

Premisas para la toma, envío de muestras e interpretación de resultados de diagnóstico parasitológico en aves



<https://cu-id.com/2248/v45e16>

Guidelines for sample collection and submission and interpretation of parasitological diagnostic results in poultry

✉ Daisy Rodríguez García^{1*}, ✉ Yenisey García Ferrer¹

¹Instituto de Investigaciones Avícolas (AVIS). Avenida 7 de diciembre No. 6402. Reparto Cacahual, Santiago de las Vegas, Municipio Boyeros, La Habana, Cuba.

RESUMEN: La presente contribución tuvo como objetivo establecer las premisas para realizar la toma, conservación y envío de muestras para el diagnóstico parasitológico en aves; así como para la correcta interpretación de los resultados emitidos por el laboratorio. Los países tropicales reúnen las condiciones climáticas ideales para el desarrollo de los parásitos, sus formas de dispersión y hospederos intermediarios durante todo el año, por lo que las afectaciones parasitarias son muy frecuentes. Se han reportado pérdidas en la producción de carne y huevo cuando existen altas infestaciones de parásitos en las aves de producción. La base de cualquier programa de control lo constituye un acertado diagnóstico, pero a su vez, este último depende de la correcta toma y envío de muestras. Igualmente se necesita la correcta interpretación de los resultados del laboratorio por parte del personal veterinario de las granjas, de manera tal que puedan implementar las medidas efectivas para el control de las parasitosis. Esta situación se agrava al tener en cuenta el incremento acelerado de la resistencia antiparasitaria en los últimos años. Bajo estas condiciones es necesario comprender la importancia del control estratégico de parásitos y plagas, que no implica la erradicación de los mismos sino mantener pequeñas poblaciones que no ocasionen daños perceptibles en la salud y el comportamiento productivo de los animales mediante la utilización inteligente de los antiparasitarios. Estos resultados nos conducirán a obtener diagnósticos confiables, y proporciona elementos que permitirán el uso estratégico de los antiparasitarios disponibles.

Palabras clave: muestreos, helmintos, coccidias, ectoparásitos, aves.

ABSTRACT: This study was aimed at establishing the guidelines for the collection, preservation and submission of samples for parasitological diagnosis in poultry, as well as for the correct interpretation of the results issued by the laboratory. Tropical countries have ideal climatic conditions for the development of parasites, their forms of dispersion and intermediate hosts throughout the year, thus parasite infestations are very frequent. Losses in meat and egg production have been reported when there are high parasite infestations in poultry production. The basis of any control program is an accurate diagnosis, but in turn, the latter depends on the correct collection and submission of samples. Likewise, the correct interpretation of the laboratory results by the veterinary personnel of the farms is also needed, in such a way that they can implement effective measures to control parasitosis. This situation becomes more serious when taking into account the accelerated increase of antiparasitic resistance in the last years. Under these conditions, it is necessary to understand the importance of strategic control of parasites and pests, which does not imply their eradication, but to maintain small populations that do not cause perceptible damage to the health and productive behavior of animals, through the intelligent use of antiparasitic agents. These results will lead us to obtain reliable diagnoses and provide elements that will allow the strategic use of the available antiparasitics agents.

Key words: sampling, helminths, coccidia, ectoparasites, birds.

INTRODUCCIÓN

Numerosas son las enfermedades que afectan a las aves en las granjas de producción intensiva a nivel mundial, entre ellas se encuentran las parasitarias. Se han reportado pérdidas en la producción de carne y huevo cuando existen altas infestaciones de parásitos en las aves de producción (1). Según su localización en el hospedero, los parásitos se clasifican en externos e internos. Los externos se hallan mayormente representados por numerosas especies de ácaros y piojos.

Mientras que entre los internos se destacan los protozoarios y helmintos (2, 3).

Los países tropicales con temperaturas promedios anuales superiores a 25 °C y una humedad relativa por encima del 70 %, reúnen las condiciones climáticas ideales, para el desarrollo de los parásitos, sus formas de dispersión y hospederos intermediarios durante todo el año (3,4) por lo que las afectaciones de etiología parasitaria son frecuentes y en muchas ocasiones se presentan infestaciones por diferentes especies de parásitos (5).

*Autor para la correspondencia: Daisy Rodríguez García. E-mail: daisyrg1978@gmail.com

Recibido: 31/01/2024

Aceptado: 21/02/2024

La base de cualquier programa de control lo constituye un acertado diagnóstico, pero a su vez, este último depende de una correcta toma y envío de muestras al laboratorio (5). Las muestras deben ser representativas, en cantidad suficiente, se colectarán en los horarios adecuados según ciclo biológico del parásito y directamente del hospedero para que estén frescas. Las altas temperaturas aceleran el desarrollo de las formas invasivas, incrementando la posibilidad de errores en la correcta identificación de las especies parásitas. El tiempo transcurrido desde la toma de la muestra hasta su análisis en el laboratorio, debe ser el mínimo posible y cumplir estrictamente las condiciones de conservación requeridas (5, 6).

Igualmente se necesita la correcta interpretación de los resultados del laboratorio por parte del personal veterinario de las granjas, de manera tal que puedan implementar las medidas efectivas para el control de las parasitosis. Esta situación se agrava si se tiene en cuenta el incremento acelerado de la resistencia antiparasitaria en los últimos años. Bajo estas condiciones es necesario comprender la importancia del control estratégico de parásitos y plagas, que no implica la erradicación de los mismos sino mantener pequeñas poblaciones que no ocasionen daños perceptibles en la salud y el comportamiento productivo de los animales mediante la utilización inteligente de los antiparasitarios disponibles (2, 7).

El control de las enfermedades parasitarias depende del diagnóstico preciso y oportuno de los agentes etiológicos, a fin de establecer el correcto y eficaz tratamiento que permita mejorar la rentabilidad de la unidad productiva (1). A su vez, para obtener diagnósticos certeros es indispensable realizar una correcta toma y envío de muestras al laboratorio (2). Lamentablemente si ocurren dificultades durante la toma y envío de muestras para el diagnóstico parasitológico, se afectará la calidad del diagnóstico. Igualmente, si existen deficiencias en la adecuada interpretación de los resultados del laboratorio por parte del personal veterinario de las granjas, aumentará el número de tratamientos inadecuados, lo que a su vez favorecerá la aceleración de la resistencia antiparasitaria e incrementa los gastos económicos.

Por tales razones los objetivos propuestos son establecer las premisas para realizar una correcta toma, conservación y envío de muestras para el diagnóstico parasitológico en aves; así como para la correcta interpretación de los resultados emitidos por el laboratorio por parte del personal veterinario de las granjas avícolas.

PARTE ESPECIAL

Ectoparásitos

Los ectoparásitos que afectan a las aves están representados por numerosas especies de ácaros y pio-

jos malófagos (8). Estos artrópodos en infestaciones intensas interfieren en la nutrición y descanso de las aves, provocando intenso prurito, irritación, disminución del consumo y la producción de huevos (9, 10, 11). Otro aspecto que incrementa la patogenicidad del parasitismo externo resulta ser la común presentación de brotes mixtos (1), con la participación de hasta tres y cuatro especies de ectoparásitos en una misma ave (5).

Las infestaciones por ectoparásitos en aves, son abundantes y muchas veces se presentan en forma grave y muy grave. Se reportan prevalencias entre 90 % (8), hasta 95 y 98,3 % (12, 13). Al estudiar el efecto negativo de los ectoparásitos, en los indicadores bio-productivos de gallinas ponedoras en Cuba, se encontró diferencias significativas en el porciento de postura y huevo por ave entre el grupo control y los grupos tratados con diferentes ectoparasiticidas (12). Las Fig. 1 y 2 muestran la especie de piojo y ácaro (*Menopon gallinae* y *Megninia ginglymura*) más frecuentes en Cuba.

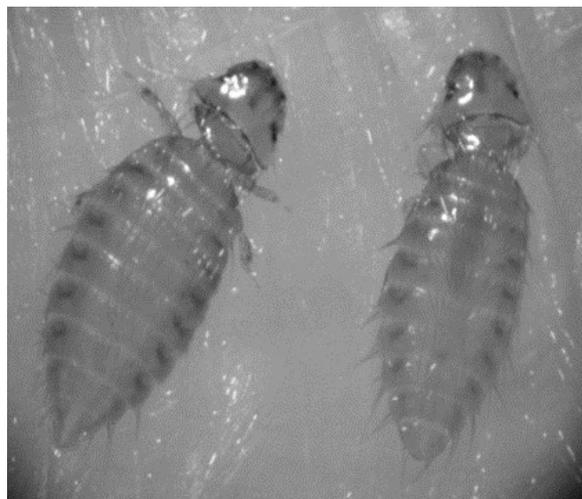


Figura 1. Piojo *Menopon gallinae*, el más común en gallinas en Cuba. / *Menopon gallinae*, the most common louse in hens from Cuba.

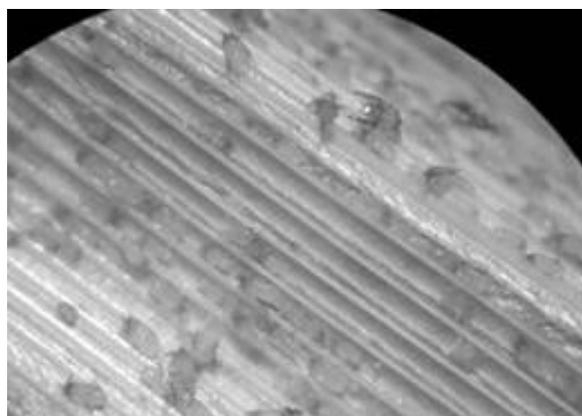


Figura 2. Ácaro plumícola *Megninia ginglymura*, el más común en gallinas en Cuba. / *Megninia ginglymura*, the most common feather mite in hens from Cuba.

Toma y envío de muestras al laboratorio

Para el diagnóstico de parásitos externos resulta conveniente tomar la muestra del ave viva (14, 15). Gran parte de los ectoparásitos que afectan a las aves realizan un parasitismo permanente, excepto moscas y algunas especies de ácaros hematófagos (14). El parasitismo permanente implica que los parásitos desarrollan todo su ciclo biológico sobre su hospedero (5, 16). Sin embargo, si ocurre la muerte del huésped, disminuye la temperatura corporal y la mayoría de los parásitos externos migran en busca de otro hospedador que le garantice su supervivencia (5).

Por lo anteriormente explicado se entiende que el envío de cadáveres al laboratorio para el diagnóstico de ectoparásitos, brinda información muy limitada sobre el comportamiento de las poblaciones de ectoparásitos. Por lo cual es necesario tener en cuenta que los resultados obtenidos en cadáveres, incluyen el hallazgo de falsos negativos hasta niveles de infestación inferiores a los que el hospedero realmente poseía; en dependencia de las especies de parásitos implicadas, pues hay especies de mayor capacidad de desplazamiento que otras y del tiempo transcurrido desde la muerte del hospedero. A mayor tiempo, mayor posibilidad de migración, lo que se traduce en resultados menos confiables (5).

Algo similar sucede con el envío de plumas, aunque se hayan tomado del ave viva, si éstas no son conservadas adecuadamente, durante el tiempo que se demoran en trasladarse al laboratorio, los ectoparásitos asumen la muerte del hospedero y comienzan los desplazamientos para obtener un nuevo hospedador. Los parásitos externos poseen diferentes microhábitat dentro de un mismo hospedero, por lo que se deben tomar plumas de diferentes regiones del cuerpo (5).

Existen diferentes métodos para la toma de muestra a partir de plumas del ave viva:

- Empleo de cámaras de fumigación: se colocan las aves en cámaras de fumigación previamente modificada para preservar la vida del ave durante el procedimiento. Estas cámaras pueden sustituirse por cajas modificadas al procedimiento referido. Una vez en las cámaras se aplica algún insecticida de acción reconocida y se colectan los ectoparásitos muertos y adicionalmente, se toman algunas plumas. Este procedimiento es muy empleado en aves de vida libre que implican la captura de las mismas y su posterior liberación (15).

Debe tenerse en cuenta que los piojos al ser más grandes mueren y se desprenden con gran facilidad, no así los ácaros que, al ser más pequeños, y sumado a su localización en el cuerpo del ave y la pluma tienden a permanecer adheridos. Por lo que siempre se deben colectar plumas para verificar la existencia o no de ácaros. Este método tiene varias desventajas: es más invasivo pues se aplica tratamiento a un ave que se

desconoce si está o no parasitada o si posee muy bajos niveles de infestación que realmente no requieren el empleo de tratamientos. Asimismo, no puede definirse con exactitud la localización del ectoparásito en el cuerpo de su hospedero.

- Método de cinta adhesiva: se coloca una cinta adhesiva transparente sobre la pluma y después se desprende y se adhiere a una lámina portaobjeto. Más comúnmente usado en aves ornamentales (17). Es más rápido y sencillo, pero no permite determinar con exactitud el nivel de infestación pues los ácaros también pueden quedarse en las plumas. Otra desventaja de este procedimiento es que se dificulta el montaje y clarificación de los ejemplares colectados por esta vía y puede afectar seriamente la identificación de los mismos, debido al daño o la pérdida de estructuras.
- Muestreo de siete regiones del cuerpo: se toman de tres a cinco plumas de siete regiones del cuerpo del ave: cabeza, dorso, tórax, alas, cara interna de los muslos, cola y cloaca. Las plumas se cortan con una tijera para garantizar que el ave no sufra (7, 18). Aunque se considera algo invasivo y puede no ser atractivo para los dueños de aves ornamentales, este método garantiza un muestreo más completo, permite determinar el microhábitat de las especies parasitarias en su hospedero y el nivel de infestación.

Para la elección del método de muestreo más indicado debe tenerse en cuenta el objetivo propio del estudio y deberá estar de acuerdo con las pautas científicas y regulatorias específicas del sitio donde se empleen, con respecto al bienestar animal, experimentación, armonización, etc. (6).

Ante la sospecha de la circulación del ácaro hematófago *Dermanyssus gallinae*, la toma de muestras se realizará después de las 6:00 p.m, pues este artrópodo solo se encuentra sobre las aves en horario nocturno para alimentarse.

Otro aspecto a tener en cuenta es que la muestra debe ser lo más representativa posible, no sólo en cantidad, sino también en el estatus sanitario. Por lo cual se enviarán muestras de plumas de 10 aves por granja, como mínimo y se seleccionarán tanto aves clínicamente sanas como enfermas. Bajo ningún concepto se colectarán plumas caídas en jaulas, fómites o el suelo, únicamente se toman del ave viva (5).

Para la conservación de las plumas y ectoparásitos colectados hasta su análisis en el laboratorio, se deben congelar inmediatamente después de su extracción, previa colocación en nylon sellados y correctamente identificados (5) o colocarlas en frascos con alcohol al 70 % e identificar el frasco (15). En ambos casos, las muestras se tomarán de manera individual, lo cual permitirá determinar la prevalencia de los ectoparásitos en la unidad o lugar de procedencia.

La remisión de las aves o identificación de las muestras debe incluir la especie de ave, raza o línea, categoría o propósito, edad, unidad de procedencia y si han sido tratadas con antiparasitarios en el último mes. En caso de que hayan sido tratadas se debe especificar producto, dosis y frecuencia aplicada. Resulta necesario aclarar que este procedimiento de envío de muestras no se aplica para el estudio de eficacia de antiparasitarios.

Interpretación del resultado

La clasificación del nivel de infestación por ectoparásitos se realiza en el laboratorio, se cuenta el número de ácaros y piojos por pluma. A partir del número de ectoparásitos encontrados se determina el nivel de infestación. Este último se clasifica en muy leve, leve, media, grave y muy grave; según se refleja en la [tabla 1](#). (7,13).

En aves de producción se sigue el criterio de control de ectoparásitos, es un grave error pretender erradicar los mismos. La intención no es erradicarlos, sino mantener bajas poblaciones, que no produzcan daños a la salud de las aves y por consiguiente, al desempeño productivo de las mismas. Puesto que los ectoparásitos producen daños perceptibles en infestaciones medias, graves y muy graves, sólo se debe aplicar tratamiento en estos casos (6), por las razones explicadas a continuación.

En primer lugar, el baño implica un estrés para las aves, por lo que se baña sólo cuando sea necesario, pues como estrés al fin, influye negativamente en la postura. Si cada vez que se observe un piojo se decide aplicar tratamiento, se estaría bañando constantemente, con la consiguiente afectación de los indicadores bioproductivos. La respuesta al estrés en las aves es aumentar la tasa de corticosteroides, lo que reduce el consumo de alimentos, baja la respuesta inmune y aumenta la susceptibilidad a enfermedades (19).

Segundo, porque al abusar de los productos y aumentar la presión de selección, se acelera la aparición de resistencia aspecto negativo que se procura evitar. La disponibilidad de antiparasitarios efectivos se encuentra comprometida por el progresivo aumento de los casos de resistencia y los crecientes costos de investigación. El enfoque más beneficioso del manejo de resistencia, es sin duda el que apunta a disminuir su



Figura 3. Helmintosis grave por el nematodo *Ascaridia galli*. / Severe helminthiasis due to the nematode *Ascaridia galli*.

aparición, a través del uso estratégico e inteligente de los antiparasitarios disponibles (20).

Se ha demostrado una fuerte asociación entre resistencia y número de tratamientos por año; por lo que, en la planificación de una estrategia de control, se deben admitir pequeñas pérdidas de producción debidas a parásitos a favor del mantenimiento de poblaciones susceptibles. El antiparasitario es un recurso necesario, pero no renovable. La experiencia de más de cinco décadas, ha demostrado que no existe antiparasitario "resistente" a la resistencia (21).

Tercero, a mayor gasto de productos, mayores costos económicos, disminuyendo la eficiencia económica. Por último, pero no menos importante, es necesario tener en cuenta que muchos de los productos insecticidas/acaricidas tienen un impacto ambiental negativo, no se deben emplear injustificadamente (2). En consideración, en infestaciones muy leves o leves no se baña, solamente se repiten los muestreos cada cierto tiempo para verificar que la infestación se mantenga a bajos niveles, si aumenta a media, entonces se procede a bañar.

Helmintos

Las parasitosis gastrointestinales producidas por helmintos afectan la salud de las aves reduciendo la producción de carne y huevos, causando anualmente pérdidas económicas para el sector avícola y reduciendo la disponibilidad de productos para el consumo humano (22, 23). Los helmintos que afectan a las aves se clasifican en tres grupos: nematodos, cestodos y trematodos ([Fig. 3, 4 y 5](#)); siendo estos últimos menos frecuentes (2).

Tabla 1. Clasificación de la intensidad de invasión o nivel de infestación según el número de piojos y ácaros por plumas. / Classification of invasion intensity or infestation level according to the number of lice and mites per feather.

Intensidad de invasión	Número de piojos/plumas	Número de ácaros/plumas
Negativo	0	0
Muy leve	1-3	1-5
Leve	4-10	6-25
Media	11-25	26-50
Grave	26-50	51-100
Muy grave	+ 50	+ 100

Las aves con altas cargas de helmintos muestran decaimiento, emaciación, diarrea, reducción de la eficiencia alimenticia y en casos severos, la muerte (23). En estudios realizados en Cuba se diagnosticaron numerosas infecciones por helmintos en gallinas ponedoras. En dicha investigación se demostró que el monoparasitismo se presentó en el 87,44 % de las aves, mientras que las infecciones múltiples se evidenciaron en el 12,6 %. Las polihelminiosis ocurrieron hasta con dos y tres especies de helmintos en una misma ave, incrementando el poder patógeno del proceso parasitario. Añaden, además, la importancia de un adecuado diagnóstico que posibilite un correcto tratamiento y control de las helmintosis (1).

Toma y envío de muestras al laboratorio

El tiempo entre la recolección y almacenamiento de las muestras es fundamental para obtener diagnósticos correctos (24, 25). Resulta conveniente enviar aves vivas al laboratorio para lograr resultados confiables. Los helmintos al ser endoparásitos no pueden migrar como los ectoparásitos, sin embargo, si el tiempo transcurrido después de la muerte del ave es considerable y hay indicios de autólisis, las enzimas que participan en este proceso, actúan sobre la cutícula de los parásitos dificultando su identificación. Por eso, en caso de especies productivas se realiza la necropsia de las aves muertas en la propia unidad y además se envían aves vivas al laboratorio (5). El método de diagnóstico para este grupo de parásitos en aves es la necropsia helmintológica (25, 26).

Interpretación del resultado

La clasificación del nivel de infección por helmintos también se realiza a nivel de laboratorio, porque se tiene en cuenta la extensidad de invasión o prevalencia, la intensidad de invasión o nivel de infección y el grado de patogenicidad de la especie de helminto implicada. Los resultados pueden ser de helmintosis, cuando las aves están afectadas por una especie de helminto o polihelminiosis si están implicadas más de una especie. En la tabla 2 se observa que el nivel de infección por este grupo de parásitos se clasifica en leve, media o grave (1, 26).

Igualmente, se aplica tratamiento en caso de helmintosis media o grave, por las razones explicadas



Figura 4. Infección grave por cestodos. / Severe cestode infection.



Figura 5. Trematodo *Postharmostomum gallinum*. / Trematode *Postharmostomum gallinum*.

anteriormente en el acápite de ectoparásitos. Por lo cual en caso de infecciones muy leves o leves no se aplica tratamiento, solamente se repiten los envíos al laboratorio cada cierto tiempo para verificar que la infección se mantenga a bajos niveles, si aumenta a media, entonces se procede a tratar. Siempre es necesario conocer si las especies de helmintos implicadas en el caso poseen o no hospederos intermediarios, pues de ser así se requiere de la aplicación simultánea de insecticidas para el control de estos últimos (5).

Coccidiosis

La coccidiosis constituye la parasitosis de mayor relevancia en aves de corral a nivel mundial. Aunque

Tabla 2. Clasificación de las helmintosis según nivel de infección. / Classification of helminthiasis according to infection level.

Clasificación de las helmintosis	Grado de patogenicidad del parásito	Número obtenido del producto de la prevalencia por la I.I.P
Leve	Especies poco y medianamente patógenas	Menor o igual a 125
	Especies patógenas	Menor o igual a 25
Media	Especies poco y medianamente patógenas	Mayor a 125 y menor o igual a 225
	Especies patógenas	Menor o igual a 50
Grave	Especies poco y medianamente patógenas	Mayor a 225
	Especies patógenas	Mayor a 50

afectan a varias especies de aves, es en pollos de engorde y en las categorías de crecimiento de ponedoras o reproductores donde alcanza la mayor repercusión clínica y económica (27, 28). La mayoría de las coccidias aviarias pertenecen al género *Eimeria* (28).

Se han descrito siete especies de coccidias en *Gallus gallus*. *E. necatrix*, *E. máxima*, *E. brunetti*, *E. acervulina*, *E. mitis* y *E. praecox* afectan diferentes porciones del intestino delgado. Mientras que *E. tenella* ocasiona un cuadro de coccidiosis cecal (28, 29). La mayoría de los brotes se debe a infecciones mixtas por varias especies de *Eimeria*, por lo tanto, se observan lesiones en diferentes porciones del tracto intestinal, con emisión de diarreas y disminuyendo significativamente la absorción de los alimentos. La interacción entre las distintas especies se desarrolla siguiendo cursos distintos, así las especies que parasitan la misma región intestinal compiten y el efecto combinado no es mayor que cuando la infección la produce una sola especie. Sin embargo, cuando la infección es producida por especies que parasitan diferentes porciones del segmento intestinal, el efecto patógeno de la combinación es mucho mayor (28).

Toma y envío de muestras al laboratorio

Solamente se envían aves vivas al laboratorio. Se realiza el diagnóstico mediante el método helmintovoscópico de flotación a partir de contenido intestinal y cecal. Se tienen en cuenta, además, la sintomatología y lesiones anatomopatológicas. En el caso de aves ornamentales o mascotas puede enviarse muestras de heces, pero las mismas deben ser frescas y trasladarse al laboratorio en un periodo no mayor de tres a cuatro horas a partir de su deposición. En aves pequeñas el volumen de heces es poco por lo que resulta difícil su colecta. Las heces no deben ser colectadas del suelo y cuando se hallan varias aves juntas no permite definir cuántas aves pudieran estar parasitadas (5, 29).

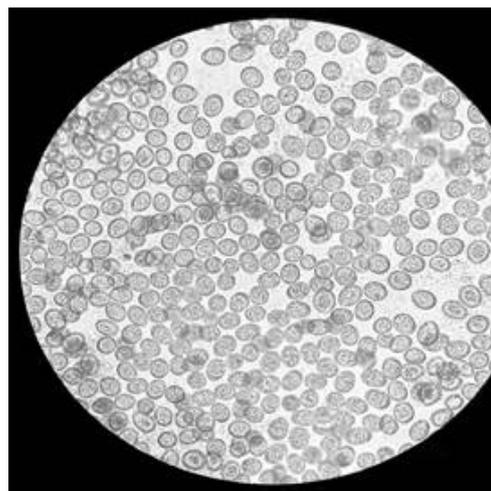


Figura 6. Muestra con gran cantidad de ooquistes de coccidia. 10 x. / Sample with a large number of coccidia oocysts. 10x.

Interpretación del resultado

Una vez realizada la flotación y observar al microscopio con el objetivo 10x, se le asigna una puntuación según el número de ooquistes observados en cada muestra. Los resultados emitidos son: escasos ooquistes, cantidad media de ooquistes, abundantes ooquistes y gran cantidad de ooquistes, tal y como se refiere en las tablas 3 y 4 (29).

La figura 6 evidencia una muestra con gran cantidad de ooquistes.

Para el diagnóstico final o conclusión del caso se tiene en cuenta el cuadro clínico, las lesiones macroscópicas y los resultados de la flotación (número de ooquistes). También son útiles las preparaciones de impronta y estudios histopatológicos (30). Se aplica tratamiento cuando se observan síntomas y lesiones en las aves. Antes de tratar hay que tener en cuenta que si se está suministrando pienso con anticoccidial de manera preventiva, en ese caso se aplica un anticoccidial diferente al empleado en el pienso (5).

Tabla 3. Valoración de la muestra según el número de ooquistes observados. / Sample assessment according to the number of oocysts observed. .

Cantidad de ooquistes por campo	Puntuación obtenida
0	0
1 a 25	1
26 a 50	2
51 a 100	3
Campo cubierto	4

Tabla 4. Clasificación del nivel de infección a partir de la puntuación obtenida por el número de ooquistes observados. / Classification of infection level based on the score obtained by the number of oocysts observed.

Valor de la puntuación	Clasificación
Menor o igual que 1	Escasos ooquistes
Mayor que 1 y menor o igual que 2	Cantidad media de ooquistes
Mayor que 2 y menor o igual que 3	Abundantes ooquistes
Mayor que 3	Gran cantidad de ooquistes

CONCLUSIONES

Se establecieron premisas para realizar una correcta toma y envío de muestras para el diagnóstico de parásitos en aves; así como para la correcta interpretación de los resultados emitidos por el laboratorio; a partir de la elevada frecuencia de estas enfermedades, que en muchas ocasiones se presentan en forma grave y con la participación de varios taxones y especies parásitas. El control de estas enfermedades depende de la correcta toma y envío de muestras al laboratorio que, a su vez, garantizará el diagnóstico preciso y oportuno, a fin de establecer el estratégico y eficaz tratamiento que permita demorar la aparición de la resistencia antiparasitaria y mejorar la rentabilidad de la avicultura comercial.

REFERENCIAS

- García Y, Rodríguez D, Simón P. Behavior of Helminthes in Laying Hens during the Period 2014-2017. *Multidisciplinary Advances in Veterinary Science*. 2018; 2 (3): 341-347. doi: <https://scientiaricerca.com/srmavs/SRMAVS-02-00052.php>. ISSN: 2573-3435.
- Lakyat A, Pumnuan J, Thipmanee K. Ectoparasite species attacking chicken in eastern area of Bangkok, Thailand. *International Journal of Agricultural Technology* 2022. 18(4): 1619-1632 Available online <http://www.ijat-aatsea.com> ISSN 2630-0192 (Online).
- Bulman GM, Lamberti JC. Parásitos y enfermedades parasitarias emergentes y reemergentes: Calentamiento global, cambio climático, transmisión y migración de especies. Evaluación de la participación del hombre. *Vet Argentina*. 2011; 28 (282): 1-15.
- Rodríguez JG, Olivares J, Sánchez Y, Alemán Y, Arece J. Cambios climáticos y su efecto sobre algunos grupos de parásitos. *Rev. Salud Anim*. 2013; 35 (3): 145-150.
- Rodríguez D. Toma, envío de muestras e interpretación de los resultados de parasitología en aves. VIII Jornada Científica Nacional de Avicultura, 28- 30 mayo. La Habana, Cuba; 2019.
- Yazwinski TA, Høglund J, Permín A, Gauly M, Tucker C. World association for the advancement of veterinary parasitology (WAAVP) of guidelines for evaluating the efficacy of anthelmintics in poultry. *Veterinary Parasitology*. 305 (2022) 109711 <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2022.109711>.
- Rodríguez GD, García FY, Valdés FL, Correoso MO, González NM, Valdés RM. Evaluación de alfalipermetrina para el control de ácaros en gallinas ponedoras en condiciones de laboratorio. *Rev Inv Vet Perú*. 2021; 32 (3): e20404. doi: <https://dx.doi.org/10.15381/rivep.v32i3.20404>.
- Toderaş I, Zamornea M, Rusu T, Erhan D, Savin A, Chihai O, Gliga O. Cuantificarea unor indici biochimici i productivi la fazanii infesta i cu ectoparaziți. *Boletínul AŞM. Ştiinţele vieţii*. 2019; 2(338): 112-117.
- Simón P, Rodríguez D, Correoso O, González G. Presencia del piojo *Neocolpocephalum turbinatum* en gallinas ponedoras. *Rev Cubana Cienc Avíc*. 2017; 41: 5-8.
- Torres-Cabra E, Lagos-López MI. Evaluación del aceite esencial de cilantro (*Coriandrum sativum* L.) sobre el ácaro rojo de aves *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) bajo condiciones de laboratorio. *Cienc Tecnol Agropecuaria, Mosquera (Colombia)*. 2019; 20: 53-60. doi: <http://www.scielo.org.co/pdf/ccta/v20n1/0122-8706-ccta-20-01-00053.pdf>
- Sleeckx N, Van GS, Koopman R, Kempen I, Van HK, De BK, et al. Production losses in laying hens during infestation with the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. *Avian Pathology*. 2019; 48. doi: <https://doi.org/10.1080/03079457.2019>.
- Hernández M, Lamarrendy R, Szczypel B, Morales Y, Temprana M. Evaluación de la efectividad de *Bacillus thuringiensis* cepa LBT-13 frente ectoparásitos de la gallina doméstica en una granja de ponedoras. *Revista Cubana de Ciencia Avícola*. 2007; 31:119-126.
- Rodríguez GD, Larramendy R, Varona E, Colás M, Reinaldo O, Villa JR, et al. Comportamiento de los parásitos externos en aves (*Gallus gallus*) de diferentes líneas puras. *Revista Cubana de Ciencia Avícola*. 2015; 39 (2): 5-12.
- Mahdavi Fard V, Shariati Sharifi F, Ganjali M, Jahantigh M, Lopez-Aban J. Identification of ectoparasites of ornamental birds in the north of Sistan and Baluchestan (southeast Iran). *Iranian Journal of Veterinary Science and Technology*. 2020; 12, (2): 68-72. DOI: [10.22067/veterinary.v12i2.87675](https://doi.org/10.22067/veterinary.v12i2.87675)
- Villalobos-Moreno A, Vera-Valdivieso DC, Hoyos-García W, Michel P, Valim MP, Arcila-Quiceno VH. Ectoparasites of *Coragyps atratus* (Bechstein, 1793) (Accipitriformes: Cathartidae) on Bucaramanga, Santander, Colombia. *Bol.cient.mus.hist.nat*. 2020; 24 (2): 231-243. ISSN: 0123-3068 (Impresed) ISSN: 2462-8190 (On line)
- Rodríguez-Ortega LT, Equihua-Martínez A, Nieto-Aquino R, Pro-Martínez A, Rodríguez-Ortega A. Nota científica: Infestación de piojos (Phthiraptera) en gallinas, gallos y pollos (*Gallus gallus domesticus*, Linnaeus). *Folia Entomológica Mexicana (nueva serie)*. 2018; 4 (2): 80-84.

17. Yarto JE, Romero NC, Alvarez ZM, Cruz LE, Rangel DJ, Miranda CL, Galicia FE. Use of afoxolaner for the treatment of lice (*Goniodes pavonis*) in different genera de faisanes (*Chrysolophus* spp., *Lophura* spp., *Phasianus* spp and *Syrmaticus* spp) and species of pheasants and West Mexican chachalacas (*Ortalis poliocephala*). *Veterinary Parasitology*. 2020. 280, 09065. <https://dx.doi.org/10.1016/.vetpar.2020.109065>
18. García FY, Rodríguez GD. Piojos *Neocolpocephalum turbinatum* en patos Pekín (*Anas platyrhynchos domesticus*) en la provincia Artemisa, Cuba. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*. 2020; 31 (2): 17852.
19. Sánchez A y Lamazares MC. Principales enfermedades que afectan a las aves. En: Sánchez A, López A, Sardá R, Pérez M, et al. (eds). *Salud y producción de las aves*. La Habana: UNAH; 2010. p. 212.
20. Harrington D, George DR, Guy JH, Sparagano O. Opportunities for integrated pest management to control the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. *World's Poultry Science Journal*. 2011; 68 (3): 435-446.
21. Nari A, Eddi CS. Control de la resistencia a los antiparasitarios a la luz de los conocimientos actuales. *Sitio Argentino de Producción Animal* [<http://www.Producción-animal.com.ar>] 2002 [Consultado 23 septiembre de 2019].
22. Lozano J, Anaya A, Salinero AP, Lux -Hoppe EG; Gomes L, Paz-Silva A, et al. 2019. Gastrointestinal parasites of free-range chickens: A worldwide issue. *Bulletin UASVM Veterinary Medicine*. 2019; (76): 2.
23. Martínez LR, Sosa P, Juliano R, Centurión LM. Evaluación de la infestación por endoparásitos en una población aviar paraguaya. *Actas Iberoamericanas de Conservación Animal*. 2022; (17):49-58.
24. Maia SO, dos Santos Candido MJ, Martins IV, Boeloni JN, Marin JF. Esclarecendo o diagnóstico parasitológico em aves domésticas: atualidades e perspectivas. *Tópicos Especiais em Ciência Animal*. 2020; (9): 130. https://cienciasveterinarias.ufes.br/sites/cienciasveterinarias.ufes.br/files/field/anexo/topicos_especiais_em_ciencia_animal_ix_2020_0.pdf#page=132. (Consulta: 28 de marzo de 2023).
25. Feitosa LM, Pinto PWC, Silva ÊC, Araújo LRS. Helmintoses em aves (*Gallus gallus*) sob diferentes sistemas de produção. *Revista Brasileira Multidisciplinar*. 2021; 24(3): 244-253.
26. Rodríguez JG, Olivares OJ, Cortez S, Larramendy R, Gómez E, Blandino T. Métodos para el trabajo con los helmintos más importantes en Medicina Veterinaria. *Colección Salud Animal*. 2002; (4). EDICENSA: 67
27. Jeffers TK. Comparación de la eficacia de un programa anticoccidiótico. *Rev. Selecciones Avícolas*. 2012; 54 (4): 13-16.
28. Del Cacho E, Pagès M. Coccidiosis: la enfermedad, consecuencias y tratamiento. *Rev. Selecciones Avícolas*. 2014; 56 (2): 13-17.
29. Rodríguez GD, García FY, Simón P, Valdés L, Correoso O, Díaz MO. Comportamiento de la circulación de coccidiosis en diferentes propósitos de *Gallus gallus*. *Rev. Cubana de Ciencia Avícola*. 2019; 43 (1): 19-24.
30. Dinev I. *Enfermedades de las aves*. Atlas a color. 2^{da} edición. Stara Zagora, Bulgaria: Ediciones CEVA; 2011.

Conflicto de intereses: Los autores declaran que no existen conflictos de intereses.

Contribución de los autores: Daisy Rodríguez García: Conceptualización, Investigación, Administración de Proyecto, Escritura - borrador original, Redacción, revisión y edición. Yenisey García Ferrer: Investigación, Visualización, Redacción: revisión y edición. Los autores participaron en la discusión de los resultados, leyeron, revisaron y aprobaron el texto final.

Este artículo se encuentra bajo licencia [Creative Commons Reconocimiento-NoComercial 4.0 Internacional \(CC BY-NC 4.0\)](https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/)