desarrollados técnicamente, aludiéndolos así como los principales beneficiarios de una investigación basada en determinación y tratamiento de los parásitos que se encuentran en las deposiciones de las aves y con esto mismo de nuevo justificando la investigación, haciendo posible dar tratamientos preventivos y curativos para una mejor reproducción, crianza y mantenimiento de las aves.

En la provincia de Tungurahua encontramos varios criaderos que surten a los despachos veterinarios y tiendas de mascotas en la ciudad Ambato y otros

lugares del país, están distribuidos por los cantones poseedores de clima más benévolo, entre los de mayor importancia destaca el criadero del zoológico de Baños de Agua Santa, siguiéndole en jerarquía el de la zona de Patate, un tercero de Pelileo, otro en la parroquia Izamba del cantón Ambato y el mayor distribuidor de las aves J.V.G que las trae provenientes del Perú; no obstante existen más personas que se dedican a la cría de periquitos pero cuentan con pocas parejas reproductoras, muy por debajo de las 20 – 45 parejas de los más significativos que cuentan con índices aceptables de natalidad y mortalidad.

1.1 Formulación del problema y justificación del estudio.

El problema se suscita en que las aves ornamentales también pueden ser hospederos de una gran variedad de parásitos, pero existen muy pocos trabajos realizados sobre las especies de parásitos que los afectan, lo cual tendría su respectivo paliativo, dando a conocer por la información generada en los laboratorios de diagnóstico, las bases necesarias para permitir diseñar el o los programas de prevención, control y/o erradicación.

Justificamos además esta investigación ya que se conocerá: si existen o no parásitos en los pericos australianos comercializados en la ciudad de Ambato; si representan o no un peligro para sus habitantes es otro de los objetivos a alcanzar. Además, los principales beneficiados serían los criadores, ya que se podrán conocer que tipo de parásitos viven en las aves y como combatirlos, para con esto poder presentar una solución fiable a las parasitosis con mejores criterios en cuanto a la precaución que se debe tomar con las aves, así mismo se obtendrá una mejor y mayor comprensión para asesorar a las personas que los adquieran; se conocerán los porcentajes de cargas parasitarias en las heces de los mismos y con aquellos resultados se determinará el fármaco para eliminar los parásitos existentes y su debida dosificación en esta especie.

Esta investigación pretende proponer que las enfermedades parasitarias en pericos australianos es un factor indispensable para su indagación, el mismo que implica a todo un procedimiento de laboratorio en las muestras fecales de las aves ya mencionadas aparentemente sanos que a menudo llevan cargas parasitarias elevadas, y en función a esto, considero pertinente y muy necesario determinar los parásitos intestinales en pericos australianos expendidos en las

tiendas de mascotas de la ciudad de Ambato, los cuales podrían estar representando un riesgo para la salud pública y con esto la creación de medidas para futuros controles.

Los objetivos planteados fueron los siguientes:

- Diagnosticar y tratar parásitos intestinales en pericos australianos en la ciudad de Ambato.
- Identificar los principales parásitos intestinales en pericos australianos a través de la técnica de McMaster y método directo.
- Aplicar antiparasitarios específicos según los resultados de laboratorio.
- Validar los tratamientos antiparasitarios aplicados a los pericos australianos.

VII. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 HISTORIA

Desde su creación el ser humano ha observado con admiración las aves. La capacidad de volar de éstas ha fascinado a la humanidad de generación en generación y se ha constituido en una fuente de inspiración para las mentes geniales. La superioridad, identificada con la capacidad de volar, mostraba como inalcanzables a esas criaturas, en apariencia frágil, pero de una gran habilidad para evadir peligros terrestres.

MANUAL AGROPECUARIO (2002).

El periquito, perico o cata australiana es una especie de ave de la familia de los loros originaria de Australia que es muy común como mascota. En ocasiones el término periquito o perico se utiliza para denominar otras especies de la misma familia, como los agapornis; e incluso otras especies de loros de pequeño o mediano tamaño, como los loriquitos.

http://es.wikipedia.org/wiki/Melopsittacus_undulatus (2010).

En el periodo jurásico hubo un animal, mitad pájaro y mitad reptil., el Archaeopterix, que puede ser considerado como un arquitecto de toda la familia avícola que ha ido formándose con el paso de los siglos. Mientras los primeros volátiles poseían un pico armado de dientes similar al de los reptiles y se hallaban desprovistos de alas, posteriormente se desarrollaron las 2 alas características fundamentales de esta familia.

MANUAL AGROPECUARIO (2002).

Para diferenciarlos de todos éstos, el *MelopsittacusUndulatus* se conoce normalmente como periquito australiano o periquito ondulado. Mide algo menos que 13 cm. de la cabeza a la punta de la cola y pesa alrededor de 35 gr. La variedad silvestre es la de color verde, con la cabeza amarilla y la espalda ondulada. Con este color, apenas se ven cuando se encuentran entre la

vegetación. Si nace algún ejemplar azul o albino no vivirá mucho tiempo, ya que los depredadores pueden localizarle con demasiada facilidad.

http://es.wikipedia.org/wiki/Melopsittacus_undulatus (2010).

2.1.1 Clasificación Taxonómica del perico australiano

Cuadro 1. Clasificación Científica del Perico australiano.

| | |
|-----------------|--------------------------|
| <u>Reino:</u> | Animalia |
| <u>Filo:</u> | Chordata |
| <u>Clase:</u> | Aves |
| <u>Orden:</u> | Psittaciformes |
| <u>Familia:</u> | Psittacidae |
| Genéro: | Melopsittacus |
| Especie: | Melopsittacus undulatus |

Fuente: http://es.wikipedia.org/wiki/Melopsittacus_undulatus (2010)

2.2 Marco Histórico

El periquito se menciona por primera vez en el libro *Naturalists Miscellany*, cuyo autor es George Shaw, director del Museo Británico de las ciencias naturales, en el año 1781. En el año 1840, el científico John Gould logró llevar los primeros periquitos vivos a Inglaterra. Debido a su belleza pronto se empezaron a capturar miles de periquitos para comercializarlos pero el

transporte de meses y el desconocimiento de su alimentación provocaba una mortalidad del 98 %.

Pronto se descubrió que comían mijo y alpiste, igual que los canarios, lo que no se sabía es que criaban en cajas de nido, sólo se les ofrecía nidos abiertos, hasta que por casualidad en 1855 la condesa de Schwerin en Berlín (Alemania) logró criarlos dentro de una nuez de coco. A partir de ahí se empezaron a criar grandes cantidades de periquitos. La primera mutación fue la amarilla y apareció en el año 1872 en Bélgica. En el año 1878, apareció la mutación azul. Ambas mutaciones alcanzaron precios desorbitados: Una pareja de periquitos azules podía costar más que un buen caballo de carrera. Hasta que la cría sistemática de estos colores se llevó a cabo y aparecieron nuevas mutaciones que han proporcionado a la especie una gran variedad.

http://es.wikipedia.org/wiki/Melopsittacus_undulatus (2010).

2.3 Marco Teórico

El origen de esta especie que es Australia, además de su nombre científico que es "Melopsittacusundulatus"

El periquito pertenece a la familia de los loros auténticos, o psitácidos. Posee el pico curvado hacia abajo, dos dedos hacia delante y dos hacia atrás. Esto le facilita trepar por los árboles y alimentarse de semillas.
http://es.wikipedia.org/wiki/Melopsittacus_undulatus (2010).

Los periquitos pueblan toda Australia menos una pequeña franja costera. Su hábitat son las sabanas. Viven en grandes bandadas de cientos de ejemplares, que recorren grandes distancias en busca de agua y comida. Durante la época de cría se reúnen varias bandadas en una misma zona, formando así enormes grupos de miles de pájaros.

La vida en bandadas les facilita mucho la existencia porque se convierten en presas difíciles para los depredadores. Son monógamos y rara vez cambian de pareja, si uno de los dos no muere. Los nidos se encuentran normalmente en un agujero en el tronco del árbol.

Ponen entre 4 y 7 huevos, son incubados durante 18-20 días y el joven polluelo empluma (adquisición de su primer abrigo de plumas) aproximadamente 30 días después de la incubación.

<http://www.todoexpertos.com/categorias/familia-y-relaciones/mascotas/respuestas//iniciandome-en-crianza-de-pericos-australianos.html> (2010).

2.4 Rasgos externos

El aspecto general de un periquito ondulado australiano suele variar poco, un buen ejemplar mide, desde la cabeza a la cola unos 20.5 cm. Debe dar la impresión de un pájaro sano, limpio y bien cuidado, manteniéndose erguido en un ángulo imaginario de unos 30° respecto a la vertical. Las alas deben estar pegadas al cuerpo y descansando sobre el inicio de la cola, sin cruzarse entre sí. La cola debe ser recta, proporcionada, en línea con el cuerpo y terminada con dos largas plumas. La longitud ideal de las alas es de 9.5 cm. y ocupan 2/5 partes de la longitud total del periquito.

<http://mismascotasymas.mforos.com/1692610/9163111-morfologia-y-origen-de-los-periquitos-australianos/.html> (2010).

Los ojos deben ser vivaces y brillantes. El pico estará curvado hacia dentro y centrado en la cara, es robusto y muy móvil gracias a la articulación de la mandíbula superior. La zona cérea es de color azul en los machos y rosada o marrón en las hembras. La cabeza debe ser larga, redondeada, la frente erecta y simétrica. La máscara debe ser clara y larga, con manchas bien separadas, grandes y redondas, bien delimitadas y distribuidas de forma simétrica. El cuello corto, ancho y bien formado. El dibujo o diseño de la cabeza, cuello, espalda y alas debe destacare con toda nitidez sobre el color de fondo. Sea cual sea la tonalidad de su color, este deberá ser nítido y sin degradaciones.

<http://mascotass.com/tag/aves-de-canto.html> (2010).

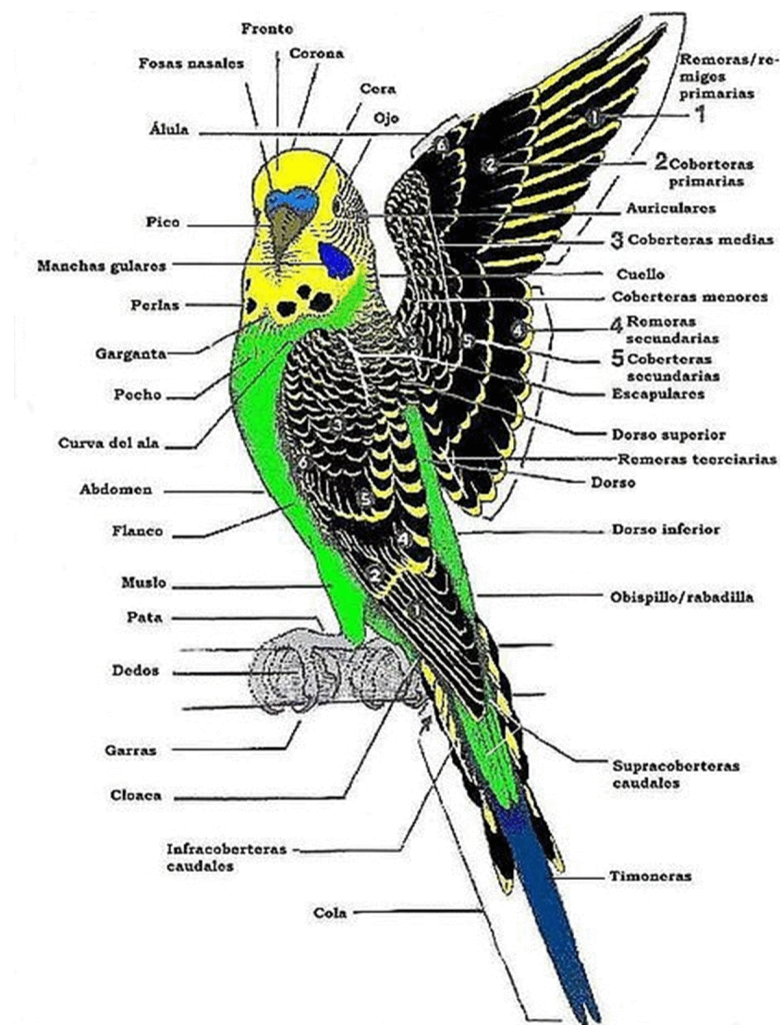
Las patas deben ser robustas para permitirles trepar hábilmente, de una medida adecuada a la envergadura del periquito, con dos dedos hacia adelante y los otros dos hacia atrás agarrándose a los barrotes con fuerza y seguridad. Es un ave inteligente, simpática, limpia, muy sociable, de pocas exigencias, prolífica, pueden emitir palabras, es fácil de conseguir y ofrecen numerosas ventajas para aquellas personas que disponen de poco espacio. Es el animal

ideal para aquellas personas que viven solas y gusta a los niños. Todo ello motiva que sea considerado un animal de compañía ideal.

<http://mascotashelp.blogspot.com/2008/01/un-ave-como-mascota>. (2010).

2.5 Morfología

Gráfico 1. Morfología del Perico Australiano



Fuente: <http://mismascotasymas.mforos.com/1692610/9163111-morfologia-y-origen-de-los-periquitos-australianos/> (2010).

2.5.1 Subespecies

El periquito se presenta en dos subespecies, el periquito del norte y el del oeste, que se diferencian por pequeñas variaciones en color y en tamaño. Hay algunos ornitólogos que cuestionan esta diferenciación, ya que las diferencias son muy pequeñas y los hábitats de las dos subespecies coinciden de forma que hay zonas donde vuelan en las mismas bandadas y se aparean.

<http://pericosaustralianos.mforos.com/1487017/8750512-comportamiento-y-lenguaje-de-los-periquitos/> (2010).

El periquito australiano es una especie muy común y familiar de animal doméstico. Ha sido criado en cautiverio desde 1840. Los criadores han trabajado durante décadas para producir una amplia variedad de colores y mutaciones: azul, factores gris y violeta, blancos, de alas claras, perladas. Las mutaciones de pluma pueden producir crestas o plumas demasiado ramificadas conocidas como "plumeros"; entre otras muchas mutaciones.

<http://periquitosenlaweb.blogspot.com/2008/08/suscaractersticas> (2010).

Los periquitos australianos modernos, o ingleses son más grandes que sus primos salvajes, con plumas principales hinchadas, dándoles una apariencia exagerada. En los más notables cambios, los ojos y el pico casi son totalmente oscurecidos por las plumas, lo que disminuye su calidad de la vida. Tales aves son también más propensas a mutaciones genéticas debido a la endogamia.

http://www.infomascota.com/articulos/generales/aveperiquito_1/ (2010).

2.5.2 Domesticación

Los periquitos australianos son fáciles de domesticar y pueden ser enseñados a hablar, silbar melodías y jugar con la gente, haciéndolos una de las aves más extensamente difundida como mascota alrededor del mundo. Son tan inteligentes como muchos loros grandes y prosperan con el estímulo de juguetes e interacción con la gente. Picotear es una actividad muy agradable, sobre todo para el periquito hembra. Un poco de material para picar siempre debe estar a mano, como una rama con la corteza o las piedras de calcio (hueso de sepia o jibia), que ayudan a guardar sus picos filosos y siempre sanos.

<http://espanol.answers.yahoo.com/question/index?qid=20080531102158AAfFL0b> (2010).

En cautiverio, viven un promedio de 5-8 años, pero pueden vivir hasta 15 dependiendo del trato y el cariño que se les brinde. La duración de su vida varía según el tipo del periquito australiano (los periquitos ingleses no viven tanto como sus primos en Australia y América, debido a años de la endogamia para cambiar su tamaño y rasgos físicos) y la salud del ave individual (ejercicio y dieta). Las enfermedades que pueden aparecer en cautividad son afecciones catarrales, diarreas, excoriaciones y alteraciones de la piel de las patas (debido a

una limpieza poco rigurosa). También se pueden presentar tumoraciones y verrugas en las zonas cercanas al pico en ejemplares ya viejos o criados en un ambiente de excesiva suciedad. <http://criaderotricahue.blog.galeon.com/> (2010).

2.5.3 Nutrición y alimentación

La alimentación del periquito se basa en el mijo y el alpiste, aunque debe complementarse con otras semillas o verduras (como la lechuga, espinaca, pimiento, zanahoria). Las frutas también son un buen complemento dietético para estos pájaros. De vez en cuando se les puede proporcionar un poco de pan o galleta, aunque siempre con precaución de que no les demos nada muy dulce. En las tiendas de animales se pueden encontrar bizcochos, barritas de semillas enriquecidas con vitaminas y otros suplementos especiales para estas aves. Como golosina natural se suele utilizar el panizo. El aguacate, el chocolate y el perejil son tóxicos para los periquitos australianos.

<http://marioperez123456.loquegustes.periquitosaustralianos> (2010)

5.5.4 Ración para aves ornamentales Cuadro 2.

| Componente | Partes (%) |
|------------|------------|
| Alpiste | 25 |
| Mijo | 15 |
| Avena | 10 |
| Cáñamo | 10 |
| Cardo | 10 |
| Lino | 10 |
| Panizo | 10 |
| Colza | 10 |

Fuente: MANUAL AGROPECUARIO. (2002)

Cuadro 3.

| Primera Mezcla | |
|---|-----------|
| Semillas y nueces | 20 – 35 % |
| Vegetales verde oscuro, amarillos o color naranja | 20 – 30 % |
| Frutas: evitar excesos de manzana y plátanos. | 10 – 15 % |
| Arroz, granos y leguminosas | 20 – 30 % |

Fuente: LOROS RICARDO PEDRAGLIO F. (2008)

Cuadro 4.

| Segunda Mezcla | |
|---|------|
| Mezcla de semillas | 30 % |
| Arroz integral cocido, pan o cereal multigrado, pasta cocida. | 20 % |
| Vegetales frescos o congelados cocidos | 15 % |
| Leguminosas | 15 % |

Fuente: LOROS RICARDO PEDRAGLIO F. (2008)

Cuadro 5.

| Tercera Mezcla | |
|--|------|
| Granos o cereales, incluyendo arroz integral | 45 % |
| Vegetales frescos | 40% |
| Frutas | 5 % |
| Huevo cocido, leguminosas | 5 % |
| Yogurt, queso bajo en grasa | 5 % |

Fuente: LOROS RICARDO PEDRAGLIO F. (2008)

2.5.5 Adaptación

El periquito más joven, si se le ha ido acostumbrando desde pequeño, toma una variedad de comida más fácilmente que uno más viejo que ha estado

comiendo solo un tipo de semillas o alimento. Se adapta generalmente con gran facilidad a todo tipo de jaulas resguardadas o protegidas del frío invernal, preferentemente metálicas, ya que pueden morder la madera con asombrosa facilidad, las jaulas deben tener barrotes horizontales porque el periquito es una ave prensora y le gusta pasearse por las paredes, aunque estarán más sanos y felices si también los acostumbramos a salir de la jaula y les permitimos volar, pero con mucha precaución a las cosas que puedan ser peligrosas o las que se puedan hacer daño. Sobre todo, hay que tener cuidado con ventanas, que, aunque deben estar cerradas, que no se choquen con ellas (lo mejor es poner cortinas).

http://www.avma.org/animal_health/brochures/selecting/bird/selecting_bird_brochure_spanish.asp (2010).

2.5.6 Alojamientos

En la actualidad se prefieren alojamientos prácticos y funcionales y se han dejado a un lado los adornos exagerados e inútiles; siempre debe tenerse en cuenta lo que necesita el ave para vivir en las mejores condiciones posibles. Una jaula muy sencilla pero funcional es la de forma rectangular con piso de plástico y alambre de metal (los alambres plastificados no son aconsejables porque el ave con su pico puede romperlo fácilmente). El techo puede ser ligeramente convexo (una pequeña rejilla frontal), que se fija en las 3 paredes laterales, a las del fondo y debajo de la pared anterior del techo. Esta jaula puede colgarse sobre una base firme que no muestre movilidad que se asuste a las aves.

MANUAL AGROPECUARIO (2002).

2.5.7 Comederos

Los comederos deben ser de plástico con cubierta y entrada lateral empotrado tras de las puertas (recomendado), así evitaremos que el ave piense que es un nido, duerma y coloque allí sus huevecillos.

Las dimensiones son de acuerdo al ave y a la jaula, no deben entrar en el comedero que sería lo recomendable, pero es aceptable que sólo entren dos dentro de la misma.

<http://www.vivelanaturaleza.com/naturalista/atraerAves.php> (2010).

2.5.8 Bebederos

Los bebederos deben ser de plástico en la base y si es posible de vidrio el envase para evitar acumulación de suciedad y con esto de alguna manera prevenir enfermedades, se recomienda un envase con dispositivo de bajada de agua por gravedad, así el resto del agua almacenada no está expuesta a contaminación aérea por las plumas y heces que son lo más común. <http://www.rednaturaleza.com/Beara-aves-rtk.htm> (2010).

2.5.9 Jaulas

Si desea mantener en el interior a una sola pareja, o un número pequeño de pájaros, lo lógico es instalarlos en una jaula. Una buena es la de tipo caja con la parte delantera enrejada. Las jaulas empleadas para la nidificación pueden tener una puerta más pequeña en un lateral; por allí se introducirán el nidal, jaulillas, etc. Las jaulas redondas, con torrecillas y otros adornos, resultan totalmente inapropiadas. La disposición interior de la jaula deberá adaptarse a las necesidades de la especie que va a vivir en ella. Existe un principio esencial según el cual cuanto más grande sea la jaula mejor será la salud de los pájaros.

Las dimensiones mínimas de una jaula deben de 100 x 40 x 70 cm.

<http://www.bricopage.com/animales/aves/jaulas.htm> (2010).

2.5.10 Reproducción

Es relativamente fácil si se tiene las medidas del medio adecuadas y sabemos que tipo de ave ornamental tenemos, en el caso del perico australiano vamos a necesitar algo llamado chaguarquero o en su defecto un trozo de palo de balsa tapado a los costados con madera más dura y en la parte media central un pequeño orificio como base para que ellos mismos hagan su nido; los nidos hechos de cabuya sirven solamente de ornamento ya que no retiene el calor necesario y la hembra no se siente segura para anidar allí por lo que no sacaremos más de 1 a 2 polluelos al año con este método.

<http://www.miperiquito.es/reproduccion1.html> (2010).

La hembra deposita de cuatro a nueve huevos y la incubación dura dieciocho días y pueden criar durante todo el año, pero es conveniente quitarles el nido hacia agosto, dejando descansar la pareja hasta enero o febrero. Tener sólo un macho podría causar anomalías sexuales (como tentativas en el acoplamiento con espejos), mientras que tener dos hembras puede causar la animosidad entre ellas. Los periquitos australianos son criaturas muy sociales y prosperan más cuando se les entretiene constantemente con gente u otras aves de su misma especie.

<http://mascotass.com/como-cuidar-los-pericos-australianos.html> (2010)

2.5.11 Apareamiento

Los periquitos, al igual que las personas, tienen sus gustos, les puede gustar el compañero o compañera que les hemos puesto o no. Si se gustan no hay problema, pero si no lo hacen habremos de cambiarle la pareja. Si tenemos varios periquitos juntos podemos observar si ya hay parejas establecidas y entonces apartarlos en otra jaula con nido para criar, si no es así, tendremos que ir haciendo pruebas, podemos tener éxito a la primera o tardar un poco más.

<http://www.miperiquito.es/reproduccion.html> (2010).

Cuando llegue el momento ella aceptará el cortejo del macho y se mostrará dispuesta, la veremos levantar la cola y reclinar la cabeza hacia atrás, toda una invitación que el macho no desaprovechará, colocará una de sus patas sobre la espalda de ella y un poco a lo torpe irá picando sobre ella mientras coge la postura para montarse encima, la cubrirá con una o las dos alas, mientras irá regalándole besitos continuamente y entonces las cloacas de ambos entrarán en contacto y él depositará su semen en ella. Pueden estar apareándose durante tres o cuatro días.

<http://www.miperiquito.es/reproduccion1.html> (2010).

La hembra empezará a entrar en el nido, entrará y saldrá, poco a poco empezará a pasar más tiempo dentro, hasta que ya apenas la veamos salir del nido más que para hacer sus necesidades (las hará en gran abundancia) y comer algo. Esto significará que va a empezar la puesta de los huevos, una pareja normal y en perfectas condiciones pone una media de 4 a 9 huevos. No siempre de todos los huevos saldrá un polluelo, sobretodo si la pareja es primeriza. Los huevos que están fecundados tienen un color más rosáceo y los que no lo tienen, más blanco, el color es más clarito respecto a los fecundados.

<http://www.miperiquito.es/reproduccion1.html> (2010).

2.5.12 Incubación.

La eclosión varía de acuerdo con la estación del año, oscilando entre los dieciséis a diecinueve días. En esta fecha nace el polluelo del primer huevo y con un día de intervalo o dos van naciendo los demás, esto se debe a que la

puesta de los huevos las hace también en días alternos. Los polluelos que nazcan primero, con su calor, contribuirán de manera indirecta a la tarea materna, incubar.

<http://www.miperiquito.es/reproduccion1.html> (2010).

Para diferenciar si un periquito es macho o hembra siempre nos hemos de fijar en la cera o céreo (parte superior del pico). Los machos la tienen azul entera, rosa o morada (por completo). Mientras que las hembras la tienen blanca, marrón o rosa/morada pero con los orificios nasales blancos. El perico no tiene pene, por ello junta cloaca con cloaca a la hora de copular y sus testículos están en la espalda a la altura del riñón por lo que al palpar la cadera lo único que se puede hacer es ver los huesos de la cadera, que en los machos es milimétricamente más pequeña que en las hembras, por lo tanto casi imposible de distinguir.

<http://www.todoexpertos.com/categorias/ciencias-e-ingenieria/zoologia/respuestas/1194480/pericos-australianos.html> (2010).

2.5.13 Crianza

Desde el primer instante chillan con una estridencia semejante a la del ratón, siendo gracioso oírlos. De esta manera se sabe que en el nido ya hay recién nacidos. Nacen sin plumas y con los ojos cerrados, los cuales no abren hasta el séptimo u octavo día de su existencia. Durante la primera semana la madre les alimenta con lo que se llama “leche de periquita” que es una sustancia que segregan cuando están criando y en ningún caso puede ser reemplazada por la papilla de la cría a mano, ya que contiene nutrientes indispensables para el desarrollo del polluelo.

<http://www.miperiquito.es/reproduccion1.html> (2010).

Mientras tanto les va naciendo un plumón de color blanco-ceniciento, que más adelante desaparece para dar paso al definitivo y verdadero plumaje. Si os fijáis, podréis observar que las crías tienen abultada la parte del cuello, eso es el buche. Cuando han cumplido alrededor de los 30-35 días de edad, los ejemplares van saliendo del nido, pero como ocurrió con la puesta de los huevos

y la posterior eclosión, no salen todos a la vez, sino que el primero que sale es el primero que nació.

<http://www.miperiquito.es/reproduccion2.html> (2010).

2.5.14 Sanidad

La salud es un elemento predeterminante para una buena convivencia con el ave. Si está bien, puede ofrecerle al ser humano lo mejor de sí misma y aliviar, con su presencia jovial, las pequeñas contrariedades del vivir cotidiano. Dado que son múltiples las enfermedades que presentan estas aves, es necesario reconocer algunas señales que pueden estar indicando que algo está mal:

1. La inapetencia, indiferencia a la comida.
2. Plumaje opaco y erizado.
3. Fiebre.
4. Ojos lacrimosos, rojos, hundidos.
5. Señales de diarrea o heces muy líquidas en la base de la jaula.
6. Cambio de comportamiento: permanecer en un mismo sitio mucho tiempo, principalmente en el piso de la jaula.
7. Depresión evidente del ave.
8. Movimientos anormales de su cuerpo al respirar: un movimiento exagerado de la cola puede estar indicando dificultad al respirar.

La recomendación de mayor importancia es mantener una atenta y continua observación del comportamiento de las aves; cualquier cambio en la conducta normal puede indicar enfermedad. Dado que estas pequeñas criaturas son tan delicadas, debe tenerse en cuenta que mientras se aprende a conocerlas, es necesario contar con el consejo de expertos en la materia, que colaboren en el mantenimiento de las condiciones óptimas para este tipo de mascotas. Algunas enfermedades de común ocurrencia son:

2.5.14.1 Tuberculosis

Se caracteriza por inapetencia persistente, depresión, somnolencia y un fuerte adelgazamiento del ave; en algunas ocasiones se puede observar diarrea. Esta enfermedad es contagiosa e incurable y no se puede hacer nada más que esperar la muerte del animal. Si se identifica la presencia de esta enfermedad se debe realizar una cuidadosa desinfección de la jaula y de sus accesorio y disponer en una forma adecuada del cadáver del pájaro; el método más adecuado es la incineración.

2.5.14.2 Salmonelosis

Las aves con salmonelosis presentan diarrea abundante y debilidad, que las llevan a la muerte. Se transmite por la ingestión de alimentos o por agua contaminada, contacto con otras aves, roedores y moscas. Se previene haciendo limpieza y desinfección de los utensilios para su alimentación y suministro de agua; así como evitando el contacto con los portadores. Esta enfermedad, si se descubre a tiempo puede curarse. Se resuelve con una adecuada administración de antibióticos para uso ornitológico y con una alimentación progresivamente abundante y enriquecida con vitaminas. LOROS RICARDO PEDRAGLIO F.(2008)

2.5.14.3 Parásitos intestinales

Provoca en el animal que la padece un sensible adelgazamiento y a pesar de que el ave ingiera comida en forma normal, no se observa una recuperación de peso; por lo general, esta condición está relacionada con la presencia de tenia o solitaria. Para liberar al ave de este parásito, debe implementarse procesos de vermifugación, para lo cual hay que consultar al especialista. MANUAL DE PARASITOLOGÍA VETERINARIO, CANTÓ (2006)

PARASITOS MÁS COMUNES EN AVES DE CAUTIVERIO.

2.5.15 SINGAMOSIS

Singamosis es una nematodosis de los conductos traqueales y bronquiales de diversas aves, causada por Syngamus parásito cosmo-polita se ha encontrado en gallinas, faisanes (*Phasianuscolchicus*), es (*Alectoris ruja*), grajillas (*Corvusmonedula*) y (*Pica pica*). También parasita al pavo real, ganso, paloma y codorniz, aparte de diversas aves silvestres (tordos, estorninos, etc.)

Vulgarmente es conocido como «gusano rojo», por su color, «gusano tenedor», por hallarse en cópula permanente macho y hembra, formando un conjunto que recuerda a este instrumento y a una «Y», y «gusano del bostezo», por los bloqueos que realizan las aves enfermas. Su extremo anterior está algo ensanchado, con una cápsula hemisférica de bordes gruesos, bordeada de una placa quitinosa con 6 festones dispuestos simétricamente. El orificio oral se abre en el fondo, rodeado de 8-9 dientes afilados. Los machos tienen espículas cortas y bolsa copuladora truncada oblicuamente y miden en torno a 1/3 de las hembras, que alcanza de 15-30 mm. de largo, por 0.3 mm. de grosor y cuya cola termina con un apéndice puntiagudo.

El ciclo vital se inicia con la eliminación de huevos en fase de mórula (8 blastómeros o más). Desde la tráquea ascienden hacia la faringe y son deglutidos, apareciendo en las heces. Seguidamente se desarrolla la L-I, que vive en el suelo y alcanza el estadio infectante (L-III) en una o dos semanas, pasando directamente al hospedador definitivo. No obstante, pueden ser ingeridas por lombrices de tierra (*Eisenia* y *Allobophora* spp), en las que perforan la pared intestinal, pasan a la cavidad general y finalmente a la musculatura, en la que se enquistan, conservando su infectividad durante más de 4 años. También pueden invadir caracoles (*Lymnaea stagnalis*, *Cepaea hortensis*, etc.), babosas y algunos insectos (Mosca doméstica, *Blatella germanica*) en los que, pese a no ser verdaderos hospedadores intermediarios, pueden sobrevivir las L-III más de 2 años.

Especialmente las lombrices, actúan acumulando L-III, en las que pueden soportar el invierno, y son causa de infecciones masivas. Las aves se infectan al ingerir directamente L-III o lombrices, babosas o caracoles infectados. Desde el duodeno pasan rápidamente por vía portal al hígado (2 horas), corazón y pulmones (4 horas), pero algunas llegan directamente al aparato respiratorio, perforando el esófago desde el buche o pasando por la cavidad peritoneal. Desde los capilares emigran hacia los bronquios y tráquea, donde alcanzan la madurez sexual y a partir de los 15-20 días aparecen los primeros huevos en las deyecciones.

La patogenia depende de la extracción de sangre que realizan los adultos y de la obstrucción de las vías aéreas por los propios helmintos, más el cúmulo de exudados y restos celulares derivados de la inflamación de la mucosa y las lesiones bronconeumonías.

Enferman con frecuencia los pavipollos, pollitas y perdices criados en parques de tierra, con posible acceso de aves silvestres portadoras, mientras que las mantenidas en régimen cerrado se libran del parásito. El ave adopta una posición peculiar, con el cuello retraído sobre el cuerpo y de vez en cuando, estirándolo para abrir el pico, a modo de bostezo, para tratar de inhalar aire. Asimismo, con frecuencia agitan de un lado para otro la cabeza y tosen, intentando desembarazarse de los obstáculos traqueales. El apetito desaparece y las aves acaban muriendo por asfixia o agotamiento.

La necropsia descubre los helmintos, que destacan por su color rojo y su peculiar cópula en «y». Hay inflamación de la mucosa, más intensa en pavos y faisanes que en las gallinas, con abundante secreción mucosa, debida a la hiperplasia de las glándulas, y se forman nódulos en el punto de adhesión de la boca de los machos, permanentemente fijos, mientras que las hembras cambian más de lugar de implantación. Hay alguna pérdida de sangre con disminución del paquete celular, intensa heterofilia, monocitosis, eosinofilia y linfocitopenia. El diagnóstico puede realizarse apreciando los vermes por exploración visual de las vías aéreas o en la necropsia, y por coprología (huevos).

Como tratamiento se aconsejan febantel (60 ppm, en pienso/6 días, ó 15 mg/kgpv/2 dosis), fenbendazol (100 ppm en pienso/4 días), flubendazol (20-30 ppm en pienso/7 días). Con precaución, puede emplearse el levamisol (una dosis de 0.2-0.3 mg/kgpv, im.). Como profilaxis se recomienda mantener los parques secos, para dificultar el desarrollo larvario y restringir la presencia de lombrices de tierra y demás hospedadores intermediarios facultativos. Asimismo, criar separadas las diversas especies de aves, dada la distinta receptividad que manifiestan. La inmunoprofilaxis es prometedora (vacunas), pero poco practicable por razones económicas.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-aves1.html> (2010)

2.5.15.1 CAPILARIOSIS

Las capilariosis son parasitosis producidas por varias especies de nemátodos del género *Capillaria* que, en las aves, parasitan el esófago, el buche, el intestino delgado y los ciegos.

ETIOLOGÍA

El género *Capillaria* pertenece a la familia *Capillaridae*, superfamilia *Trichuroidea*, orden *Enoplida*. Los miembros de esta familia se caracterizan por su aspecto filiforme, con la parte posterior del cuerpo un poco más grueso que la anterior, con una hilera de numerosas células esofágicas glandulares (esticocitos) no incorporadas al tejido esofágico y a cuyo conjunto se denomina esticosoma; huevos en forma de limón, ovalados y con dos tapones en sus extremos. Los machos poseen una larga espícula y una vaina espicular armada de diminutas espinas. Este género contiene numerosas especies que parasitan a aves y mamíferos, reptiles, batracios y peces. Las especies de mayor interés que parasitan el intestino de las aves son:

C. caudinflata, que parasita el intestino delgado, *C. obsignata*, parasita del intestino delgado, *C. anatis*, parasita el intestino delgado y ciegos de gallináceas. Entre las especies que se localizan en el esófago y buche se encuentran:

C. contorta, con machos de 12-17 mm. de longitud por 52-80 mm. de anchura y hembras que miden 27-60 mm. y 77-150 mm. respectivamente. *C. annulata*. Los machos tienen una longitud de 15-25 mm. y las hembras de 37-80 mm. Los machos tienen una anchura de 52-74 mm. y las hembras de 77 -120 mm. La extremidad cefálica tiene una dilatación cuticular típica.

PATOGENIA

Un pequeño número de vermes de cualquiera de las especies no llegan a causar problemas en las aves. Por el contrario, si son muy numerosos producen

un cuadro clínico grave que afecta a las producciones económicas de las aves infectadas y que puede llevarlas a la muerte. Las larvas primero y luego los vermes adultos penetran en la mucosa del esófago y buche o del intestino. Como consecuencia, la mucosa se inflama, tanto más cuanto mayor sea el número de parásitos. El epitelio se descama y aparecen puntos hemorrágicos en la mucosa. Las paredes del esófago y buche engruesan y su musculatura pierde tono; la mucosa se recubre de abundante mucosidad y los alimentos ingeridos permanecen detenidos en el buche o se vacían lentamente al proventrículo. Si el intestino delgado es el afectado, se origina una enteritis, al principio mucosa, más tarde aparece un punteado hemorrágico y el epitelio se descama, aumentan las secreciones y disminuye la absorción intestinal, dando lugar a diarrea líquida. Si los parásitos se localizan en los ciegos, su mucosa se inflama y se produce diarrea, generalmente muy viscosa. En todos los casos se resiente el estado general de las aves y sus producciones, pierden peso y llegan a morir. MANUAL DE PARASITOLOGÍA VETERINARIO, CANTÓ (2006)

SINTOMATOLOGÍA

Las capillariosis se observan en aves de todas las edades y las aves adultas actúan como portadoras y diseminadoras de los vermes. Los síntomas se manifiestan ya durante el período prepatente.

Con las especies de *Capillaria* que se localizan en el intestino, hay adelgazamiento, diarrea con heces pastosas, viscosas y malolientes, mal estado general, anorexia y disminución del consumo de agua. Las aves pasan mucho tiempo acurrucadas en el suelo, con los ojos cerrados, el cuello doblado y la cabeza apoyada sobre el buche. Las plumas están erizadas y manchadas alrededor de la cloaca y la piel y las mucosas visibles están pálidas. Algunas aves pierden peso, adelgazan extremadamente y mueren.

MANUAL DE PARASITOLOGÍA VETERINARIO, CANTÓ (2006)

En las infecciones por especies localizadas en esófago y buche, las aves están decaídas, débiles y delgadas. Se mueven sólo cuando se las molesta y con paso inseguro. A veces adoptan postura de pingüino, descansando sobre los tarsos. Extienden y retraen sus cabezas y cuellos como en un intento de deglutir o de eliminar una obstrucción.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avescapillariosis3.html>(2010)

LESIONES

Un pequeño número de capillarias no producen lesiones, pero una cantidad importante dan lugar a una inflamación de la mucosa de grado variable, desde catarral a cruposa, con formación de membranas pseudodiftéricas. En las infecciones por *C. contorta* y *C. annulata* se hallan engrosadas las paredes del esófago y buche, con la mucosa recubierta de un exudado granuloso o coposo y, especialmente en los pavos, el buche puede contener un líquido de olor fétido, que queda detenido en ese órgano por la obstrucción de la luz debida al engrosamiento de las paredes.

Con las especies *C. caudinflata* y *C. obsignata*, el intestino delgado se observa inflamado y la mucosa destruida y la luz intestinal más o menos obturada por las escaras de mucosa desprendidas. La mucosa puede presentar petequias o enrojecimiento difuso. Los ciegos afectados por *C. anatis* presentan lesiones similares a las causadas por otras especies en el intestino delgado y el contenido de los ciegos es fuertemente viscoso.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avescapillariosis4.html>(2010)

2.5.15.2 HETERAKIOSIS

Heterakiosis es una nematodosis del ciego de las gallináceas, y otros grupos de aves domésticas o de vida silvestre, causada por especies de nemátodos del género *Heterakis*, que en las infecciones intensas, da lugar a tiflitis o inflamación de los ciegos.

La importancia patógena de estos vermes es pequeña. Incluso en infecciones con grandes cargas de vermes tan solo causan una leve inflamación de la mucosa cecal. Sin embargo, es muy importante el papel de *Heterakisgallinarum* como vector del protozoo intestinal *Histomonasmelagridis*, causante de la histomonosis o enterohepatitis del pavo, que afecta a esta ave y también a la gallina y a otras especies.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesheterakiosis6.html> (2010)

ETIOLOGIA

El género *Heterakis*, se incluye en la familia *Heterakidae*, de superfamilia *heterakoidea* y del orden *Ascaridida*. Se caracteriza por tener la boca rodeada por tres labios, esófago que se ensancha paulatinamente formando un bulbo posterior provisto de un aparato vulvar. La especie más común es *H. gallinarum*, parásito de la gallina, pavo, pavo real, pintada, pato, ganso y otras muchas especies de aves. Es la más importante, midiendo los machos 4-13 mm. de longitud las hembras 8-15 mm. y se halla extendido por todo el mundo. Otras especies de interés son *H. dispar* hallado en gansos y patos, de mayor tamaño, midiendo los machos 11-18 mm. y las hembras 16-23 mm.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesheterakiosis7.html> (2010)

PATOGENIA

Para *Heterakisgallinarum* parece unánime la opinión de su escasa importancia patógena directa sobre las aves parasitadas, tanto domésticas como de vida silvestre. Fuertes infecciones descubren tan sólo lesiones muy leves, que no parecen afectar al estado de salud de las aves. Por el contrario, como ya se ha indicado, es muy importante el papel que *Heterakisgallinarum* desempeña como vector del protozoo *Histomonas meleagridis*. Este protozoo penetra en los vermes y se mantiene en ellos, invade los huevos del parásito y a través de ellos alcanza nuevos hospedadores.

Cuando las larvas infectivas se liberan al producirse la eclosión y penetran en la mucosa intestinal del ave, acarrear consigo al protozoo a través de la mucosa y causan la infección de las aves. Se admite también que *Histomonas* puede transmitirse por lombrices de tierra que han ingerido huevos del verme infectados por el protozoo.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesheterakiosis2.html> (2010)

LESIONES Y SINTOMATOLOGÍA

Las infecciones muy intensas pueden producir un ligero engrosamiento y formación de petequias en la mucosa de los ciegos. Sin embargo, no producen manifestaciones clínicas y no se resiente la ganancia en peso de las aves. En las primeras fases de la invasión los parásitos se encuentran rodeados por células epiteliales, linfocitos y tejido de granulación, caseificándose más tarde el centro de los nódulos, que se rodean de una capa de tejido conjuntivo fibroso. Las aves parasitadas presentan diarrea, anorexia y adelgazamiento, síntomas que pueden conducir a la muerte.

Salvo la piperazina y el tartrato de pirantel, que no tienen actividad antihelmíntica frente a este parásito, todos los indicados en el tratamiento de la ascaridiosis pueden ser lizados contra *Heterakis* y a las mismas dosis.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesheterakiosis3.html> (2010)

2.5.15.3 ASCARIDIOSIS

La ascridiosis de las aves es una enfermedad parasitaria que afecta casi exclusivamente a las gallinas y palomas hasta los 3 meses de edad. Se caracteriza por la detención y retraso en el crecimiento, adelgazamiento y diarrea, que esta causada por los nemátodos *Ascaridia galli* en las galliniformes y por *A. columbae* en las colúmbidas.

Las prácticas actuales de manejo de las gallinas y los antihelmínticos de que se dispone han hecho disminuir la importancia de la ascaridiosis como enfermedad de las polladas de recría, en las que a mediados de este siglo daba lugar a pérdidas económicas considerables.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesascaridiosis1.html> (2010)

ETIOLOGIA

El género *Ascaridia*, es el único de la familia *Ascaridiidae*. Esta familia se incluye dentro de la superfamilia *Heterakoidea*, que forma parte del orden *Ascaridida*. La familia *Ascaridiidae* está caracterizada por poseer tres labios rodeando a la boca, los machos tienen una ventosa precloacal con un grueso borde cuticularizado y carecen de un bulbo posterior al esófago, provisto de una válvula trirradiada.

Ascaridiagalli es el nemátodo de mayor tamaño del intestino de las aves, midiendo los machos entre 50-76 mm. y las hembras 72-116 mm. de longitud, la boca se halla rodeada de tres labios, uno dorsal, de mayor tamaño y dos subventrales. La extremidad caudal de los machos presenta dos alas membranosas sostenidas por diez pares de papilas, tres de ellas precloacales y una ventosa precloacal circular provista de un anillo quitinoso. Los huevos son ovales, con cubierta lisa y no están segmentados en el momento de su puesta.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesascaridiosis1.html>(2010)

HOSPEDADORES

La gallina doméstica es el principal hospedador de *Ascaridiagalli*, que parásita, asimismo, al pavo, pintada y ganso entre las aves de corral.

Al menos para *Ascaridiagalli*, la edad del hospedador y su alimentación tienen un papel muy importante en el desarrollo de la enfermedad. Los pollos de menos de 3 meses de edad son mucho más receptivos a la parasitación y la enfermedad es mucho más grave. La mayor resistencia de las aves de edad superior parece estar relacionada con el acentuado aumento de las células cebadas en la mucosa intestinal que se observa a partir de los 3 meses de edad asimismo, se ha demostrado la presencia en la mucina del duodeno de un factor que inhibe el desarrollo de las larvas. Se han demostrado diferencias en la resistencia a la infección entre algunas razas de gallinas. Las razas ligeras como la Leghorn blanca y la Menorca blanca son más sensibles que las razas pesadas tales como la Rhode Island roja y las Plymouth Rocks blanca y barrada; estas razas

pesadas tienen un número de parásitos menores y de tamaño más pequeño.
PATOLOGIA GENERAL VETERINARIA, TRIGO F. (2005)

EPIDEMIOLOGÍA

El ciclo vital de las dos especies de *Ascaridia* es directo. Las hembras adultas, que parasitan el intestino delgado, ponen huevos que aparecen en la luz intestinal sin segmentar y que salen al exterior con las heces. En el medio ambiente se produce el desarrollo del embrión en el interior de las cubiertas del huevo y en 10-14 días se alcanza el estadio de larvas infectivas (L-U), tras experimentar una muda. Como en todos los ascáridos, las larvas protegidas por las cubiertas del huevo son resistentes a los agentes ambientales y a los desinfectantes, aunque son sensibles a la desecación y a las congelaciones y descongelaciones repetidas. Los huevos se mantienen infectivos durante unos 2 años en condiciones de laboratorio, pero en condiciones naturales se admite que únicamente mantienen la viabilidad durante uno. La crianza de pollos sobre camas permanentes conduce a que presenten fuertes infecciones por *Ascaridia*. Además del acumulo creciente de huevos en el material de la cama, la fermentación de las capas más profundas proporciona a los huevos una temperatura que favorece la tasa de embrionario y la humedad acumulada (especialmente en los alrededores de los bebederos), prolonga la supervivencia de los huevos embrionados, a pesar de que el calor producido elimina la humedad y la desecación sí es desfavorable para la vitalidad de los huevos embrionados; los vapores de amoníaco que se forma en la fermentación no parecen tener acción alguna sobre la vitalidad. PATOLOGÍA GENERAL VETERINARIA, TRIGO F. (2005)

Las aves se infectan cuando ingieren los huevos que contienen larvas infectivas vivas. Las lombrices de tierra, en las que se acumulan los huevos cuando comen tierra, actúan como portadoras e infectan a las aves cuando éstas se alimentan de ellas. Los huevos ingeridos por las aves eclosionan en el proventrículo o en el intestino delgado, liberando las larvas de segundo estadio, que viven en la luz intestinal y en los espacios entre las vellosidades intestinales durante los primeros 8-10 días que siguen a la infección. En este momento, migran a la mucosa intestinal, en donde sufren una muda que las convierte en

tercer estado o larvario (L-III), permaneciendo en la mucosa hasta el 17º día. Período en el que mudan al cuarto estadio larvario (L-IV) hacia los días 14.º y 15.º . Vuelven a migrar seguidamente a la luz intestinal y de 18.º a 23.º días mudan al quinto estadio larvario o adultos inmaduros (L- V). Y completan su desarrollo, siempre ya en la luz del intestino, alcanzando la madurez sexual en unos 50 días, cuando los huevos del parásito aparecen en las heces.

El ciclo de *Ascaridicolumbae* es similar al de la especie anterior. El desarrollo del embrión hasta el primer estadio larvario tiene lugar en 12-15 días a temperaturas de laboratorio y 4-5 días más tarde se alcanza el segundo estado larvario o infectivo (L-II). La muda al tercer estadio (L.III) sucede al 3.º-6.º día el cuarto estadio (L-IV) al 11.º-15.º día , alcanzando el estadio adulto al 16.º-19.º . El período de prepatencia es de 37-42 días, algo más corto que el de *A. galli*. Difiere, sin embargo, en que algunas de las larvas no quedan detenidas en su migración. La mucosa intestinal, sino que atraviesan la pared del intestino, posiblemente por vía sanguínea y alcanzando el intestino delgado e incluso los pulmones, causando lesiones. Estas larvas no van en su desarrollo más allá del segundo estadio no parece que sean una fase característica del ciclo vital de esta especie, sino que deben considerarse más bien como larvas erráticas. PATOLOGÍA GENERAL VETERINARIA, TRIGO F. (2005)

PATOGENIA

La acción patógena del parásito está relacionada, por una parte, con el número de vermes y por otra, con la edad y resistencia de los pollos y su nivel de nutrición. Los efectos más marcados en las infecciones por *A. galli* se observan al final de la segunda semana , es decir, cuando las larvas se hallan dentro de la mucosa intestinal, en la que causan congestión y hemorragias, determinando una enteritis hemorrágica en las infecciones intensas o una enteritis catarral en las más moderadas. Las hemorragias intestinales dan lugar a anemia y a alteraciones de la absorción intestinal que, juntamente con la disminución del apetito y a diarrea debidas a la enteritis (tanto hemorrágica como catarral) causan la detención del crecimiento y la pérdida de peso de las aves. Cuando los vermes alcanzan el estadio adulto, la enteritis catarral persiste por el estímulo mecánico de los vermes sobre la pared intestinal. En esta fase, los parásitos se alimentan del contenido intestinal del hospedador, ya que se ha comprobado que la flora bacteriana del intestino de los vermes es similar a la presente en el de las

aves. En ocasiones, los ascaridias pueden causar perforación intestinal y la consiguiente peritonitis.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesascaridiosis3.html> (2010)

SINTOMATOLOGÍA

Los primeros síntomas se observan en los pollos hacia el final de la primera semana de la infección. El crecimiento de los pollos se detiene, dejan de comer, están adormecidos y con las plumas erizadas y se observan excrementos diarreicos, frecuentemente sanguinolentos. Algunas aves pueden aparecer muertas, dependiendo su número del nivel de infección y de la edad de las aves. Hacia el final de la segunda semana es cuando las manifestaciones son más graves y generalizadas, estacionándose después durante aproximadamente unos 8-10 días, durante los que la mortalidad se hace menor y se entra en un período de cronicidad, en el que se mantiene la sintomatología, cuya gravedad varía de unas aves a otras según el grado de intensidad de la parasitación.

A partir de este momento y de manera muy desigual, comienza la fase de recuperación, que nunca llega a ser total. El crecimiento retardado se mantiene, con manifiesta desigualdad de los pollos afectados, se observa un índice de transformación del pienso peor que el de los lotes no parasitados y en las pollitas de renovación, se retrasa la puesta.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesascaridiosis4.html> (2010)

LESIONES

En las infecciones masivas, cuando la muerte de las aves se produce en un espacio de tiempo breve, los cadáveres presentan un estado de carnes aparentemente normal, aunque puede observarse palidez de la piel, indicativa de anemia. En procesos más crónicos, se aprecia la delgadez y falta de acúmulo de grasa del cadáver, las plumas perianales están manchadas de excremento diarreico y la piel está pálida. El intestino delgado puede presentar al ser abierto hemorragias de la mucosa, con contenido también hemorrágico y en infecciones

más crónicas, los vermes se descubren fácilmente por su tamaño, en ocasiones formando ovillos. En algún caso puede haber parásitos libres en la cavidad abdominal.

El bazo y el hígado presentan un tamaño mayor del normal, es decir, hay esplenomegalia y hepatomegalia. Se han descrito en la paloma lesiones granulomatosas en el hígado y pulmones, como consecuencia de la invasión de estos órganos por las larvas de primer estadio de *A. columbae*. Hay escasa o nula respuesta inflamatoria a las larvas, aunque la degeneración de ellas se asocia en primer lugar a la presencia de células linfoides y eosinófilos y más tarde a la de células gigantes.

TRATAMIENTO

Entre los tratamientos individuales por vía oral se utilizan los siguientes antihelmínticos:

Sales de piperazina, especialmente el citrato y el adipato, a la dosis de principio activo de 200-300 mg/kgpv, casi siempre en el agua de bebida o con el pienso y administrado durante 2 días.

- Tartrato de pirantel, 10-40 mg/kgpv durante 2 días seguidos, en una parte del pienso consumido en un día. No debe utilizarse mezclado con el cestodidapraziquantel porque la mezcla es muy tóxica para las gallinas.

- Levamisol, en la mitad del agua de bebida para consumir en el día, a la dosis única de 30 mg/kgpv.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesascaridiosis5.html> (2010)

2.5.15.4 RAILLIETINOSIS

Reciben este nombre las cestodosis debidas a los helmintos adultos de las especies del género *Raillietina* (Davaineidae) que se localizan en el intestino delgado de las aves. El género *Raillietina*, se caracteriza por tener poros genitales unilaterales, numerosos proglotis y cápsulas ovíferas parenquimatosas

que contienen varios huevos. Este género contiene más de 200 especies parásitas de mamíferos y aves y se ha subdividido en subgéneros.

Las especies de mayor interés son:

R. (Raillietina) Terragona, que posee un rostelo pequeño, armado de una fila de unos 100 ganchos en «T» de tamaño pequeño (6-8, um.) y ventosas ovoides armadas de 6-8 filas de pequeñas espinas. Su longitud alcanza hasta 25 cm. y tiene un cuello largo y delgado. Los poros genitales son unilaterales. Es parásita de la gallina, pavo y perdiz. Los hospedadores intermediarios son moscas (Mosca doméstica) y hormigas.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesraillietinosis.html> (2010)

2.5.15.5 ESTRIGEIDOSIS

Las especies de la familia Strigeidae, tiene cuerpo dividido por una constricción de dos partes, una anterior en forma de copa o cuchara que constituye un órgano adhesivo (órgano tribocítico) y otra posterior ovoide o cilíndrica en la que se encuentran los órganos genitales. Las ventosas están poco desarrolladas y se sitúan en la parte anterior del cuerpo.

Son numerosas las especies de esta familia, estos requieren en su ciclo moluscos acuáticos (Lymnaea, Planorbis, Anisus spp, entre otras) que son invadidos de por los miracidios, liberados en el agua.

En los caracoles se forman esporocistos de primer y segundo orden, de los que se derivan furcocercarias, que abandonan el hospedador y se enquistan en otros moluscos, incluso de la misma especie, sanguijuelas, anuros o peces, donde se desarrolla la metacercarietetracotilea, que posee genitales y el órgano de fijación. Una vez ingerida por el hospedador se desarrolla rápidamente. La epizootiología es similar a la de los Equinostomatidae, las infecciones masivas pueden dar lugar a bajas debidas a enteritis hemorrágicas, en las que es característico el reducido espacio en el que se concentran los helmintos. En general el papel patógeno desarrollado por estas y otras especies de trematodos no es bien conocido.

La mayoría de ellos muestran escasa patogenicidad cuando se hallan en pequeño número en el intestino del hospedador, que tolera aparentemente bien el parasitismo sin manifestaciones clínicas ostensibles. Las mortalidades denunciadas en aves están siempre relacionadas con infecciones intensas. En algunos casos los mecanismos patógenos se conocen, se fijan a la mucosa intestinal mediante el órgano adhesivo tribocítico, introduciendo en el varias vellosidades a las que oprime. Un pequeño número de parásitos es tolerado por el hospedador, pero parasitismo intenso determina anemia, enteritis hemorrágica, que altera, además la absorción intestinal de nutrientes y aumenta la velocidad de tránsito de la ingesta dando lugar a diarrea. Estas alteraciones pueden llevar a la muerte del hospedador.

<http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-avesstrigeidosis.html> (2010)

2.5.15.6 ENTAMOEBA COLI

La Entamoebacoli es una ameba fácilmente encontrada en los intestinos de algunos animales, incluido el hombre. Se presenta tanto en sujetos sanos como en enfermos, frecuentemente en forma comensal. Es una especie de parásitos mayormente no patógena del género Entamoeba que es de importancia clínica. Primero, porque a una persona sana no le causará ningún daño o malestar, pero si las defensas naturales corporales están bajas o en casos de mala nutrición, sí causará daño. Segundo, es importante en medicina, porque a menudo es confundida durante la examinación microscópica de heces, con la especie patogénica Entamoeba histolytica.¹ Aunque esta última diferenciación entre las dos especies es típicamente hecha por examinación visual de los quistes del parásito con el microscopio de luz, se han desarrollado nuevos métodos y técnicas para facilitar la distinción. La presencia de E. coli no debe ser, en sí, una causa para buscar tratamiento médico por ser inofensiva. Sin embargo, esta ameba propicia la proliferación de otras amebas en el interior del organismo que se encuentre, así como puede ser un indicio de que otros organismos patógenos hayan sido consumidos conjuntamente.

http://es.wikipedia.org/wiki/Entamoeba_coli (2010).

2.5.15.7 COCCIDIOSIS

La coccidiosis es una enfermedad parasitaria producida por parásitos que se encuentran en el tracto digestivo de los animales. Dichos parásitos pueden ser de varios géneros, aunque los que afectan a las aves son del género *Eimeria* (*E. tenella*, *E. acervulina*, etc.). A los parásitos que producen la coccidiosis también se les conoce como coccidios, aunque esta denominación abarca tanto parásitos del género *Eimeria* como de otros géneros. Los coccidios son organismos unicelulares parásitos, esto es, que necesitan de otros animales para poder sobrevivir, que están presentes en el tracto digestivo de multitud de seres (aves, mamíferos, seres humanos). Pero el mismo coccidio no parasita a diversas especies, sino que es específico del hospedador, es decir, solo afecta a una especie. En muchos casos, varios coccidios son específicos de un mismo hospedador. Los coccidios invaden la pared intestinal de un animal para conseguir de éste último los nutrientes que requieren para sobrevivir. En el interior del organismo del animal, los coccidios se multiplican y son expulsados al exterior a través de las heces, infectando de nuevo a otros animales de la misma especie. Así, en condiciones de hacinamiento y poca higiene, la coccidiosis se propaga de manera implacable por toda la explotación.

La coccidiasis se conoce como coccidiosis subclínica, que se produce cuando el animal está parasitado por coccidios pero éstos son poco numerosos y no producen lesiones en el tracto intestinal del animal. En tales casos, solo un examen con la utilización del microscopio nos revelará la presencia de los parásitos. Debido a que la coccidiosis no es una enfermedad que se presente en animales aislados, pues se manifiesta en casi todos los animales de la explotación, puede resultar muy costosa, económicamente hablando. Pese a que afecta a multitud de especies con aptitudes diversas, tiene especial importancia en animales de engorde, pues la coccidiosis retarda el crecimiento y la ganancia de peso. http://es.wikipedia.org/wiki/Entamoeba_coli (2010).

Los coccidios son parásitos muy difundidos entre los vertebrados y se caracterizan por poseer una gran especificidad en cuanto al hospedador. La mayoría de los coccidios pertenecen al suborden Eimeriina, orden Eucoccida, subclase Coccidia, clase Telosporea, subphylum Sporozoa, phylum Protozoa. También hay especies de coccidios que provienen de los géneros Isospora, Dosisiella, Wenyonella y Tyzzeria. No obstante, como las especies de coccidios que causan las infestaciones más significativas son casi siempre los del género Eimeria, se estudiarán las particularidades de este género en concreto. Las características principales del suborden Eimeriina son el desarrollo independiente de las fases sexuales y también que cada microgametocito origina multitud de microgametos. El cigoto es inmóvil y los esporozoitos se encuentran rodeados por una membrana que forma el esporoquiste. El desarrollo de las fases endógenas sucede dentro de las células hospedadoras, dando lugar a una fase resistente (el ooquiste). La esporulación del ooquiste tiene lugar normalmente fuera del hospedador. Las especies del género Eimeria tienen ooquistes con 4 esporoquistes, cada uno de los cuales contiene dos esporozoitos.

http://es.wikipedia.org/wiki/Entamoeba_coli1 (2010).

MORFOLOGÍA.

La taxonomía se basa generalmente en la morfología del estadio del ooquiste esporulado. El ooquiste tiene una cubierta externa que consta de una o dos capas, aunque puede tener incluso tres capas. En algunos casos hay una cubierta membranosa interna. En uno de los extremos del ooquiste dicha pared puede ser menos gruesa para formar un micropilo, mediante el cual se liberarán los esporozoitos. El espacio interno del ooquiste está relleno de una sustancia líquida incolora en la que se presentan suspendidos los esporoquistes. En el interior de dichos esporoquistes se encuentran los esporozoitos, que tienen forma de huso, con uno de los extremos más ancho que el otro y con diferente ubicación en el interior del esporoquiste. A menudo puede diferenciarse un núcleo en el interior de cada esporozoito.

Los caracteres de los ooquistes esporulados, con sus medidas, son generalmente suficientes para identificar las especies de coccidios. Otras características para diferenciar las especies son la duración de los periodos

patente y prepatente, el tiempo necesario hasta la esporulación, la especificidad del hospedador, la localización en el hospedador, la morfología de las fases endógenas, sus relaciones con las células hospedadoras y el poder patógeno.

http://es.wikipedia.org/wiki/Entamoeba_coli2 (2010).

CICLO DE VIDA DEL COCCIDIO

Los coccidios, una vez dentro del hospedador y en un número suficiente, comienzan a infestar al animal parasitado. En el caso de las aves, los coccidios del género *Eimeria* están en forma de ooquistes, que son semejantes a “huevos”. Estos ooquistes son microscópicos y se encuentran distribuidos en todas las zonas de la explotación o la granja.

Estos ooquistes están protegidos por una pared y pueden resistir a diversos factores climáticos, como son el frío, el calor, la humedad, etc.

Los coccidios pueden soportar temperaturas bajo cero sin inconvenientes y permanecer así en las explotaciones durante las épocas frías del año. Sin embargo, las probabilidades de que los ooquistes resistan temperaturas superiores a los 35 °C son mucho menores. Es por esto que los coccidios comienzan parasitar cuando la temperatura en las explotaciones alcanza una temperatura que oscila en torno a los 25 °C y un elevado grado de humedad. Estas condiciones ambientales se dan principalmente en primavera, en las explotaciones que se encuentran al aire libre o que no están resguardadas y es en esta época en la que se registran los mayores casos de infecciones por parásitos del género *Eimeria* en aves. En granjas y explotaciones resguardadas, donde se tenga a los animales confinados en recintos aclimatados, la enfermedad puede surgir en cualquier época del año.

http://es.wikipedia.org/wiki/Entamoeba_coli2 (2010).

Los ooquistes, una vez en el interior del organismo, comienzan a multiplicarse, originando un solo ooquiste de *Eimeria* 4 esporocistos. A su vez estos esporocistos forman cada uno de ellos 2 esporozoitos, es decir, de cada ooquiste se forman 8 esporozoitos. De esta manera, el ooquisteesporula en el interior del ave. Para liberar los esporocistos y los esporozoites la pared protectora del ooquiste debe ser destruida. De este proceso se encarga la

molleja de las aves, que con sus contracciones para triturar el alimento, rompe la pared del ooquiste y permite que los esporocistos sean liberados y vehiculados a la luz intestinal. Los esporocistos, con la presencia de sustancias químicas que se encuentran en el tracto intestinal de los animales como la bilis y la tripsina, pierden su pared protectora y se liberan los esporozoitos.

http://es.wikipedia.org/wiki/Entamoeba_coli3 (2010).

Una vez que el ooquiste *Eimeria* está esporulado es capaz de producir la infestación coccidiósica. Las infestaciones de este tipo en pollos ocurren solo en el tracto intestinal. La infestación coccidiósica únicamente puede comenzar si el ooquiste esporulado es ingerido por un pollo. Aun en gallineros relativamente limpios hay muchos miles de ooquistes coccidiósicos infestivos, esporulados. Están presentes en la cama, en el suelo y en casi todos los rincones. La ingestión de ooquistes esporulados es el primer paso para el desarrollo de la infestación coccidiósica. Los esporozoitos se trasladan a los tejidos que van a invadir pues son activamente móviles. Se trasladan a las células epiteliales de las vellosidades de la pared intestinal de los animales. La infestación coccidiósica comienza cuando los esporozoitos penetran en las células epiteliales. http://es.wikipedia.org/wiki/Entamoeba_coli4 (2010).

Una vez los esporozoitos se introducen las células epiteliales pasan a ser trofozoitos de primera generación. En este proceso el agente infectante adopta una morfología circular. El trofozoito se comporta entonces como un parásito, sirviéndose del alimento que le proporciona la célula. Así, el trofozoito aumenta cada vez más de tamaño y comenzará un proceso de reproducción asexual, denominado esquizogonia (reproducción mediante división dentro de la célula). El trofozoito pasa a denominarse pues esquizonte de primera generación. Hay diferentes generaciones de esquizontes, dependiendo del tipo de coccidio que cause la infestación. En el interior del esquizonte de primera generación completamente desarrollado se encuentran gran número de merozoitos de primera generación, que salen del esquizonte de primera generación y van a infectar a otras células epiteliales. Así, el merozoito de primera generación forma el trofozoito de segunda generación. Este a su vez pasa a ser esquizonte de segunda generación, que de nuevo forma gran número de merozoitos de segunda generación, los cuales pueden invadir nuevas células

epiteliales si la infestación sigue en curso. Los merozoitos de segunda generación pueden invadir otras células epiteliales, dando lugar a los trofozoitos de tercera generación, que a su vez dan lugar a esquizontes de tercera generación. Este proceso puede perdurar durante varias generaciones de merozoitos, trofozoitos y esquizontes. Pero depende del coccidio que realice la infestación. Al menos todas las especies de coccidios de los pollos producen un mínimo de dos generaciones de esquizontes, pero hay coccidios que generan muchas más. Así, con cada generación de esquizontes la infestación se va extendiendo cada vez más.

Con la última generación la mayoría de merozoitos inician una fase sexual de desarrollo, en vez de una asexual. Así, en la *E.tenella* este paso ocurre tras la segunda generación. Los esquizontes de segunda generación penetran en las células epiteliales, se convierten en células macho o hembra y entran en una fase de reproducción sexual. Con los coccidios *Eimeria* la mayoría de los merozoitos de la última generación se convierten en macrogametos (células femeninas) o en microgametos (células masculinas), pero algunos se convertirán en trofozoitos, por lo cual, tanto el desarrollo asexual como el sexual suceden simultáneamente. El número de generaciones de esquizontes producidos y el número de merozoitos que inician la reproducción sexual depende de la especie de coccidios que causan la infestación. Los macrogametocitos contienen una célula femenina llamada macrogameto y los microgametocitos contienen muchas células masculinas llamadas microgametos.

La fertilización se produce cuando un microgameto penetra en el macrogameto, después, tras una división sexual de la célula, se desarrolla un nuevo ooquiste. Dicho ooquiste tiene una resistente pared protectora, que se forma cuando el microgameto fertiliza al macrogameto. El ooquiste formado en la célula epitelial del tracto del intestino escapa de dicha célula y se dirige a la luz intestinal, siendo eliminado del tracto intestinal en poco tiempo, mediante los procesos normales de eliminación de sustancias. Una vez en el suelo, el ooquiste esporula y está listo para ser ingerido por otro pollo, repitiéndose así el ciclo de vida coccidiósico.

http://es.wikipedia.org/wiki/Entamoeba_coli5 (2010)

Un ooquiste ingerido puede liberar ocho esporozoitos, que si invaden un elevado número de células epiteliales y desarrollan el ciclo de vida pueden producir miles o millones de nuevos ooquistes, dependiendo del número de generaciones de esquizontes y del éxito que consigan los merozoitos que se formen. La eliminación de los ooquistes hijos se prolonga por lo general durante 10 días o más tiempo y salvo que se ingieran más ooquistes, las infestaciones duran solamente algunas semanas. El lapso de tiempo entre la infestación y la aparición inicial de nuevos ooquistes en heces se conoce como el período prepatente. Los periodos prepatentes para los distintos coccidios variarán, pues los ciclos de vida de los coccidios requieren distintos períodos de tiempo. El periodo prepatente en los coccidios Eimeria en pollos varía con las especies, pero oscila entre cuatro y siete días.

<http://aviarioangelcabrera.com/articulos/coccidiosisaviar.htm> (2010)

2.5.15.8 BALANTIDIUM COLI

Es una especie de protista ciliado parásito, el único miembro de la familia Balantiididae que se conoce como patógeno para los seres humanos. Sus huéspedes incluyen cerdos, jabalíes, ratas, primates (incluyendo humanos), caballos, vacas y cobayos. La infección es producida entre estas especies por transmisión fecal-oral. Los cerdos son los reservorios más comunes, aunque muy pocos presentan síntomas. Es el protozoario de mayor tamaño entre los que parasitan al hombre; el trofozoíto puede llegar a medir hasta 170µm. Es el único parásito ciliado que se encuentra en el hombre. Presenta dos fases: quiste y trofozoíto. Los quistes son la etapa infecciosa, responsables de la transmisión de la balantidiasis. El huésped generalmente adquiere el quiste a través de agua o comida contaminada. Después de la ingestión, la desenquistación se produce en el intestino delgado y los trofozoítos colonizan el intestino grueso. Tanto los quistes como los trofozoítos son identificables por un gran macronúcleo con "forma de riñón".

PATOLOGÍA GENERAL VETERINARIA, TRIGO F. (2005)

Los trofozoítos residen en el lumen del intestino grueso, donde se reproducen por fisión binaria transversal, durante la cual puede producirse conjugación. Algunos trofozoítos invaden la pared del colon usando enzimas

proteolíticos, algunos de los cuales retornan al lumen. En el lumen, los trofozoitos pueden desintegrarse o enquistarse. La enquistación es iniciada por la deshidratación del contenido intestinal que usualmente se produce en el intestino grueso, pero también puede ocurrir en las heces fuera del huésped. Los síntomas pueden ser locales debido al irritamiento de la mucosa intestinal o de naturaleza sistémica e incluyen diarrea. La balantidiasis puede tratarse con carbarsona, tetraciclina o diyodohidroxiquina. **PATOLOGÍA GENERAL VETERINARIA, TRIGO F. (2005)**

2.5.15.9 CANIBALISMO

Es una condición que se caracteriza por la agresión física en el pico entre las aves de la jaula, se presenta por factores como falta de espacio, equipos, incomodidad y deficiencias en las dietas (avitaminosis). Aquel se presenta principalmente en la época de reproducción y casi siempre se verifica en las hembras, a las que conviene dar alimentación más rica en vitaminas. A veces, sin embargo, es una necesidad de orden práctico lo que induce a picotear a su compañero: el material para el futuro nido no está disponible en la jaula. Por esta razón, es importante identificar en qué época se va a iniciar la nidificación y poner a disposición de los futuros padres trozos de trapos de algodón y jirones de hilo que el pájaro emplearía para construir el nido. **MANUAL AGROPECUARIO (2002).**

2.5.15.10 PARÁSITOS EXTERNOS

Una enfermedad que ataca las plumas la causa un parásito de la piel (ácaro), que penetra en la parte basal (cálamo) de las mismas plumas, destruyéndolas. De este modo, la pluma que por medio del cálamo se adhiere a la rueda epidermis, pierde su sostén y cae y provoca en las aves afectadas un prurito molesto en la zona descubierta. Hay que desinfectar en seguida al animal y la jaula con todos sus accesorios, usando insecticidas apropiados de venta en los comercios.

Debe tenerse en cuenta el cuidado de no permitir que las aves entren en contacto con el producto utilizado (es un veneno) y utilizar únicamente los productos recomendados para este tipo de desinfecciones que no ofrezcan riesgos para las aves. A veces el animalito se hiere o es picado por algún insecto. Sobre la herida y sobre accesos, después de una rápida desinfección con un poco de algodón empapado en agua oxigenada, se aplica una pomada con antibiótico.

En las patas, los ojos, las fosas nasales y el pico pueden aparecer pequeñas pústulas de color rojizo. Pasando 1 mes, aproximadamente, estos signos tienden a desaparecer y se deben limpiar las heridas que queden con una solución de tintura de yodo y glicerina a partes iguales. Las patas de los pájaros requieren unos cuidados especiales, porque debajo de ellas pueden posarse unos minúsculos parásitos (ácaros) capaces de lesionarlas, deformarlas y ocasionar la muerte del animal. Debajo de las patas se forman costras que se tratan a través de la aplicación de pomadas antiácaros y extrayéndolas una por una con unas pinzas. MANUAL AGROPECUARIO (2002).

2.5.15.11 DIFTERIA

Cuando hay presencia de minúsculas placas amarillentas en las mucosas, con expulsión de suero por la nariz, se trata de una difteria, mal contagioso y siempre letal. También en este caso no hay más remedio que esperar la muerte del animal, quemar sus restos y efectuar una cuidadosa desinfección de la jaula. LOROS RICARDO PEDRAGLIO F. (2008)

2.5.15.12 INFLAMACIÓN OCULAR

Los ojos de los pájaros se enrojecen y lloran. Como medida inmediata, se coloca una manta semitransparente en el techo de la jaula, para atenuar la luz y proceder a un lavado diario de los ojos inflamados con agua tibia y la instilación de un colirio común.

MEDICINA ANIMALES MENORES Y EXOTICOS, COURT (2004)

2.5.15.13 PROBLEMAS RESPIRATORIOS

Si las aves respiran con dificultad, con el pico abierto y emiten algunos sonidos (similares a tos y estornudos), es posible que estén padeciendo una complicación respiratoria, similar a un resfriado. Se debe suprimir el baño, poner la jaula en un local de temperatura caliente permanentemente y, en ocasiones, proporcionarle como agua de bebida una mezcla de cebada, azúcar y miel. Si los síntomas antes indicados, les añade una respiración silbante y ruidosa, puede tratarse de pulmonía y debe consultarse de inmediato al médico veterinario.

LOROS RICARDO PEDRAGLIO F. (2008)

2.5.15.14 SOBREPESO

Si la disminución de peso es un signo de enfermedad, también debe tenerse en cuenta el exceso de peso como una señal de alarma. Puede significar falta de ejercicio (por déficit de espacio) o exceso de comida. En este caso, deben mejorarse las condiciones de alojamiento y disminuir la cantidad de comida; de acuerdo con la clase de ave, se puede mezclar el cereal con verduras o frutas frescas.

LOROS RICARDO PEDRAGLIO F. (2008)

2.5.15.15 POSTURA DIFÍCIL

Las sufren ocasionalmente las hembras muy jóvenes. El animal que va a poner un huevo, permanece jadeante en un rincón de la jaula, con las plumas erizadas y los ojos entornados con síntomas de dolor. Para curarlo, se pone a la hembra en un ambiente de temperatura superior a los 20° C y se expone su abdomen al vapor. Es probable que estos cuidados permitan la puesta del huevo, aunque se recomienda no someter a la hembra a continuos esfuerzos reproductores por lo menos durante el primer año. MANUAL AGROPECUARIO (2002).

2.6 Tratamientos

Los antibióticos tanto en polvo como en Inyectable (en casos extremos de no poder salvar al animal) sólo se tienen que usar como último remedio, ya que afectan a la flora intestinal. Para ello una vez tratado el pájaro, administraremos - Probióticos- existen varios en el Mercado (Prolyte etc.) - durante una semana y complejo B. Siempre se debería administrar antibióticos una vez efectuado un antibiograma para estar seguros de que realmente padece una infección bacteriana, lamentablemente muchos pájaros fallecen por ser más costoso tratar al animal en un buen veterinario que reponerlo por otro, esta errónea idea del secretismo pajarero en cuanto a los medicamentos ha hecho que muchos mueran por no existir historiales amplios de enfermedades cotidianas que muchas veces se tratan de oído (este me ha dicho, el otro me ha aconsejado etc.).

MEDICINA ANIMALES MENORES Y EXOTICOS, COURT (2004)

Penicilina

- En pomada, no utilizar nunca penicilina-procaína, espolvorear localmente.
- En polvo-pastilla 1 comprimido -100.000 UI - por 120-130 ml de agua de bebida.
- En inyectable, inyectar 100 UI por gramo de peso durante 3 a 4 días.

Estreptomicina

- En líquido, 1 ampolla de 2ml en 13 ml de agua, dar de una a veces por día, durante 3-4 días una gota de esta mezcla a beber.
- En polvo dar 0,50 g de antibiótico en 1500 ml de agua y ponérselo para beber.
- En inyectable no sobrepasar 1 mg-día durante 3 a 4 días.

Cloranfenicol

- En polvo disolver 2g de polvo(150 mg de producto activo) en 400 ml de agua de bebida.
- En inyectable de 1 a 2 mg por día.

Tetraciclina

- En polvo 1 gr. de polvo al 4% por cada 50 ml de agua de bebida.
- En inyectable de 2 a 3 mg al día.

Oxitetraciclina

- En polvo 50 mg por 80 a 100 ml de agua de bebida.
- En inyectable de 2 a 4 mg día.

Clorotetraciclina

- En polvo 1 comprimido de 100 mg por cada 200 a 300 cc. de agua de Boiron.

Las jeringas adecuadas para la administración inyectable son las usadas para la insulina para dosis de 0,05 cc. Las agujas serán muy finas y de 1 cm. máximo de longitud y tomar la precaución de que estén afiladas o sean nuevas. Efectuaremos la punción en la masa pectoral y no en la pata lo cual puede probar un shock, si la inyección fuese venosa se efectuaría en la vena que existe en el ala, la cual es visible a simple vista y generalmente en el ala derecha. Siempre tenemos que pinchar al pájaro de forma paralela al pecho y no perpendicularmente, lo cual de forma general supone la muerte del animal.

MEDICINA ANIMALES MENORES Y EXOTICOS, COURT (2004)

2.7 VÍAS DE ADMINISTRACIÓN DE FÁRMACOS

2.7.1 VÍA ORAL

Directamente tomando al pájaro en la mano y colocándole en el borde del pico unas gotas del medicamento, siempre con el pájaro de medio lado o sea de costado, para evitar atragantamientos, el pájaro lo irá absorbiendo poco a poco, la equivalencia sería 20 gotas: 1cm. de solución, existen también pastillas que se pueden dar al pájaro directamente, estas se colocan siempre atrás y encima de la lengua, ayudando al animal con unas gotas de agua.

2.7.2 EN EL AGUA

Se recomienda preparar diariamente la solución, dado que pierden efectividad de un día para otro e igualmente por el efecto de la luz y el calor. Administrarlos en bebederos de vidrio de color (verde, azul etc.) el cual deja traspasar la luz en menor grado.

2.7.3 MEZCLADO CON ALIMENTO

Generalmente se efectúa en casos de poca urgencia (Vitaminas, complementos minerales etc.).

<http://pericosaustralianos.mforos.com/17016/8748873-medicamentos-para-aves/> (2010)

2.7.4 TRATAMIENTOS PARA PARÁSITOS EXTERNOS.

2.7.4.1 ÁCAROS ROJOS

Nos denota su presencia el talante agitado y la manía de limpiarse la piel con el pico, este ataque de ácaros le llevará a un estado de anemia, enflaquecimiento y alas despegadas, generalmente se esconden en los rincones, semilleros, juntas y palos son de color rojo y atacan preferiblemente por la noche, en el mercado existen preparados bien en polvo el cual se mezcla con agua y se rocía en forma de spray.

- Insectornipolvo a mezclar con agua muy efectivo.
- Tabernil en spray pajarerías.
- Frontanantiacaros de Bayer.
- Cualquier otro que lleve Piretrinas.

Tenemos que vigilar especialmente los que son líquidos para rociar directamente sobre el pájaro de seguir las instrucciones o diluir con agua, ya que muchas veces provocan picores en el animal que al rascarse producen calvas, fáciles de saber su causa al volverse la piel muy rojiza por el intenso prurito y el rascado que se produce con el pico. Existen calvas en los pájaros, generalmente

debidas a estrés, cambios hormonales, o mudas incompletas. El mejor método es aplicar sobre la zona descubierta de pluma, agua oxigenada y si éste no diese resultado, con un palillo de los oídos y una sola vez aplicar Betadine.

PARASITOLOGÍA VETERINARIA, MIGUEL CORDERO. (1999)

2.7.4.2 ÁCAROS DE LAS PLUMAS

Existen diferentes tipos, viven del plumón o plumas, quedando el plumaje feo y las plumas partidas, son fáciles de combatir con sprays.

Tratamiento Ivomec diluido en glico-propilénico 1 a 9 y aplicar tópicamente durante 15 días.

<http://pericosaustralianos.mforos.com/1487016/8748873-medicamentos-para-aves/>(2010)

2.7.4.3 ACARIOSIS RESPIRATORIA

Apertura del pico estirando el cuello como si tuviera algo atragantado, come de forma normal.

Tratamiento:

Ivermectina 10% - 1parte o ml en nueve partes de glico-propilénico, administrar una gota vía oral y repetir después de 5 días.

Ácaro rojo en los posaderos, rincones, sobre el pájaro se nutre de sangre.

Ácaro del cañón interior de los cañones se nutre de sangre y piel.

Ácaro de las bárbulas, piel y pluma

Ácaro del plumón piel y pluma

En los ataques por ácaros en las patas, generalmente se denotan por costras o callosidades en los dedos como un zapato a modo de costra, muy efectiva es tabernil pomada pajarerías, efectivo incluso contra las picaduras de insectos o mosquitos.

<http://pericosaustralianos.mforos.com/14876/8748873-medicamentos-para-aves/> (2010)

2.7.4.4 SARNA

Aparecen en las patas y la falta de riego las da un color blanco, para evitarlo retiraremos dicha capa ablandándola con agua tibia y vaselina para aplicar posteriormente una crema que elimina dichas placas.

Sarna de la piel..... tejido subcutáneo

Sarna de las patas.....escamas de las patas

Sarna desplumante.....tejido subcutáneo

2.7.4.5 MICOSIS

Vienen dadas por la humedad y la falta de iluminación (por ello es bueno solear a los pájaros) o por el mal cuidado higiénico

Aspergillosis.- (Vigilar las semillas viejas o húmedas) abatido, alas semicaidas, adelgaza rápidamente, puede haber como una especie de asma, posteriormente diarrea muere de 3 a 5 días fumigar con aerosoles yodados y añadir en el agua unas gotas de yoduro potásico.

Candidiasis.- Dificultad para tragar, adelgazamiento, mirar los bordes e interior del pico, pequeñas manchas blancuzcas o blanco-amarillentas aplicar glicerina yodada y algún complejo con vitamina A.

Tratamiento:

Nistatina o Ketaconazol.

<http://pericosaustralianos.mforos.com/1487016/8748873-medicamentos-para-aves/>(2010)

2.7.4.6 TIÑA

Generalmente en la cabeza, de los ojos hacia atrás, zonas calvas, al mirar con lupa se observan placas blanquecinas pequeñas glicerina yodada y vaselina

2.7.4.7 ROÑA

Se detecta por una costra con relieve en el pico Ivomec diluido en la proporción de 1 a 9 en glicerina líquida durante 5 o 6 días.

PARASITOLOGÍA VETERINARIA, MIGUEL CORDERO. (1999)

2.7.4.7 GUSANOS:

ASCARIDIOSIS

Pérdida de apetito, sed, plumas sin brillo, movimientos de la cola para intentar evacuar al gusano.

Tratamiento:

Levamisol (pueden vomitar), Piperazina, Ivermectina) - parásitos internos y externos. Ir alternando todos para evitar que se acostumbre a uno determinado.

Vermicida .- 2 gotas en el agua un solo día, repitiéndose a las dos o 3 semanas en caso necesario.

Mebendazol o Albendazol (Ascaris y Tenias, no dar durante la muda).

LOROS RICARDO PEDRAGLIO F. (2008)

VIII. MATERIALES Y MÉTODOS

1. LOCALIZACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

La presente investigación en su fase experimental se realizó en la propiedad de la señora Inés Correa, centro de la ciudad de Ambato, calles Floreana 02 – 12 y Sucre y la parte concerniente al análisis de laboratorio, tuvo lugar en el laboratorio clínico San Francisco propiedad de la Tecnóloga médica Violeta López.

2. UBICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

CUADRO 6. UBICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

| UBICACIÓN | LOCALIDAD |
|------------|-----------------------------|
| Provincia: | Tungurahua |
| Cantón: | Ambato |
| Parroquia: | La Matriz |
| Barrio: | San Francisco |
| Dirección: | Floreana 02 – 12 y Sucre |

FUENTE: Ilustre Municipio de Ambato, 2010.

2.1 SITUACIÓN CLIMÁTICA Y GEOGRÁFICA

CUADRO 7. SITUACIÓN CLIMÁTICA Y GEOGRÁFICA

| PARÁMETROS | VALOR |
|------------|-----------------|
| Altitud: | 2615 m.s.n.m |
| Latitud | 1° 14' 43.74" S |

| | |
|------------------------------|------------------|
| Longitud: | 78° 37' 54.82" O |
| Humedad: | 38% |
| Temperatura máxima: | 24 °C |
| Temperatura mínima: | 8 °C |
| Temperatura media anual: | 16 °C |
| Precipitación Pluviométrica: | 100 – 200 mm |

Fuente: INAMHI y GPS DATUM PSAD – 56 UTM

2.2 ZONA DE VIDA

La presente investigación se realizó en la zona comprendida en arbustal templado fresco que va desde los 2000 m.s.n.m. con una temperatura promedio de 17°C y una precipitación de 1600 mm. al año (HOLDRIDGE).

3.0 MATERIALES

3.1 MATERIALES EXPERIMENTALES

- Pericos Australianos
- Piperazina
- Sulfadimetoxina
- Fenbendazol

3.2 MATERIALES DE CAMPO

- Jaulas
- Calentador a gas
- Cilindro de gas
- Plástico
- Paletas de madera
- Alpiste
- Pepa de mijo
- Malla un rollo
- Bolsas plásticas

3.3 MATERIALES DE LABORATORIO

- Microscopio
- Tubos de ensayo
- Centrifugadora
- Vasos de precipitación
- Caja porta objetos
- Caja cubre objetos
- Agua
- Lugol

3.4 MATERIALES DE OFICINA

- Esferos
- Cuaderno de apuntes
- Resma de hojas A4 x 5
- Computador con sus respectivos accesorios
- Lápices
- Calculadora
- Hojas de exámenes
- Cámara fotográfica

4. METODOLOGÍA

4.1 MODALIDAD BÁSICA DE LA INVESTIGACIÓN

Modalidad de campo: Toma contacto con la realidad en forma directa es decir en el lugar insitu.

Modalidad bibliográfica: El propósito de esta modalidad fue conocer, comparar, ampliar y profundizar en base a fuentes bibliográficas.

Modalidad laboratorio: Fue la más importante en esta investigación y nos dio a conocer la realidad microscópica de los ejemplares.

4.2 TIPOS DE INVESTIGACIÓN

Para la investigación se procedió a trabajar con técnicas coprológicas de contaje e identificación.

4.3 RECOLECCION DE LA INFORMACIÓN

Para la investigación se procedió a tomar los resultados que nos envió el laboratorio.

4.4 INFORMACION PRIMARIA

La información se recopiló investigando diferentes técnicas para determinar los distintos tipos de parásitos.

4.5 INFORMACION SECUNDARIA

En este trabajo se recopiló información de:

- Libros de la Biblioteca de la U.E.B
- Internet
- Folletos escaneados y subidos a Internet
- Libros en formato pdf de internet

4.6 NÚMERO DE LAS UNIDADES EXPERIMENTALES

Las unidades experimentales consideradas en la investigación fueron de 160 animales (pericos australianos) establecidas en dos categorías.

- Adultos machos de 4 meses en adelante.
- Adultos hembras de 4 meses en adelante.

4.7 SELECCIÓN DE LA MUESTRA

Se trabajó con muestreo: 14 jaulas con 6 aves en cada una, compradas en las tiendas de expendio de mascotas en la ciudad de Ambato y a sus proveedores; y con 2 jaulas grandes del zoológico San Martín de 40 aves por jaula.

4.8 PROCEDIMIENTO DE LA INVESTIGACIÓN

Para el estudio, las técnicas propuestas en la investigación comprendidas fueron:

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Las mediciones experimentales se sometieron al los siguientes análisis:

- $\frac{\text{Muestras positivas}}{\text{Total de muestras}} \times 100 = \% \text{ (Determina porcentaje de incidencia)}$

Conteos totales de parásitos y con ellos una regla de 3 para determinar su carga.

X ----- 100%

x ----- ¿?

Efectividad de tratamientos con el 100% de las muestras del experimento.

4.9 PROCESAMIENTO DE LA INFORMACIÓN

Para este estudio las técnicas de análisis de datos se detallan a continuación:

Escala de variables: Ordinales y nominales es decir valores sometidos a escala establecida con criterio de orden los primeros aunque no uniforme y los segundos sin el mismo.

Codificación de datos: Mediante cuadros representativos generales, es decir a nivel de tablas, cuadros y gráficos.

4.10 TABULACION DE DATOS

Se trabajó con datos numéricos y porcentuales

4.11 ESTADÍSTICAS

Se aplicó frecuencias en forma cualitativa y cuantitativa, es decir estadística descriptiva.

4.12 ELABORACION DE LA BASE DE DATOS

Con la codificación de variables, se procedió a ingresar los códigos y datos al sistema estadístico y crear una base de datos en Microsoft Excel, para la sistematización de la información.

4.13 ANÁLISIS DE LOS DATOS

Se aplicó estadística descriptiva, es decir que se calculó:

- Tablas de frecuencias
- Porcentajes
- Medida aritmética

4.14 INTERPRETACIÓN DE LOS DATOS

Con los resultados estadísticos se procedió a la interpretación de datos y con ellos se continuó con la representación mediante tablas y gráficos.

4.15 MÉTODOS DE EVALUACIÓN Y DATOS A EVALUARSE

En el desarrollo de esta investigación se tomaron los siguientes datos para su evaluación:

1. PROCEDENCIA DE LAS AVES Y DISTRIBUCIÓN DE LAS JAULAS.

Los grupos de aves fueron ubicadas de forma separada de acuerdo al lugar de procedencia, en el lugar del experimento (lugar anteriormente readecuado) una vez llegados a la casa de la señora Inés Correa en el cuarto piso en el mes de agosto del año 2010.

2. DISTRIBUCIÓN DE LAS JAULAS SEGÚN LA PROCEDENCIA.

Las aves fueron separadas en grupos de acuerdo a su procedencia.

3. DISTRIBUCIÓN DE LAS JAULAS EN LA INVESTIGACIÓN

Fueron distribuidas en un orden aleatorio en las diferentes jaulas los grupos de acuerdo a su procedencia.

4. PESO INICIAL

Fue tomado con una balanza de 2 gramos de precisión, las aves fueron puestas en una bolsa, y se procedió a tomar el peso total de las aves y luego a sacar un promedio general por jaula.

5. PORCENTAJE DE INCIDENCIA

Se tomó este dato sacando un porcentaje de los casos totales positivos y negativos, 14 positivos y 2 negativos y sus respectivos porcentajes.

6. PARÁSITOS ENCONTRADOS EN EL ANÁLISIS DE LABORATORIO SAN FRANCISCO

Estos datos fueron tomados de acuerdo a los resultados arrojados en los exámenes coproparasitarios, correspondientes al laboratorio San Francisco.

7. RESUMEN GENERAL DE CASOS

Se estableció de acuerdo al conteo general de casos en los resultados proyectados del laboratorio.

8. PARÁSITOS ENCONTRADOS DE ACUERDO AL NÚMERO DE HUEVOS TOTALES

Estos datos fueron obtenidos de acuerdo al examen de laboratorio concerniente al número total de huevos por gramo que se encontró en las heces fecales.

9. INCIDENCIA DE ACUERDO A LA PROCEDENCIA

Esta información fue obtenida al comparar el total de muestras positivas y negativas de los exámenes de laboratorio.

10. PESO FINAL

Fue tomado con una balanza de 2 gramos de precisión, donde las aves fueron puestas en una bolsa para proceder a tomar el peso total por jaula, para luego sacar un promedio general por jaula.

11. GANANCIA DE PESO

Para sacar este dato se procedió a comparar el peso final con el peso inicial; sacando la diferencia entre ambos se obtuvo este resultado.

12. TRATAMIENTO CON SULFADIMETOXINA

Lo primero que se hizo fue verificar las muestras de laboratorio que tenían coccidios, estableciendo así las jaulas que debían ser tratadas con el medicamento (2500 mg/kg/100ml agua/día)

13. TRATAMIENTO CON PIPERAZINA + FENBENDAZOL PARA EL TRATAMIENTO DE CAPILLARIAS, TRICHOSTRONGYLUS, GUARDIAS, ENTAMOEBA COLI, ENTAMOEBA HISTOÍTICA Y SYNGAMUS TRACHEA.

Así mismo se procedió a verificar en los exámenes de laboratorio las muestras que tenían los parásitos antes mencionados para establecer las jaulas a tratar y descartar las que no; Se procedió a dar los medicamentos en dosis de (520 mg/100ml agua /5 días la PIPERAZINA) y (30mg/kg/5 días el FENBENDAZOL), este último para el tratamiento de SyngamusTrachea.

14. EFECTIVIDAD DE LOS TRATAMIENTOS

Luego de los tratamientos se procedió a su verificación, tomando muestras de las jaulas tratadas para su respectivo análisis en el laboratorio y así establecer su efectividad uno a uno.

15.MORTALIDAD

Este último dato se tomó verificando para término de la investigación, la mortalidad de las aves y su respectivo porcentaje en cada jaula en el lugar del experimento.

MÉTODO MCMASTER

Recolección y análisis de datos

Una vez que el laboratorio concluyó los exámenes, envió los resultados para la tabulación de los mismos.

Se manejó un análisis estadístico descriptivo que consiste en dividir el número de muestras positivas para el total de muestras y multiplicarlo por 100.

Se procedió a fijar los porcentajes correspondientes de los parásitos.

MÉTODO DIRECTO

Es el más antiguo que se conoce y fue utilizado por Anton van Leeuwenhoek en el siglo XVIII observando trofozoitos de *Giorgio Cambio*.

En un extremo del porta objetos se colocan de 1 a 2 gotas de solución salina.

En el otro extremo del porta objetos se coloca de 1 a 2 gotas de lugol.

Después se coloca una pequeña muestra de material fecal y luego se esparcen dejando semilíquido y luego se observan al microscopio.

En el estudio experimental se tomaron las siguientes mediciones:

Determinación de parásitos existentes con las técnicas de laboratorio descritas a continuación en pericos australianos.

5. MANEJO DEL EXPERIMENTO

En la presente investigación se procedió de la siguiente forma:

1. Preparación individual del las jaulas.

Este primer paso tuvo como finalidad adecuar el hábitat funcional para el objetivo a cumplirse, ya que las muestras serían tomadas de cada una de las jaulas, por ello se adecuó un local acorde con la finalidad; Se añadió un calentador a gas en las últimas semanas ya que la temperatura de toda la región sierra bajó de manera imprevista, por las intensas lluvias causadas por una corriente de aire proveniente desde el Brasil.

2. Adquisición de las aves.

Se procedió a la compra de las aves en diferentes lugares de venta de las mismas tratando de abarcar todos los lugares de mercadeo y proveedores de la ciudad de Ambato, añadiendo como dato interesante, que algunos periquitos son provenientes del Perú, por medio de J.V.G una distribuidora de productos veterinarios.

3. Codificación de los animales.

Se colocaron 6 aves en jaulas de acuerdo al lugar de procedencia, lo que facilitó la rotulación de las mismas.

4. Definición de métodos de evaluación y datos a compararse.

Los métodos fueron los mencionados anteriormente como técnicas de contaje coproparasitarias a más de las siguientes variables:

- Peso toma de muestra
- Peso desparasitado

5. Toma de muestras

Luego de haber obtenido toda la información necesaria, la muestra que se recolectó, se colocaron en las cajas de recolección de heces estériles para evitar contaminación externa con su codificación de acuerdo a la jaula, en una etiqueta que contenía la información siguiente:

- Número de jaula

La recolección de las heces fecales se los hizo en las horas y días señalados y fueron apuntados en los registros.

El operador lavó sus manos con agua y jabón, se colocó guantes estériles y procedió a la recolección de cada muestra con el respectivo instrumento paleta estéril de cada kit de recolección de heces ya codificado con anterioridad.

6. Transporte de las muestras

Las muestras recolectadas fueron depositadas en un termo a una temperatura de 4 a 7°C. y luego transportadas al laboratorio en un tiempo máximo de una hora posterior a la recolección. El análisis de las muestras se realizó en el Laboratorio Clínico San Francisco de la Tecnóloga Médica Violeta López.

7. Procedimiento de laboratorio para identificación de los parásitos.

Método McMaster

La técnica McMaster utiliza cámaras de conteo que posibilitan el examen microscópico de un volumen conocido de suspensión fecal (2 x 0.15 ml). Por lo

tanto, si se usan un peso de heces y un volumen de líquido de flotación conocidos para preparar la suspensión, entonces el número de huevos por gramo de heces (h.p.g.) puede ser calculado.

Las cantidades son elegidas de tal manera que la cuenta de huevos fecales puede ser fácilmente derivado al multiplicar el número de huevos dentro de las áreas marcadas por un simple factor de conversión.

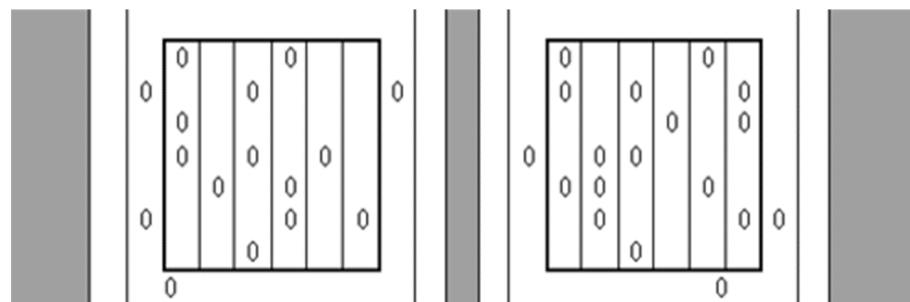
La cámara de McMaster tiene dos componentes, cada uno marcado con una rejilla sobre la superficie superior. Cuando la cámara es llenada con una suspensión de heces en fluido de flotación, muchos de los detritos se irán al fondo mientras los huevos flotan hacia la superficie, en donde pueden ser fácilmente vistos y los que están dentro del la rejilla pueden ser contados.

Procedimiento:

- Se tomaron las muestras de las 16 jaulas por separado.
- Se pesó los gramos de heces y se colocaron dentro del recipiente.
- Se añadió 56 ml del fluido por cada 4 gramos de heces, de flotación seleccionado.
- (Se recuerda que procedió a hacer una regla de tres porque las heces de las aves no llegaron a pesar 4 gramos) 14 ml por gramo.
- Se revolvió cuidadosamente los contenidos de los recipientes con un tenedor, bate lenguas o espátula.
- Se filtró la suspensión fecal con un colador de té o doble capa de estopilla o toalla dental hacia adentro del segundo recipiente.
- Se revolvió el filtrado en el recipiente dos con una pipeta Pasteur.
- Utilizando la pipeta, se retiró una sub-muestra mientras el filtrado fue mezclado.
- Se revolvió el fluido y se llenó el primer compartimiento de la cámara de conteo McMaster con la sub-muestra.
- Se mezcló de nuevo el fluido y se llenó el segundo compartimiento con otra sub-muestra.
- Se dejó reposar la cámara de conteo por 5 minutos.
- Fue importante dejar reposar la cámara para permitir que los huevos floten hacia la superficie y que los detritos se vayan al fondo de la cámara.

- Se examinó la sub-muestra del filtrado bajo un microscopio compuesto con aumento de 10 x 10.
- Se identificó y contó todos los huevos dentro del área gravada de ambas cámaras.
- El número de huevos por gramo fue calculado de la siguiente manera:
- Se contaron los huevos dentro de la rejilla de cada cámara, ignorando aquellos fuera de los cuadros
- Se multiplicó el total por 50 – esto da la cantidad de huevos por gramo de heces (h.p.g.)
- Por ejemplo:

Gráfico 2. Conteo de cámara McMaster



- 12 huevos observados en la cámara 1 y 15 en la cámara 2
- = $(12 + 15) \times 50 = 1350$ h.p.g.

8. Tratamiento

Luego del reconocimiento de los tipos de parásitos y sus respectivos porcentajes, 7 días después de la recolección de muestras, se procedió a combatirlos, los días correspondientes y en las dosis correctas de acuerdo al tipo de parásitos existentes.

9. Medicamentos y dosis.

Se utilizaron Sulfadimetoxina a 55 mg/kg vía oral por cinco días en todas las jaulas, a la siguiente semana se les medicó piperazina 110 mg/kg vía oral a 14 jaulas y a las jaulas 15 y 16 del zoológico se les medicó fenbendazol 30 mg/kg.

Nota: las aves son muy pequeñas (por lo tanto los pesos muy bajos) y se les dio la dosis comercial especificada en cada una de las etiquetas de los productos, para combinar con el agua o mezclar con el alimento.

10. Toma de las últimas muestras

Se tomaron el 100% del total de las muestras (16 jaulas) para verificar la efectividad de los tratamientos.

Con los mismos procedimientos y cuidados necesarios se procedió a tomar las muestras y enviarlas al laboratorio, con la diferencia que sólo se envió para identificación sin conteo.

IX. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Ha crecido con auge en los últimos años la tenencia de aves de cautiverio como mascotas por los habitantes de la ciudad, entre ellos los pericos australianos que son unos de los preferidos al momento de elegir en los lugares de expendio, ya sea por su costo conveniente o por sus singulares colores, así la convivencia con el ser humano se ha tornado para estas aves el hábitat actual y donde más prosperan.

Es de suma importancia el conocimiento de los parásitos en las pequeñas aves, por su relación estrecha con el ser humano y por la implicación de la medicina veterinaria en salud pública y porque hoy en día es una fuente de ingresos complementaria para muchas familias, así que la presente investigación fue orientada a la identificación de parásitos intestinales existentes y la validación de un tratamiento a aves de: tiendas de expendio, criadores y distribuidores de la ciudad en Ambato, provincia de Tungurahua.

Y por otro lado no existe información sobre estudios realizados en este tema; lo que se torna elemental y de orden trascendente ya que los resultados serán de gran ayuda para los productores, porque desconocen totalmente la existencia de parásitos en sus pájaros, los que restringen su condición física y por consiguiente se ve afectada la reproducción.

Los resultados de la investigación se presentan a continuación:

1. PROCEDENCIA DE LAS AVES Y DISTRIBUCIÓN DE LAS JAULAS.

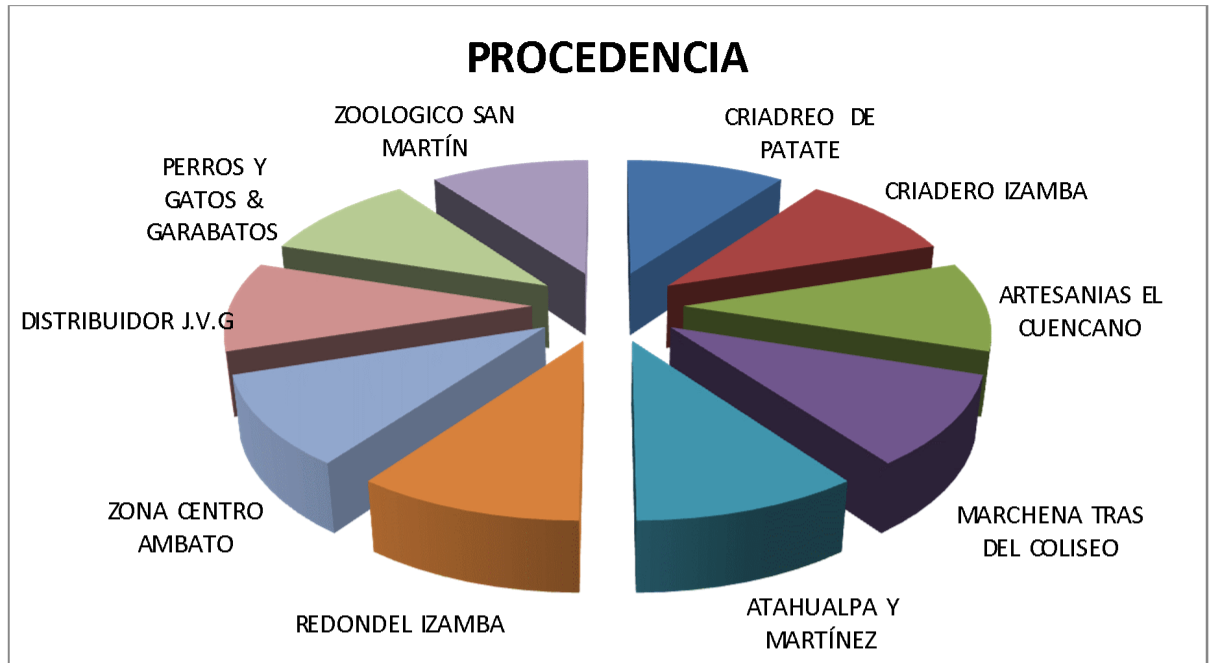
CUADRO 8. DISTRIBUCIÓN DE LAS JAULAS SEGÚN LA PROCEDENCIA

| JAULAS | PROCEDENCIA | PROPIETARIO |
|--------|--------------------------|-----------------------------|
| 1 | CRIADERO DE PATATE | Sr. Luis Moya |
| 2 | CRIADERO DE PATATE | Sr. Luis Moya |
| 3 | CRIADERO DE IZAMBA | Sr. Jorge Ortiz |
| 4 | CRIADERO ORTÍS IZAMBA | Sr. Jorge Ortiz |
| 5 | ARTESANÍAS EL CUENCANO | Sra. Silvia Núñez |
| 6 | MARCHENA TRAS DE COLISEO | Sr. Napoleón Cáceres |
| 7 | ATAHUALPA Y MARTINEZ | Sr. José Pérez |
| 8 | REDONDEL DE IZAMBA | Sr. Edison Guevara |
| 9 | ZONA CENTRO AMBATO | Sra. Ana Mayorga |
| 10 | DISTRIBUIDOR J.V.G | Srta. JadiraVelasquí García |
| 11 | DISTRIBUIDOR J.V.G | Srta. JadiraVelasquí García |
| 12 | DISTRIBUIDOR J.V.G | Srta. JadiraVelasquí García |
| 13 | PERROS GATOS Y GARABATOS | Sra. Vanesa Betancourt |
| 14 | PERROS GATOS Y GARABATOS | Sra. Vanesa Betancourt |
| 15 | ZOOLOGICO SAN MARTÍN | Sr. Leonardo Vega |
| 16 | ZOOLOGICO SAN MARTÍN | Sr. Leonardo Vega |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO3. DISTRIBUCIÓN DE LAS JAULAS SEGÚN LA PROCEDENCIA



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

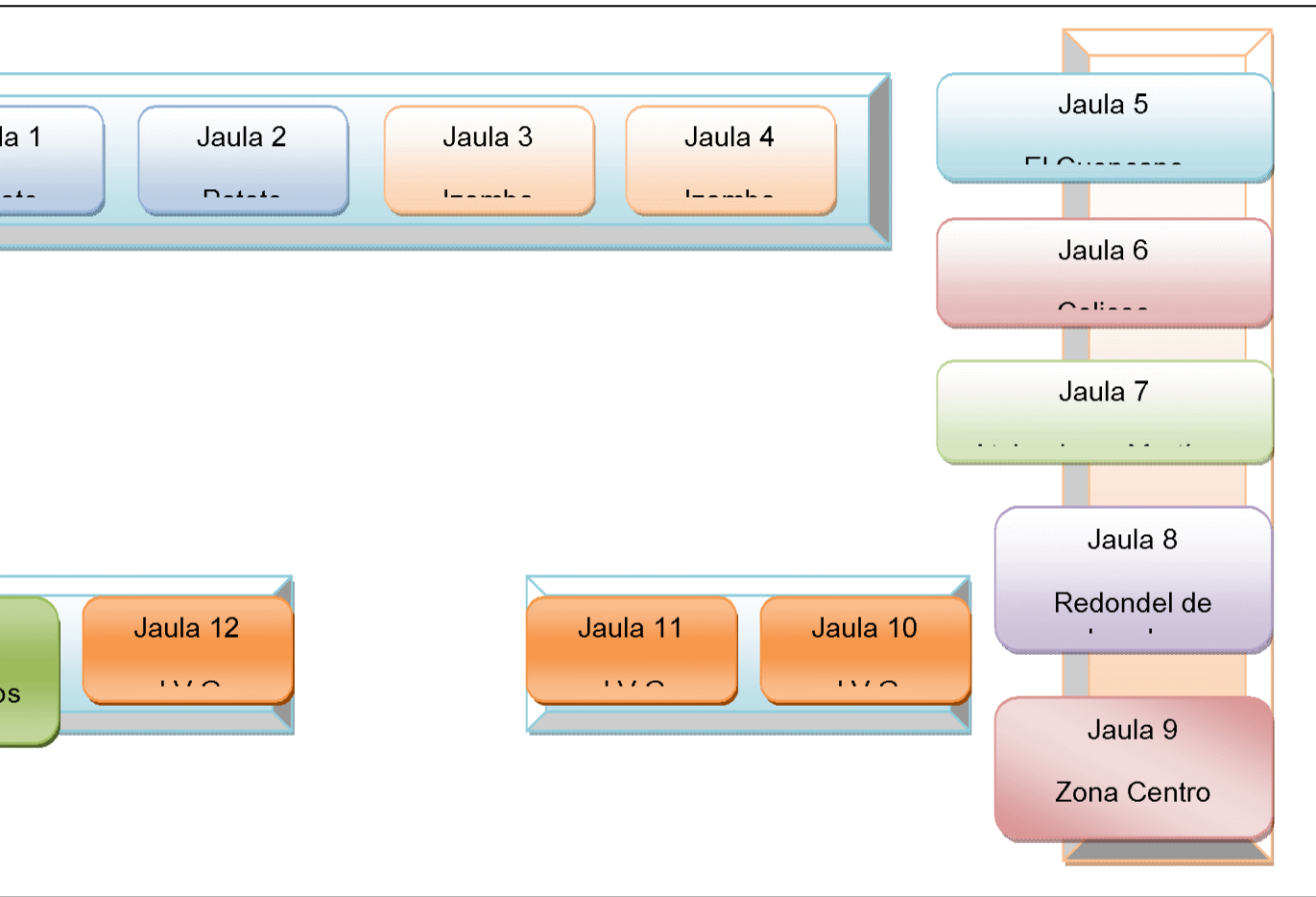
En la ciudad de Ambato existen algunos productores y distribuidores de pericos australianos a las tiendas de expendio, entre ellos los más destacados son el criadero de Patate que entrega las aves a algunas tiendas de la provincia y fuera de ella, entre otros tenemos el criadero del Sr. Jorge Ortiz en la parroquia Izamba, que aunque tiene menos de 25 parejas reproductoras entrega y vende muchas de las aves. En pleno centro de la ciudad de Ambato encontramos la tienda de artesanías “El Cuencano” donde aves de distinta procedencia, según comentarios de la propietaria, son muy requeridos; tras del coliseo cerrado de deportes, en la calle Marchena, encontramos a un productor que también vende y distribuye sus aves; destaca adicionalmente el criadero que se encuentra ubicado entre las parroquias rurales Atahualpa y Martínez; la tienda de expendio del redondel de Izamba; las aves de un local de la zona centro de Ambato; destaca por sí solo J.V.G, que es la empresa de mayor cobertura en la distribución de estas aves, en el sector sierra central del país. Las aves son importadas desde el país vecino del sur, Perú, sus oficinas y bodegas se encuentran en las afueras de la ciudad a unos 2 Km del mercado mayorista cerca de la vía a Baños; se tomaron aves de la tienda “Perros Gatos &

Garabatos” de la avenida Rumiñahui, frente al estadio de fútbol del Colegio Agropecuario “Luis A. Martínez” y también fueron tomadas para la investigación las aves del zoológico “San Martín” porque venden sus aves cuando la población excede la capacidad de las jaulas.

ON DE LAS JAULA EN LA INVESTIGACIÓN.

Jaula 15
Zoológico San Martín

Jaula 16
Zoológico San Martín



gación.

o Silva Lavid.

PESO INICIAL

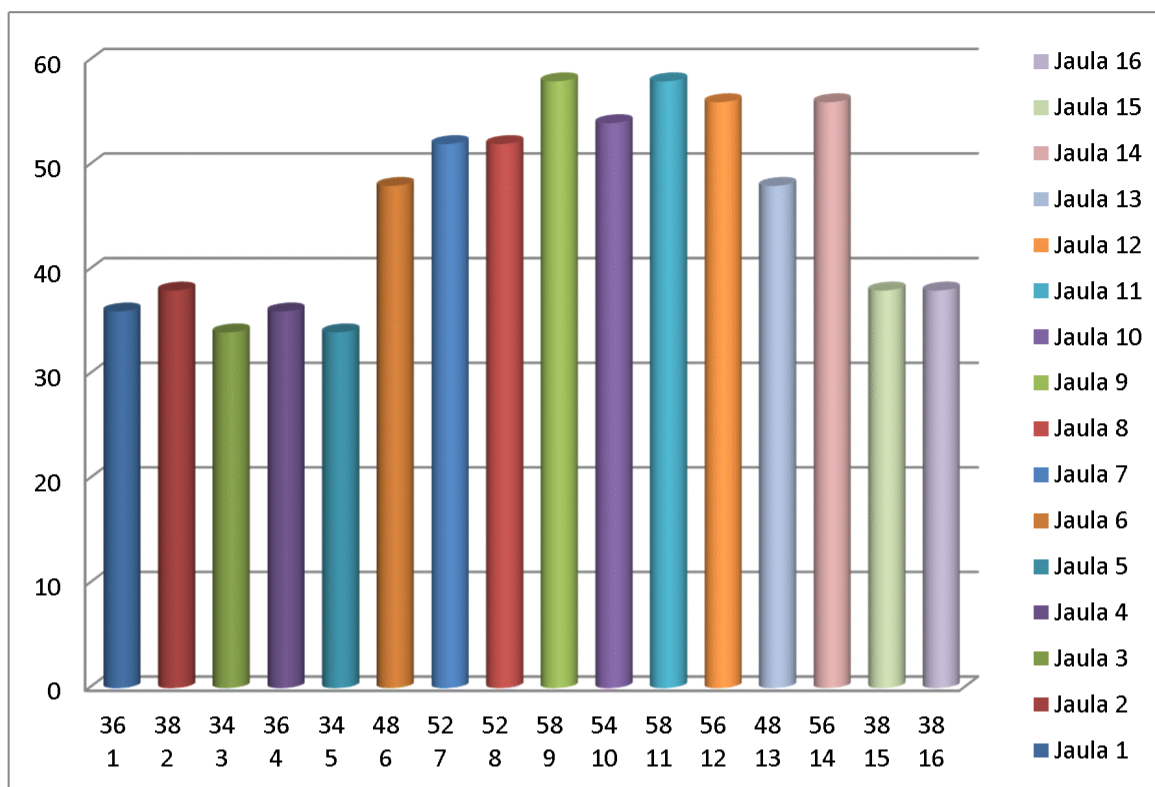
CUADRO 9. PESO INICIAL

| Jaula # | X Gramos |
|---------|----------|
| 1 | 36 |
| 2 | 38 |
| 3 | 34 |
| 4 | 36 |
| 5 | 34 |
| 6 | 48 |
| 7 | 52 |
| 8 | 52 |
| 9 | 58 |
| 10 | 54 |
| 11 | 58 |
| 12 | 56 |
| 13 | 48 |
| 14 | 56 |
| 15 | 38 |
| 16 | 38 |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 5. PESOS INICIALES



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Sin duda alguna el peso de las aves es una variable importante a estudiar ya que comparando el peso inicial y final, se conoce si los parásitos son un factor determinante en el peso de estas aves, porque se establecen pesos antes y después de cualquier tratamiento, resultado con el cual se determina la ganancia o no de pesos.

El gráfico 5 muestra las medias del peso inicial de la aves, los cuales fueron tomados antes de realizar cualquier tratamiento con una balanza de precisión de 2 gramos, el peso más bajo fue el de la jaula 3 y 5 con 34 gramos, y el peso más alto registrado, fue el de la jaula 9 y 11 con 58 gramos. Según los estudios

realizados en el Perú acerca de los pericos australianos su peso es de 35 gramos, peso semejante a las medias de algunas jaulas, PEDRAGLIO, F. (2008).

Se muestran pesos superiores a los 50 gramos que son de la subespecie un poco más grande. http://es.wikipedia.org/wiki/Melopsittacus_undulatus (2010).

PORCENTAJE DE INCIDENCIA.

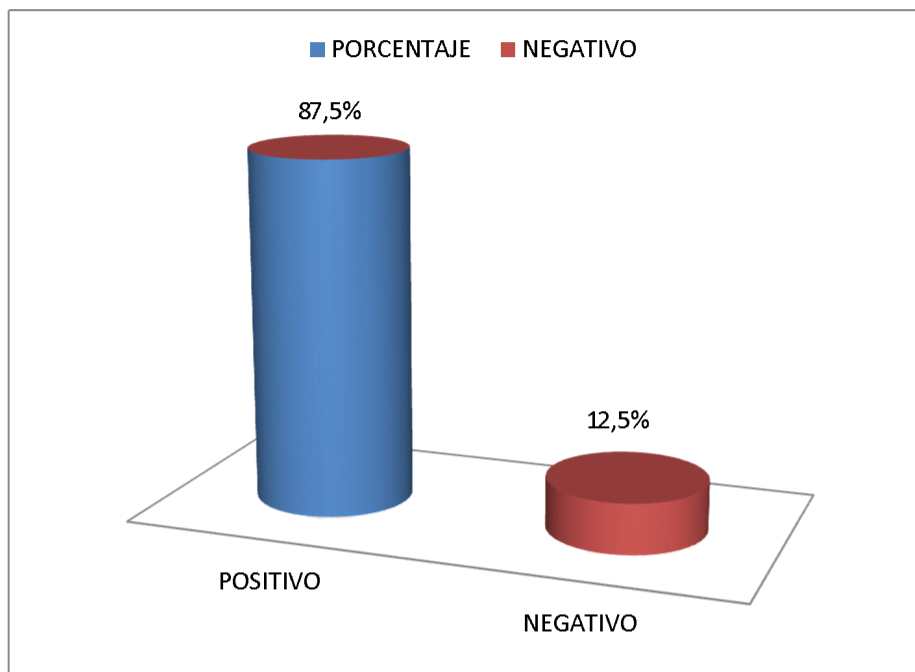
CUADRO 10. PORCENTAJE DE INCIDENCIA.

| MUESTRAS | NÚMERO DE JAULAS FRECUENCIA | FRECUENCIA % |
|-----------|--------------------------------|--------------|
| POSITIVOS | 14 | 87,5 |
| NEGATIVOS | 2 | 12,5 |
| TOTAL | 16 | 100 |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 6. PORCENTAJE DE INCIDENCIA.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Existe una gran incidencia de acuerdo al número de jaulas tomadas de diferentes propietarios, el gráfico 3 nos representa que un 87.5% (las aves de 14 jaulas tenían parásitos: Capillarias, Trichostrongylus, Giardias, Entamoeba Coli, Entamoeba Histolitica, Coccideos y Syngamus trachea) y apenas en 2 jaulas no se encontraban parasitados esto debido a que son de las aves que distribuye J.V.G, que son importadas desde el Perú de un criadero grande en comparación con los de la provincia de Tungurahua, donde a más que son sometidas a mejores técnicas de crianza y reproducción tienen calendarios de desparasitación y como garantía de lo que producen, toda ave que sale al extranjero es desparasitada de acuerdo a las palabras de la distribuidora Jadira Velasteguí.

ENCUENTROS EN EL ANÁLISIS DE LABORATORIO SAN FRANCISCO EN LA CIUDAD DE AMBATO.

ENCUENTROS ENCONTRADOS

| Jaula 1 PATATE | Jaula 2 PATATE | Jaula 3 CRIADERO IZAMBA | Jaula 4 CRIADERO IZAMBA | Jaula 5 ARTESANIAS EL CUENCANO | Jaula 6 MARCHENA COLISEO | Jaula 7 ATAHUALPA Y MARTINEZ | Jaula 8 REDONDEL IZAMBA |
|-------------------|-------------------|-------------------------------|-------------------------------|--------------------------------------|--------------------------------|------------------------------------|-------------------------------|
| | | | | | | | |
| X | X | X | X | X | X | X | X |
| | | | | X | | X | |
| | X | X | | | | | |
| | | | X | | | X | |
| | | | | | | | |

| Jaula 9 IA CENTRO | Jaula 10 J.V.G | Jaula 11 J.V.G | Jaula 12 J.V.G | Jaula 13 PERROS GATOS & GARABATOS | Jaula 14 PERROS GATOS & GARABATOS | Jaula 15 ZOOLOGICO SAN MARTIN | Jaula 16 ZOOLOGICO SAN MARTIN |
|----------------------|-------------------|-------------------|-------------------|---|---|-------------------------------------|-------------------------------------|
| | | | | | | X | X |
| | | | | | | | X |
| | X | | | X | X | X | X |
| | | | | | | | |
| X | X | | | X | | | |
| | | | | | | X | X |

gación.

o Silva Lavid.

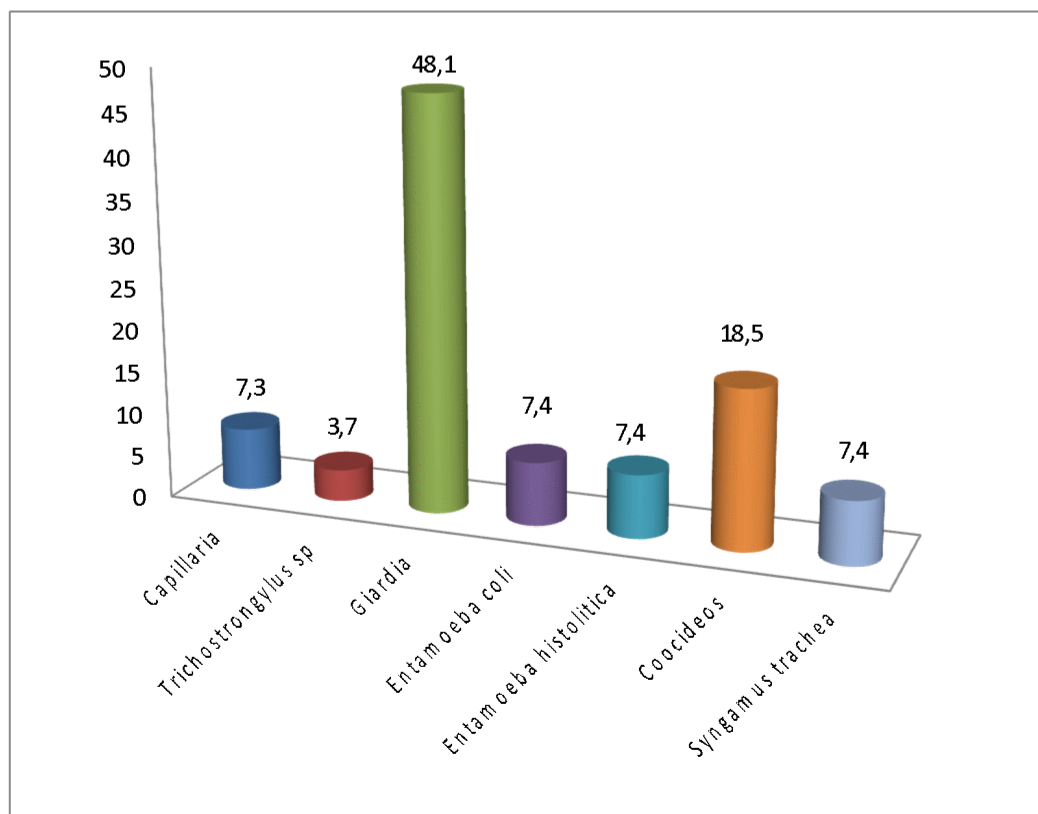
CUADRO 12. RESUMEN GENERAL DE CASOS

| Parásito | FREC. | FREC. % |
|-----------------------|-------|---------|
| Capillaria sp | 2 | 7,4 |
| Trichostrongylus sp | 1 | 3,7 |
| Giardia | 13 | 48,1 |
| Entamoeba coli | 2 | 7,4 |
| Entamoeba histolytica | 2 | 7,4 |
| Coocideos | 5 | 18,5 |
| Syngamus trachea | 2 | 7,4 |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 7. RESUMEN GENERAL DE CASOS



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Con el propósito de identificar la presencia de parásitos intestinales en los pericos australianos, se hizo en el Laboratorio Clínico San Francisco, en la ciudad de Ambato; en este lugar se realizaron los exámenes coprológicos de un total de 16 jaulas.

En este estudio se encontró que las muestras tenían 7 tipos de parásitos intestinales: Capillarias, Trichostrongylus, Giardias, Entamoeba Coli, Entamoeba Histolítica, Coccideos y Syngamus trachea (no es intestinal, pero sus huevos salen a través de las heces fecales).

De los resultados obtenidos en la investigación de acuerdo al número de muestras en que se presentaron, se detectó a: Capillaria en 2 muestras con el 7.4%, Trichostrongylus sp en 1 muestra y representa el 3.7%, Giardia en 13 muestras alcanzando un 48.1%, Entamoeba Coli en 2 muestras con un 7.4%, Entamoeba Histolityca en 2 muestras que representa el 7.4%, Coccideos en 5 muestras que significan el 18.5%; y aunque no son parásitos intestinales aparecen en las muestras Syngamus trachea en 2 muestras y con esto alcanza al 7.4%, ya que el paso de los huevos por el intestino es parte del ciclo biológico del parásito. <http://www.monografias.com/trabajos5/nemato/nemato> (2010)

Las giardias se presentaron en mayor porcentaje en la mayoría de muestras porque las aves se infectan con el agua contaminada, en los alimentos e infección directa de unas aves infestadas a otras sanas, a través de los excrementos que caen al agua o alimentos. LUJAN, H. (2006).

En las aves del zoológico se hallaron huevos de Capillarias que son nemátodos que han sido transmitidos por la cercanía con otras aves silvestres por lo que las aves presentaban diarrea, anorexia y adelgazamiento, y según datos y observaciones recopiladas del zoológico, algunas aves amanecían muertas por la elevada parasitosis, SÁNCHEZ, A. (2003).

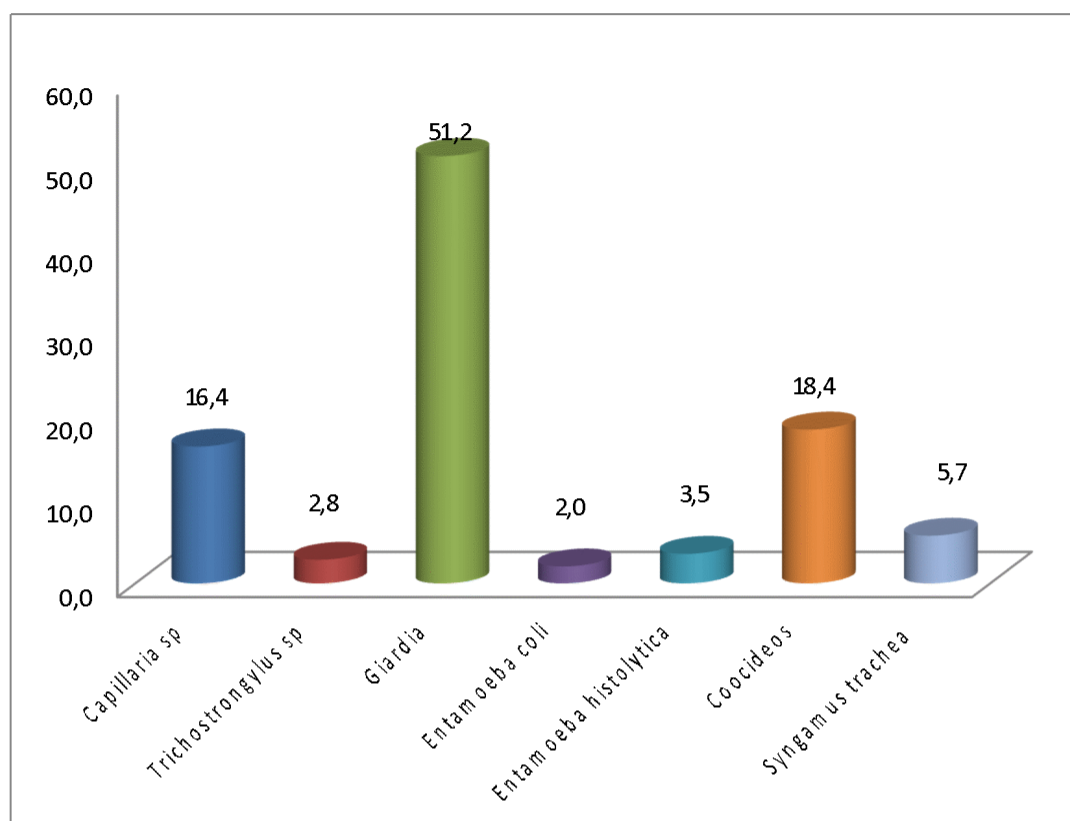
CUADRO 13. PARÁSITOS ENCONTRADOS DE ACUERDO AL NÚMERO DE HUEVOS TOTALES.

| Parásito | FREC | FREC % |
|------------------------------|-------------|---------------|
| Capillaria sp | 870 | 16,4 |
| Trichostrongylus sp | 150 | 2,8 |
| Giardia | 2718 | 51,2 |
| Entamoebacoli | 108 | 2,0 |
| Entamoeba histolytica | 188 | 3,5 |
| Coocideos | 978 | 18,4 |
| Syngamus trachea | 303 | 5,7 |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 8. PARÁSITOS ENCONTRADOS DE ACUERDO AL NÚMERO DE HUEVOS TOTALES.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En los resultados obtenidos en la investigación de acuerdo al número total de parásitos por gramo, se detectó a: *Capillaria* sp con el 16.4%, *Trichostrongylus* sp con el 2.8%, *Giardia* el 51.2%, *Entamoeba Coli* apenas un 2.0%, *Entamoeba Histolytica* con un 3.5%, Coccideos con un 18,4% y aunque no son parásitos intestinales aparecen en las muestras *Syngamus trachea* en un 5.7% ya que el paso de los huevos por el intestino es parte del ciclo biológico del parásito SÁNCHEZ, A. (2003).

Las giardias se presentaron en mayor porcentaje en la mayoría de muestras porque las aves se infectan, en los alimentos e infección de unas aves infestadas a otras sanas, a través de los excrementos que caen al agua o alimentos. LUJAN, H. (2006).

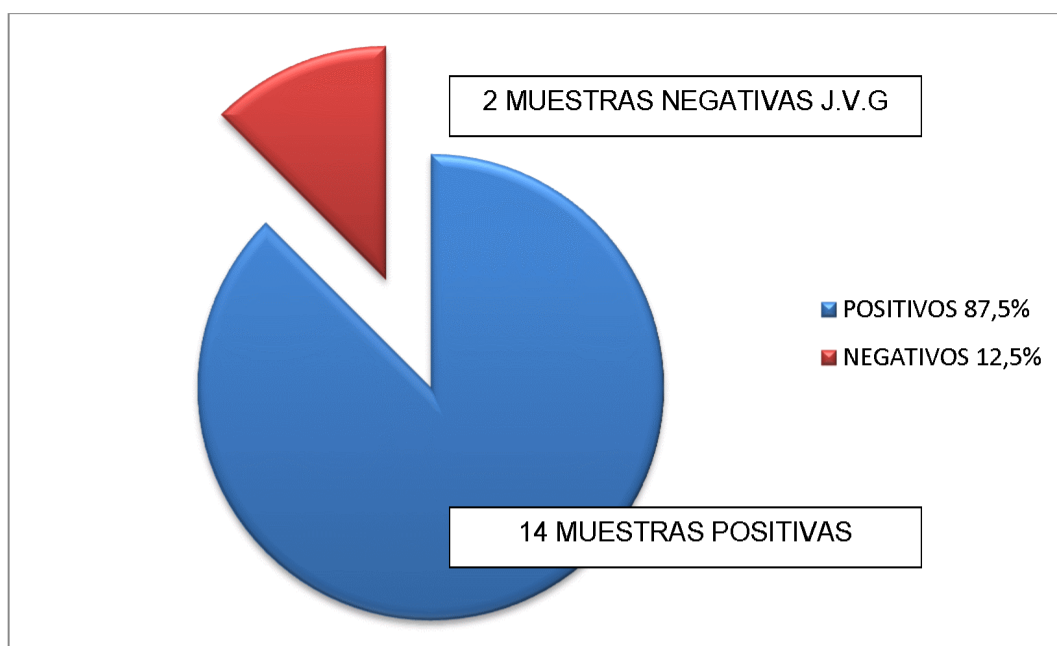
CUADRO 14. INCIDENCIA DE ACUERDO A LA PROCEDENCIA.

| | LUGAR DE PROCEDENCIA | POSITIVO | NEGATIVO |
|----|--------------------------|----------|----------|
| 1 | PATATE | X | |
| | PATATE | X | |
| 2 | IZAMBA | X | |
| | IZAMBA | X | |
| 3 | ARTESANIAS EL CUENCANO | X | |
| 4 | MARCHENA TRAS DE COLISEO | X | |
| 5 | ATAHUALPA Y MARTINEZ | X | |
| 6 | REDONDEL DE IZAMBA | X | |
| 7 | ZONA CENTRO AMBATO | X | |
| 8 | DISTRIBUIDORA J.V.G | | X |
| | DISTRIBUIDORA J.V.G | | X |
| | DISTRIBUIDORA J.V.G | X | |
| 9 | PERROS GATOS Y GARABATOS | X | |
| | PERROS GATOS Y GARABATOS | X | |
| 10 | ZOOLÓGICO SAN MARTÍN | X | |
| | ZOOLÓGICO SAN MARTÍN | X | |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 9. INCIDENCIA ACUERDO A LA PROCEDENCIA.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la investigación se encontró que en 2 muestras de las 16 totales, no se encontraron parásitos y la razón es porque estas aves que distribuye J.V.G para la ciudad de Ambato, son importadas desde un criadero en Perú, donde se tienen mayores controles por la tecnificación de la crianza, y según la información recopilada, las aves que salen del país vecino, son desparasitadas.

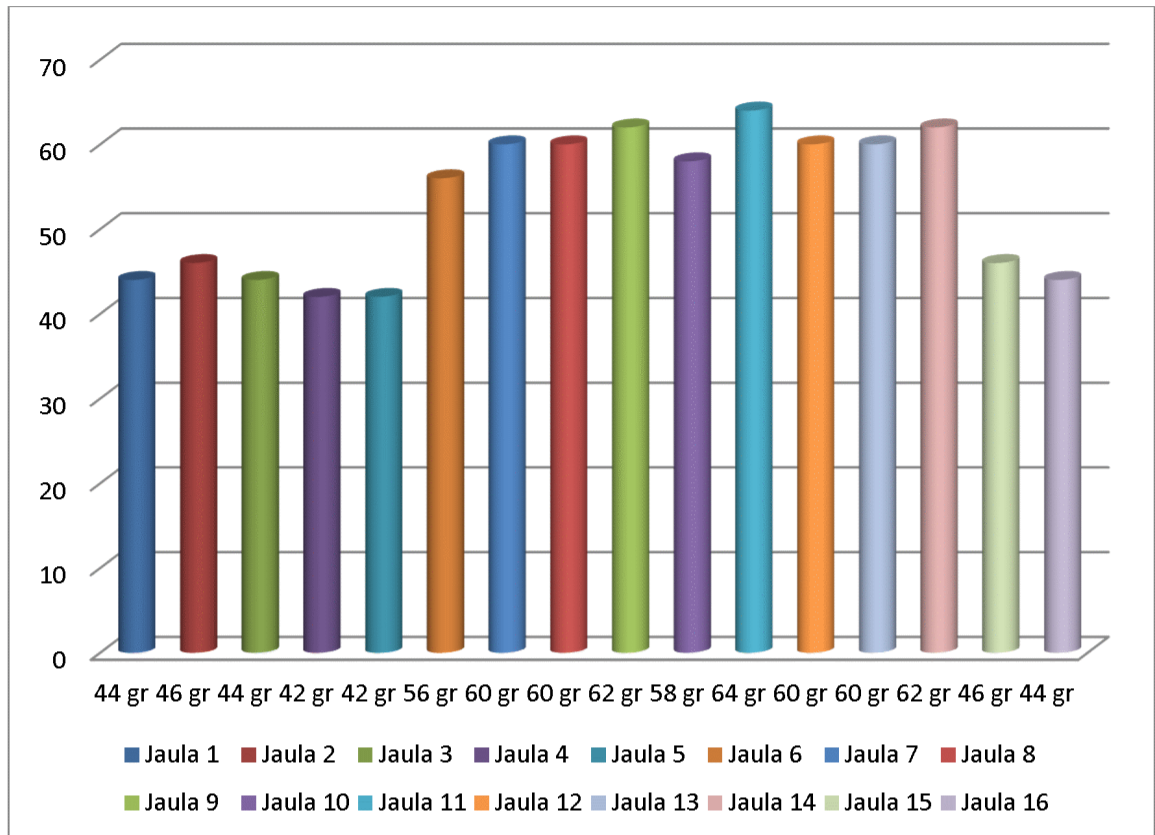
CUADRO 15. PESO FINAL

| Jaula # | \bar{X} Gramos |
|---------|------------------|
| 1 | 44 |
| 2 | 46 |
| 3 | 44 |
| 4 | 42 |
| 5 | 42 |
| 6 | 56 |
| 7 | 60 |
| 8 | 60 |
| 9 | 62 |
| 10 | 58 |
| 11 | 64 |
| 12 | 60 |
| 13 | 60 |
| 14 | 62 |
| 15 | 46 |
| 16 | 44 |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 10. PESO FINAL



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El gráfico 8 muestra las medias de los pesos finales adquiridos por las aves después de aplicados los tratamientos siendo el peso más bajo el de la jaula 4 con 42 gramos y el mas alto el de la jaula 11 con 64 gramos. La subida de peso se atribuye a los tratamientos aplicados y al cambio de alimentación, ya que en algunos casos las aves eran alimentadas con maíz molido.

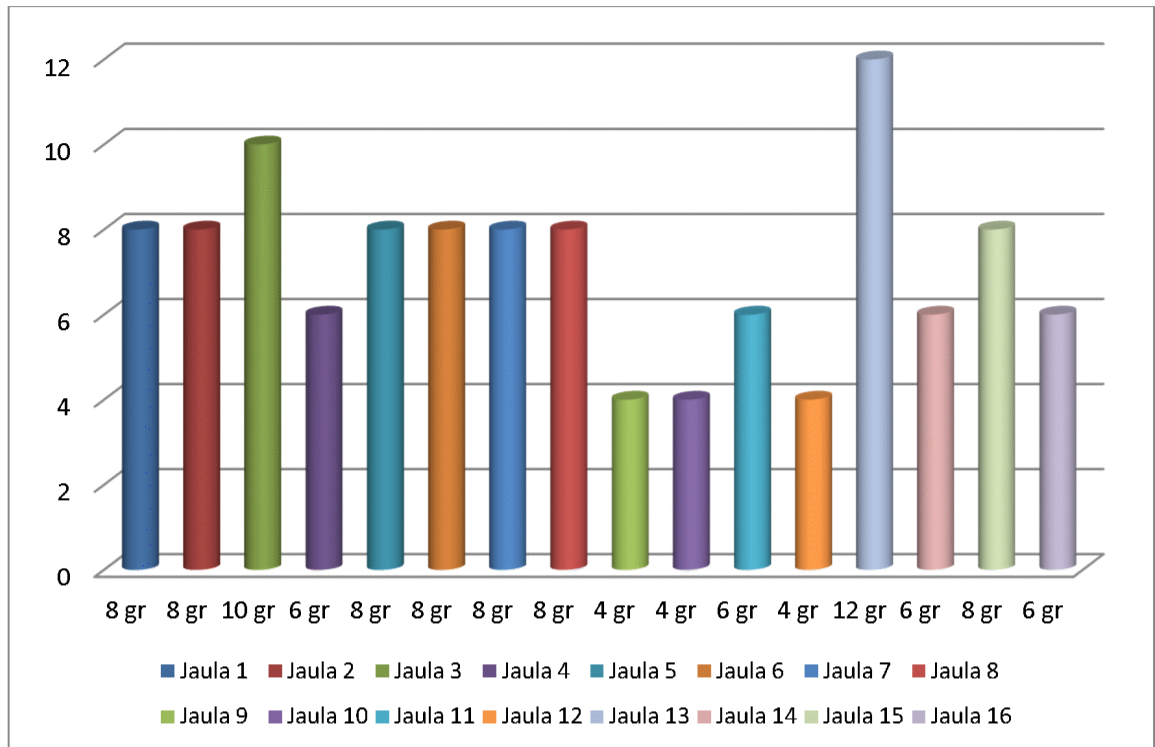
CUADRO 16. GANANCIA DE PESO

| Jaula # | X Gramos |
|----------------|-----------------|
| 1 | 8 |
| 2 | 8 |
| 3 | 10 |
| 4 | 6 |
| 5 | 8 |
| 6 | 8 |
| 7 | 8 |
| 8 | 8 |
| 9 | 4 |
| 10 | 4 |
| 11 | 6 |
| 12 | 4 |
| 13 | 12 |
| 14 | 6 |
| 15 | 8 |
| 16 | 6 |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 11. GANANCIA DE PESO



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el gráfico 11 se muestran las medias de las ganancias de peso por cada jaula, en las jaulas 9, 10 y 12 se registró la menor ganancia de peso, 4 gramos y en la jaula 13 se obtuvo 12 gramos, que fue la mayor ganancia de peso en la investigación, la ganancia de peso se atribuye a los tratamientos aplicados y al cambio de alimentación, ya que se sustituyó en algunos casos maíz molido con semilla de mijo y alpiste que tienen mayor cantidad de nutrientes esenciales según <http://www.fao.org/docrep/t0818s/T0818S0d.htm>. (2010)

TRATAMIENTOS

CUADRO 17. TRATAMIENTO CON SULFADIMETOXINA PARA EL TRATAMIENTO DE COCCIDIOSIS.

PRIMERA SEMANA

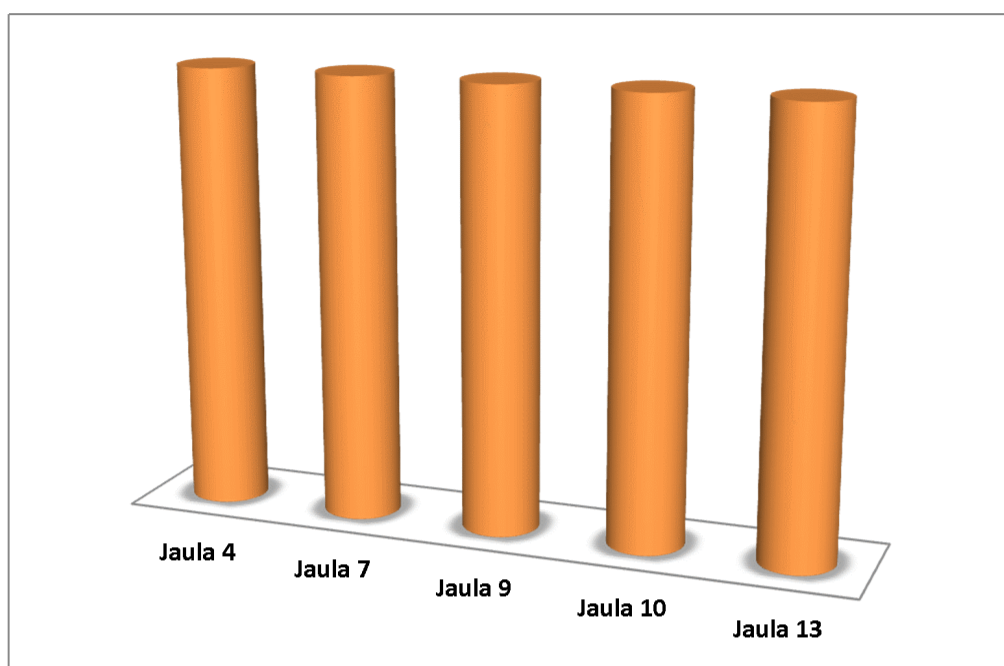
| | |
|----------|-------------------------------|
| Jaula 1 | |
| Jaula 2 | |
| Jaula 3 | TRATAMIENTO |
| Jaula 4 | SULFADIMETOXINA |
| | V.O 2.500mg/100ml agua/5 días |
| Jaula 6 | |
| Jaula 7 | |
| Jaula 8 | |
| Jaula 9 | |
| Jaula 10 | |
| Jaula 11 | |
| Jaula 12 | |
| Jaula 13 | |
| Jaula 14 | |
| Jaula 15 | |
| Jaula 16 | |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

NOTA: Sólo las jaulas marcadas con el color anaranjado fueron tratadas con Sulfadimetoxina.

GRÁFICO 12. TRATAMIENTO CON SULFADIMETOXINA PARA EL TRATAMIENTO DE COCCIDIOSIS.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Para el tratamiento de la coccidiosis se usó sulfadimetoxina en dosis de 2500 mg/100 ml de agua/5 días; la dosis diaria para cada ave fue de 1,25 mg. MERK, M. (2008).

Luego de los análisis de laboratorio se confirmó que el tratamiento resultó muy efectivo ya que en los análisis de comprobación de las muestras para finalizar el experimento, no se encontró coccidias.

CUADRO 18. TRATAMIENTO CON PIPERAZINA + FENBENDAZOL PARA EL TRATAMIENTO DE CAPILLARIAS, TRICHOSTRONGYLUS, GIARDIAS, ENTAMOEBA COLI, ENTAMOEBA HISTOLITICA Y SYNGAMUS TRACHEA.

SEGUNDA SEMANA

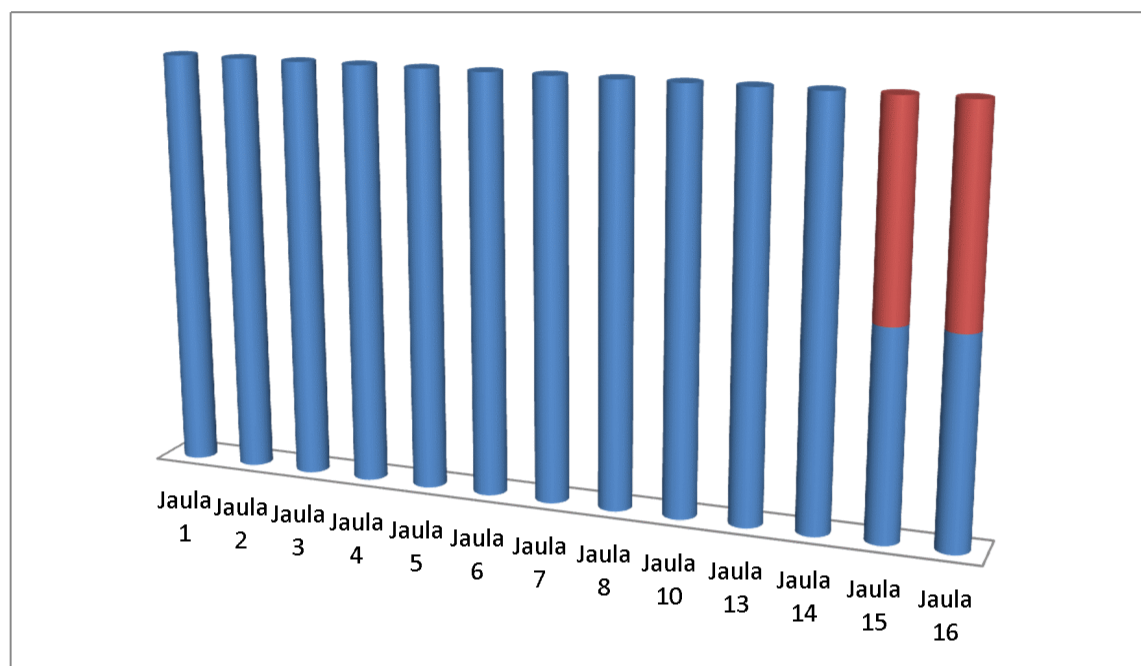
| | |
|----------|-------------------------------|
| Jaula 1 | |
| Jaula 2 | |
| Jaula 3 | TRATAMIENTO |
| Jaula 4 | PIPERAZINA |
| Jaula 5 | V.O 520 mg/100 ml agua/5 días |
| Jaula 6 | |
| Jaula 7 | |
| Jaula 8 | |
| Jaula 9 | FENBENDAZOL |
| Jaula 10 | V.O 30 mg/kg/5 días |
| Jaula 11 | 1.5 mg/ ave día |
| Jaula 12 | |
| Jaula 13 | |
| Jaula 14 | |
| Jaula 15 | |
| Jaula 16 | |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

NOTA: Las jaulas marcadas con color azul fueron tratadas con Piperazina, y las jaulas marcadas con el color amarillo fueron tratadas con Piperazina + Fenbendazol.

GRÁFICO 13. TRATAMIENTO CON PIPERAZINA + FENBENDAZOL PARA EL TRATAMIENTO DE CAPILLARIAS, TRICHOSTRONGYLUS, GIARDIAS, ENTAMOEBA COLI, ENTAMOEBA HISTOLITICA Y SYNGAMUS TRACHEA.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

NOTA: El color azul de las barras representan tratamiento con Piperazina y el color rojo representa tratamiento con Fenbendazol; las jaulas 15 y 16 recibieron doble tratamiento.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Para el tratamiento de Capillarias, Trichostrongylus, Giardia, Entamoeba coli, Entamoeba histolítica y Syngamus trachea se utilizó Piperazina en dosis de V.O 520 mg/100 ml agua/5 días (0.26 mg / ave / día) y + Fenbendazol V.O 30 mg/kg/5 días (1.5 mg / ave/ día) en las muestras 15 y 16 para eliminar Syngamus Trachea ya que el Fenbendazol es específico para tratar esta parasitosis y la Piperazina no es efectiva. MERK, M. (2008).

No se trató en la jaula 9 porque no existía otro parásito más que Coccidios, los cuales ya se habían tratado la semana anterior; No se trataron las jaulas 11 y 12 porque desde un principio no existían parásitos.

En el análisis de laboratorio se confirmó que el tratamiento con Piperazina + Fenbendazol resultó efectivo ya que en los análisis de comprobación de las muestras para finalizar el experimento, no se hallaron ningún tipo de parásitos sin aludir a las Giardias en dos muestras de diferentes jaulas, que demuestran cierto grado de resistencia a la Piperazina porque no fueron eliminadas con el mismo tratamiento y dosis que fue muy efectivo en las demás jaulas.

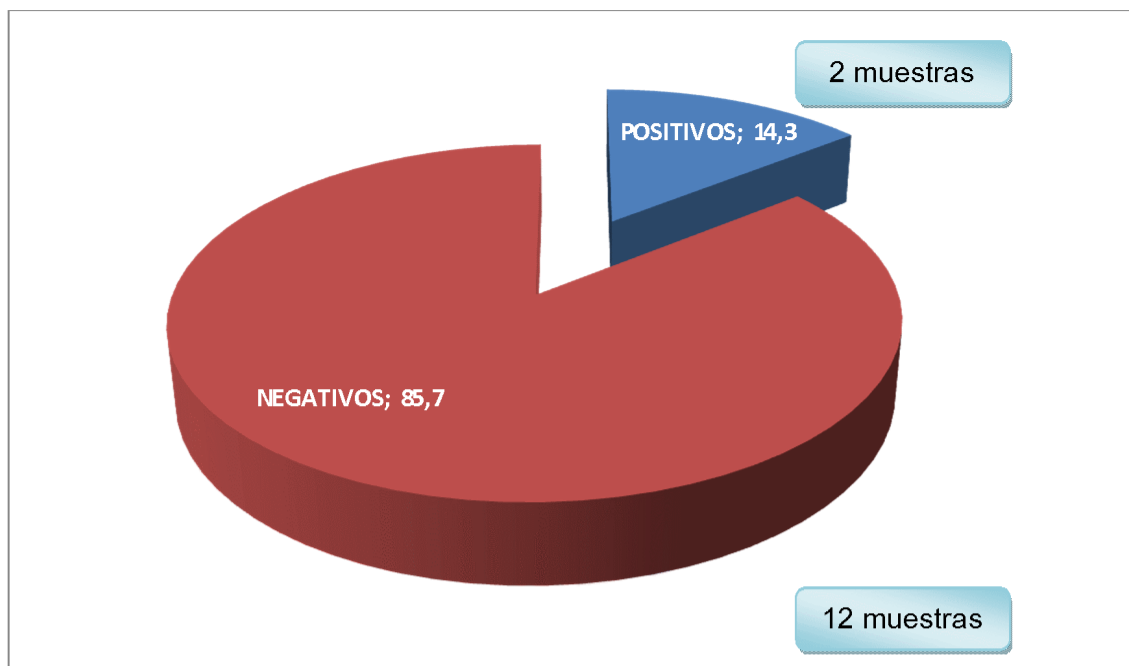
CUADRO 19. EFECTIVIDAD DE LOS TRATAMIENTOS.

| | SIN TRATAMIENTO | CON TRATAMIENTO |
|--------------------|-----------------|-----------------|
| POSITIVOS | 14 | 2 |
| NEGATIVOS | 2 | 12 |
| EFECTIVIDAD | 12.5 % | 85,7 % |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 14. EFECTIVIDAD DE LOS TRATAMIENTOS.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Sin ningún tipo de tratamiento 2 de las muestras resultaron negativas, por lo que se procedió a trabajar con las 14 en que halló algún tipo de parásito, resultando efectivo los tratamiento en general en un 85.7% ya que luego de los análisis de laboratorio se encontraron parásitos en 2 muestras que representan el 14.3% en los cuales se halló cierto grado de resistencia a los fármacos.

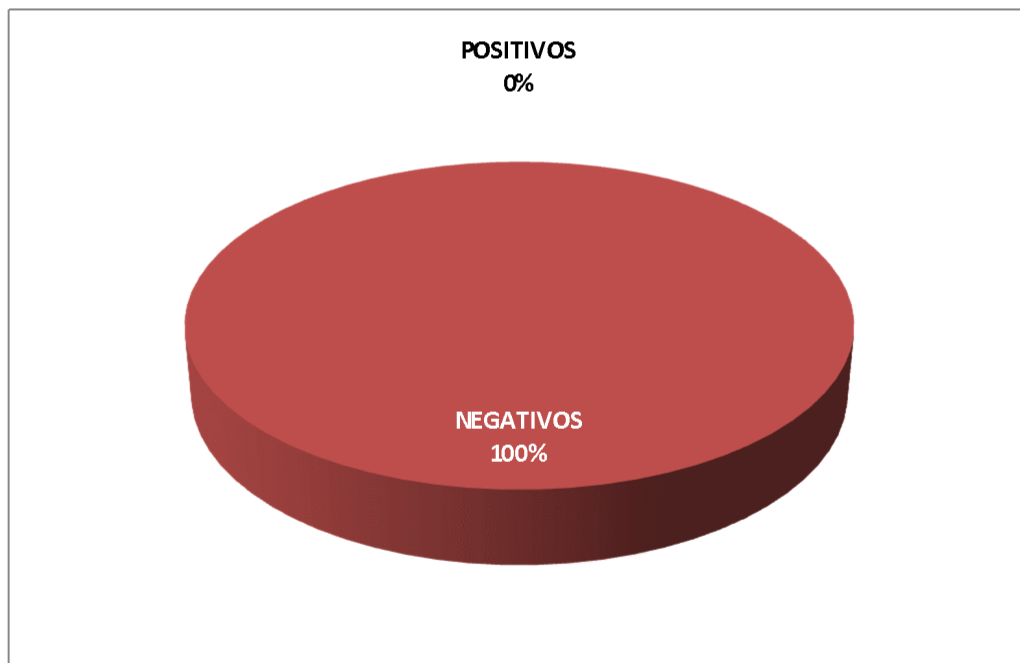
CUADRO 20. EFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON SULFADIMETOXINA.

| | SIN TRATAMIENTO | CON TRATAMIENTO |
|-------------|-----------------|-----------------|
| POSITIVOS | 5 | 0 |
| NEGATIVOS | 11 | 14 |
| EFECTIVIDAD | | 100% |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 15. EFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON SULFADIMETOXINA.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados de laboratorio finales de las 5 muestras en las que al principio se encontraron coccidios: Jaulas 4, 7, 9, 10 y 13 muestran que los parásitos fueron eliminados por completo siendo validado en un 100% el tratamiento con sulfadimetoxina en dosis de 2500 mg/100 ml de agua/5 días; la dosis diaria para cada ave fue de 1,25 mg.

MERK, M. (2008).

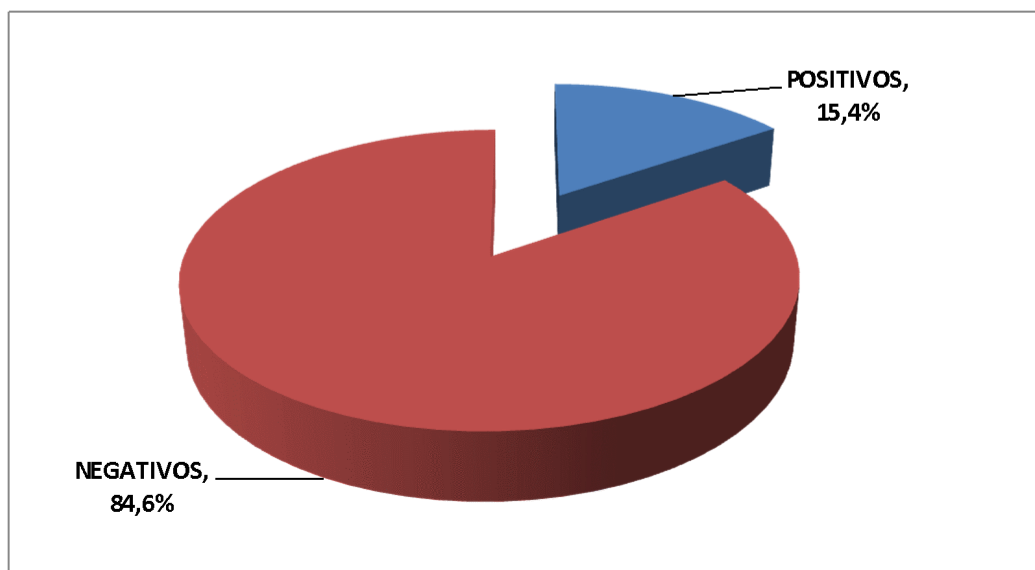
CUADRO 21. EFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON PIPERAZINA.

| | SIN TRATAMIENTO | CON TRATAMIENTO |
|-------------|-----------------|-----------------|
| POSITIVOS | 13 | 2 |
| NEGATIVOS | 1 | 11 |
| EFECTIVIDAD | | 84.6% |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 16. EFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON PIPERAZINA.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados de laboratorio finales de las 13 muestras en las que al principio se encontraron parásitos que se podían eliminar con Piperazina en dosis de V.O 520 mg/100 ml agua/5 días (0.26 mg / ave / día): Capillarias, Trichostrongylus, Giardias, Entamoebacoli, Entamoeba histolitica, muestra que se han eliminado todos los parásitos menos las Giardias de dos muestras resistentes, que en el gráfico 15 representa una efectividad del 84.6 % siendo validado con este valor muy alto. MERK, M. (2008).

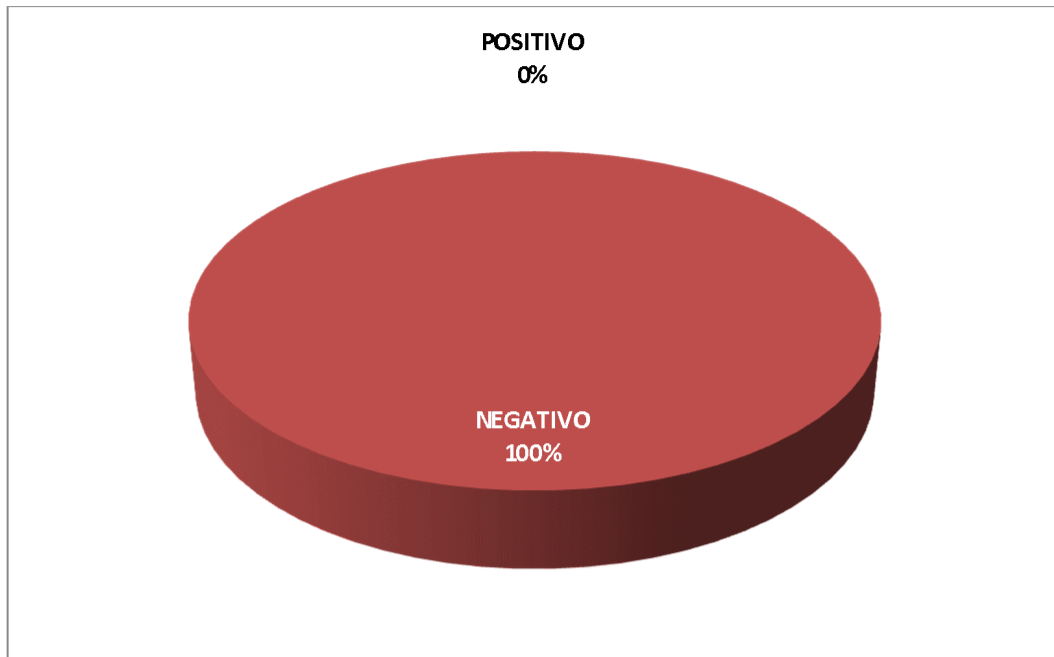
CUADRO 22. EFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON FENBENDAZOL.

| | SIN TRATAMIENTO | CON TRATAMIENTO |
|-------------|-----------------|-----------------|
| POSITIVOS | 2 | 0 |
| NEGATIVOS | 12 | 2 |
| EFECTIVIDAD | | 100% |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 17. EFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON FENBENDAZOL.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Por motivos de que la Piperazina no es eficaz con los parásitos llamados Syngamus Trachea que se encontraron en las 2 muestras de la jaula 15 y 16 tomadas del zoológico, se procedió a utilizar Fenbendazol en dosis V.O 30 mg/kg/5 días (1.5 mg / ave/ día). Los análisis de laboratorio mostraron una eficacia muy elevada siendo eliminados por completo todos los parásitos validando así este tratamiento en el experimento en un 100%. MERK, M. (2008).

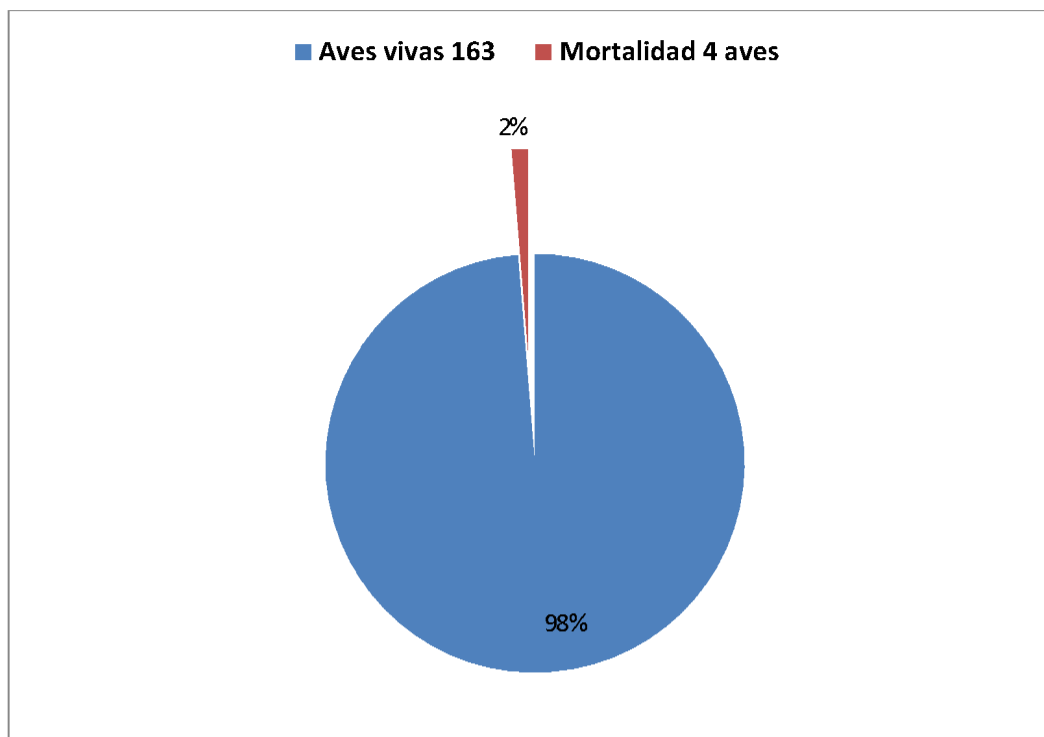
CUADRO 23. MORTALIDAD.

| JAULA | Nº AVES | Nº AVES MUERTAS | % MORT x JAULA |
|--------------|----------------|------------------------|-----------------------|
| 1 | 8 | 2 | 25 |
| 2 | 7 | 1 | 14 |
| 3 | 6 | 0 | 0 |
| 4 | 6 | 0 | 0 |
| 5 | 6 | 0 | 0 |
| 6 | 6 | 0 | 0 |
| 7 | 6 | 0 | 0 |
| 8 | 6 | 0 | 0 |
| 9 | 6 | 0 | 0 |
| 10 | 6 | 0 | 0 |
| 11 | 6 | 0 | 0 |
| 12 | 6 | 0 | 0 |
| 13 | 6 | 0 | 0 |
| 14 | 6 | 0 | 0 |
| 15 | 40 | 0 | 0 |
| 16 | 40 | 1 | 3 |
| TOTAL | 167 | 4 | 2 |

FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

GRÁFICO 18. MORTALIDAD.



FUENTE: Trabajo de Investigación.

ELABORADO: Manuel Arturo Silva Lavid.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se obtuvo una mortalidad del 2%, representado por las jaulas 1, 2, y 16; siendo la causa de la muerte de 3 aves de las 2 primeras jaulas, la adaptación al nuevo hábitat y también se encontró con un ave muy joven que aún no se alimentaba sola y la de la jaula y 16 por motivos ajenos a la investigación.

X. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

Luego del estudio de los resultados, a la culminación de la investigación, podemos establecer las siguientes conclusiones:

1. Es un estudio precursor sobre pericos australianos, realizado en el Ecuador en el campo de la parasitología, con cuya finalidad se determinó la presencia de parásitos intestinales en los individuos y zona de estudio.
2. Los índices de infestación van de bajos – moderados en los criaderos a moderados – altos en el zoológico, por la presencia cercana de otras aves que facilitan paso de parásitos.
3. Uno de los factores predeterminantes para el apareamiento de los parásitos ha sido la mala calidad de agua que se suministra que por lo general en los criaderos viene de tanques sin protección y en que aves silvestres se bañan y hacen sus deposiciones.
4. Las muestras fecales demostraron la presencia de parásitos como: Capillaria 7.4%, Trichostrongylus en 1 3.7%, Giardias 48.1%, EntamoebaColi 7.4%, EntamoebaHistolityca 7.4%, Coccideos 18.5%; y aunque no son parásitos intestinales aparecen en las muestras Syngnamustrachea 7.4%.
5. El factor alimentación resultó uno de los causantes de marcada diferencia entre las medias de los pesos iniciales, que se corrigieron en las medias de los pesos finales de acuerdo a las subespecies, luego del cambio de alimentación y los tratamientos aplicados.
6. El tratamiento con Sulfadimetoxina en dosis de 2500 mg/100 ml de agua/5 días (1,25 mg.ave/día), resultó muy efectivo ya que en los

análisis de comprobación de las muestras para finalizar el experimento, no se encontró coccidias.

7. La Piperazina en dosis de V.O 520 mg/100 ml agua/5 días (0.26 mg / ave / día), resultó efectivo contra Capillarias, Trichostrongylus, Giardias, Entamoebacoli, Entamoebahistolitica en un 84.6%.
8. El tratamiento con Fenbendazol en dosis V.O 30 mg/kg/5 días (1.5 mg / ave/ día), resulto muy efectivo contra SyngamusTrachea, ya que en los resultados finales, los parásitos fueron eliminados por completo.
9. Los parásitos que se encontraron en las aves no representan un peligro para salud pública, ya que las cargas parasitarias se encuentran en cifras aceptables y se necesita un contacto directo para la zoonosis.

RECOMENDACIONES

En la cúspide de la presente investigación, se puede recomendar lo siguiente:

1. Incursionar en especies de reptiles, mamíferos y aves exóticos, ya que las investigaciones dejarían las bases para la crianza de nuevos tipos de mascotas para el entorno.
2. Realizar nuevas investigaciones en nuestro medio sobre las demás especies de aves ornamentales, con el propósito de identificar los tipos de parásitos que pongan en peligro la salud de las mismas, aportando nuevos conocimientos que contribuirán al productor la ayuda necesaria para una crianza más tecnificada.
3. El tratamiento con Sulfadimetoxina en dosis de 2500 mg/100 ml de agua/5 días (1,25 mg.ave/día), para el tratamiento de coccidias.
4. El tratamiento con Piperazina en dosis de V.O 520 mg/100 ml agua/5 días (0.26 mg / ave / día), contra Capillarias, Trichostrongylus, Giardias, Entamoebacoli, Entamoebahistolitica.
5. El tratamiento con Fenbendazol en dosis V.O 30 mg/kg/5 días (1.5 mg / ave/ día), contra SyngamusTrachea.
6. Orientar a los productores a manejar la investigación realizada de la mejor manera, esto es, realizando desparasitaciones periódicas.

RESUMEN

Se realizó un estudio descriptivo, cuantitativo y experimental, para determinar la presencia de parásitos intestinales en pericos australianos (*Melopsittacus Undulatus*) y su tratamiento, en las calles Floreana 02 – 12 y Sucre y en el laboratorio clínico “San Francisco” localizado en la zona centro de la ciudad de Ambato, provincia de Tungurahua, el lugar de estudio presenta una latitud de 1° 14' 43.74" S y una longitud de 78° 37' 54.82" O. y se encuentra a una altura de 2615 m.s.n.m, con una temperatura media anual de 16° C; una precipitación promedio anual de 100 – 200 mm. en la que se plantearon los siguientes objetivos:

Diagnosticar y tratar parásitos intestinales en pericos australianos en la ciudad de Ambato.

Identificar los principales parásitos intestinales en pericos australianos a través de la técnica de McMaster y método directo.

Aplicar antiparasitarios específicos según los resultados de laboratorio.

Validar los tratamientos antiparasitarios aplicados a los pericos australianos.

Se trabajó con 164 aves distribuidas de 12 jaulas con 6 aves 1 de 7 aves y otra de 8, en Ambato y 2 jaulas grandes de 40, se trabajó con muestreo (16 jaulas), los estudios fueron realizados en octubre – noviembre de 2010, para lo cual fueron aplicadas las técnicas de flotación y sedimentación, McMaster y la técnica de conteo de huevos por campo.

Se utilizó para el desarrollo de la investigación los métodos directo de observación y de laboratorio, se utilizó la modalidad de campo y bibliográfica, técnicas coprológicas de contaje e identificación.

De cada jaula se tomó una muestra con un kit estéril de recolección de heces, con su respectiva identificación numerada. Luego de determinados los parásitos existentes se procedió a realizar los tratamientos respectivos. Los resultados obtenidos fueron los siguientes:

Es un estudio precursor sobre una especie de aves ornamentales, realizado en el Ecuador en el campo de la parasitología, con cuya finalidad se determinó la presencia de parásitos intestinales en los individuos y zona de estudio.

Los índices de infestación van de bajos – moderados en los criaderos a moderados – altos en el zoológico, esto por la presencia cercana de otras aves que facilitan paso de parásitos.

Uno de los factores predeterminantes para el apareamiento de los parásitos ha sido la mala calidad de agua que se suministra que por lo general en los criaderos viene de tanques sin protección, en que aves silvestres se bañan y hacen sus deposiciones.

Las muestras fecales demostraron la presencia de parásitos como: Capillaria 7.4%, Trichostrongylus sp en 3.7%, Giardias 48.1%, Entamoeba Coli 7.4%, Entamoeba Histolityca 7.4%, Coccideos 18.5%; y aunque no son parásitos intestinales aparecen en las muestras Syngnamus trachea 7.4%.

El factor alimentación resultó uno de los causantes de marcada diferencia entre las medias de los pesos iniciales, que se corrigieron en las medias de los pesos finales de acuerdo a las subespecies, luego del cambio de alimentación y los tratamientos aplicados.

El tratamiento con Sulfadimetoxina en dosis de 2500 mg/100 ml de agua/5 días (1,25 mg.ave/día), resultó muy efectivo ya que en los análisis de comprobación de las muestras para finalizar el experimento, no se encontró coccidias.

La Piperazina en dosis de V.O 520 mg/100 ml agua/5 días (0.26 mg / ave / día), resultó efectivo contra Capillarias, Trichostrongylus, Giardias, Entamoeba coli, Entamoeba histolitica en un 84.6%.

El tratamiento con Fenbendazol en dosis V.O 30 mg/kg/5 días (1.5 mg / ave/ día), resulto muy efectivo contra Syngamus Trachea, ya que en los resultados finales, los parásitos fueron eliminados por completo.

Los parásitos que se encontraron en las aves no representan un peligro para salud pública, ya que las cargas parasitarias se encuentran en cifras aceptables y se necesita un contacto directo para la zoonosis.

SUMMARY

We conducted a descriptive study, quantitative and experimental, to determine the presence of intestinal parasites in budgerigars (*Melopsittacus Undulatus*) and its treatment, on the streets Floreana 02 to 12 and Sucre and in the clinical laboratory "San Francisco" located in the area center of the city of Ambato, Tungurahua Province, the place of study has a latitude of 1° 14' 43.74" south and longitude 78° 37' 54.82" west and lies at an altitude of 2615 meters, with an average annual temperature of 16 ° C, average annual rainfall of 100 - 200 mm. in which the following aims:

Diagnose and treat intestinal parasites in Australian parrots in the city of Ambato.

Identify the major intestinal parasites in Australian parrots through the McMaster technique and direct method.

Apply parasite-specific laboratory results.

Pesticide treatments applied to validate the Australian parrots.

We worked with 164 birds distributed in 12 cages with 6 birds July 1 and another 8 birds in two large cages Ambato and 40, we worked with sampling (16 cages), the studies were conducted in October-November 2010 which were applied to the flotation and sedimentation, and technical McMaster egg counting field.

Was used for the development of research direct methods of observation and testing, we used the method of field and literature, technical coprological counting and identification.

Each cage were sampled with a sterile collection kit stool, with their respective ID numbers. After certain existing parasites was performed respective treatments. The results were:

It is a pioneering study on a kind of ornamental birds, held in Ecuador in the field of parasitology, and to this end we determined the presence of intestinal parasites in individuals and study area.

Infestation rates are low - moderate in hatcheries to moderate - high in the zoo, this by the close presence of other birds that facilitate passage of parasites.

One of the predetermining factors for the appearance of parasites has been the poor quality of the water supply usually comes in the breeding tank without protection, in which wild birds bathe and do their droppings.

Stool samples showed the presence of parasites such as Capillaria 7.4%, Trichostrongylus 1 3.7% 48.1% Giardia, Entamoeba coli 7.4%, EntamoebaHistolytica 7.4%, 18.5% Coccideos, and although they are not parasites appear in the samples Syngnamus 7.4% trachea.

The power factor was one of the causes of marked difference between the means of the initial weights, which were corrected in mean final weights according to subspecies, following the change of diet and treatments.

Sulfadimethoxine treatment in doses of 2500 mg/100 ml of water / 5 days (1.25 mg.ave / day) was very effective in the analysis and testing of samples to complete the experiment, there was no coccidia .

The Piperazine in doses of 520 mg/100 ml water, VO / 5 days (0.26 mg / bird / day) was effective against Capillaria, Trichostrongylus, Giardia, Entamoeba coli, Entamoebahistolytica in 84.6%.

Fenbendazole treatment dose mg/kg/5 VO 30 days (1.5 mg / bird / day) is very effective against Syngamus Trachea, since in the final results, the parasites were eliminated.

The parasites were found in birds do not pose a danger to public health because the parasite loads were found at acceptable levels and direct contact is required for zoonoses.

VI. BIBLIOGRAFÍA

- 1) DU MONDE, Le Journal Des Oiseaux Du Monde, Folleto 1era edición, ITALIA. (2007)
- 2) PEDRLAGIO, R.Loros, PERU. (2008)
- 3) MANUAL Agropecuario, Sexta edición; Océano Grupo Editorial S.A, Impreso en COLOMBIA. (2002)
- 4) MANUAL MERCK de Veterinaria. (2009), Sexta edición; Océano Grupo Editorial S.A, Impreso en España.
- 5) CANTÓ, G. Manual de Parasitología Veterinaria, MEXICO. (2006)
- 6) COURT, A. Medicina de Animales Menores y Exóticos, COLOMBIA(2004)
- 7) TRIGO, F. Patología General Veterinaria, MEXICO.(2005)
- 8) CORDERO, M. Parasitología Veterinaria, ESPAÑA. (1999)
- 9) <http://www.viajandox.com/tungurahua/izamba.html> (2010)
- 10) <http://mascotass.com/como-cuidar-los-pericos-australianos.html> (2010)
- 11) <http://www.todoexpertos.com/categorias/ciencias-e-ingenieria/zoologia/respuestas/1194480/pericos-australianos.html> (2010)
- 12) http://es.wikipedia.org/wiki/Melopsittacus_undulatus.html (2010)

- 13) <http://www.ferato.com/wiki/index.php/Parásito.html> (2010)
- 14) <http://es.wikipedia.org/wiki/Parásito.html> (2010)
- 15) <http://es.wikipedia.org/wiki/Parasitismo.html> (2010)
- 16) <http://www.viajandox.com/tungurahua/izamba.html> (2010)
- 17) http://maps.google.com/maps?hl=es&source=hp&q=tungurahua+ambato+mapa&oq=&um=1&ie=UTF-8&hq=&hnear=Ambato&gl=ec&ei=vAaXS4eVH8eg8AaL64UP&sa=X&oi=geocode_result&ct=image&resnum=1&ved=0CAcQ8gEwAA.html (2010)
- 18) http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/EggCount/Step1.htm (2010)
- 19) http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/EggCount/Step2.htm (2010)
- 20) http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/EggCount/Step6.htm (2010)
- 21) <http://www.todoexpertos.com/categorias/familia-y-relaciones/mascotas/respuestas/1114710/iniciandome> (2010)
- 22) <http://mismascotasymas.mforos.com/1692610/9163111-morfologia-y-origen-de-los-periquitos-australianos/> (2010)
- 23) <http://mascotass.com/tag/aves-de-canto> (2010)

- 24) <http://mascotashelp.blogspot.com/2008/01/un-ave-como- mascota.html>
(2010)
- 25) <http://pericosaustralianos.mforos.com/1487017/8750512-comportamiento-y-lenguaje-de-los-periquitos/> (2010)
- 26) <http://periquitosenlaweb.blogspot.com/2008/08/sus- caractersticas.html>
(2010)
- 27) http://www.infomascota.com/articulos/generales/aves/2002/3/4/periquito_1/ (2010)
- 28) <http://espanol.answers.yahoo.com/question/index?qid=20080531102158AAfFL0b> (2010)
- 29) <http://marioperez123456.loquegustes.com/pages/view/periquitosaustrianos> (2010)
- 30) http://www.avma.org/animal_health/brochures/selecting_bird/selecting_bird_brochure_spanish.asp (2010)
- 31) <http://www.vivelanaturaleza.com/naturalista/atraerAves.php>
(2010)
- 32) <http://www.rednaturaleza.com/Bebederos%252C-ba%25F1os-y-otros-utensilios-para-aves-rtk.htm> (2010)
- 33) <http://www.bricopage.com/animales/aves/jaulas.html> (2010)
- 34) <http://www.miperiquito.es/reproduccion1.html> (2010)
- 35) <http://www.miperiquito.es/reproduccion2.html> (2010)
- 36) <http://www.miperiquito.es/reproduccion.html> (2010)

- 37) <http://pericosaustralianos.mforos.com/1487016/8748873-medicamentos-para-aves/> (2010)
- 38) <http://pericosaustralianos.mforos.com/1487016/7118749-botiquin/> (2010)
- 39) <http://listado.mercadolibre.com.ec/Pericos-Australianos-de-oferta.html> (2010)
- 40) http://es.wikipedia.org/wiki/Fauna_de_Australia (2010)
- 41) <http://www.slideshare.net/1395872/parasitos-aves> (2010)
- 42) <http://www.fao.org/docrep/t0818s/T0818S0d.html> (2010)

VII. ANEXOS

ANEXO 1

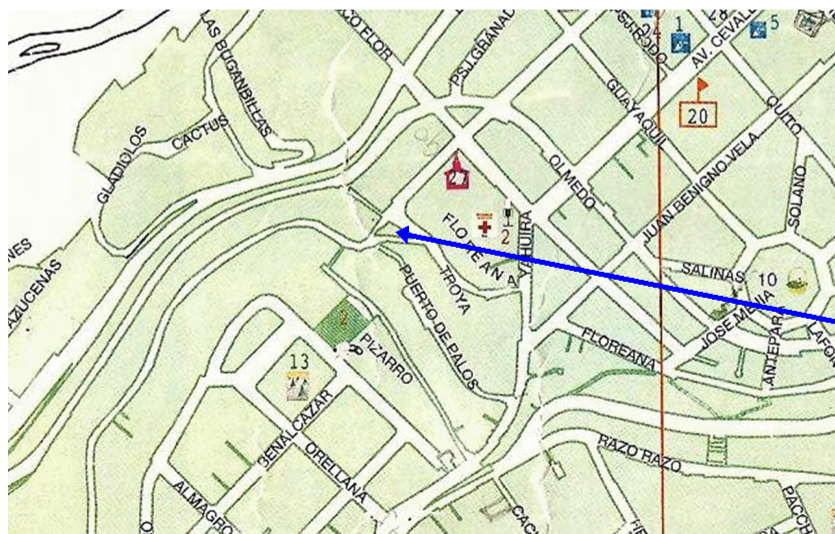
Mapa de Ambato



Fuente: http://maps.google.com/maps?hl=es&q=Ambato+mapa&um=1&ie=UTF-8&hq=&hnear=Ambato&gl=ec&ei=phBtTeKsGIT48AaEpvWMDQ&sa=X&oi=geocode_result&ct=image&resnum=1&ved=0CBQQ8gEwAA (2010)

ANEXO 2

Mapa a escala de la ubicación del experimento



Lugar del Experimento
Floreana 02 – 12 y

Fuente: I.M de Ambato – mapa de Ambato Escala 1: 9000

ANEXO 3

LUGAR DEL EXPERIMENTO



ANEXO 4

CAMBIO DE ALIMENTACIÓN



ANEXO 5

UBICACIÓN DE LAS JAULAS 1



ANEXO 6

UBICACIÓN DE LAS JAULAS 2



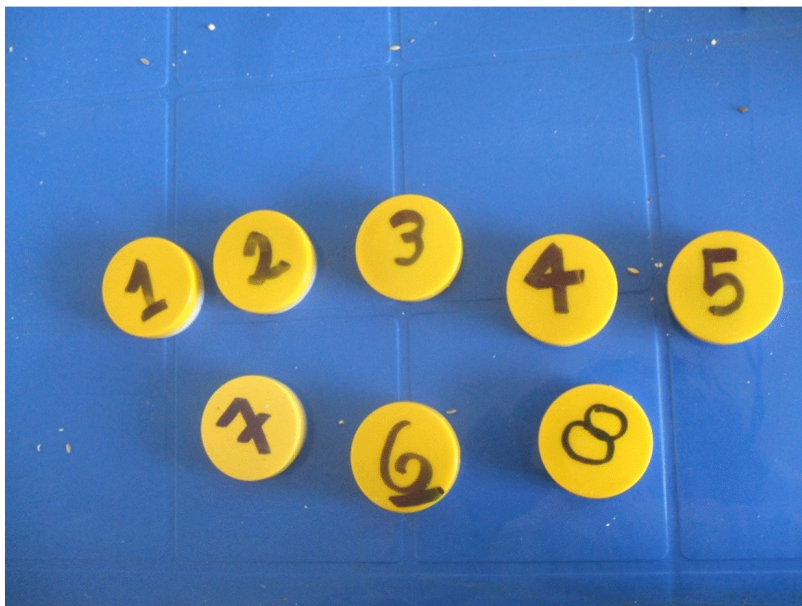
ANEXO 7

UBICACIÓN DE LAS JAULAS 3



ANEXO 8

TOMA DE MUESTRAS



ANEXO 9

TOMA DE MUESTRA



ANEXO 10

TOMA DE MUESTRAS ZOOLOGICO – SAN MARTIN



ANEXO 11

TOMA DE MUESTRAS ZOOLOGICO – SAN MARTIN



ANEXO 12

TÉCNICA DE MCMASTER PASO 1



Fuente: http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/EggCount/Step1

ANEXO 13

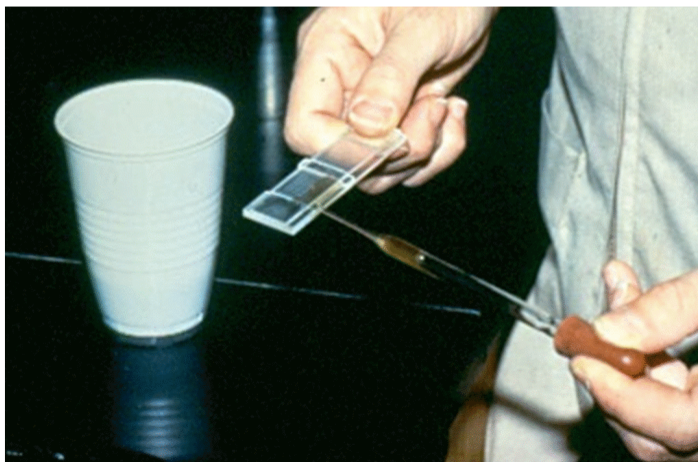
TÉCNICA DE MCMASTER PASO 2



Fuente: http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/EggCount/Step2

ANEXO 14

TÉCNICA DE MCMASTER PASO 3



Fuente: http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/EggCount/Step6

ANEXO 15

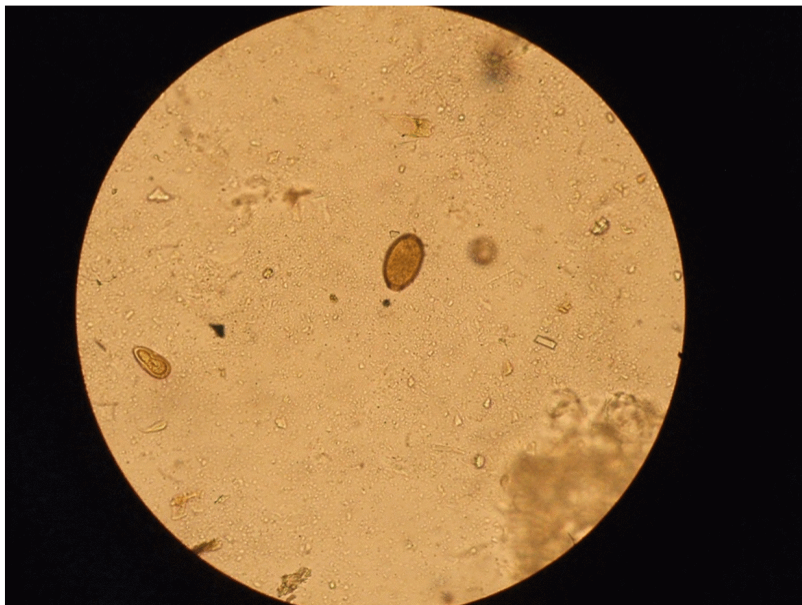
IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS



FUENTE: LABORATORIO SAN FRANCISCO

ANEXO 16

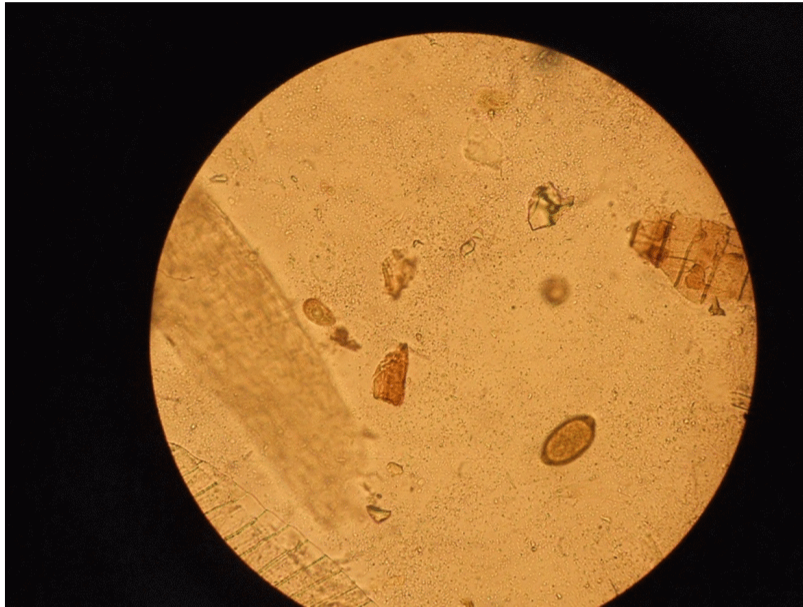
PARÁSITOS: CAPILLARIA HUEVO Y SIGNAMUS TRACHEA



FUENTE: LABORATORIO SAN FRANCISCO

ANEXO 17

PARÁSITOS: CAPILLARIA HUEVO



FUENTE: LABORATORIO SAN FRANCISCO

ANEXO 18

VISITA DE CAMPO 1



FUENTE: LUGAR DE LA VISITA

ANEXO 19

VISITA DE CAMPO 2



FUENTE: LUGAR DE LA VISITA

ANEXO 20

VISITA DE CAMPO 3



GLOSARIO DE TÉRMINOS TÉCNICOS

| | |
|-----------------|---|
| MUTACIÓN.- | La mutación en genética y biología, es una alteración o cambio en la información genética (genotipo) de un ser vivo y que, por lo tanto, va a producir un cambio de características, que se presenta súbita y espontáneamente, y que se puede transmitir o heredar a la descendencia. |
| MONOGAMÍA.- | En el mundo animal, la monogamia se refiere a la relación de la pareja que mantiene un vínculo sexual exclusivo durante el período de reproducción y crianza. |
| ORNITOLOGÍA.- | (del griego "ὄρνις - ὄρνιθος", "ornis - ornithos", "pájaro" y λόγος "logos" "ciencia") es la rama de la zoología que se dedica al estudio de las aves. |
| ENDOGAMÍA.- | Unión o reproducción entre individuos de ascendencia común; es decir, de una misma familia o linaje. |
| VERMIFUGACIÓN.- | Tratamiento antihelmíntico es un medicamento utilizado en el tratamiento de las helmintiasis, es decir las infestaciones por vermes, helmintos o lombrices. |
| CHAGUARQUERO.- | Término local con el que conoce al tallo de la penca que sostiene sus flores y frutos, de madera suave como la balsa. |

| | |
|----------------|---|
| AVITAMINOSIS.- | Se define como una falta, falla o deficiencia en la cantidad de vitaminas que el organismo requiere normalmente. |
| ESPECIE.- | Una especie se define a menudo como grupo de organismos capaces de entrecruzar y de producir descendencia fértil. |
| SUBESPECIE.- | Cada uno de los grupos en que se dividen las especies, y que se componen de individuos que, además de los caracteres propios de la misma, tienen en común otros caracteres morfológicos por los cuales se asemejan entre sí y se distinguen de los de las demás subespecies. |
| PROBIÓTICOS.- | Son microorganismos vivos que se adicionan a un alimento, permaneciendo activos en el intestino y ejerciendo importantes efectos fisiológicos. Ingeridos en cantidades suficientes tienen efectos muy beneficiosos, como contribuir al equilibrio de la flora bacteriana intestinal del huésped y potenciar el sistema inmunitario. |