



Parásitos en aves domésticas (*Gallus domesticus*) en el Noroccidente de Colombia

ARTÍCULO DE
INVESTIGACIÓNSandra Yulieth Marín-Gómez¹, Javier Antonio Benavides-Montaño²¹Departamento de Medicina Veterinaria Preventiva, Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, Brasil.²Departamento de Ciencia Animal, Universidad Nacional de Colombia Sede Palmira, Palmira, Colombia.

jbemon@yahoo.es

(Recibido: 20 abril, 2007; aprobado: 24 mayo, 2007)

RESUMEN: En este estudio se determinaron los principales parásitos que afectan la gallina de campo *Gallus gallus domesticus* en Villamaría, Caldas (Colombia). El estudio se llevó a cabo en 86 predios de 12 veredas evaluando un total de 2.046 aves, de las cuales el 28% de ellas correspondía a *Gallus gallus domesticus*. A través de exámenes de flotación de materia fecal con ZnSO₄ e indirectas *Sloss* modificada, se realizó la identificación de endoparásitos, además, se realizó necropsia en forma aleatoria estricta al 11%. El diagnóstico de hemoparásitos se efectuó mediante la observación microscópica de extendidos de sangre coloreando con Giemsa. Para el diagnóstico de parásitos externos se recurrió a raspados con glicerina, se colectó plumas de aves en el 44% de las parcelas muestreadas y se determinaron las condiciones sanitarias y prácticas de manejo utilizadas por los campesinos. Fueron identificadas diferentes especies de *Eimerias* spp, con una alta presencia (67,4%); al mismo tiempo, nematodos como *Heterakis gallinarum* (34,9%), seguido por *Ascaridia galli* (30,2%), *Capillaria* spp (25,6%). Entre los cestodos, *Hymenolepis* spp estuvo presente en un 18,6% de los casos. Entre ácaros de mayor presencia estuvieron los géneros *Ornithonyssus sylvarium* (24%), *Cnemidocoptes mutans* (21%), *Epidermoptes bilobatus* (8%), y piojos como *Menopon gallinae* (89%), *Goniocotes gallinae* (58%), *Lipeurus caponis* (45%), *Menacanthus stramineus* (34%), *Goniodes dissimilis* (21%). En los hallazgos de necropsia se encontraron formas adultas de *Heterakis gallinarum* (50%), *Ascaris galli* (40%), *Capillaria* spp (30%), *Choanotaenia infundibulum* (20%), *Hymenolepis* spp (20%) y *Railletina* spp (10%). Finalmente, no fueron encontradas formas compatibles con hemoparásitos. Entonces, se concluye que existe una relación directa entre la presencia de agentes parasitarios con deficientes condiciones sanitarias y alimenticias, así como ausencia de adecuadas estrategias de desparasitación.

Palabras clave: enfermedad parasitaria, infecciones oportunistas, gallinas, traspatio

Parasites in domestic poultry (*Gallus domesticus*) in Northwestern Colombia

ABSTRACT: This study determined the main parasites that affect the domestic hen *Gallus gallus domesticus* in Villamaría Caldas (Colombia). The study was developed in eighty-six properties from twelve municipal rural settlements assessing a total of 2,046 poultry, 28% of which corresponded to the indigenous poultry *Gallus gallus domesticus*. Through a coprological flotation examination with ZnSO₄ and indirect modified *Sloss* technique, the identification of endoparasites was carried out, as well as a post-mortem examination by a strict random method to 11% of the animals. The hemoparasites diagnosis was done through the microscopic examination of Giemsa-stained blood smears. For the exterior parasites diagnosis, skin scraping with glycerin and the recollection of poultry's feathers in 44% of the cases was employed, determining the sanitary conditions and practices employed by the producers. Different *Eimeria* spp species were identified at a high frequency (67,4%), at the same time, nematodes such as *Heterakis gallinarum* (34,9%), followed by *Ascaridia galli* (30,2%), *Capillaria* spp (25,6%). Among cestodes, *Hymenolepis* spp was presented in 18,6% of the cases. The most common mites include *Ornithonyssus sylvarium* (24%), *Cnemidocoptes mutans* (21%), *Epidermoptes bilobatus* (8%) and louse such as *Menopon gallinae* (89%), *Goniocotes gallinae* (58%), *Lipeurus caponis* (45%), *Menacanthus stramineus* (34%) and *Goniodes dissimilis* (21%). The post-mortem examination findings include adult forms of *Heterakis gallinarum* (50%), *Ascaris galli* (40%), *Capillaria* spp (30%), *Choanotaenia infundibulum* (20%), *Hymenolepis* spp (20%) and *Railletina* spp (10%). Finally, compatible structures with hemoparasites were not found. Therefore, it can be concluded that there is a direct relation between the presence of parasitic agents and deficient sanitary conditions and nourishment practices, as well as the absence of antiparasitic strategies.

Key words: parasitic disease, opportunist infections, hens, small-scale poultry production

Introducción

La explotación de la gallina criolla es un importante renglón económico para la población rural campesina como fuente de ingresos y como una forma de garantizar la seguridad alimenticia en comunidades desprotegidas. Sin embargo, este tipo de explotación se hace de manera tradicional con mínimas técnicas de manejo y sin los adecuados planes de desparasitación, lo que lleva a baja producción y muerte de los animales, y limita la productividad (Luka & Ndams, 2007). Los parásitos en estas explotaciones son un factor determinante, por lo cual se requiere tomar medidas que ayuden a realizar un mejor manejo en aviculturas de pequeña escala.

Estudios realizados indican que tanto ectoparasitos como *Menacanthus stramineus*, *Menacanthus cornutus*, *Menopon gallinae*, al igual que *Lipeurus lawrensis*, *tropicalis*, *Lipeurus caponis*, *Goniocotes gallinae*, *Goniodes gigas*, *Goniodes dissimilis*, *Cuclotogaster heterographus*, *Cnemidocoptes mutans*, son de frecuente presentación en este tipo de aves (Ugochukwu & Omije 1986; Trivedi et al., 1991; Permin et al., 2002; Sychra et al., 2008).

En relación con los endoparásitos, los helmintos de mayor presentación se encuentran en *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum* y *Syngamus trachea* (Mushi et al., 2006), *Notocotylus gallinarum*, *Hymenolepis carioca*, *Raillietina echinobothrida*, *Hymenolepis contaniana*, *Raillietina tretragona*, *Raillietina cestocillus*, *Capillaria obsignata*, *Subulura brumpti*, *Heterakis gallinarum*, *Cheilosporura hamulosa*, *Dispharynx nasuta*, *Ascaridia galli*, y especies de *Tetrameres* sp (Mushi et al., 2006; Hassouni & Belglyti, 2006). Estos parásitos afectan especialmente a las aves jóvenes y en periodo de postura debido al efecto expoliatriz, lo que disminuye la tasa de crecimiento y los niveles productivos, y eventualmente causa la muerte (González et al., 2002; Luka & Ndams, 2007).

En el caso de la coccidiosis aviar el efecto patogénico es producido principalmente por especies de *Eimerias* como *E. necatrix*, *E.*

acervulina, *E. maxima* y *E. tenella*, reportado en otros países con prevalencias del 42.2%, 21.5% y 13,1% (Ashenafi et al., 2004). Las mismas especies han sido reportadas en otros trabajos, al igual que *Eimeria brunetti*, *E. mitis*, *E. mivati*, (Matiello et al., 2000; Lobago et al., 2005; Luka & Ndams, 2007).

Hemoparásitos como *Plasmodium gallinaceum* no tienen mucha relevancia en su hospedador natural *Gallus sonnerati*, pero es un potencial de riesgo en las aves domésticas (Frevert et al., 2008), por lo cual se recomienda hacer una evaluación constante al encontrarse hemoparásitos en aves silvestres de Colombia como *Haemoproteus coatneyi*, *Plasmodium vaughani*, *Leucocytozoon* sp y microfilaremias (Valkiūnas et al., 2003).

Este documento tuvo como objetivo caracterizar la presencia de endoparásitos, ectoparásitos y hemoparásitos que afectan las gallinas criollas en la zona cafetera baja del municipio de Villamaría (Caldas), con el fin de alertar a la población sobre el negativo efecto que estos agentes pueden producir en sus explotaciones avícolas en sistemas tradicionales y el riesgo para sistemas de alta producción.

Materiales y Métodos

La zona cafetera baja del municipio de Villamaría (Caldas) se encuentra localizada a 5° 3' latitud norte, 75° 31' de longitud al oeste, en una altitud de 1.920 msnm., con temperatura media de 21°C y precipitación anual entre 1.200 y 1.600 mm y humedad relativa de 75%. Esta región se caracteriza por tener algunas explotaciones comerciales y una numerosa producción avícola de traspatio (Corpocaldas, 2000).

Mediante la aplicación de una encuesta a los propietarios de las fincas o parcelas visitadas, se determinó la población de gallina criolla existente en esta zona, considerando los factores ambientales, condiciones sanitarias y prácticas de manejo utilizadas por los campesinos de la zona. Posteriormente, se realizó el análisis estadístico

con el programa SAS por medio del coeficiente de correlación de Pearson, para correlacionar las variables de manejo y presencia de parásitos en la gallina criolla.

Tamaño de la muestra

Considerando que esta zona cuenta con un total de 852 predios (N) ubicados en 15 veredas, y que

el 74% de los predios de la zona cafetera baja son menores de 5 hectáreas y el 26% mayores de 5 hectáreas, se procedió a determinar el tamaño de la muestra (n) como descrito en la fórmula 1, a partir de una confiabilidad del 95% que corresponde a un coeficiente (Z) de 1,96 y un error máximo (e) permisible del 10% utilizando un muestreo aleatorio estratificado.

Fórmula 1. Número de predios para estudiar con el componente gallina criolla en la zona cafetera baja del municipio de Villamaría Caldas.

$$n = \frac{Z^2 pq}{e^2 + z^2 (pq / N)} \quad n = \frac{1,96^2 \times 0,5 \times 0,5}{0,1^2 + 1,96^2 (0,25/852)} = 86,31$$

Se obtuvo el componente de gallinas criollas tomando una proporción $p=0,5$. Esto brindó el tamaño de la muestra (n) para el total de predios (máximo producto $pq = 0,25$) teniendo en cuenta que $p+q= 1$, dando como resultado 86 predios. Tomando 64 predios menores de 5 hectáreas, correspondientes al 74% y 22 predios mayores de 5 hectáreas que corresponden al 26% del total de predios con esta característica.

Se procedió a determinar el tipo de ectoparásitos, endoparásitos y hemoparásitos que afectan a la gallina de campo *Gallus gallus domesticus* en la zona cafetera baja del municipio de Villamaría (Caldas) en 86 predios de 12 veredas. Para el diagnóstico se emplearon técnicas directas con $ZnSO_4$ e indirectas *Sloss* modificadas, cuantificando con cámara de MacMaster. Se realizaron las correspondientes necropsias en forma aleatoria estricta al 10% de las parcelas muestreadas. Los endoparásitos encontrados fueron fijados, coloreados, preservados y montados en placas (Vélez, 1995; Permin & Hansen, 1998).

Para la identificación de hemoparásitos, las muestras fueron procesadas en el laboratorio de hematológica del Instituto Colombiano Agropecuario – ICA, sede Manizales, mediante

extendidos de sangre en placa y su posterior coloración con Giemsa. Los ectoparásitos colectados en el 44% de las parcelas muestreadas fueron conservados en alcohol al 70%, y se deshidrataron en alcohol al 95% durante seis horas. Fueron sumergidos en peróxido de hidrógeno al 30% por 6 horas y en xilol por 30 minutos para ser fijados con bálsamo para su posterior identificación (Vélez, 1995; Permin & Hansen, 1998).

Resultados y Discusión

En los 86 predios se encontró una población de 2.046 aves, además, se observó que el 28% correspondían a *Gallus gallus domesticus*, el 18% a pollos de campo, el 18% a pollos de engorde, el 24% a ponedoras comerciales, el 1% a gallos de pelea, el 4% a gallos criollos, el 1% a pavos, el 3% a palomas y el 4% a otras especies como patos, codornices, entre otros. Estos resultados indican que la gallina criolla es de vital importancia como fuente de proteína de origen animal para las familias campesinas, similar a lo que acontece en otros países (Mushi et al., 2006; Olivares et al., 2006).

Estas aves tienen una baja suplementación alimentaria y escasa infraestructura para su tenencia en forma más tecnificada, lo que pone en riesgo los sistemas de producción tecnificados que giran en torno a ponedoras comerciales línea semipesada y pollo de engorde tipo comercial, como aves de traspatio en un 24% y 18%, respectivamente. Esto genera una gran problemática para los sistemas de producción intensivos por la baja resistencia a los desafíos de campo tipo New Castle, Coriza y Micoplasma, lo cual difiere con las características de la gallina criolla con características dominantes y heredables de resistencia a parásitos internos y externos.

El 53,5% de los campesinos de esta zona utilizan la gallina de campo exclusivamente para alimentarse, sin fines de mercadeo, y un 46,5% comercializan las aves o los huevos para obtener ingresos adicionales, similar a lo que sucede en países como Nicaragua (Olivares et al., 2006). La mujer es responsable del hogar, del cuidado de los niños y de las labores domésticas, incluso del manejo de las aves, como lo demuestra este estudio, el cual indica que el 91% de los propietarios son amas de casa y un 9% son menores de edad y adultos jóvenes.

En lo correspondiente al alojamiento, el 23% de las aves se mantienen en instalaciones, el 40% al aire libre, el 36% en forma mixta y el 1% en jaulas. Las gallinas criollas que permanecen al aire libre consumen gran variedad de hospedadores intermediarios como *Eisenia foetida*, *Alphitobius diaperinus*, *Periplaneta americana*, como fuentes proteicas, mientras que las que permanecen en corral dependen exclusivamente de la alimentación que les brinden sus propietarios y en la mayoría de los casos sólo se suministra maíz y desperdicios caseros. Lo que quiere decir que existe un sistema de producción de gallinas de traspatio de forma libre (Olivares et al., 2006).

El 30% de las aves reciben como fuente energética maíz para su dieta, sin discriminar la edad, consecuente con el tamaño de la partícula del grano, el cual no es apto para los pollitos. Sólo el 13% reciben alimento balanceado de postura, sin cuantificar la cantidad ofertada.

Gran parte del alimento que logran consumir las aves es por desperdicio de otras explotaciones, “no es exclusivo para ellas”; el 27% emplean desperdicios caseros; el 18%, subproductos; el 12%, pastoreo. Este tipo de alimentación es un factor predisponente para que se presenten manifestaciones clínicas de la enfermedad parasitaria y la entrada de otras consecuentes (Duran, 1990; Vélez, 1995).

En relación con el sistema de bebederos, el 1% emplea bebederos comerciales y el 14% emplean recipientes de guadua. De las parcelas que no utilizan bebederos convencionales, el 35% emplean recipientes de plástico; el 14%, llantas de caucho; el 14%, tierra; el 10%, piedra, y el 6%, otros materiales. Estos materiales dificultan una adecuada limpieza. El 60% del agua es tratada, con el fin de evitar la presencia de enfermedades parasitarias y bacterianas. En el 14% de los predios el agua proviene de nacimientos naturales. El 21% de las aves ingieren agua de lluvia y el 6%, toman agua de fuentes estancadas o de lugares donde se bañan otros animales como patos, perros, gatos, entre otros.

Los tratamientos antiparasitarios administrados en estas aves son muy esporádicos, suministrados en una sola toma, sin tener en cuenta la edad y la frecuencia. Los datos de antiparasitarios suministrados fueron proporcionados por las Jornadas Veterinarias realizadas por la Universidad de Caldas y por campañas dirigidas por la Alcaldía de Villamaría en Río Claro. Es de resaltar que el 75% de los predios encuestados nunca habían suministrado algún tipo de antiparasitario a los animales.

Las personas del campo emplean un tratamiento empírico al momento de tener enfermedad aviar. La mayoría, el 71%, la trata de manera individual sin consultar; el 4,6% solicita ayuda a un vecino o experto de la zona; el 22% recurre a un centro agropecuario y sólo un 2,3% emplea los servicios de un profesional Médico Veterinario.

Para el tratamiento paliativo, las personas acostumbran a emplear remedios caseros, así: el 59% de los predios emplean el limón mezclado

en el agua de bebida, con el fin de prevenir las enfermedades de tipo respiratorio denominadas en el argot popular como “peste, achaque, moquillo, augüido”; el 16,7% emplean el ajo (*Allium sativum*); el 7,5%, masequia (*Bidens pilosa*); el 3,7%, paico (*Chenopodium ambroseoides*); el 1,9%, aceite comercial, el 1,9%, tomate de árbol; el 2,8%, jabón; el 3,7%, eucalipto, *Eucalyptus globulus*; el 2,8%, vinagre. Estos tratamientos con plantas como el ajo (*Allium sativum*) y el paico (*Chenopodium ambroseoides*) se administran hasta obtener alguna clase de resultado.

En el caso de *Bidens pilosa*, estudios han demostrado que esta planta presenta alto nivel de flavonoides con propiedades antimaláricas (Andrade et al., 2004). De la misma manera, *Chenopodium ambrosioides* con componentes hidroalcohólicos como el ascaridole, tienen efecto antinematocida (MacDonald et al., 2004), al igual que el ajo (*Allium sativum*), por su contenido de allicin, del cual se han producido componentes sintéticos como el trisulfito de diallyl, que se describe tener propiedades antiparasitarias que inhiben el metabolismo de crecimiento hasta en un 50% (Lun et al., 1994). Similar efecto tiene *Eucalyptus globulus*, con propiedades antinematocidas (Bennet & Bryant, 1996). Por lo que se podría pensar que estas estrategias incorporadas por la medicina empírica podrían estabilizar de alguna forma el efecto parasitario.

Las encuestas demuestran la falta de conocimiento que tienen los propietarios sobre los agentes parásitos, al afirmar no conocer los parásitos externos un 80% e internos un 53%.

Entre los parásitos encontrados se evidenció una alta presencia de protozoos del género *Eimeria*, 67,4%, pertenecientes al phylum *Apicomplexa*, familia *Eimeriidae*, entre las cuales se identificaron *E. acervulina*, *E. máxima*, *E. necatrix*, *E. mitis*, *E. mivati* y *E. tenella*, con conteos de 100 a 11.050 huevos por gramo de heces (OPGH), en muestras de materia fecal obtenidas de estos predios. Similares resultados han sido encontrados en otros estudios en aves de campo con prevalencias hasta del 42,2% (Ashenafi et al., 2004; Matiello et al., 2000; Lobago et al., 2005).

Estos parásitos atacan especialmente a aves jóvenes, mal alimentadas y sometidas a estrés, produciendo retraso en el crecimiento, incremento en la conversión y aumento de la mortalidad en pollitos de campo de 3 a 6 semanas (Barriga, 2002). Entre los tratamientos recomendados para su manejo, se encuentra el empleo de tratamientos profilácticos como coccidiostatos y programas de bioseguridad, que consisten en la implementación de limpieza de equipos, manejo de la humedad en camas, disminución del estrés en las aves y atención adecuada de los requerimientos nutricionales que ejercen un papel importante en la respuesta inmune, la cual puede estar estimulada por el empleo de vacunas vivas o atenuadas (Brown et al., 2006).

Los nematodos encontrados en este trabajo fueron *Heterakis gallinarum* (34,9%), seguido por *Ascaridia galli* (30,2%) y *Capillaria* spp (25,6%), con una alta correlación (0,45) entre la presencia de *Ascaridia galli* y *Heterakis gallinarum*, que tienen un hospedador paraténico común, la lombriz de tierra (*Eisenia foetida*) (Movsessian & Pkhrikian, 1994), influyendo en la presencia de ambos (Maqbool et al., 1998).

Para *Heterakis gallinarum* se obtuvo conteos entre 50 a 1500 OPGH, y su presencia fue superior al 33% (Abdelgader et al., 2008) y menor al 74,0%, y al 78,7% encontrado por Permin (1997) y 86,7% (Olivares et al., 2006). *Ascaridia galli* se presentó con un conteo entre 50 y 500 OPGH. Trabajos reportan presencias de este parásito en un 28,3%, 32,3% (Permin, 1997) y 35,58% (Abdelgader et al., 2008). Se reporta por los autores que *H. gallinarum* y *A. galli* son los nematodos de mayor presencia (Luka & Ndams, 2007). *Capillaria* spp ocurrió en un 25,6% mayor a lo reportado por Abdelgader et al. (2008) y Permin (1997) de 0,5% y 2,0%, y menor a lo encontrado en explotaciones comerciales de 58,5% (Permin et al., 1998). Este parásito causa retraso del crecimiento, diarrea y predispone a la presentación de otras enfermedades (Barger, 1969).

Las aves con altas cargas de helmintos muestran decaimiento, emaciación, diarrea, reducción de la eficiencia alimenticia y, en casos severos, la muerte (Kassai, 1998), por ello para su control y tratamiento se recomienda emplear productos a base de Fenbendazol, Flubendazole, Hygromicina, Levamisole, piperazina o thiabendazole (Permin, 1997), acompañado de adecuadas medidas profilácticas (Kassai, 1998).

Entre los cestodos *Hymenolepis* spp estuvo presente en un 18,6% con conteos entre 50 a 800 OPGH, similar a lo reportado por Permin, con *Hymenolepis carioca* entre un 9.0% a 18.0%; *H. cantianiana* entre un 48.0% a un 43.0% (Permin, 1997).

El coeficiente de variación de los conteos de huevos realizados en la cámara de MacMaster, fueron altos (> 200); esto puede estar influenciado por el número de nematodos adultos, la inmunidad del hospedador, el estado de la infección, la alimentación, la composición y consistencia de las heces, la edad y el manejo de las aves (Permin & Hansen, 1998).

En los hallazgos de necropsia se encontraron formas adultas de *Ascaridia galli* (40%), *Heterakis gallinarum* (50%), *Capillaria* spp (30%), *Choanotaenia infundibulum* (20%), *Hymenolepis* spp (20%) y *Railletina* spp (10%). Esto es similar a lo encontrado por Mushi et al. (2006), quien reportó presencia de *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum* y *Railletina* spp, pero en esta investigación no fueron observados *Syngamus trachea*.

Estos parásitos estaban presentes más en aves mal alimentadas y al inicio de la postura lo que coincide con anteriores estudios (Black, 1997; Kunjara et al., 1993).

Los ácaros encontrados en este trabajo fueron *Ornithonyssus sylvarium* (24%), *Cnemidocoptes mutans* (21%), *Epidermoptes bilobatus* (8%), y piojos como *Menopon gallinae* (89%), *Gonicotes gallinae* (58%), *Lipeurus caponis* (45%), *Menacanthus stramineus* (34%), *Goniodes dissimilis* (21%) (Figura 1).

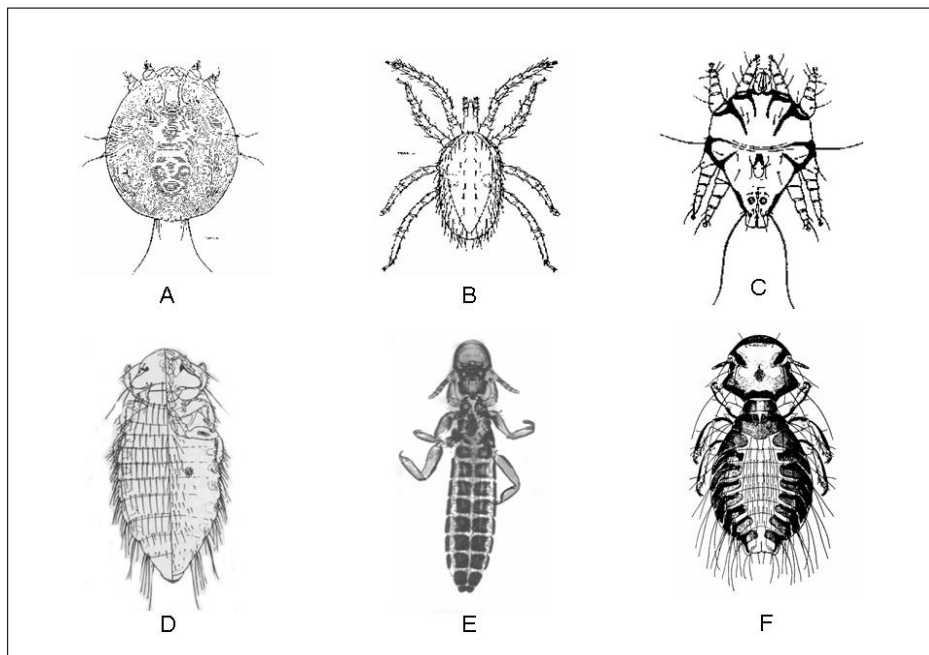


Figura 1. Ácaros: *Cnemidocoptes mutans* (A), *Ornithonyssus sylvarium* (B), *Epidermoptes bilobatus* (C), piojos: *Menopon gallinae*, (D) *Lipeurus caponis*, (E) *Goniodes dissimilis* (F).

Ornithoryssus sylvarium (Figura 1) es un ácaro que se agrupa alrededor de la cloaca, produce irritación y en casos extremos, anemia. Este parásito es similar a *Dermanyssus gallinae*, pero a diferencia, éste permanece en el ave y en los alrededores, mientras que el *D. gallinae* se esconde en el día y se alimenta de noche (Kunjara et al. 1993).

Otro ectoparásito de frecuente presentación fue el *Cnemidoptes mutans*, (Figura 1), ácaro arador que se introduce bajo la piel excavando túneles, y que produce malestar en los animales por el prurito que produce. Este ácaro se presenta en explotaciones donde las gallinas están mal tenidas y permanecen libres (Lapage, 1971), lo que coincide con la observación de campo realizada en este estudio.

Los piojos son uno de los problemas más importantes en la industria aviar, pues causan efectos adversos al sistema productivo por la reducción en la hemoglobina y eritrocitos, lo que lleva a una anemia. Se calculan pérdidas de peso por cerca de 711 gramos por ave y una disminución de la producción de huevos de por lo menos 66 huevos por ave en el año (El-Kifl et al., 1973; Urquhart et al., 2001; Muhammad et al., 2003).

En el caso de *Goniocotes gallinae* y *Lipeurus caponis* (Figura 1), se han reportado en otros trabajos así: *lipeurus* spp se ha mencionado en un 16,08% y 34,27% (Pinto, 2001) y en un 43% (Ferrero et al., 2004). De *Goniocotes gallinae* se han reportado prevalencias del 29% (Ferrero et al., 2004), y de *Menacanthus stramineus* del 57% (Ferrero et al., 2004).

Menopon gallinae, piojo malófago, se encontró en el 89% de las muestras tomadas; este piojo es encontrado frecuentemente en aves rústicas en países como Cuba (50%) (Hernández et al., 2002), Argentina (43%) (Ferrero et al., 2004), Brasil (7,5% - 33,26%) (Pinto, 2001). Se propaga fácilmente, es de movimientos rápidos, se alimenta de las escamas de la piel, y cuando hay mucha competencia, ingiere sangre de los animales. Las gallinas se observan inquietas, pueden dejar

de poner y disminuyen el consumo de alimento (Barriga, 2002). En gallinas comerciales se han reportado prevalencias del 53,8% (González, 2002) (Figura 1). El control de los ectoparásitos se puede realizar de innumerables formas, pues existen trabajos que describen adecuadamente estos tratamientos (Barriga, 2002; Muhammad et al., 2003).

En el caso de los hemoparásitos, estudios han reportado la presencia de *Plasmodium vaughani*, *Leucocytozoon* sp y microfilaremias (Valkiūnas et al., 2003). Sin embargo, en el presente no se encontraron formas compatibles con hemoparásitos, por lo que se puede sugerir que estos no representan un peligro para las aves de esta zona; pero se recomienda hacer vigilancia epidemiológica especialmente en áreas de inestabilidad parasitaria, con el fin de proteger sistemas de alta producción más susceptibles a este tipo de agentes.

Conclusiones

Las gallinas criollas corresponden a un renglón importante como fuente de proteína y economía para las familias campesinas. La presencia de estos agentes parasitarios en esta zona se encuentra relacionada con escasa asistencia técnica y con el desconocimiento por parte de los campesinos de las formas parasitarias, sus vectores, control y prevención.

Las aves de campo en condiciones alimentarias precarias y sin las adecuadas medidas de manejo están expuestas a un sinnúmero de agentes parasitarios que reducen la productividad y rentabilidad de estos sistemas productivos y pueden afectar a los sistemas industriales. Se recomienda realizar un mejor manejo, incorporando planes antiparasitarios estratégicos y fortaleciendo las exigencias nutricionales, las cuales no pueden estar supeditadas a dietas de pasto, insectos y desperdicios caseros. Finalmente, en el caso de los hemoparásitos como *Leucocytozoon* spp, *Haemoproteus* spp y *Plasmodium* spp, estos no representan un riesgo para la salud de las aves en esta zona.

Referencias bibliográficas

- Abdelqader, A.; Gauly, M.; Wollny, C.B. et al. Prevalence and burden of gastrointestinal helminthes among local chickens, in northern Jordan. **Prev Vet Med**, 2008.
- Andrade-Neto, V.F.; Brandão, M.G.; Oliveira, F.Q. et al. Antimalarial activity of *Bidens pilosa* L. (Asteraceae) ethanol extracts from wild plants collected in various localities or plants cultivated in humus soil. **Phytother Res**, v.18. n.8, p.634-639, 2004.
- Ashenafi, H.; Tadesse, S.; Medhin, G. et al. Study on coccidiosis of scavenging indigenous chickens in Central Ethiopia. **Trop Anim Health Prod**, v.36, n.7, p.693-701, 2004.
- Barger, H. **Enfermedades y parásitos de las aves**. Editorial Hispanoamericana, 1969. 361p.
- Barriga, O. **Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina**. Santiago de Chile: Editorial Germinal, 2002. 234p.
- Bennet-Jenkins, E.; Bryant, C. Novel sources of anthelmintics. **Int J Parasitol**, v.8, n.9, p.937-47, 1996.
- Black, A. Bacterial and parasitic diseases of New Zealand poultry. **Surveillance Wellington**, v.24, n.4, p.35, 1997.
- Brown, E.; Díaz, CD.; Moreno, L. et al. Prevalencia de *Eimeria* spp. en gallinas ponedoras de granjas pertenecientes a tres municipios del estado Trujillo, Venezuela. **Revista Científica, FCV-LUZ**, v.26, n.6, p.579-584, 2006
- Corporación Autónoma Regional de Caldas - CORPOCALDAS. **Agenda para la gestión ambiental del municipio de Villamaría Caldas**. Manizales, Caldas, Colombia, 2001.
- Duran, A.H. **Protozoología Clínica Veterinaria**. Manizales: Universidad de Caldas, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, 1990. 267p.
- El-Kifl, A.H.; Wahab, A.; Kamel, M.K. et al. Poultry ectoparasites in sharikia Governorate. **Agri. Rev.**, v.51, p.113-20, 1973.
- Ferrero, A.A.; Gutiérrez, M.M.; García, S.H. et al. Phthiraptera (arthropoda, insecta) en *gallus gallus* (galliformes, phasianidae) en criaderos de áreas urbanas y suburbanas de la ciudad de bahía blanca, provincia de Buenos Aires, Argentina. **Entomol. Vect.**, v.11, n.2, p 297-303, 2004.
- Frevert, U.; Späth, Gf.; Yee, H. Exoerythrocytic development of *Plasmodium gallinaceum* in the White Leghorn chicken. **Int J Parasitol**, v.38, n.6, p.655-72, 2008.
- González, A.; Larramendy, R.; Szczypel, B. et al. Distribución actual de los ectoparásitos en aves comerciales en Cuba. **Instituto de Investigaciones Avícolas Cuba**. 2002. Disponible en: <www.comunidadveterinaria.com> Accesado en: 08/02/2004.
- Hassouni, T.; Belghyti, D. Distribution of gastrointestinal helminths in chicken farms in the Gharb region-Morocco. **Parasitol Res**, v.99, n.2, p.181-183, 2006.
- Hernández, M.; Larramendy, R.; Szczypel, B. Incidencia de parásitos en aves de producción alternativa y recomendaciones para su control. **Rev. Cubana de Ciencia Avícola**, v.26, p.141-144, 2002
- Kassai, T. **Helmintología veterinaria**. España: Editorial acribia, 1998. 258p.
- Kunjara, N.; Ayudthaya, C.; Sangrar, A. Internal parasites of alimentary tracts of adult native chickens in North eastern part of Thailand. **Kasetsart Journal Natural Sciences**, v.27, n.3, p.324-329, 1993.
- Lapage, G. **Parasitología Veterinaria**. Londres: Editorial Continental, 1971. p.442-529.
- Lobago, F.; Worku, N.; Wossene, A. Study on coccidiosis in Kombolcha Poultry Farm, Ethiopia. **Trop Anim Health Prod**, v.37, n.3, p.245-51, 2005.
- Luka, S.A.; Ndams, I.S. Gastrointestinal parasites of domestic chicken *Gallus gallus domesticus* Linnaeus 1758 in Samary, Zaria Nigeria. **Science world Journal**, v.2, n.1, p.27-30, 2007.
- Lun, Z.R.; Burri, C.; Menzinger, M. et al. Antiparasitic activity of diallyl trisulfide (Dasuansu) on human and animal pathogenic protozoa (*Trypanosoma* sp., *Entamoeba histolytica* and *Giardia lamblia*) in vitro. **Ann Soc Belg Med Trop.**, v.74. n.1, p.51-9, 1994.
- MacDonald, D.; VanCrey, K.; Harrison, P. et al. Ascaridole-less infusions of *Chenopodium ambrosioides* contain a nematocide(s) that is(are) not toxic to mammalian smooth muscle. **J Ethnopharmacol**, v.92. n.2-3, p.215-221, 2004.
- Maqbool, A.; Ahmad, M.; Raza, A. Prevalence of helminthes parasites of poultry under different management conditions. **Journal of the Faculty of Veterinary Medicine**, University of Tehran. v.53, n.1-2, p.102-103, 1998.
- Mattiello, R.; Boviez, J.D.; McDougald, L.R. *Eimeria brunetti* and *Eimeria necatrix* in chickens of Argentina and confirmation of seven species of *Eimeria*. **Avian Dis**, v.44, n.3, p.711-714, 2000.

- Movsessian, S.O.; Pkhrikian, L.V. Reciprocal infection of quails and hens with the nematodes *Ascaridia galli* (Schränk, 1788) and *Heterakis gallinae* single and mixed infections. **Parasitología Hungarica**, v. 27, p 83-85, 1994.
- Muhammad, N.K.; Nadeem, M.; Iqbal, Z. et al. Lice Infestation in Poultry. **International Journal of Agriculture & Biology**. p, 213-216, 2003. Disponible en: <<http://www.ijab.org>> Accesado en: 15/08/2007.
- Mushi, E.; Binta, M.; Chabo, R.; Itebeng, K. Diseases of indigenous chickens in Bokaa village, Kgatleng district, Botswana. **J S Afr Vet Assoc**, v.77, n.3, p.131-3, 2006.
- Olivares, L.L.; Kyvsgaard, N.; Rimbaud, E. et al. Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio (*Gallus Gallus Domesticus*), en el municipio de El Sauce, departamento de León, Nicaragua. **Revista Electrónica de Veterinaria REDVET**, v.7, n.8, p.11, 2006.
- Permin, A. **Helminths and helminthosis in poultry with special emphasis on *Ascaridia galli* in chickens**. University Copenhagen, Denmark, 1997. 52p. Ph.D Thesis.
- Permin, A.; Hansen, W.J. **Epidemiology, diagnosis and control of poultry parasites**. FAO Animal Health Manual, 1998. 155p.
- Permin, A.; Esmann, J.B.; Hoj, C.H. et al. Ecto-, endo- and haemoparasites in free-range chickens in the Goromonzi District in Zimbabwe. **Prev Vet Med**, v.54, n.3, p.213-24, 2002.
- Pinto, C; Possati, M.; Villaça, A. et al. Ocorrência de malófagos em galinhas caipiras e sua relação com o padrão de coloração da plumagem. **Entomologia y vectores**, Rio de Janeiro. v.8, n.3, p. 295-301, 2001.
- Sychra, O.; Harmat, P.; Literák, I. Chewing lice (Phthiraptera) on chickens (*Gallus gallus*) from small backyard flocks in the eastern part of the Czech Republic. **Vet Parasitol**, v.152, n.3-4, p.344-8, 2008.
- Trivedi, M.; Rawat, B.S.; Saxena, A.K. The distribution of lice (Phthiraptera) on poultry (*Gallus domesticus*). **Int J Parasitol**, v.21. n.2, p. 247-249, 1991.
- Ugochukwu, E.I.; Omije, F.A. Ectoparasitic fauna of poultry in Nsukka, Nigeria. **Int J Zoonoses**, v.13, n.2, p.93-97, 1986.
- Urquhart, G.M.; Armour, J.; Duncan, J.L. et al. **Parasitología veterinaria**. 2.ed. Zaragoza (España): Editorial Acribia, 2001.
- Valkiūnas, G.; Salaman, P.; Lezhova, T. Paucity of hematozoa in Colombian birds. **J Wildl Dis**, v.39, n.2, p.445-448, 2003.
- Vélez, A. **Guías en parasitología veterinaria**. 2.ed. Medellín, Colombia: Exitodinámica, 1995.