un proceso degenerativo con destrucción de la larva. Respecto a la causa inmediata del fallo del proceso embrionario, cabría situarla a nivel de la fotodependencia de alguna o algunas de las vías metabólicas del embrión que se manifiesta a partir de la Fase II.

Referencias

1. **Fairbairn, D.**— The "in vitro" hatching of *Ascaris lumbricoides* eggs. *Can. J. Zool., 39*, 1961, 153-162.
2. **González, S.**— Estudio experimental de *Toxocara canis* en fase larvaria. *Tesina de licenciatura*, Facultad de Farmacia, Madrid, 1983.
3. **Jablonowski, Z.; Zebrowska, T.; Dziekonska, J.**— Wplyw gliceryny, parafyny oleju rzepakowego oraz roztworow wodnych na rozwojjaj *Ascaris suum* GOEZE. *Wlad. Parazytol., 27*, 1961, 17-23.
4. **Kayes, S.; Oaks, J. A.**— Effect of inoculum size and length of infection on the distribution of *Toxocara canis* larvae in the mouse. *Am. J. Trop. Med. Hyg., 25*, 1976, 573-580.
5. **Macchioni, G.; Marconcini, A.**— Infestione sperimentale del topo mediante larve de 2.º stadio di *Toxocara canis* introdotte sottocute ed applicazione del metodo Baermann associato alla digestione peptica per l'isolamento dai tessuti delle larve Ascaridiche. *Atti Soc. Ital. Sci. Vet., 21*, 1967, 738-741.
6. **Marval, H. F.; De Marval, M. J.**— Toxocariasis experimental (larva migrans) en ratones C57/BL. *Rev. Ibér. Parasitol., 39*, 1979, 191-201.
7. **Olson, L. J.**— Serology of visceral larva migrans: "in vitro" larval precipitate test. *Tex. Rep. Biol. Med., 18*, 1960, 473-479.
8. **Oshima, T.**— Standarization of techiques for infecting mice with *Toxocara canis* and observations on the normal migration routes of the larval. *J. Parasitol., 47*, 1960, 652-656.
9. **Pitts, T. D.**— Experimental hatching of the eggs of *Ascaris suum. Proc. Soc. Exp. Biol., 69*, 1948, 348-351.
10. **Sandars, D. F.**— Viability of *Ascaris lumbricoides* eggs "preserved" in formalin. *Nature, 167*, 1951, 730.
11. **Stewart, F. H.**— A method of incubating *Ascaris* eggs. *J. Med. Res., 22*, 1934, 1.
12. **Urban, J. F.; Douvres, F. W.; Tromba, F. G.**— A rapid method for hatching *Ascaris suum* eggs "in vitro". *Proc. Helm. Soc. Wash., 48*, 1981, 241-243.

(Recibido el 20 de febrero de 1985; aceptado el 25 de abril de 1985).

Acaros del género *Ptilonyssus* Berlese y Trouessart, 1889 (Mesostigmata: Rhinonyssidae) parásitos de fosas nasales de paseriformes españolas. V. *Ptilonyssus emberizae* Fain, 1956

GUEVARA-BENITEZ, D. C.*; UBEDA-ONTIVEROS, J.M.*; MORILLAS-MARQUEZ, F.**

* Departamento de Parasitología. Facultad de Farmacia. Universidad de Sevilla. Sevilla (España).
** Departamento de Parasitología. Facultad de Farmacia. Universidad de Granada. Granada (España).

Summary

This paper presents a morphological study of *Ptilonyssus emberizae* Fain, 1956 (female, male and protonymph). Mites were collected from the nasal cavity of *Emberiza cia* L. capturated in the province of Granada (Spain).

Key Words: *Ptilonyssus emberizae*. Passeriformes. Spain.

Resumen

A partir de ejemplares de *Ptilonyssus emberizae* Fain, 1956, encontrados en las fosas nasales de *Emberiza cia* L., se realiza un estudio morfológico de la hembra, macho y protoninfa. Los hospedadores han sido capturados en la provincia de Granada (España).

Palabras Clave: *Ptilonyssus emberizae*. Passeriformes. España.

Introducción

Ptilonyssus emberizae Fain, 1956 (Fain[1]) fue descrita a partir de ejemplares procedentes de las fosas nasales de *Emberiza flaviventris* capturados en Africa Central. Su distribución parece ser muy amplia, ya que con posterioridad se ha encontrado en aves de América (Fain[2]), Europa (Fain[3]) (Sixl[5]) (Shumilo y Lunkashu[4]) y Australia (Fain[2]).

Material y Métodos

Los parásitos han sido transparentados en ácido láctico, realizando las medidas y dibujos de los mismos, con los ejemplares montados entre porta excavado y cubreobjetos. Todas las medidas se expresan en micras.

El material acarológico empleado se encuentra depositado en la colección de los autores del trabajo.

Resultados

Ptilonyssus emberizae Fain, 1956.

HEMBRA

Lld: 425-481 (461); Ald: 169-204 (185); LEP: 157-181 (168); AEP: 152-174 (162); LEO: 183-211 (197); AEO: 129-152 (140); LEE: 94-101 (97); AEE: 68-80 (73); LEG: 75-82 (78); AEG: 41-45 (42); AEA: 48-54 (50); LG: 108-127 (117); AG: 59-66 (62); LP: 57-68 (62); LQ: 73-77 (75); Lq: 4; LPer: 21-22 (22); APEst: 12-13 (12); LPat I: 228-265 (249); LPat II: 168-191 (180); LPat III: 162-176 (172); LPat IV: 190-220 (209); APat I: 38-41 (39); APat II: 38-40 (39); APat III: 35-38 (37); APat IV: 35-39 (37); LAb I: 33-38 (35); LAb II: 30-40 (36); LAb III: 29-40 (36); LAb IV: 33-42 (37)

Dorso (Lam. 1A)

Presenta dos escudos: Podosomal y Opistosomal. El escudo Podosomal es pentagonal.

En su superficie existen nueve pares de sedas pequeñas y un par de poros. Además destacan varias zonas correspondientes a las inserciones musculares. El escudo opistosomal es casi rectangular, con el extremo posterior ligeramente más estrecho que el anterior. La quetotaxia escutal la componen seis pares de pequeñas sedas cónicas, tres de las cuales se disponen en línea sobre el mismo margen lateral del escudo, y un par de sedas pigidiales en el borde posterior. También, en los ángulos anteriores se observa un par de poros.

La quetotaxia de la cutícula desnuda del Podosoma, está formada por ocho sedas pequeñas cónicas, dispuestas cuatro a cada lado del escudo Podosomal. En la cutícula del Opistosoma aparecen cuatro pares de sedas pequeñas cónicas. Los Estigmas dotados de cortos Peritremos, se encuentran situados a nivel de las Coxas III. Algo posterior a la posición de los Estigmas, y entre las Coxas IV y el último par de sedas cuticulares del Podosoma, existe una pequeña zona de estriación cuticular.

Vientre (Lam. 1 B)

El escudo Esternal es más largo que ancho. Casi en toda su superficie presenta una ligera estriación en sentido horizontal que le confiere un cierto aspecto escamoso. Próximos a los bordes laterales se distribuyen tres pares de sedas y dos pares de lirifisuras. Su zona posterior se prolonga algo a ambos lados del escudo Genital. Este escudo es alargado y no presenta ornamentación especial. En la parte posterior de los bordes laterales aparecen un par de sedas genitales muy pequeñas y, próximos a ellas, pero en la cutícula desnuda, un par de poros. El escudo Anal es piriforme. El orificio anal es grande y se sitúa en la zona ensanchada del escudo. A ambos lados de este orificio y a nivel de su borde anterior aparecen un par de sedas cónicas de ápice fino. Una tercera seda más pequeña que las dos anteriores, se aprecia entre el orificio anal y el cribrum. Este es parcialmente visible desde posición dorsal.

En la cutícula desnuda de la región podosomal y a nivel de las Coxas III aparece un par de sedas metasternales. En la región opistosomal, la quetotaxia cuticular está formada por seis pares de pequeñas sedas cónicas. También, próximo al margen anterior del escudo Anal, se observa un par de poros.

Gnatosoma (Lam. 2A, B, T)

Ventralmente, en la base, presenta nueve dientes deutosternales y un par de sedas cónicas. Asimismo, existen tres pares de sedas hipostomales, de las cuales, el par externo posterior está formado por sedas casi cilíndricas muy cortas, y los otros dos pares por sedas cónicas, siendo de mayor tamaño el par posterior. La quetotaxia de los tres primeros segmentos libres del Gnatosoma está formada por sedas cónicas. La del Tarso palpal la componen diez y ocho sedas: dorsalmente se distinguen dos sedas simples y una cónica en la zona media, en el ápice dos sedas largas cilíndricas; en la zona ventral, dos sedas cónicas en la base y once (diez cónicas y una cilíndrica) en la zona sensorial. En esta misma zona existe una Apotela palpal bífida.

Los Quelíceros carecen de base bulbosa aunque su anchura va disminuyendo desde la base al extremo apical. Presentan un dedo queliceral móvil triangular, siendo la relación LQ/Lq igual a 18,8.

Patas (Lam. 2 G, H, M, N, S)

Existe una prolongación triangular en el margen anterior de las Coxas II. La morfología y número de sedas de los distintos segmentos de las Patas, quedan esquematizados en las Láminas 1 A, B, y Lámina 2.

Macho (Lam. 1 C, D) y (Lam. 2 C, D, I, J, O, P, U, V)

LId: 376-406 (390); AId: 152-174 (164); LEP: 143-157 (150); AEP: 137-150 (144); LEO: 152-176 (164); AEO: 117-133 (126); LEEG: 143-162 (149); AEEG: 68-84 (74); AEA: 47-56 (50); LG: 99-108 (103); AG: 61-66 (63); LP: 55-62 (58); LQ: 60-68 (63); Lq: 24-26 (25); LPer: 19-22 (21); APEst: 12; LPat I: 195-223 (207); LPat II: 150-163 (156); LPat III: 145-157 (151); LPat IV: 180-194 (185); APat I: 32-35 (34); APat II: 34-35 (35); APat III: 32-34 (33); APat IV: 32-34 (33); LAb I; 23-28 (25); LAb II: 26-30 (28); LAb III: 26-32 (28); LAb IV: 28-33 (31).

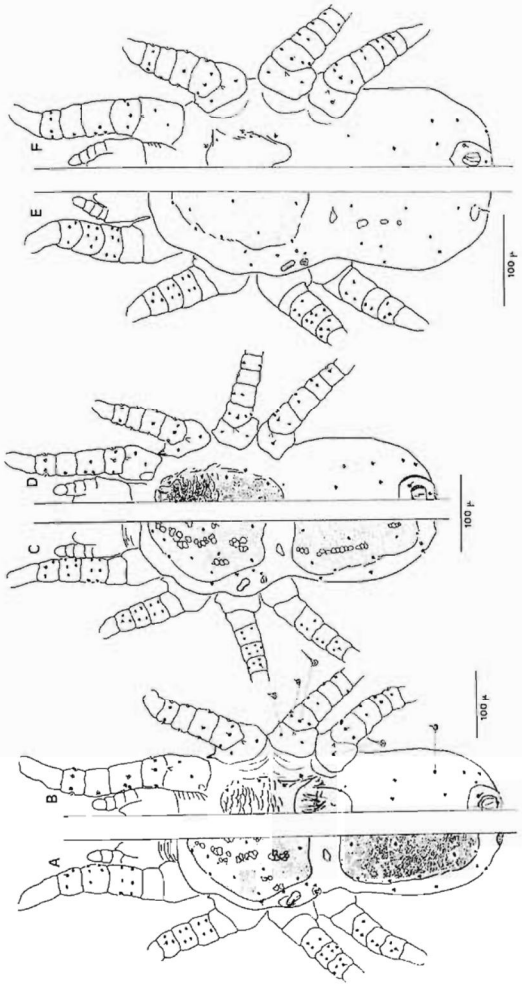

Lámina 1.

A: Hembra dorsal.
B: Hembra ventral.
C: Macho dorsal.
D: Macho ventral.
E: Protoninfa dorsal.
F: Protoninfa ventral.

Lámina 2.

La morfología dorsal y ventral del Idiosoma de esta fase, coincide en todo con la descrita para la hembra excepto, claro está, en lo concerniente a las características propias del sexo. Así, el escudo Esternitogenital se extiende desde la base del Gnatosoma hasta el margen posterior de las Coxas IV. Sus bordes laterales están muy poco delimitados y la esclerificación de la zona central no es muy fuerte, apareciendo ligeramente cuarteada. Asimismo, en su zona media anterior, presenta una leve estriación transversal del mismo tipo que la descrita para el escudo Esternal de la hembra. Próximas a los bordes laterales del escudo, pero dentro del mismo, aparecen cuatro pares de pequeñas sedas cónicas y dos pares de lirifisuras. El orificio genital está sobre el borde anterior del escudo Esternitogenital.

Los Quelíceros tienen una anchura casi uniforme en toda su extensión. La relación LQ/Lq es 2,5. Asociado al dedo queliceral móvil existe un espermatodáctilo.

En cuanto a las Patas, persiste el espolón existente en el margen anterior de las Coxas II.

Por otra parte, la morfología, distribución y número de sedas de todos los segmentos de las Patas coincide con la descrita para la hembra y aparece en la Lámina 1 C, D, y Lámina 2.

PROTONINFA

LId: 366; AId: 160; LEP: 145; AEP: 117; LEPig: 12; AEPig: 15; LEE: 94; AEE: 49; AEA: 40; LG: 86; AG: 50; LP: 45; LQ: 70; Lq: 4; LPer: 19; APEst: 7; LPat I: 186; LPat II: 141; LPat III: 128; LPat IV: 165; APat I: 38; APat II: 38; APat III: 35; APat IV: 36; LAb I: 13; LAb II: 16; LAb III: 16; LAb IV: 19.

Dorsalmente destaca la presencia de un escudo Pigidial dividido en dos pequeños escuditos, cada uno de los cuales lleva una larga seda pigidial.

El número de sedas de la cutícula del Opistosoma, en el único ejemplar estudiado, es de ocho pares, es decir, dos pares menos que en la hembra y macho.

Ventralmente presenta dos escudos: Esternal y Anal. Este último es muy parecido al de los adultos, aunque difiere de estos en que el margen anterior presenta una ligera prolongación hacia delante. En cuanto a la quetotaxia cuticular del Opistosoma, está compuesta por cinco pares de sedas pequeñas y cónicas.

En el Gnatosoma, la diferencia más destacable respecto a los adultos, es la existencia de solo catorce sedas en el Tarso Palpal. Los Quelíceros son muy parecidos a los de la hembra, siendo en este caso la relación LQ/Lq igual a 17,5.

En lo que se refiere a las Patas, también en la Protoninfa, aunque menos marcada, aparece la protuberancia presente en las Coxas II en las demás fases.

La quetotaxia de todos los segmentos de las Patas, a excepción de los Tarsos IV, coincide con la de la hembra y el macho (Lam. 1 E, F) y (Lam. 2).

En los Tarsos IV, y en posición dorsal, no se observa el par de sedas finas y largas situadas en el ápice. El resto de la quetotaxia es como en los adultos.

Las distintas fases de *Ptilonyssus emberizae* descritas en este trabajo, han sido encontradas en las fosas nasales de 12 ejemplares de *Emberiza cia* L., capturados en distintas localidades de la provincia de Granada. El material acarológico estudiado han sido: 7 hembras, 8 machos y 1 protoninfa.

Discusión

Las especies más próximas a *P. emberizae* son *Ptilonyssus coccothraustis* Fain y Bafort, 1963 y *Ptilonyssus fringillae* Fain y Sixl, 1971.

P. emberizae se diferencia de *P. coccothraustis* en lo siguiente:
1.— En *P. Coccothraustis* las sedas de la cutícula desnuda del Opistosoma ventral son largas y con el ápice muy fino. En cambio en *P. emberizae* son más cortas y cónicas. 2.— Las sedas esternales de *P. emberizae* son todas morfológicamente iguales, mientras que en *P. coccothraustis,* el tercer par lo forman sedas más largas y finas que las restantes. 3.— La morfología de los escudos Esternal, Genital y Opistosomal es distinta en ambas especies.

4.— El espolón quitinoso del margen anterior de las Coxas II, está menos marcado en *P. coccothraustis*.

Las características que separan *P. fringillae* y *P. emberizae* se citaron en un trabajo anterior (Ubeda-Ontiveros y Guevara-Benitez[6]). Por lo tanto, el estudio de ambas especies nos ha permitido constatar la constancia en ellas de los caracteres diferenciales, lo que permite, de acuerdo con los criterios actuales, confirmar la validez de *P. fringillae* y *P. emberizae*.

Referencias

1. **Fain, A.**— Les acariens de la famille Rhinonyssidae Vitzthum, 1935 parasites des fosses nasales des oiseaux au Ruanda-Urundi. (Note preliminaire). *Rev. Zool. Bot. Afr., 53*, 1956, 131-157.
2. **Fain, A.**— Acariens parasites nasicoles chez les oiseaux du Zoo d'Anvers, Descriptions de trois especes novelles. *Bull. Soc. Roy. Zool. Anvers., 9*, 1958, 1-13.
3. **Fain, A.**— Les acariens nasicoles des oiseaux de Belgique. II. Description de deux especes nouvelles. *Bull. Ann. Roy. Ent. Belg., 99*, 1963, 168-181.
4. **Shumilo, R. P.** and **Lunkashu, M. I.**— Acaros nasícolas rinonísidos de aves del sud-oeste de las URSS. (En ruso). *Acad. Sci. Moldavia.*, 1970, 1-127.
5. **Sixl, W.**— Nasal mites of native birds and small mammals. Second communication. *Mitt. naturwiss. Ver. Steiermark., 102*, 1972, 173-174.
6. **Ubeda-Ontiveros, J. M. y Guevara-Benitez, D. C.**— Acaros del género *Ptilonyssus* Berlese : Trouessart, 1889 (Mesostigmata: Rhinonyssidae parásitos de fosas nasales de paseriformes españolas. II. *Ptilonyssus capensis* Zumpt y Till, 1955 y *Ptilonyssus fringillae* Fain y Sixl, 1971. *Rev. Iber. Parasitol., 38*, 1978, 719-750.

(Recibido el 21 de enero de 1985; aceptado el 9 de julio de 1985).

Lámina 2.

HEMBRA: A, Gnatosoma dorsal. B, Gnatosoma ventral. G, Tarso I dorso-lateral. H, Tarso I ventro lateral. M, Tarso IV dorsal. N, Tarso IV ventral. S, Tarso III ventral. T, Quelícero.
MACHO: C, Gnatosoma dorsal. D, Gnatosoma ventral. I, Tarso I dorso-lateral. J, Tarso I ventro-lateral. O, Tarso IV dorsal. P, Tarso IV ventral. U, Tarso III ventral. V, Quelícero.
PROTONINFA: E, Gnatosoma dorsal. F, Gnatosoma ventral. K, Tarso I dorso-lateral. L, Tarso I ventro-lateral. Q, Tarso IV dorsal. R, Tarso IV ventral. W, Tarso III ventral. X, Quelícero.

Acidos grasos fijos en helmintos parásitos

MONTEOLIVA, M.*, MOLINERO, A. C.*, VALERO, A. **, MONTEOLIVA-SANCHEZ, M.*

* Unidad de Bioquímica. Instituto de Parasitología "Lopez-Neyra". 18001 Granada.
** Departamento de Parasitología. Universidad de Granada. 18001 Granada.

Summary

The fatty acids composition in 2 species of trematoda, 4 species of cestoda and 16 species of nematoda was studied. The fatty acid methyl esters were examined by gas-chromatography. The results, exhibited as the porcentage of the total fatty acids, showed that all species possesed a different quantitative composition of fatty acids. The media for cestoda, trematoda and nematoda indicated some differences in the both oleic and linoleic amounts and also in the saturated/unsaturated fatty acid ratio.

Key Words: fatty acids, cestoda, trematoda, nematoda, gas-chromatography.

Resumen

Se hace un estudio de la composición en ácidos grasos fijos de dos especies de trematoda, 4 de cestoda y 16 de nematoda. La técnica utilizada es la cromatografía gaseosa de los ésteres metílicos de los ácidos grasos aislados de los parásitos. Los resultados, expresados como porcentaje de cada ácido en relación al total, manifiestan que cada especie tiene una composición porcentual diferente. Los valores medios de cestodos, trematodes y nematodes comparados entre si, señalan algunas diferencias en el contenido en oleico y linoleico y en la relación entre ácidos saturados e insaturados.

Palabras Clave: ácidos grasos fijos, cestoda, trematoda, nematoda, cromatografía gaseosa.

Introducción

La utilización de la cromatografía gaseosa al análisis de los componentes lipídicos de los helmintos parásitos ha permitido demostrar la existencia en los mismos de multitud de ácidos grasos fijos tanto saturados de la serie par como impares y ramificados, e insaturados con diferente grado de insaturación entre los de 18, 20 y 22 átomos de carbono[1-8]. La identificación generalmente se ha hecho por comparación con patrones y más que a su contenido absoluto las medidas cuantitativas se refieren a su composición relativa.

Dado a que cada autor ha utilizado condiciones diferentes de análisis y referidos a pocas especies, nos ha parecido oportuno estudiar comparativamente 22 especies utilizando para ello las mismas condiciones analíticas.

Material y Métodos

Los parásitos, extraidos del hospedador son lavados con solución salina, secados, introducidos en viales, pesados y liofilizados con cierre a vacío. En estas condiciones se conservan a 4° C. hasta su análisis.

Los ésteres metílicos se obtienen por saponificación de 50 mg. de liofilizado con potasa metanólica, seguido de extracción en medio ácido de los ácidos grasos con hexano y posterior metilación con metanol-sulfúrico.

La mezcla de ésteres metílicos obtenida se analiza por cromatografía gaseosa utilizando un Fractovap 2200 con detector de ionización de llama y un registrador integrador Sigma-15. Las condiciones cromatográficas son: columna de vidrio de 2 m. de larga por 3 mm. diámetro interior rellena de Gaschrom P con 15% de DEGS.