

UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA

**Estudio faunístico y sistemático
de helmintos de aves canarias**

Autor: Foranda Rodríguez, Pilar

**Directores: Antonio del Castillo Remiro
y Juan Carlos Casanova García**

Departamento de Parasitología, Ecología y Genética

**DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA, ECOLOGÍA Y
GENÉTICA
UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA**



**ESTUDIO FAUNÍSTICO Y SISTEMÁTICO DE
HELMINTOS DE AVES DE CANARIAS**

**Memoria que presenta la Lcda. D^a. Pilar Foronda Rodríguez
para optar al Grado de Doctor en Biología
La Laguna, julio 2002**



UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA
Dpto. de Parasitología, Ecología y Genética
Facultad de Farmacia
Avda. Astrofísico F. Sánchez, s/n
38271 La Laguna, Tenerife, Spain
Tlfn. (922) 318484
Fax (922) 318514

D. Antonio del Castillo Remiro, y D. Juan Carlos Casanova García
codirectores de la Tesis Doctoral “ESTUDIO FAUNÍSTICO Y SISTEMÁTICO
DE HELMINTOS DE AVES DE CANARIAS” realizada por la Lcda. en
Biología D^a. Pilar Foronda Rodríguez

INFORMAN:

Que la mencionada Tesis Doctoral, ha sido realizada en los laboratorios
del Departamento de Parasitología, Ecología y Genética de la Universidad de la
Laguna y del Departamento de Parasitología de la Universidad de Barcelona, y
que la misma reúne las condiciones de calidad y rigor científico para que pueda
ser presentada y defendida ante la comisión nombrada al efecto.

Y para que así conste para el inicio de los trámites de su presentación,
emitimos el informe altamente favorable.

La Laguna, dos de abril de dos mil dos.



UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA
Dpto. de Parasitología, Ecología y Genética
Facultad de Farmacia
Avda. Astrofísico F. Sánchez, s/n
38271 La Laguna, Tenerife, Spain
Tlfn. (922) 318484
Fax (922) 318514

D JOSÉ MARÍA FERNÁNDEZ-PALACIOS MARTÍNEZ, PROFESOR
TITULAR DE ECOLOGÍA Y DIRECTOR DEL DEPARTAMENTO DE
PARASITOLOGÍA, ECOLOGÍA Y GENÉTICA DE LA UNIVERSIDAD DE
LA LAGUNA,

CERTIFICA:

Que en el Consejo de Departamento celebrado el 14 de mayo de 2002 se
estudió la propuesta de autorización de lectura de Tesis Doctoral titulada
“ESTUDIO FAUNÍSTICO Y SISTEMÁTICO DE HELMINTOS DE AVES
DE CANARIAS”, que presenta la licenciada D^a. Pilar Foronda Rodríguez.

Vista la calidad del trabajo presentado y estudiado el informe de los
directores, este Departamento acuerda autorizar la iniciación de los trámites para
su posterior defensa.

La Laguna catorce de mayo de dos mil dos.

SERVICIO DE CONTABILIDAD Y OFICINA PRESUPUESTARIA

Quiero dedicar este trabajo a mis padres, Gonzalo y Montse, y a mis hermanos, Montse, Gonza y Ani, por el cariño y apoyo constante, por haberme ayudado en todo momento, gracias por estar siempre ahí, los quiero mucho.

AGRADECIMIENTOS

Esta Tesis Doctoral me da la oportunidad de agradecer a todas aquellas personas e instituciones que han hecho posible que este estudio haya sido llevado a término. No querría olvidar a nadie, pero soy consciente de que es muy difícil plasmar en unas líneas toda la ayuda que he recibido durante estos años. Pido perdón a todos aquellos que se sientan olvidados, mi agradecimiento es igualmente sincero.

En primer lugar, quería agradecer a los equipos de Parasitología del Departamento de Parasitología, Ecología y Genética de la Facultad de Farmacia de la Universidad de La Laguna y al equipo de Helmintología de la Unidad de Parasitología de la Universidad de Barcelona el haberme aceptado en su grupo de trabajo. En este sentido quiero manifestar mi más sincero agradecimiento al Dr. Basilio Valladares en la Universidad de la Laguna y al Dr. Carlos Feliu en la Universidad de Barcelona, responsables de ambos grupos de investigación, por haber confiado en este proyecto de Tesis Doctoral y haberme apoyado en todo momento.

Al Dr. Antonio del Castillo y al Dr. Juan Carlos Casanova, directores de la Tesis Doctoral, por su ayuda y amistad, que han sido dos valores que se han sucedido a lo largo de estos años y dos de los pilares que han motivado llevar a término este trabajo. A mis dos directores, gracias.

En el trabajo llevado a cabo en el Laboratorio de Parasitología de la Universidad de La Laguna han sido muchas las personas que me han ayudado. A todas ellas gracias. Sin embargo, atención especial merecen los doctores Fernando de Armas, Enrique Martínez, Jose Enrique Piñero y Mariano Hernández por su ayuda profesional y por su amistad.

Al Excmo. Cabildo Insular de Tenerife por el apoyo económico en la realización de este trabajo. Al servicio de guardería del mismo por la proporción de muestras. A la Consejería de Medio Ambiente del Gobierno de Canarias por el aporte de muestras.

A Elena, quisiera agradecerle especialmente la sincera amistad, comprensión y apoyo que me ha ayudado a recuperar el ánimo en muchos momentos difíciles. Por la inmensa ayuda en la elaboración de este trabajo.

A Néstor, por no perder la alegría, por la inmensa ayuda tanto en lo profesional como en lo personal, que ha sido imprescindible para mantener la ilusión de terminar esta tesis.

A Antonio y Jacob, por estar siempre ahí, por su gran ayuda y apoyo continuo, por los momentos compartidos.

A Toña y Ana por su ayuda imprescindible en el desarrollo de la biología molecular, sin su ayuda no hubiera sido posible su realización. Por la amistad compartida en estos años.

A mis compañeros de laboratorio Goretti, Violeta, Alexis, Angélica, Cristina, Ana, Silvia, Ada, Emma, Paul y Rosa por su ayuda e interés y por compartir las largas horas de laboratorio y hacerlas más agradables.

Durante las estancias en el Laboratorio de Parasitología de la Universidad de Barcelona agradezco a todos aquellos que han mostrado interés en este trabajo y facilitado la resolución del mismo. En este sentido no puedo olvidar al doctor Jordi Miquel por hacer posible la realización de la Microscopía Electrónica y por el interés demostrado.

A la Dra. Francis Santalla y a Natalia Laplana por su eterna hospitalidad, ayuda y comprensión. Por la gran amistad y ayuda en la realización de este trabajo. Un fuerte abrazo.

A los compañeros de laboratorio de Barcelona Mercedes, Xavi, Jordi, Débora, Carmen, Alexis y Gemma, por el apoyo, los momentos compartidos y por la ayuda prestada.

A mis padres y hermanos por el gran cariño, comprensión y apoyo en todo momento, sin ellos no hubiera sido posible la realización de esta Tesis Doctoral. Eternamente y con todo el cariño, muchas gracias.

RESUMEN

Pilar Foronda Rodríguez, 2002. “*Estudio faunístico y sistemático de helmintos de aves de Canarias.*” Tenerife. Universidad de La Laguna. Departamento de Parasitología, Ecología y Genética.

Se estudió la helmintofauna parásita de cinco especies de aves (*Alectoris barbara* Bonnaterre, 1790, *Chlamydotis undulata* Jackin, 1784, *Columba livia* Gmelin, 1789, *Fulica atra* Linnaeus, 1758 y *Larus cachinnans* Pallas, 1826) en las islas Canarias y fueron detectadas 20 especies de helmintos: *Paramonostomum* sp. (Notocotyliidae) [Digenea]; *Tetrabothrius (Oriana) erostris* Lönnberg, 1896, *Tetrabothrius (Neotetrabothrius)* sp. (Tetrabothriidae), *Raillietina micracantha* (Fuhrmann, 1909) López Neyra, 1942, *Pseudidiogenes nana* Fuhrmann, 1925, *Otiditaenia conoides* (Bloch, 1782) (Davaineidae), *Hispaniolepis villosa* Bloch, 1782 (Hymenolepididae), *Lyruterina nigropunctata* (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971 (Paruterinidae), *Choanotaenia infundibulum* (Bloch, 1779) Railliet, 1896 (Dilepididae) [Cestoda]; *Tetrameres (Tetrameres) fissispina* (Diesing, 1861) Travassos, 1915 (Tetrameridae), *Cosmocephalus* sp., *Synhimantus (Dispharynx) spiralis* (Molin, 1858) (Acuariidae), *Heterakis gallinarum* (Gmelin, 1790) (Heterakidae), *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923, *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790) Travassos, 1913 (Ascaridiidae), *Capillaria* sp., *Baruscapillaria obsignata* (Madsen, 1945), *Eucoleus annulatus* (Molin, 1858) López Neyra, 1947, *Aonchotheca* sp. y *Aonchotheca caudinflata* (Molin, 1858) (Trichuridae) [Nematoda]. En *A. barbara* fueron encontradas siete especies de helmintos (*C. infundibulum*, *L. nigropunctata*, *A. caudinflata*, *A. galli*, *B. obsignata*, *E. annulatus*, *H. gallinarum*), tres en *C. undulata* (*P. nana*, *O. conoides*, *H. villosa*), cinco en *C. livia* (*R. micracantha*, *Aonchotheca* sp., *T. fissispina*, *S. (D.) spiralis*, *A. columbae*), dos en *F. atra* (*Paramonostomum* sp., *Capillaria* sp.), y tres en *L. cachinnans* (*T. (O.) erostris*, *Tetrabothrius (Neotetraobthrius)* sp., *Cosmocephalus* sp.). La clasificación sistemática de especies de helmintos detectadas puso de manifiesto la reconsideración del género *Paramonostomum*. En cestodos, para poder considerar la creación de una nueva especie de *Tetrabothrius* obtenida a partir de *L. cachinnans*, es necesario conseguir más

material con el fin de diferenciar a nivel específico desde el punto de vista morfológico. Se ha discutido el espectro helmintiano detectado en los hospedadores a la luz de los datos faunísticos y distribución geográfica de los helmintos parásitos a nivel genérico del hospedador. Varias especies fueron denunciadas por primera vez en las islas Canarias. Se ha detectado un efecto de aislamiento, en cuanto a que los hospedadores mostraron helmintofaunas reducidas en comparación a las continentales. Estudios taxonómicos de cestodos a partir del 18S ADNr revelaron una sistemática conflictiva entre davaineidos y paruterínidos.

Desde un punto de vista filogenético, los caracteres morfológicos basados en la presencia/ausencia de órgano paruterino y huevos con cápsula fueron considerados por primera vez como caracteres convergentes y a partir de esto, la posición taxonómica de varias especies de la familia Paruterinidae y Davaineidae fueron reconsideradas.

Palabras clave: *Alectoris barbara*, *Chlamydotis undulata*, *Columba livia*, *Fulica atra*, *Larus cachinnans*, *Paramonostomum* sp., *Tetrabothrius (Oriana) erostris*, *Tetrabothrius (Neotetrabothrius) sp.*, *Raillietina micracantha*, *Pseudidiogenes nana*, *Otiditaenia conoides*, *Hispaniolepis villosa*, *Lyruterina nigropunctata*, *Choanotaenia infundibulum*, *Tetrameres (Tetrameres) fisispina*, *Cosmocephalus* sp., *Synhimantus (Dispharynx) spiralis*, *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia gall*, *Ascaridia columbae*, *Capillaria* sp., *Baruscapillaria obsignata*, *Eucoleus annulatus*, *Aonchotheca* sp., *Aonchotheca caudinflata*, Trematoda, Cestoda, Nematoda, sistemática, taxonomía, faunística, filogenia molecular.

ABSTRACT

Pilar Foronda Rodríguez, 2002. “*Estudio faunístico y sistemático de helmintos de aves de Canarias.*” Tenerife. Universidad de La Laguna. Departamento de Parasitología, Ecología y Genética.

The parasitic helminth fauna of five bird species (*Alectoris barbara* Bonnaterrre, 1790, *Chlamydotis undulata* Jackin, 1784, *Columba livia* Gmelin,

1789, *Fulica atra* Linnaeus, 1758 and *Larus cachinnans* Pallas, 1826) in Canary islands were studied 20 helminth species were found: *Paramonostomum* sp. (Notocotylidae) [Digenea]; *Tetrabothrius (Oriana) erostris* Lönnberg, 1896, *Tetrabothrius (Neotetrabothrius)* sp. (Tetrabothriidae), *Raillietina micracantha* (Fuhrmann, 1909) López Neyra, 1942, *Pseudidiogenes nana* Fuhrmann, 1925, *Otiditaenia conoides* (Bloch, 1782) (Davaineidae), *Hispaniolepis villosa* Bloch, 1782 (Hymenolepididae), *Lyruterina nigropunctata* (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971 (Paruterinidae), *Choanotaenia infundibulum* (Bloch, 1779) Railliet, 1896 (Dilepididae) [Cestoda]; *Tetrameres (Tetrameres) fissispina* (Diesing, 1861) Travassos, 1915 (Tetrameridae), *Cosmocephalus* sp., *Synhimantus (Dispharynx) spiralis* (Molin, 1858) (Acuariidae), *Heterakis gallinarum* (Gmelin, 1790) (Heterakidae), *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923, *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790) Travassos, 1913 (Ascaridiidae), *Capillaria* sp., *Baruscapillaria obsignata* (Madsen, 1945), *Eucoleus annulatus* (Molin, 1858) López Neyra, 1947, *Aonchotheca* sp. and *Aonchotheca caudinflata* (Molin, 1858) (Trichuridae) [Nematoda]. Seven helminth species were found in *A. barbara* (*C. infundibulum*, *L. nigropunctata*, *A. caudinflata*, *A. galli*, *B. obsignata*, *E. annulatus*, *H. gallinarum*), three in *C. undulata* (*P. nana*, *O. conoides*, *H. villosa*), five in *C. livia* (*R. micracantha*, *Aonchotheca* sp., *T. fissispina*, *S. (D.) spiralis*, *A. columbae*), two in *F. atra* (*Paramonostomum* sp., *Capillaria* sp.), and three in *L. cachinnans* (*T. (O.) erostris*, *Tetrabothrius (Neotetraobthrius)* sp., *Cosmocephalus* sp.). Systematic classification of detected helminth species reveals that the genus *Paramonostomum* were reconsidered. In cestodes, the consideration of a new species of *Tetrabothrius* from *L. cachinnans* requires more material to specific differentiation to morphological level. The host helminth spectra detected were discussed in the light of faunistic data of parasitic helminth to host genus level and geographical distribution. For first time, the species are denunciated in Canary Islands. An isolationist effect was detected, hosts show reduced helminth faunas from continental ones. Taxonomic studies of cestodes from the 18S rDNA reveals a conflictive systematics between davaineids and paruterinids.

From phylogenetical point of view, the morphological characters based on the presence/absence of paruterine organ and capsulated eggs were considered for

first time as convergent character and from this, the sistematic position of several species in the families Paruterinidae and Davaineidae reconsidered.

Key words: *Alectoris barbara*, *Chlamydotis undulata*, *Columba livia*, *Fulica atra*, *Larus cachinnans*, *Paramonostomum* sp., *Tetrabothrius (Oriana) erostris*, *Tetrabothrius (Neotetrabothrius) sp.*, *Raillietina micracantha*, *Pseudidiogenes nana*, *Otiditaenia conoides*, *Hispaniolepis villosa*, *Lyruterina nigropunctata*, *Choanotaenia infundibulum*, *Tetrameres (Tetrameres) fissispina*, *Cosmocephalus* sp., *Synhimantus (Dispharynx) spiralis*, *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia gall*, *Ascaridia columbae*, *Capillaria* sp., *Baruscapillaria obsignata*, *Eucoleus annulatus*, *Aonchotheca* sp., *Aonchotheca caudinflata*, Trematoda, Cestoda, Nematoda, systematic, taxonomy, faunistic, molecular phylogeny.

ABREVIATURAS

DE: Desviación estándar

A.c: *Andrya cuniculi*

A.d: *Anoplocephaloides dentata* Z98356-Z98358

C.i: *Choanotaenia infundibulum*

ES: Error estándar

G.s: *Gyrodactylus salaris* Z26942

L.n: *Lyruterina nigropunctata*

M.c: *Mosgovoyia ctenoides*

N: tamaño muestral

P.n: *Pseudidiogenes nana*

R.a: *Raillietina australis* AF286980

R.m: *Raillietina micracantha*

T.e: *Tetrabothrius erostris* AJ287581

T.f: *Tetrabothrius forsteri* AF124473

T.p: *Taenia parva*

T.pi: *Taenia pisiformis larvae*

T.s1: *Tetrabothrius* sp.1

T.s2: *Tetrabothrius* sp.2 AJ287582

Ts: Transiciones

Tv: Transversiones

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN	15
HIPÓTESIS DE TRABAJO	37
OBJETIVOS	39
1- MATERIAL, MÉTODOS Y TÉCNICAS	41
1.1- Material de hospedadores	41
1.1.1- Bionomía de <i>Alectoris barbara</i> Bonnaterra, 1790	42
1.1.2- Bionomía de <i>Chlamydotis undulata</i> Jackin, 1784	43
1.1.3- Bionomía de <i>Columba livia</i> Gmelin, 1789	44
1.1.4- Bionomía de <i>Fulica atra</i> Linnaeus, 1758	46
1.1.5- Bionomía de <i>Larus cachinnans</i> Pallas, 1826	47
1.2- Procedencia del material de hospedadores	49
1.3- Métodos y técnicas	50
1.3.1- Métodos zoológicos	51
1.3.1.1- Captura de los hospedadores	51
1.3.1.2- Toma de datos de los hospedadores	52
1.3.1.3- Recolección de los helmintos parásitos	52
1.3.2- Métodos helmintológicos	52
1.3.2.1- Fijación y conservación de los helmintos	53
1.3.2.2- Preparación de los helmintos para su estudio al microscopio óptico	54
1.3.2.2.1- Tinción y montaje de platelmintos	54
1.3.2.2.2- Montaje extemporáneo de Nematodos	55
1.3.2.3- Determinación definitiva al microscopio óptico	56
1.3.2.4- Preparación de los helmintos para su estudio al M.E.B.	56
1.4- Material helmintológico. Material, métodos y técnicas moleculares	58
1.4.1- Material helmintológico	58
1.4.1.1- Taxones incluidos en el análisis	58
1.4.2- Material, métodos y técnicas moleculares	60
1.4.2.1- Material	60
1.4.2.2- Extracción de ADN genómico	61
1.4.2.3- Condiciones de la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR)	62
1.4.2.4- Electroforesis de ADN en geles de agarosa	63
1.4.2.5- Purificación de los productos de PCR	64
1.4.2.6- Clonaje	64
1.4.2.7- Extracción de ADN plasmídico	65
1.4.2.8- Secuenciación	66
1.4.2.9- Análisis filogenético	66

2- RESULTADOS	69
2.1- Sistemática, morfología y biología de los helmintos hallados	69
2.1.1- Clasificación sistemática	69
2.1.2- Estudio de las especies	73
<i>Paramonostomum</i> sp.	74
<i>Tetrabothrius (Oriana) erostris</i> Lönnberg, 1896	76
<i>Tetrabothrius (Neotetrabothrius)</i> sp.	79
<i>Raillietina micracantha</i> (Fuhrmann, 1909), López Neyra, 1942	81
<i>Pseudidiogenes nana</i> Fuhrmann, 1925	84
<i>Otiditaenia conoides</i> (Bloch, 1782)	88
<i>Hispaniolepis villosa</i> Bloch, 1782	93
<i>Lyruterina nigropunctata</i> (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971	95
<i>Choanotaenia infundibulum</i> (Bloch, 1779), Railliet, 1896	99
<i>Tetrameres (Tetrameres) fissispina</i> (Diesing, 1861) Travassos, 1915	102
<i>Cosmocephalus</i> sp.	105
<i>Synhimantus (Dispharynx) spiralis</i> (Molin, 1858)	108
<i>Heterakis gallinarum</i> (Gmelin, 1790)	112
<i>Ascaridia galli</i> (Schrank, 1788) Freeborn, 1923	116
<i>Ascaridia columbae</i> (Gmelin, 1790) Travassos, 1913	120
<i>Capillaria</i> sp.	124
<i>Baruscapillaria obsignata</i> (Madsen, 1945)	126
<i>Eucoleus annulatus</i> (Molin, 1858) López Neyra, 1947	129
<i>Aonchotheca</i> sp.	132
<i>Aonchotheca caudinflata</i> (Molin, 1858)	135
2.1.3- Iconografía	139
2.2- Resultados de biología molecular	141
3- DISCUSIÓN	155
3.1- Discusión sistemática de las especies halladas	155
3.1.1-Sobre <i>Paramonostomum</i> sp.	155
3.1.2- Sobre <i>Tetrabothrius (Oriana) erostris</i> Lönnberg, 1896	156
3.1.3- Sobre <i>Tetrabothrius (Neotetrabothrius)</i> sp.	157
3.1.4- Sobre <i>Raillietina micracantha</i> (Fuhrmann, 1909),López Neyra, 1942	158
3.1.5-Sobre <i>Pseudidiogenes nana</i> Fuhrmann, 1925	159
3.1.6- Sobre <i>Otiditaenia conoides</i> (Bloch, 1782)	160
3.1.7- Sobre <i>Hispaniolepis villosa</i> Bloch, 1782	162

3.1.8- Sobre <i>Lyruterina nigropunctata</i> (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971	162
3.1.9- Sobre <i>Choanotaenia infundibulum</i> (Bloch, 1779), Railliet, 1896	164
3.1.10- Sobre <i>Tetrameres (Tetrameres) fissispina</i> (Diesing, 1861) Travassos, 1915	165
3.1.11- Sobre <i>Cosmocephalus</i> sp.	166
3.1.12- Sobre <i>Synhimantus (Dispharynx) spiralis</i> (Molin, 1858)	167
3.1.13- Sobre <i>Heterakis gallinarum</i> (Gmelin, 1790)	168
3.1.14- Sobre <i>Ascaridia galli</i> (Schrank, 1788) Freeborn, 1923	168
3.1.15- Sobre <i>Ascaridia columbae</i> (Gmelin, 1790) Travassos, 1913	170
3.1.16- Sobre <i>Capillaria</i> sp.	170
3.1.17- Sobre <i>Baruscapillaria obsignata</i> (Madsen, 1945)	172
3.1.18- Sobre <i>Eucoleus annulatus</i> (Molin, 1858) López Neyra, 1947	173
3.1.19- Sobre <i>Aonchotheca</i> sp.	174
3.1.20- Sobre <i>Aonchotheca caudinflata</i> (Molin, 1858)	175
3.2- Discusión filogenética	176
3.3- Discusión faunística	185
3.3.1- Sobre la helmintofauna de <i>Alectoris barbara</i> Bonnaterre, 1790	185
3.3.1.1- Biogeografía de los helmintos hallados en <i>Alectoris barbara</i> Bonnaterre, 1790	185
3.3.1.1.1- <i>Choanotaenia infundibulum</i> (Bloch, 1779), Railliet, 1896	186
3.3.1.1.2- <i>Lyruterina nigropunctata</i> (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971	187
3.3.1.1.3- <i>Aonchotheca caudinflata</i> (Molin, 1858)	187
3.3.1.1.4- <i>Ascaridia galli</i> (Schrank, 1788) Freeborn, 1923	188
3.3.1.1.5- <i>Baruscapillaria obsignata</i> (Madsen, 1945)	189
3.3.1.1.6- <i>Eucoleus annulatus</i> (Molin, 1858) López Neyra, 1947	190
3.3.1.1.7- <i>Heterakis gallinarum</i> (Gmelin, 1790)	190
3.3.1.2- Biogeografía de los helmintos de <i>Alectoris</i> spp.	192
3.3.2- Sobre la helmintofauna de <i>Chlamydotis undulata</i> Jackin, 1784	197
3.3.2.1- Biogeografía de los helmintos hallados en <i>Chlamydotis undulata</i> Jackin, 1784	197
3.3.2.1.1- <i>Pseudidiogenes nana</i> Fuhrmann, 1925	197
3.3.2.1.2- <i>Otiditaenia conoides</i> (Bloch, 1782)	197
3.3.2.1.3- <i>Hispaniolepis villosa</i> Bloch, 1782	198
3.3.2.2- Biogeografía de los helmintos de <i>Chlamydotis</i> spp. y <i>Otis</i> spp.	198
3.3.3- Sobre la helmintofauna de <i>Columba livia</i> Gmelin, 1789	200
3.3.3.1- Biogeografía de los helmintos hallados en <i>Columba livia</i> Gmelin, 1789	200
3.3.3.1.1- <i>Raillietina micracantha</i> (Fuhrmann, 1909), López Neyra, 1942	200
3.3.3.1.2- <i>Aonchotheca</i> sp.	201
3.3.3.1.3- <i>Tetrameres fissispina</i> (Diesing, 1861) Travassos, 1915	201
3.3.3.1.4- <i>Synhimantus (Dispharynx) spiralis</i> (Molin, 1858)	202

3.3.3.1.5- <i>Ascaridia columbae</i> (Gmelin, 1790) Travassos, 1913	203
3.3.3.2- Biogeografía de los helmintos de <i>Columba</i> spp.	204
3.3.4- Sobre la helmintofauna de <i>Fulica atra</i> Linnaeus, 1758	209
3.3.4.1- Biogeografía de los helmintos hallados en <i>Fulica atra</i> Linnaeus, 1758	209
3.3.4.1.1- <i>Paramonostomum</i> sp.	209
3.3.4.1.2- <i>Capillaria</i> sp.	209
3.3.4.2- Biogeografía de los helmintos de <i>Fulica</i> spp.	210
3.3.5- Sobre la helmintofauna de <i>Larus cachinnans</i> Pallas, 1826	215
3.3.5.1- Biogeografía de los helmintos hallados en <i>Larus cachinnans</i> Pallas, 1826	215
3.3.5.1.1- <i>Tetrabothrius (Oriana) erostris</i> Lönnberg, 1896	215
3.3.5.1.2- <i>Tetrabothrius (Neotetrabothrius)</i> sp.	216
3.3.5.1.3- <i>Cosmocephalus</i> sp.	216
3.3.5.2- Biogeografía de los helmintos de <i>Larus</i> spp.	217
4- CONCLUSIONES	227
BIBLIOGRAFÍA	229

INTRODUCCIÓN

INTRODUCCIÓN

Los estudios faunísticos, biológicos y ecológicos sobre helmintos parásitos de aves en todo el mundo son muy numerosos. Las causas que han motivado dichos estudios son muy diversas, pero entre las principales está el interés especial para el hombre en el ámbito comercial debido a las patologías que causan algunas de estas parasitosis, provocando en muchos casos una influencia negativa en el balance de las explotaciones. Por otra parte, algunas especies pueden causar zoonosis y unas pocas constituyen modelos experimentales por excelencia en el estudio de helmintosis animales (Cordero del Campillo y cols., 1999).

Casi un centenar de especies de trematodos han sido denunciadas en aves. En la mayoría de los casos, su presencia no se ha relacionado con problemas de enfermedad y en consecuencia, su interés es casi exclusivamente zoológico, en cuanto a diversidad y sistemática (Tarazona & Cordero del Campillo, 1999).

Las cestodosis tuvieron más importancia en las explotaciones avícolas en el pasado, en especial en los hospedadores jóvenes, cuando se mantenía a los animales en el exterior y los ciclos vitales de estos helmintos podían completarse permanentemente. Actualmente, con las nuevas tecnologías, la prevalencia de las cestodosis ha descendido notablemente en especial en las aves de corral. En aves silvestres, se encuentran con frecuencia cestodos que pertenecen a una gran variedad de especies. En la mayoría de los casos su importancia patógena no es bien conocida y su interés radica casi exclusivamente en aspectos taxonómicos y de biodiversidad. En otras ocasiones, su presencia se relaciona claramente con cuadros de enfermedad manifiestos (Tarazona, 1999).

Los nematodos también pueden producir enfermedades importantes en las aves. En algunos casos como en el de *Heterakis gallinarum*, aunque su importancia patógena es baja, es transmisor del protozoo *Histomonas meleagridis* (Smith) Tyzzer, agente causal de una entero-hepatitis aviar (Gerbod y cols., 2001). Las capilariosis y tetramerosis son uno de los problemas de gran importancia económica en granjas avícolas que además de ser una causa importante de muerte en aves, dan lugar a la disminución de la tasa de desarrollo (Tarazona, 1999).

En las islas Canarias se han llevado a cabo diversos estudios en relación a la helmintofauna de aves, concretamente en el grupo de los platelmintos (Castillo-Remiro y cols., 1989; Castillo-Remiro & López-Román, 1989; Gijón-Botella y cols.,

1981, 1982, 1985, 1989; López Román y cols., 1982), sobre la nematodofauna aviar en estas islas, los datos son inexistentes.

Actualmente, plantear un estudio helmintofaunístico en aves de Canarias resulta un tanto temerario por el hecho de que todas las especies que habitan en dichas islas, salvo casos especiales, como la paloma doméstica, están protegidas bajo un régimen jurídico muy estricto que prohíbe su captura para un estudio helmintológico post mortem. A pesar de ello dos importantes razones motivaron el estudio que hemos llevado a cabo en este trabajo de Tesis Doctoral. La primera de ellas fue la ausencia de datos en Canarias sobre nematodos en este grupo de hospedadores. Bajo este aspecto, el estudio ya era de por sí interesante. Sin embargo, atendiendo a las denuncias faunísticas sobre platelmintos de aves en Canarias, el estudio podía ampliarse con aspectos filogenéticos, por el actual interés que despertaban ciertas especies en el ámbito sistemático (Khalil y cols., 1994), siendo ésta la segunda razón. Conscientes de las dificultades que planteaba dicho estudio, pero en todo momento respaldados por el Excmo. Cabildo Insular de Tenerife y la Consejería de Medio Ambiente del Gobierno de Canarias, gracias a su labor de protección y al suministro de materiales hospedadores, decidimos llevar adelante dicho proyecto.

Al mismo tiempo, contábamos con el respaldo científico en el ámbito de la Helmintología de investigadores de los Laboratorios de Parasitología de las Facultades de Farmacia de las Universidades de La Laguna y de Barcelona, las cuales habían manifestado con anterioridad su interés en un estudio de este tipo. Distintos investigadores del Departamento de Parasitología, Ecología y Genética de la Facultad de Farmacia de la Universidad de La Laguna habían puesto de manifiesto con anterioridad la problemática morfológica, sistemática y faunística que plantean los platelmintos parásitos de aves.

Por la estrecha relación científica y personal que el Laboratorio de Parasitología de nuestra Universidad mantenía con el grupo de Helmintología del Laboratorio de Parasitología de la Universidad de Barcelona y su dilatada experiencia en muy diversos aspectos sobre las helmintofaunas de vertebrados terrestres, en el ámbito de un estudio filogenético, creímos indispensable su colaboración. Existía además una problemática adicional, el efecto insular. La insularidad supone un importante efecto sobre la diversidad de las composiciones helmintológicas como ha sido demostrado en distintos ecosistemas insulares (Mas-

Coma y cols., 1987) y concretamente en Canarias, con el trabajo de Foronda y cols. (2001). Por todo lo expuesto, la helmintofauna de aves en Canarias continuaba siendo estudiada. Es por todo ello que se planteó la codirección de dicho trabajo.

En un estudio filogenético sobre platelmintos parásitos, por todos los antecedentes que se comentan más adelante en este tipo de estudios, la inclusión de especies de diferentes familias es indispensable. Los datos existentes en el banco de datos del NCBI (National Center for Biotechnology Information) (“GenBank”) son todavía insuficientes para postular relaciones a niveles taxonómicos superiores al genérico dado que la filogenia de los platelmintos parásitos de vertebrados está insuficientemente resuelta (Mariaux, 1998; Olson & Caira, 1999; Von-Nickisch y cols., 1999).

El Excmo. Cabildo Insular de Tenerife podía proporcionarnos otros materiales hospedadores aparte de aves, sin embargo, la diversidad biológica que se presenta en la Península Ibérica, la mayor de Europa, permitía que trabajando con el grupo de Helminología de la Universidad de Barcelona, fueran obtenidas una mayor variedad de especies, la mayoría de ellas inexistentes en Canarias. El hecho de estudiar especies de aves presentes tanto en Canarias como en el continente, permite comparar la helmintofauna encontrada en las islas con la denunciada por otros autores en el continente. Dicha comparación resultaba interesante, dado que en general en los sistemas insulares, la pérdida de variabilidad genética es un hecho ampliamente reconocido y el efecto fundador, claramente demostrado (Bowen y cols., 1989). En este sentido, los estudios sobre filogeografía en helmintos parásitos, prácticamente inexistentes hasta el momento, se hacen indispensables en el momento de evaluar el balance genético de poblaciones insulares (Casanova y cols., 2002). Dado que los cestodos son uno de los grupos donde han sido centradas mayores controversias en el ámbito molecular, decidimos indagar en este campo y, concretamente, en el grupo de los cyclophyllideos.

Los cestodos (platelmintos) forman una clase monofilética bien definida de parásitos entéricos obligados (Ehlers, 1985; Brooks y cols., 1991; Justine 1991; Hoberg y cols., 1997). Su sistemática, sin embargo, siempre ha sido una problemática por gran variedad de razones. Las dificultades siempre han estado relacionadas con la difícil accesibilidad de material, la fragilidad de los organismos, las deficientes o incompletas descripciones taxonómicas o por los conflictos aparentes entre la información derivada de caracteres morfológicos y ontogénicos

(Brooks y cols., 1991; Mariaux, 1996). A nivel de orden ha habido siempre confusión sobre la validez de algunos taxones y es sólo recientemente cuando se ha logrado un grado de consenso entre los especialistas (Khalil y cols., 1994).

Los Cyclophyllidea van Beneden en Braun, 1900 han sido tradicionalmente considerados como un grupo "avanzado y especializado" dentro de los cestodos (Fuhrmann, 1932; Wardle & McLeod, 1952; Spasskii, 1958, 1992a; Schmidt, 1986). Esta percepción ha sido corroborada por recientes estudios filogenéticos de los Eucestoda que emplazan a los cyclophyllideos como grupo monofilético en los mayores grupos derivados de esta clase (Hoberg y cols., 1997b; Mariaux, 1998).

Los cyclophyllideos adultos son parásitos de hospedadores tanto terrestres como acuáticos, del sistema digestivo de representantes de todos los taxones de vertebrados, excepto peces teleósteos y condroictios. Muchos cyclophyllideos tienen ciclos biológicos completamente terrestres, aunque miembros de algunas familias tienen un desarrollo altamente restringido al agua dulce, pero son totalmente independientes de ecosistemas marinos. Específicamente, los cyclophyllideos son el grupo de cestodos dominantes en mamíferos y aves (Hoberg, 1986).

Sistemática del orden Cyclophyllidea

Este grupo tiene una historia muy rica, debido en parte a su gran diversidad genealógica, importancia económica con respecto a los parásitos humanos, y la distribución en aves y mamíferos de interés comercial. Wardle & McLeod (1952) redactaron la larga y compleja historia taxonómica que ha sufrido este orden, que se nombra a continuación, con la inclusión de citas sistemáticas recientes.

Fuhrmann (1907, 1908, 1932) proporcionó los fundamentos formales y más ampliamente aceptados para la sistemática de los cyclophyllideos a nivel de familias. Estas ideas han influenciado de forma importante en los sucesivos conceptos de taxonomía y sistemática de este orden. Skrjabin (1940) aumentó esta clasificación y propuso siete subórdenes dentro de los Cyclophyllidea (Davaineata Skrjabin, 1940; Anoplocephalata Skrjabin, 1933; Hymenolepidata Skrjabin, 1940; Acoleata Skrjabin, 1940; Taeniata Skrjabin & Shul'ts, 1937; Mesocestoides Skrjabin, 1940 y Tetrabothriata Skrjabin, 1940) para reconocer filogenéticamente los grupos incluidos de familias y subfamilias. Posteriormente, se llevaron a cabo muchos estudios en laboratorios de Rusia y en Norte América paralelamente, pero con una mínima comunicación o intercambio de información entre ellos.

Spasskii (1951) consideró que entre Anoplocephalata, Davaineata e Hymenolepidata estaban entre sí más estrechamente relacionados, que con Mesocestoidata, Taeniata y Tetrabothriata. Esto permitió un posterior refinamiento en la clasificación, basado en las estructuras y la ontogenia de los metacestodos. Fueron definidos cinco subórdenes dentro de los Cyclophyllidea: (i) Anoplocephalata (superfamilia Anoplocephaloidea Spasskii, 1949 con las familias Anoplocephalidae Cholodkowsky, 1902, Avitellinidae Spasskii, 1950, Linstowiidae Mola, 1929 y Catenotaeniidae Spasskii, 1950; superfamilia Davaineoidea Spasskii, 1949, con las familias Davaineidae Braun, 1900 e Idiogenidae Fuhrmann, 1907; superfamilia Hymenolepidoidea Spasskii, 1949, con las familias Hymenolepididae Ariola, 1899, Dilepididae Fuhrmann, 1907 y Paruterinidae Skrjabin, 1940; superfamilia Nematotaenioidea Spasskii, 1949 con la familia Nematotaeniidae Lühe, 1910); (ii) Acoleata (incluyendo Acoleidae Fuhrmann, 1899, Amabiliidae Braun, 1900, Dioecocestidae, Southwell, 1930, Progynotaeniidae Fuhrmann, 1936); (iii) Mesocestoidata (con las familias Mesocestoididae Fuhrmann, 1907); (iv) Taeniata (con Taeniidae Ludwig, 1886); y (v) Tetrabothriata (con Tetrabothriidae Linton, 1891). Esto fue posteriormente modificado por Spasskii (1958) que propuso sólo tres subórdenes, Anoplocephalata, Taeniata y Mesocestoidata, incluyendo Acoleata en Anoplocephalata y extrayendo Tetrabothriata pasándolo a Tetraphyllidea Carus, 1863. La culminación de estos estudios propuso 13 superfamilias dentro de los Cyclophyllidea (Spasskii, 1992a), coincidiendo con taxonomías anteriores. Estas superfamilias coinciden con las consideradas a nivel taxonómico de familias en este estudio.

Wardle y McLeod (1952) en Norte América combinaron aspectos de las clasificaciones propuestas por Ransom (1909) y Fuhrmann (1932) y propusieron 13 familias (algunas a nivel de subfamilias) en los Cyclophyllidea. Esta clasificación fue ampliamente aceptada en estudios posteriores, como los de Yamaguti (1959) y Schmidt (1986). Esta historia de las familias fue discutida en detalle, y fueron descritas sus posibles modificaciones para la actual clasificación: "... los Cyclophyllidea representan un grupo polifilético, ya que los Anoplocephalidae merecen estar en un rango distinto. Los Davaineidae, Hymenolepididae y Dilepididae también deben ser separados como otro orden. Tetrabothriidae y Taeniidae deberían constituir un tercer orden..." (p. 154 en Wardle & McLeod, 1952). Estos conceptos fueron posteriormente extendidos por Wardle y cols. (1974)

quienes, con mínimas justificaciones elevaron siete familias (Mesocestoididae, Tetrabothriidae, Davaineidae, Anoplocephalidae, Hymenolepididae y Dilepididae) a nivel de orden, una propuesta que generalmente no ha sido aceptada.

Freeman (1973) propuso más modificaciones para la sistemática de los cyclophyllideos basándose en la primeras hipótesis de las relaciones entre los eucestodos. Las conclusiones estaban basadas en las homologías encontradas en las estructuras y en la ontogenia de las oncosferas y metacestodos considerados muy conservados en la evolución. En concordancia con Wardle & McLeod (1952), Freeman (1973) sugiere que el orden Proteocephalidea Mola, 1928 sea ancestral de los Cyclophyllidea. Freeman (1973) agregó con Freze (1965) que los proteocefálicos eran monofiléticos, pero sugirió que se derivaron dos líneas de desarrollo independientes a partir de éstos, en base a la retención (caudatos) o la pérdida (acaudatos) de cercomas. Aunque fue postulado que los Cyclophyllidea pudieran ser un grupo tanto difilético como polifilético, como derivado de un extenso número de evoluciones paralelas para algunas estructuras y modelos de ciclos biológicos (Freeman, 1973). Por definición los Proteocephalidae, en base a los conceptos de Freeman (1973) para los cyclophyllideos, podría ser parafilético, en contradicción de su opinión anterior descrita, un argumento que no es respaldado por recientes estudios filogenéticos (Hoberg y cols., 1997b; Mariaux, 1998; Rego y cols., 1998).

Basado en estas observaciones, Freeman (1973) indica que el orden podría ser dividido en una rama primitiva acaudata o tenoidea como los Taenioidea y una rama caudata como los “Cyclophyllidea”. Los tenoideos acaudatos retienen una tendencia primitiva de usar dos hospedadores en su ciclo biológico, mientras los cyclophyllideos desarrollan linajes donde intervienen dos, tres o cuatro hospedadores. Con cada uno de estos primeros linajes son postuladas divergencias paralelas con respecto a la presencia o ausencia de la lacuna primaria.

Las asociaciones implícitas dentro de los Taenioidea fueron por una estrecha relación entre Taeniidae, Amabiliidae, Linstowiidae y algunos Dilepidinae (con lacuna), y entre Catenotaeniidae, Nematotaeniidae, y algunos Dilepidinae, Paruterininae y *Cladotaenia* Cohn, 1901 (sin lacuna). Entre los “Cyclophyllidea”, fueron definidos también dos grupos: Hymenolepididae, Anoplocephalidae, Aporidea Fuhrmann, 1934, Davaineidae, Dipylidiinae Stiles, 1896 y algunos Dilepidinae Fuhrmann, 1907 como *Choanotaenia* Railliet, 1896 (con lacuna), en

contraste con los Mesocestoididae, algunos Dilepidinae y Paruterininae (sin lacuna) los cuales además suelen tener plerocercoides migratorias.

Por consiguiente, la familia Dilepididae, que incluía tres subfamilias (Dilepidinae, Dipylidiinae y Paruterininae) fue considerada polifilética. Además, se creyó que los aporideos estaban más estrechamente relacionados a los himenolepídidos y debían ser considerados a nivel de familia. La familia Taeniidae constituía un grupo muy claro, y Mesocestoididae era relativamente primitiva. Las deducciones más claras fueron que unos pocos de los grupos reconocidos originalmente a nivel de familia en los Cyclophyllidea podrían ser reconocidos como monofiléticos, y eso mostraba un gran paralelismo con la presencia o ausencia de lacuna primaria en los linajes caudados frente a los acaudados. Esta opinión divergía claramente de la aportada por Spasskii (1951; 1958).

Jarecka (1975) examinó la estructura y ontogenia de las larvas de cestodos, y en concordancia con Wardle & McLeod (1952) y Freeman (1973) reconoció una relación putativa entre los cyclophyllideos y los proteocefálicos. Los metacestodos de los grupos de los Cyclophyllidea fueron caracterizados y fueron postuladas hipótesis sobre la evolución de los ciclos de vida en hábitats acuáticos y terrestres. Basándose en la evolución del segundo estado larvario, Jarecka (1975) concluiría que los cyclophyllideos primitivos serían los anoplocefálicos y los dilepídidos de los vertebrados terrestres primitivos en linajes de aves y mamíferos como hospedadores, y los Taeniidae los cyclophyllideos más evolucionados. Sin embargo, este autor no descubrió las relaciones filogenéticas explícitas entre estas familias.

Los actuales conceptos en sistemática definen doce órdenes en los eucestodos, aunque sea provisional, debido a las lagunas de un verdadero planteamiento filogenético. Hasta ahora, las relaciones evolutivas entre estos taxones han permanecido esencialmente desconocidas a pesar de los numerosos intentos para elucidar las afinidades genealógicas basadas en una variedad de caracteres durante el último siglo (Loennberg, 1897; Fuhrmann, 1931; Baer, 1950; Euzet, 1959, 1974; Freeman, 1973; Dubinia, 1980; Euzet y cols., 1981; Brooks y cols., 1991; Brooks & McLennan, 1993). La hipótesis actual más completa basada en una exhaustiva reevaluación de características morfológicas y ontogénicas, ha sido la de Hoberg y cols. (1997). Este posterior trabajo constituye una base robusta o punto de referencia para posteriores estudios. De todas formas, el carácter general de las conclusiones e

interpretaciones descritas por Hoberg y cols. (1997) debe ser evaluada en el marco de otros datos independientes para ser filogenéticamente más informativo.

Con el estudio de Hoberg y cols. (1997) han emergido varias dudas adicionales sobre algunos caracteres, polaridad de decisiones y la información relativa de algunos de éstos. Queda claro que son pocos los caracteres que parecen ser de utilidad para diferenciar a nivel de las familias en los cyclophyllideos. Siguen siendo desconocidos algunos aspectos sobre ciclos biológicos, estructura de las larvas y ontogenia. En algunos casos la información que se posee es incompleta o sobre un número limitado de especies de cada taxón. Además, hay que añadir que el tipo de información requerida para avanzar en filogenia, normalmente no se presenta en el contexto de descripciones de especies “minimalistas” y redescripciones. Este es un problema común que emana de la práctica de muchos autores que se concentran solamente en los caracteres más importantes para el diagnóstico. Es por ello que el avance en la sistemática de los cyclophyllideos está obstaculizado por los escasos e incompletos estudios descriptivos (Hoberg y cols., 1997).

Mariaux (1996) ha señalado la utilidad de estos y otros caracteres que faltan por descubrir. Los progresos dependerán de una integración de datos que partan de estudios morfológicos comparativos, ontogénicos y moleculares.

Los cyclophyllideos, el grupo de cestodos más diversa numérica y genealógicamente entre los hospedadores de aves y mamíferos, engloban una información sustancial para aprovechar en estudios de biodiversidad y ecología y biogeografía históricas (Brooks & McLennan, 1993; Hoberg, 1996; 1997).

Antecedentes de filogenia molecular en helmintos

Diferentes especies de helmintos tanto parásitas como de vida libre han sido estudiadas desde el punto de vista molecular. Si bien el gen 18S del ADN ribosomal ha sido uno de los más utilizados desde el punto de vista sistemático, también se ha utilizado la secuencia de otros genes para estudiar relaciones filogenéticas. Entre otros genes que han sido estudiados estarían:

- El genoma mitocondrial para comparar a nivel de filum (Le y cols., 2000). Dentro de éste se han utilizado distintos genes mitocondriales para estudios filogenéticos, pero en trematodos y cestodos a niveles taxonómicos inferiores. En el grupo de los trematodos en base al gen ND3 mitocondrial, se realizó la filogenia de especies del

género *Lecithodesmus* (digénidos de ballenas) para evaluar la coevolución con sus hospedadores (Fernandez y cols., 2000). El ADN mitocondrial completo se cortó con enzimas de restricción para estudiar distintas cepas de *Schistosoma mansoni* (Trematoda) (Despres y cols., 1993). En cestodos se estudiaron las variaciones en las secuencias del gen mitocondrial citocromo c oxidasa subunidad I (COI) entre especies de *Taenia* y en el complejo *Taenia taeniformis* (Okamoto y cols., 1995). Además la técnica de RAPD ha sido utilizada para distinguir poblaciones en el género *Bothriocephalus* (Feng & Liao, 2000). En nematodos se han utilizado los genes del ARNt de la mitocondria para demostrar que éstos están relacionados con los artrópodos antes que con los arqueocelomados y cordados (Brandl y cols., 1992).

El gen ND1 mitocondrial se intentó utilizar para distinguir entre cepas de *Echinococcus granulosus* pero no fueron halladas diferencias significativas (Kedra y cols., 1999). Tampoco fue de utilidad el gen citocromo oxidasa 1 para estudiar el polimorfismo de especies del género *Ostertagia* (Nematoda: Trichostrongyloidea) (Zarlenga y cols., 1998).

El gen 12S mitocondrial se ha utilizado en cestodos. Con el estudio de la secuencia de este gen se dedujeron relaciones filogenéticas, tanto a nivel de orden (se dedujo que el género *Mesocestoides* se incluía dentro de los Cyclophyllidea), como relaciones entre superfamilias, como a nivel específico, observándose variaciones y homologías intraespecíficas (Von-Nickisch y cols., 1999). También en cestodos este gen fue de utilidad a nivel genérico. Se dedujo la monofilia de *Taenia* spp. y de grupos de especies en este género, y se sugirió la parafilia con *Echinococcus* (Von-Nickisch y cols., 1999).

- Del gen 1S ADNr se utilizó la secuencia parcial para comprobar la monofilia de trematodos del suborden Plagiorchiata (Digenea) relacionando especies de 13 familias (Tkach y cols., 2000).

- El gen 28S ADNr se ha utilizado para estudiar relaciones filogenéticas entre taxones pertenecientes tanto a monogénidos, como a digénidos y nematodos.

En el caso de los monogénidos, se utilizó la secuencia parcial del gen 28S ADNr para estudiar la relación existente entre especies pertenecientes a distintas familias (Mollaret y cols., 2000). También se usó este gen para debatir la parafilia entre las dos superfamilias de monogénidos (Monopisthocotylea y

Polyopisthocotylea) (Mollaret y cols., 2000). En otro caso, en base a la secuencia del dominio D2 dentro de este gen se resolvió la problemática del orden Polyopisthocotylea (Monogenea), que no se había solucionado hasta entonces con estudios basados en el 18S ADNr y parcialmente el 28S ADNr junto con estudios morfológicos (Jovelin & Justine, 2001).

Este gen se utilizó en digénidos para confirmar las relaciones existentes entre géneros próximos entre sí. Con la secuencia parcial de este gen, se estudió la estrecha relación de géneros afines de la misma subfamilia, en la familia Plagiorchiidae (Digenea: Plagiorchiata) que se confirmó con estudios morfológicos (Tkach y cols., 1999). Tkach y cols. (2001) en base también a la secuencia parcial del 28S ADNr, estudiaron la relación de especies de dos familias de digénidos, y dedujeron cambios de géneros de unas familias a otras y relaciones entre familias.

En los Nematoda, el gen 28S ha sido utilizado para estudiar relaciones filogenéticas entre especies del mismo género y especies estrechamente relacionadas. Los resultados obtenidos han sido coherentes con los estudios morfológicos tanto para especies del género *Pratylenchus* (Duncan y cols., 1999) como del género *Steinernema* (Cutler y cols., 2001). Sin embargo, para relacionar entre familias dentro de un mismo orden (Strongylida) han sido estudiadas sólo las secuencias de los dominios D1 y D2 del 28S ADNr (De Bellocq y cols., 2001).

- La subunidad larga del gen ribosomal nuclear se ha secuenciado para estudiar relaciones filogenéticas en trematodos, cestodos y nematodos.

En el grupo de los trematodos se utilizó para relacionar géneros próximos. Snyder & Loker (2000) estudiaron especies dentro de la familia Schistosomatidae y lo relacionaron con las correspondientes distribuciones geográficas y grupos de hospedadores. Tkach y cols. (2001) estudiaron géneros estrechamente relacionados de la familia Omphalometridae (Plagiorchiida), y obtuvieron relaciones entre géneros y una fuerte y clara relación que motivó la separación de los Omphalometrinae como una nueva subfamilia.

En Cestoda fue de utilidad para demostrar la monofilia de las familias y géneros que componen el orden Proteocephalidea (Eucestoda). Se estudiaron las secuencias parciales de los genes mitocondrial 16S y de la subunidad larga del ARNr (Zehnder & Mariaux, 1999). A nivel de estos taxones, estos autores dedujeron que

era mejor utilizar el ribosomal, aunque los resultados interfamiliares resultaron compatibles para los dos genes.

En los nematodos se utilizó en algunos casos la secuencia completa del gen, (Nadler y cols., 2000) para confirmar la monofilia de géneros (*Contracaecum* y *Phocasaris*). En otros casos, se utilizó solamente los dominios D2/D3 de dicho gen para relacionar cepas de la misma especie (*Acrobeloides* spp.) y separarlas en varias especies o en cepas (De-Ley y cols., 1999). En otros casos se utilizó sólo el dominio D3, para estudiar relaciones entre especies del mismo género. En este sentido, Chen y cols. (2001) estudiaron el género *Meloidogny*, y Al-Banna y cols. (1997) observaron la parafilia del género *Pratylenchus*.

- Chilton y cols. (1997) proponen el estudio del gen 5.8S ADNr para estudiar las relaciones filogenéticas entre órdenes que componen el phylum Nematoda. En este sentido, Zhu y cols. (1998) agruparon a las distintas especies de nematodos en sus respectivas familias y superfamilias en base a la secuencia de este gen, pero no consiguieron una total discriminación a nivel de subfamilia.

- El factor de elongación 1-alfa (*Ef 1- α*) también ha recibido atención en sistemática molecular (Moreira y cols., 1999; Roger y cols., 1999).

Olson & Caira (1999) con el análisis de las secuencias del factor de elongación 1-alfa encontraron que la secuencia de nucleótidos era altamente conservada, por lo que sería de utilidad para estudios sistemáticos a niveles taxonómicos superiores. Con este gen, estos autores estudiaron la monofilia de los Cestoidea. En comparación con el 18S ADNr, la utilidad del *Ef 1- α* todavía no había sido muy estudiada. Estos autores fueron los primeros que utilizaron este gen para linajes recientes de metazoos, relacionando representantes de distintos órdenes de cestodos. Posteriormente, Littlewood y cols. (2001) intentaron relacionar los Acoela con los Metazoa con el *Ef 1- α* , pero los datos aportados no fueron suficientes. En cambio, sí fue posible, en base a la secuencia de aminoácidos, relacionar anélidos y protostomados (Kojima y cols., 1993).

- Los espaciadores ITS1 y ITS2 han sido muy utilizados en estudios filogenéticos.

En base al ITS2 se intentó relacionar Monogenea con Trematoda. Los trematodos presentaron una gran variabilidad en este gen, no pudiendo ser utilizado para relaciones a niveles superiores de familia (Morgan & Blair, 1998).

En Monogenea se utilizó el ITS1 para distinguir grupos de especies. En el género *Gyrodactylus* se encontraron diferencias interespecíficas y las relaciones obtenidas fueron soportadas con el estudio de la secuencia del gen 5,8S ADNr y del ITS2 (Cable y cols., 1999).

Entre los trematodos han sido efectuados estudios en base a los ITS1 y 2 sobre relaciones intra e intergenéricas en especies de distintas familias. Con la secuencia del ITS1 se discriminaron especies del mismo género (*Echinoparyphim*) (Grabda y cols., 1998), observándose en algunos casos una gran variación entre las secuencias de especies. En *Lamellodiscus* spp., la filogenia resultó ser coherente con la hipótesis de una coevolución con sus hospedadores (Desdevises y cols., 2000). Aunque la secuencia del espaciador ITS1 generalmente no sirve para relacionar a nivel superior al interespecífico o nivel genérico debido a su alta variabilidad, Schulenburg y cols. (1999) con su estudio demuestran que para trematodos digénidos, es una buena herramienta para relacionar un amplio rango de taxones distintos. El ITS2 se ha utilizado a nivel intergenérico en la familia Didymozoidae (Anderson & Barker, 1998). En otro caso se utilizaron las secuencias de los dos ITS para el estudio al mismo nivel, dentro de la familia Mesometridae (Jousson y cols., 1998). En el género *Paragonimus*, también se han utilizado las secuencias de los ITS, en este caso para estudiar relaciones intra e interespecíficas (van-Herwerden y cols., 1999).

En el caso de los cestodos se distinguieron cepas de *Echinococcus granulosus* en base a las secuencias del ITS1 (Kedra y cols., 1999).

Para los Nematoda, Adams y cols. (1998) concluyeron que la secuencia del ITS1 sirve para relacionar taxones muy cercanos entre sí (sinonimizar especies, hacer grupos de especies emparentadas, etc), pero no resuelve problemas a niveles taxonómicos superiores. A este nivel, se estudiaron las relaciones filogenéticas en base al ITS1 en especies del género *Nematodirus* (Molineoidea) (Audebert y cols., 2000), *Heterorhabditis* (Rhabditidae) (Adams y cols., 1998) y *Ostertagia* (Trichostrongyloidea) (Zarlenga y cols., 1998). En cuanto al ITS2, en especies de *Strongyloides* se observaron diferencias entre las secuencias, pero las estructuras

secundarias eran muy similares y utilizando la combinación del ITS1 y ITS2 maximizaron las homologías (Hung y cols., 1999). Se intentó utilizar el ITS2 y su estructura secundaria para relacionar subfamilias de tricostrongílidos. Aunque no se consiguió, se logró cambiar de subfamilia a dos géneros (Chilton y cols., 2001). La misma combinación de los ITS1 y ITS2 se ha utilizado también para separar especies de nematodos del mismo género y géneros próximos (Boutsika y cols., 2001). Con ellos se relacionaron nematodos del género *Globodera* y *Cactodera* estrechamente relacionados entre sí (Ferris, 1999). También en especies del género *Ancylostoma* ha sido utilizado, no apareciendo diferencias entre las estructuras secundarias de los ITS2, pero sí entre las secuencias (Chilton & Gasser, 1999). Estos últimos autores postularon que los ITS pueden ser utilizados para estudiar relaciones a niveles taxonómicos superiores en la superfamilia Ancylostomatoidea. Las relaciones entre strongílidos se resolvieron utilizando las secuencias de los espaciadores ITS1 e ITS2 en combinación con caracteres morfológicos (Hung, 2000).

- Para solucionar relaciones filogenéticas a distintos niveles, en algunos casos se utilizaron dos genes o más o la combinación con caracteres morfológicos.

A elevados niveles taxonómicos han sido llevados a cabo varios estudios. Garey y Campbell (2000) llegaron a la conclusión de que los rotíferos y los acantocéfalos son grupos hermanos, con un estudio basado en los genes 16S y 18S.

Estudios basados en la combinación de la secuencia completa del gen 18S y parcial del 28S confirmaron a los Udonellidea como una clase dentro de los monogénidos y como grupo hermano de los Neodermata. Se confirmó la parafilia de los Monogenea formados por dos grupos monofiléticos. Las relaciones de los monogenea con trematodos y cestodos no ha podido ser resuelta con los genes 28S ó 18S (Littlewood y cols., 1998).

Se ha llevado a cabo varios estudios combinando secuencias de genes y en ocasiones con caracteres morfológicos a niveles taxonómicos inferiores en los monogénidos, trematodos, cestodos y nematodos.

Dentro de los Monogenea, y concretamente en *Gyrodactylus*, se encontró que el ITS1 era una región muy variable, mientras la estructura primaria y secundaria del ITS2 era ampliamente conservada. El estudio de la secuencia del extremo 3' del gen 5.8S y el extremo 5' de la subunidad larga del ARNr ha resultado de gran utilidad en diferentes estudios filogenéticos (Cunningham y cols., 2000).

En el caso de los trematodos han sido estudiadas especies del género *Haematoloechus*, utilizando las secuencias de los ITS1 y ITS2 ribosomales combinadas con la secuencia del gen 28S llegando incluso a sinonimizar especies (Leon y cols., 1999). Snyder & Tkach (2001) comprobaron que para especies del género *Haematoloechus* el ITS1 y parte de la subunidad larga del ADN ribosomal nuclear eran útiles para establecer relaciones a este nivel, no siendo de utilidad el 5.8S y el ITS2. En el caso de especies del género *Schistosoma* Bowles y cols. (1995) estudiaron el ITS2 y el mitocondrial (COI), mientras que Nadler (1996) utilizó el dominio D1 de la subunidad larga del ARNr y la región variable V4 de la subunidad pequeña del ARNr. A nivel intraespecífico, han sido observadas variaciones poblacionales en *Paragonimus westermani* en base a la secuencia del gen ITS2 y en combinación con la secuencia parcial del gen mitocondrial para la citocromo c oxidasa subunidad 1 (COI) (Twagami y cols., 2000).

En los estudios filogenéticos llevados a cabo con cestodos en base a la combinación de varios genes o con caracteres morfológicos han sido estudiados también niveles taxonómicos inferiores. Verneau y cols. (1997) relacionaron especies de *Botriocephalus* con la secuencia parcial del 18S y el ITS1, observando una relación en la evolución con sus hospedadores. Varias especies del género *Nominoscolex* han sido relacionadas con las secuencias de los genes 5.8S ARNr, ITS2 y 28S ARNr ribosomal nuclear, combinando este estudio con el morfológico obteniéndose resultados similares a los hallados con isoenzimas (Zehnder y cols., 2000). Zehnder & Chabrier (2000) confirman la conespecificidad de dos géneros próximos con la secuencia parcial del gen 16S ADNr, 5.8S y el ITS2 y confirman los resultados con los obtenidos con la secuencia del gen 28S.

En el grupo de los Nematoda se estudiaron relaciones intra e interespecíficas en *Bursaphelenchus nematode* en base a las secuencias de los ITS1 y 2, el 5.8S y regiones parciales de los genes 18S y 28S. 5.8S (Iwahori y cols., 1998). Para ver relaciones intraespecíficas y entre especies del género *Steinernema* se utilizó tanto la secuencia del ITS1 ribosomal nuclear y una porción del COII como el gen mitocondrial 16S ADNr, coincidiendo los resultados obtenidos (Szalanski y cols., 2000). Nadler y cols. (2000) relacionaron varios ejemplares de *Nematodirus battus* de distintas regiones y con otras especies del mismo género con las secuencias de los ITS1 y 2, 5.8 S y parcial del 18S y 28S.

A niveles taxonómicos superiores en los nematodos McDonell y cols. (2000) estudiaron relaciones entre especies de las familias Cyathostominae y Strongylinae (orden Strongylida) y observaron que el gen mitocondrial (COI) no aportaba suficiente información por lo que utilizaron la combinación de secuencias del ITS2 y el mitocondrial 1-ARNr. En cuanto a nivel de superfamilia, Nadler & Hudspeth (1998), utilizaron las secuencias de ADN del encodo nuclear pequeño y la subunidad larga ribosomal comparando además con datos morfológicos en el estudio de la superfamilia Ascaridoidea. Estos mismos autores dos años después estudian la misma superfamilia, pero esta vez utilizando la combinación de la secuencia parcial del gen mitocondrial para la citocromo oxidasa subunidad 2, con las secuencias del gen de la subunidad pequeña y larga del ADNr nuclear, y con datos morfológicos (Nadler & Hudspeth, 2000).

Gen 18S ADNr

Liu y cols. (1997) estudiaron la estructura del gen 18S. La variación en el número de nucleótidos se observó en las regiones variables V4 y V7. La estructura secundaria de la región V4 (679-933) reveló diferencias de las hélices comparando con las de otros eucariotas. La secuencia de la región V7 (1540-1749) resultó también distinta respecto a los otros eucariotas. Hirose y cols. (1998) dedujeron que el gen 18S era útil en la diferenciación a nivel específico y el estudio de relaciones filogenéticas en dos especies del género *Anguillicola*. Georgi & Abbott (1998) observaron variaciones en los tamaños del gen ribosomal 18S y 28S, y constataron que las regiones que variaban en tamaños eran siempre las regiones ITS o IGS.

Miquelis y cols. (2000) estudiaron relaciones filogenéticas entre rotíferos y acantocéfalos utilizando una parte del gen 18S ADNr, que incluye a la hélice E23. Estos autores observaron que incluso dentro de grupos con igual morfología había grandes variaciones en la secuencia de la hélice E23. Además, observaron que el estudio parcial del gen 18S y la estructura secundaria de la hélice era mejor utilizarlo a nivel de relaciones interfamiliares. Miquelis y cols. (2000) indicaron que el rango de variación, tanto en la región conservada como en la hélice, dependía del grupo taxonómico que se considerara. Garcia y cols. (2000), con la secuencia casi entera del gen 18S, estudiaron la filogenia de las tres clases que componen los acantocéfalos y además la relacionaron con los rotíferos. Los resultados demostraron la monofilia de los acantocéfalos y que éstos eran un grupo hermano de los rotíferos

(grupo monofilético), al contrario de las anteriores hipótesis que consideraban a los acantocéfalos dentro de los rotíferos. Welch (2001) demostró con el mismo gen que los acantocéfalos y rotíferos estaban asociados con los platelmintos y los gastrotricos.

Utilizando la secuencia completa del gen 18S ARNr, se ha estudiado también la filogenia de protostomados (pogonófora, sipuncúlidos, vestimifora, anélidos, etc.) (Winnepenninckx y cols., 1995).

Hausdorf (2000) intentó relacionar los platelmintos con los nematodos con el gen 18S, obteniendo resultados conflictivos, por lo que dedujo que este gen no es de utilidad a niveles taxonómicos tan elevados.

Carranza y cols. (1997) utilizaron las secuencias completas del gen 18S para resolver la monofilia de los platelmintos y relacionarlo con otros grupos de Bilateria. Carranza y cols. (1998) estudiaron también con la secuencia del gen 18S ADNr relaciones filogenéticas entre planarias (platelmintos, Turbellaria y Tricladida).

La filogenia de los platelmintos ha sido estudiada también en base a caracteres morfológicos y moleculares (la secuencia completa del gen 18S y secuencia parcial del gen 28S), obteniéndose resultados incongruentes aunque no incompatibles. En combinación con caracteres morfológicos se demostró un origen común pero muy temprano de los Neodermata (monogénidos, trematodos y cestodos), además se confirmó la monofilia dentro de los Neodermata y los grupos incluidos en este grupo (Monogenea, Trematoda y Cestoda) apareciendo como grupos monofiléticos (Littlewood y cols., 1999). Blair (1993) ya había utilizado con anterioridad el gen 18S ARNr para relacionar cestodos con trematodos.

El gen 18S y el factor de elongación 1alfa han sido también utilizados en el estudio de los Acoela. Con el 18S se obtuvo que los platelmintos eran monofiléticos, pero con el 1alfa se obtuvo que era parafilético. Con este estudio, Berney y cols. (2000) indican que el resultado con el 1alfa no es satisfactorio para probar esta monofilia, pero no aceptan tampoco la parafilia.

Con la secuencia del extremo terminal del gen 18S ribosomal, se vio que Faecampiida no tenía relación con ningún otro platelminto, ascendiéndolo a nivel de clase, lo cual se confirmó con estudios morfológicos (incluida ultraestructura) (Rohde y cols., 1994).

Las secuencias del gen 18S han sido estudiadas a fin de observar relaciones entre nematodos, nematomorfos, kinorincos y priapúlidos (Aleshin y cols., 1998).

Kinorrincos y priapúlidos resultaron ser monofiléticos. Los nematomorfos quedan en una posición inestable, debido a que según el método utilizado se obtienen distintos resultados.

Olson & Caira (1999) con la secuencia del gen 18S estudiaron la monofilia de los dos taxones Cestodoidea, los Amphilinea y los Gyrodactylidea, pero la información obtenida no fue de utilidad para testar la monofilia de “Cestodaria”.

La secuencia parcial del gen 18S fue de utilidad para transferir a la especie *Furnestinia acheneis* al género *Lamellodiscus* (Monogenea). Morfológicamente entre ambos géneros sólo existían diferencias en un carácter (Desdevises, 2001).

Respecto a Trematoda, Fernandez y cols. (1998) proponen al gen 18S para postular relaciones entre varias familias de este grupo que morfológicamente no estaban resueltas. Hall y cols. (1999) utilizando la región variable V4 del 18S ARNr estudiaron distintas familias de digénidos obteniendo monofilia y parafilia en distintos grupos, pasando de estatus de subfamilia a familia en algunos casos.

En los cestodos, a fin de relacionar familias pertenecientes al orden Tetrphyllidea, Olson y cols. (1999) utilizaron la secuencia de las regiones variables V4, V7-V9 del gen 18S. Kodekova y cols. (2000) utilizaron la secuencia completa de este gen para el análisis filogenético de 43 taxones de Eucestoda, a nivel ordinal, familiar, subfamiliar y genérico. Skerikova y cols. (2001) comprobaron la monofilia de los proteocefálicos utilizando la secuencia parcial del gen 18S ADNr y sus resultados concordaron con los árboles obtenidos desde el punto de vista morfológico.

En el caso de los nematodos, utilizando secuencias de ADN de la subunidad ribosomal pequeña se relacionó a los nematodos de vida libre con aquellos parásitos de animales y de plantas (Blaxter y cols., 2000). Aleshin y cols. (1998) estudiaron la estructura secundaria de parte del gen 18S obteniendo resultados similares para todos los nematodos. A nivel de orden, estos autores observaron estructuras secundarias únicas en el orden Rhabditida, y el orden Strongylida apareció como monofilético. Fitch y cols. (1995) testaron relaciones entre géneros en la familia Rhabditidae y observaron que el 18S ADNr es de utilidad para resolver filogenias a nivel intrafamiliar, pero de escaso valor para testar relaciones interespecíficas. Liu y cols., (1997) en base a la secuencia parcial del gen 18S, estudiaron la monofilia de dos familias de nematodos y observaron que este gen puede ser en algunos casos demasiado conservado para relacionar filogenéticamente especies del género

Heterorhabditis. Sin embargo, resultaba de utilidad en relaciones intra e interfamiliares para nematodos entomopatógenos.

Como hemos visto, los datos de secuencias nucleotídicas pueden ser de utilidad en la resolución de problemas sistemáticos (Nadler, 1995; Blair y cols., 1996). A este respecto, el gen 18S ADNr presenta un número de ventajas para estudios filogenéticos, incluyendo su distribución universal y rango variable de evolución a lo largo de la molécula (Hillis & Dixon, 1991). Debido a ello, esta molécula ha sido aplicada para deducir conclusiones filogenéticas en grupos diversos de organismos generalmente a nivel de familia o superior. Éstos incluyen platelmintos de vida libre (Katayama y cols., 1996) y parásitos (Baverstock y cols., 1991; Barker y cols., 1993; Blair, 1993; Blair & Barker, 1993; Lumb y cols., 1993; Rohde y cols., 1993). En cuanto a cestodos, en el año 1997, la base de datos molecular era todavía muy limitada y casi el 90 % de ellos pertenecían a especies de *Echinococcus* Rudolphi, 1801 y *Taenia* Linnaeus, 1758. Entre éstas solamente había una secuencia completa del gen 18S ADNr para una especie de *Echinococcus*. Posteriormente se publicaron dos más (Králová y cols., 1997; Liu D-W y cols., 1997). Y Mariaux en 1998, amplió esta base de datos con el propósito de conseguir una reconstrucción filogenética a un nivel sinóptico dentro de los eucestodos basándose en un número sustancial de representantes de diferentes órdenes.

En la búsqueda de secuencias del gen 18S ADNr en el “GenBank” observamos que hay actualmente 85 especies de cestodos que presentaban la secuencia completa de dicho gen. Sin embargo, en lo que respecta a los Cyclophyllidea, que es el orden en el que nos centramos en este trabajo, solamente aparece la secuencia de ocho especies. A continuación, presentamos la relación de especies de cestodos a partir de los cuales se ha secuenciado el gen 18S completo que aparecen en el “GenBank”:

Cestoda; Cestodaria

- Gyrocotylidea; Gyrocotylidae; *Gyrocotyle*
Gyrocotyle rugosa
Gyrocotyle urna
- Amphilinidea; Schizocoeridae; *Schizocoerus*. *Schizocoerus liguloideus*

Cestoda; Eucestoda

- Acanthotaenia*. *Acanthotaenia* sp.
- Amphilinidea; Amphilinidae; *Austramphilina*. *Austramphilina elongata*
- Caryophyllidea;
 - Caprigentidae; *Breviscolex*. *Breviscolex orientalis*
 - Caryophyllaeidae; *Caryophyllaeus*. *Caryophyllaeus laticeps*
 - Caryophyllaeidae; *Hunterella*. *Hunterella nodulosa*
 - Balanotaeniidae; *Balanotaenia*. *Balanotaenia bancrofti*
 - Lytocestidae; *Caryophyllaeides*. *Caryophyllaeides ergensi*
 - Lytocestidae; *Khawia*. *Khawia sinensis*
- Cyclophyllidea;
 - Davaineidae; *Raillietina*. *Raillietina australis*
 - Dilepididae; *Dilepis*. *Dilepis undula*
 - Hymenolepididae; *Fimbriaria*. *Fimbriaria* sp.
 - Hymenolepididae; *Hymenolepis*
Hymenolepis diminuta
Hymenolepis microstoma
Wardoides nyrocae
 - Taeniidae; *Echinococcus*. *Echinococcus granulosus*
 - Mesocestoididae; *Mesocestoides*. *Mesocestoides corti*
- Diphyllidea;
 - Echinobothriidae; *Echinobothrium*
Echinobothrium heronensis
Echinobothrium harfordi
Eniochobothrium gracile
Echinobothrium fautleyae
 - Macrobothriidiidae; *Macrobothridium*. *Macrobothridium* sp.
- Haplobothriidea; Haplobothriidae; *Haplobothrium*. *Haplobothrium globuliforme*
- Lecanicephalidea; Lecanicephalidae;
 - Cephalobothrium*. *Cephalobothrium aetobatidis*
 - Tylocephalum*. *Tylocephalum* sp.
- Litobothriidea; Litobothriidae; *Litobothrium*
Litobothrium janovyi
Litobothrium amplificata
- Nippotaeniidea; Nippotaeniidae;
 - Amurotaenia*. *Amurotaenia decidua*
 - Nippotaenia*. *Nippotaenia chaenogobii*
 - Nippotaenia*. *Nippotaeniamogurndae*
- Pseudophyllidea;
 - Bothriocephalidae; *Anantrum*. *Anantrum tortum*
 - Bothriocephalidae; *Bothriocephalus*
Bothriocephalus sp.
Bothriocephalus claviceps
Bothriocephalus scorpii

- Diphyllobothriidae; *Diphyllobothrium*. *Diphyllobothrium stemmacephalum*
Diphyllobothriidae; *Duthiersia*. *Duthiersia fimbriata*
Diphyllobothriidae; *Probothriocephalus*. *Probothriocephalus* sp.
Diphyllobothriidae; *Schistocephalus*. *Schistocephalus solidus*
Diphyllobothriidae; *Spirometra*. *Spirometra erinaceieuropaei*
Triaenophoridae; *Abothrium*. *Abothrium gadi*
Triaenophoridae; *Anchistrocephalus*. *Anchistrocephalus microcephalus*
Triaenophoridae; *Eubothrium*
Eubothrium salvelini
Eubothrium crassum
- Proteocephalidea;
Monticelliidae; Monticelliinae; *Monticellia*. *Monticellia* sp.
Monticelliidae; *Rudolphiella*. *Rudolphiella* sp.
Monticelliidae; *Pelidocotyle*. *Pelidocotyle rugosa*
Monticelliidae; Zygobothriinae; *Nomimoscolex*. *Nomimoscolex piraeaba*
Monticelliidae; Zygobothriinae; *Zygobothrium*. *Zygobothrium megacephalum*
Proteocephalidae; Acanthotaeniinae;
Proteocephalidae; Gangesiinae; *Gangesia*. *Gangesia parasiluri*
Proteocephalidae; Gangesiinae; *Silurotaenia*. *Silurotaenia siluri*
Proteocephalidae; Proteocephalinae; *Proteocephalus*.
Proteocephalus chamelensis
Proteocephalus exiguus
Proteocephalus perplexus
Proteocephalidae; Proteocephalinae *Thaumasioscolex*
Thaumasioscolex didelphidis
- Spathebothriidea;
Acrobothriidae; *Cyathocephalus*. *Cyathocephalus truncatus*
Spathebothriidae; *Spathebothrium*. *Spathebothrium simplex*
- Tetrabothriidea; Tetrabothriidae;
Tetrabothrius sp.
Tetrabothrius erostris
Tetrabothrius forsteri
- Tetraphyllidea;
Onchobothriidae; *Acanthobothrium*. *Acanthobothrium* sp.
Onchobothriidae; *Phoreiobothrium*. *Phoreiobothrium* sp.
Onchobothriidae; *Platybothrium*. *Platybothrium auriculatum*
Phyllobothriidae; Phyllobothriinae; *Anthobothrium*
Anthobothrium laciniatum
Phyllobothriidae; Phyllobothriinae; *Clistobothrium*
Clistobothrium montaukensis
Phyllobothriidae; Phyllobothriinae; *Crossobothrium*
Crossobothrium longicolle
Phyllobothriidae; Phyllobothriinae; *Marsupiobothrium*
Marsupiobothrium sp.
Phyllobothriidae; Phyllobothriinae; *Phyllobothrium*
Phyllobothrium lactuca
Phyllobothriidae; Rhinebothriinae; *Rhabdotobothrium*
Rhabdotobothrium anterophallum
Phyllobothriidae; Rhinebothriinae; *Rhinebothrium*
Rhinebothrium maccallumi

Phyllobothriidae; Thysanocephalinae; *Thysanocephalum*
Thysanocephalum sp.
 Prosobothriidae; *Prosobothrium*. *Prosobothrium armigerum*
 -Trypanorhyncha;
 Dasyrhyndidae; *Dasyrhyndus*. *Dasyrhyndus pillersi*
 Eutetrarhyndidae; *Dollfusiella*. *Dollfusiella* sp.
 Gilquiniidae; *Gilquinia*. *Gilquinia squali*
 Hepatoxylidae; *Hepatoxylon*. *Hepatoxylon* sp.
 Lacistorhyndidae; *Callitetrarhyndus*. *Callitetrarhyndus gracilis*
 Obothriidae; *Obothrium*. *Obothrium dispsacum*
 Pterobothriidae; *Grillotia*. *Grillotia erinaceus*
 Pterobothriidae; *Grillotia*. *Grillotia heronensis*
 Pterobothriidae; *Pterobothrium*. *Pterobothrium lintoni*
 Sphyriocephalidae. *Sphyriocephalus*. *Sphyriocephalus* sp.
 Tentaculariidae; *Tentacularia*. *Tentacularia* sp.
 Tentaculariidae; *Nybelinia*. *Nybelinia queenslandensis*

Hemos comentado algunas controversias que se han intentado clarificar, no obteniéndose siempre resultados satisfactorios. Por ejemplo, la aparente similaridad entre los davaineidos con huevos en cápsulas poliovulares y fibrosas y los anoplocefálicos inermicapsiferinos, y entre los davaineidos idiogeninos y los paruterínidos no armados, parece ser convergente. La presencia o ausencia de rostelo armado es un carácter diferencial en ambos casos, pero se ha sugerido que el rostelo armado se podría haber perdido de forma secundaria en un grupo de cyclophyllideos (Brooks y cols., 1991). Realmente las estructuras y ontogenia uterinas son poco conocidas todavía excepto para el grupo de los Dilepididae. Hay pocos conocimientos sobre el desarrollo del órgano paruterino, que lo presentan representantes de cuatro familias de cyclophyllideos y, sorprendentemente, no parecen ser estructuras homólogas. En la familia Anoplocephalidae Cholodkovsky, 1902, subfamilia Thysanosomatinae Skryabin, 1933, presentan órgano paruterino los géneros *Avitellina* Gough, 1911 (un órgano paruterino por proglótide), *Stilesia* Railliet, 1893 (dos órganos paruterinos por proglótide), y *Thysaniezia* Skryabin, 1926 *Thysanosoma* Diesing, 1835 y *Wyominia* Scott, 1941 (numerosos órganos paruterinos). En la familia Davaineidae Braun, 1990, todos los representantes de la subfamilia Idiogeninae Fuhrmann, 1907 que engloba a los géneros *Idiogenes* Krabbe, 1868, *Pseudidiogenes* Movsesyan, 1971, *Otiditaenia* Beddard, 1912, *Sphyroncotaenia* Ransom, 1911, *Chapmania* Monticelli, 1863 y *Satyanarayani* Khan, 1984, presentan órgano paruterino. En la familia Mesocestoididae Fuhrmann,

1907, presentan órgano paruterino los pertenecientes a la subfamilia Mesocestoidinae Luhe, 1894, y su único género *Mesocestoides* Vaillant, 1863. Por último, las especies de la familia Paruterinidae Fuhrmann, 1907, que presentan órgano paruterino pertenecen a los géneros *Anonchotaenia* Cohn, 1900, *Mogheia* López Neyra, 1944, *Orthoskrjabinia* Spasskii, 1947, *Ascometra* Cholodkowsky, 1912, *Octopetalum* Baylis, 1914, *Metroliasthes* Ransom, 1900, *Rhabdometra* Colodkowsky, 1906, *Lyruterina* Spasskaya y Spasskii, 1971, *Laterotaenia* Fuhrmann, 1906, *Culcitella*, Fuhrmann 1906, *Matabelea* Mettrick, 1963, *Cladotaenia* Cohn, 1901, *Paruterina* Fuhrmann, 1906, *Neyraia* Joyeux y Timon David, 1934, *Triaenorhina* Spasskii y Shumilo, 1965, *Notopentorchis* Burt, 1938, *Troguterina* Spasskii, 1991, *Francobona*, n.g., *Biuterina* Fuhrmann, 1902, *Spasskyterina* Korniyushin, 1989, *Parvirostrum* Fuhrmann, 1908, *Dictyterina* Spasskii en Spasskaya y Spasskii, 1971.

Hasta el momento, en ninguno de los trabajos que existen sobre filogenia molecular de Cyclophyllidea se ha planteado la cuestión de si la presencia de cápsulas uterinas o de órgano paruterino podrían tener carácter taxonómico a nivel de familia o subfamilia. La taxonomía de los Cyclophyllidea basada en caracteres morfológicos y ontogenéticos parece haber resuelto estas cuestiones definiendo que ambas estructuras han aparecido separadamente en distintos grupos de cestodos y por tanto representaría un carácter convergente. Esto hasta el momento representa una nueva hipótesis dado que no ha sido genéticamente reafirmado.

La cestodofauna de vertebrados terrestres en España es rica en especies que presentan los caracteres antes mencionados y algunas de ellas están presentes en aves en Canarias (Cordero y cols., 1980). Es por ello que nos pareció interesante indagar en la filogenia molecular de estas especies a fin de aportar algún dato adicional que permitiera una mayor comprensión de las relaciones taxonómicas entre especies que presentaban o no alguno de estos caracteres y comparar con su sistemática actual.

Además, por la controversia actual que existe sobre los Tetrabothriidea nos parecía interesante confrontar a los mismos con especies conflictivas de cyclophyllideos, no consideradas con anterioridad en otros estudios sobre filogenia molecular.

HIPÓTESIS DE TRABAJO

HIPÓTESIS DE TRABAJO

Al plantear este trabajo doctoral fueron considerados principalmente dos aspectos:

- 1- La dificultad que supone la obtención de material helmintológico procedente de aves en Canarias debido a la legislación vigente.
- 2- El efecto insular que generalmente conlleva que sean halladas un menor número de especies parásitas presentes en los hospedadores.

Es por ello que en el ámbito de la codirección de dicho estudio, se pensó en la posibilidad de recolectar también materiales procedentes de la Península Ibérica. Ello fue posible por las diversas estancias que hemos efectuado en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Farmacia de la Universidad de Barcelona, y que han proporcionado parte de las especies estudiadas en el ámbito molecular.

Nos planteamos un estudio helmintológico sobre aves de Canarias considerando aspectos sobre morfología, sistemática, taxonomía y faunística de las especies halladas. En este sentido y teniendo en cuenta los datos ya existentes al respecto, se planteó la posibilidad de ampliar el estudio en algún grupo conflictivo en el ámbito molecular con el fin de proporcionar nuevos datos sobre su sistemática y filogenia. El reciente interés que despierta la taxonomía de cestodos, motivó que entre las distintas especies de helmintos halladas en Tenerife y otras en diversas incursiones llevadas a cabo en la Península Ibérica, se eligiera a este grupo de vermes para el estudio molecular. Una estancia llevada a cabo en el “Museum of Natural History” de Ginebra, Suiza, con el Dr. Jean Mariaux (padre de la sistemática molecular de cestodos) nos motivó en este sentido, a fin de encuadrar taxonómicamente algunas de las especies de este grupo de vermes que habíamos detectado en las aves estudiadas y que poseían un encuadre sistemático (hasta el momento sólo desde el punto de vista morfológico) incierto. Al mismo tiempo, la posibilidad de obtener materiales de distintas especies de cyclophyllídidos de otras especies hospedadoras no caracterizadas genéticamente permitía junto a secuencias conocidas sobre diferentes genes disponibles en el “GenBank”, establecer nuestra propia filogenia molecular de estas especies.

OBJETIVOS

OBJETIVOS

Según la hipótesis de trabajo propuesta, son dos los objetivos que se pretenden con este trabajo de Tesis Doctoral.

1.- Contribuir al conocimiento de la helmintofauna de Aves en Canarias, tratando aspectos sobre su morfología, faunística y sistemática.

2.- Realizar una filogenia molecular parcial de algunas familias de cestodos cyclophyllídeos, que incluyen especies conflictivas en el ámbito de la sistemática actual.



MATERIAL, MÉTODOS Y TÉCNICAS

1- MATERIAL, MÉTODOS Y TÉCNICAS

En este primer capítulo se describen los materiales, métodos y técnicas que han sido necesarios para la realización del presente trabajo.

En primer lugar se efectúa la bionomía de las especies hospedadoras, *Alectoris barbara* Bonnaterre, 1790, *Chlamydotis undulata* Jackin, 1784, *Columba livia* Gmelin, 1789, *Fulica atra* Linnaeus, 1758 y *Larus cachinans* Pallas, 1826, necesarias para entender el binomio parásito-hospedador, pero sin entrar en cuestiones propias de zoología. También se considera importante indicar de forma exhaustiva la procedencia geográfica del material parasitológico.

Respecto a los métodos y técnicas que se utilizan en dicho estudio, no nos extendemos en su descripción, pues tanto las técnicas sobre el tratamiento del material parasitológico para su estudio morfológico y molecular así como las metodologías utilizadas en este estudio son de índole general.

1.1- MATERIAL DE HOSPEDADORES

Seguidamente se efectúa una breve descripción de la bionomía de las especies hospedadoras estudiadas helmintológicamente *A. barbara*, *C. undulata*, *C. livia*, *F. atra* y *L. cachinnans* y se indican los distintos enclaves geográficos de captura, puesto que la evolución del parásito se relaciona con su ecosistema, el hospedador, y la influencia del medio externo ejercidas tanto sobre las formas parásitas como las de vida libre. Los dos componentes del binomio parásito-hospedador establecen entre sí una estrecha relación, de tal modo, que resultaría imposible comprender la bionomía del parásito sin conocer la de su hospedador. Ahora bien, aunque el hospedador constituye el ecosistema próximo del helminto, el medio ambiente externo al hospedador ejerce notables influencias sobre su cuadro vermidiano al actuar tanto sobre el hospedador como sobre diversas fases evolutivas del helminto que transcurran o puedan transcurrir fuera del mismo.

1.1.1- BIONOMÍA DE *ALECTORIS BARBARA* BONNATERRE, 1790

Alectoris barbara Bonnaterre, 1790, conocida como “perdiz moruna”, se incluye en la subfamilia Perdicinae, dentro de la familia Phasianidae, la mayor del Orden Galliformes, el cual contiene 38 géneros que incluyen 155 especies.

La distribución actual de *A. barbara* abarca zonas del norte de África así como Gibraltar y Cerdeña (Martín & Lorenzo, 2001).

La población canaria pertenece a la subespecie del NO de Marruecos (*A. b. koenigi*), siendo introducida en el siglo pasado en las Isla Canarias. Nidifica en Lanzarote, Fuerteventura, Tenerife, La Gomera, el Hierro y La Palma, así como en los islotes de Alegranza, Graciosa y Lobos. En Gran Canaria nidifican en algunas ocasiones (Martín & Lorenzo, 2001).

Difiere de otras especies de *Alectoris* por su coronilla marrón y la banda marcada del cuello. Las hembras son casi idénticas al macho, aunque ligeramente más pequeñas. Los juveniles son más uniformes y amarillos. El macho pesa una media de 461g y la hembra 376g, con una envergadura alar de 46-49cm.

Habita lugares abiertos con cierta cobertura de matorrales y herbáceos, frecuentemente en zonas de cultivos, malpaíses y pinares abiertos. En algunas islas está presente también en las zonas de alta montaña, llegando a los 2000 metros de altitud.

En las Islas Canarias, la población fluctúa de manera considerable debido a la caza y a las precipitaciones. En general, es una especie relativamente común, aunque en Tenerife ha sufrido una gran regresión, procediéndose a la suelta de ejemplares criados en cautividad (Martín & Lorenzo, 2001).

En Marruecos, el período reproductor abarca desde finales de Febrero hasta la mitad de Junio. Se da la monogamia, constituyéndose la pareja en primavera, mediante el canto del macho. El nido es una depresión en el suelo situado bajo cobertura vegetal. Las puestas se sitúan entre 6 y 20 huevos, produciéndose la eclosión a los 25 días. Los polluelos son de color marrón y crema, con un color más pálido por la cara inferior. El ojo presenta una raya negra bien marcada.

Es una especie sedentaria, pero en el Atlas se han observado ciertos casos de migración, ya que, en inviernos especialmente duros, desciende desde las zonas más altas durante las nevadas.

Presenta una dieta variada, pero principalmente se basa en hojas, frutos y semillas de una gran variedad de vegetales e insectos (especialmente las hormigas constituyen un suplemento importante). Las hojas de *Salsola*, *Lycium* y *Asparagus*, así como los frutos de *Euphorbia* constituyen un tercio del contenido estomacal. Los jóvenes comen especialmente hormigas.

1.1.2- BIONOMÍA DE *CHLAMYDOTIS UNDULATA* JACKIN, 1784

La hubara, *Chlamydotis undulata* Jackin, 1784, pertenece al Orden Gruiformes, concretamente a la familia Otidae. Existen tres subespecies bien definidas: *C. u. fuerteventurae*, *C. u. undulata* y *C. u. macqueenii*. *Chlamydotis u. fuerteventurae* es endémica de las Islas Canarias, mientras que *C. u. undulata* se localiza en el extremo norte del continente africano, desde Marruecos hasta Egipto. Por último, desde Oriente Medio hasta Mongolia estaría presente la subespecie *C. u. macqueenii*, cuyas poblaciones septentrionales son migradoras. En España únicamente se encuentra en Canarias, concretamente en las islas de Fuerteventura, Lanzarote y la Graciosa. En el pasado al parecer también habitó en Gran Canaria y Tenerife (Martín & Lorenzo, 2001).

La avutarda hubara ocupa ambientes esteparios, llanos y mesetas pedregosas y terrosas con matorrales (*Salsola vermiculata*, *Launaea arborescens*, *Lycium intricatum*, *Suaeda vera*) y jables arenosos con presencia de *Euphorbia paralias*, *Lotus* sp., *Ononis natrix* y algunas especies de Chenopodiaceae y Polygonaceae. Es menos abundante en zonas de “malpaís” (campos de lava). Durante el verano visita con mayor frecuencia las zonas de cultivos (“gavias”), mostrando especial preferencia por los cultivos de legumbres y alfalfa y también por los higos. En el invierno las aves prefieren zonas con vegetación más alta (Martín y cols., 1996). La actividad diaria es claramente bimodal, con dos picos de máxima actividad, matutino y vespertino (Hinz & Heiss, 1989).

La población canaria ha sido estimada recientemente en unos 527 individuos. En La Graciosa se estima la presencia de unas 18 aves, conociéndose su reproducción desde 1990. En Lanzarote se estiman 268 hubaras, pudiéndose distinguir dos poblaciones principales, una en el norte, abarcando el Jable de Famara y su entorno, La Reserva de Guatiza y el área de Tahiche-Guanapay, y otra en el sur,

ocupando los llanos de Rubicón y Playa Blanca y, de manera reducida, Playa Quemada. En el islote de Lobos se ha visto un ave en los últimos años y, según el farero, la especie se reproducía allí durante los años 50. Fuerteventura albergaría unas 241 hubaras, repartidas en varias subpoblaciones de la mitad septentrional como Los Alares, Tindaya, Lajares y Corralejo, y otra meridional, en el Jable de Jandía. En Gran Canaria sólo se conocen referencias de su presencia ocasional en el extremo sur de la isla durante el siglo pasado. En Tenerife se han encontrado restos óseos de esta especie y, al parecer, en esta misma isla se colectó una puesta (Martín & Lorenzo, 2001).

La densidad de hubaras en Canarias (1,86 aves/km²) resulta ser de las mayores que se conocen para esta especie (Martín & Lorenzo, 2001). Las estimas recientes, si bien reflejan un número mayor de efectivos de lo esperado, podrían deberse simplemente a cuestiones relacionadas con la metodología y cobertura del censo. No obstante, la prohibición de su caza y la protección de algunos lugares concretos ha debido contribuir de manera importante al mantenimiento de las poblaciones.

En la estación reproductora los machos defienden territorios de 500-1000m². Los dos sexos tienden a ser solitarios durante la estación reproductora y sólo están juntos durante el apareamiento. Se da la poliginia y el macho no participa en la cría de los polluelos. El apareamiento tiene lugar entre diciembre y marzo.

A lo largo del año realizan movimientos zonales, muy posiblemente relacionados con la disponibilidad del alimento. Son capaces de desplazarse entre islas, conociéndose observaciones de aves en vuelo sobre el mar (Martín y cols., 1996).

La dieta incluye tanto materia animal como vegetal, en la bibliografía se registra el consumo de garbanzos, judías, frutos de *Lycium intricatum*, caracoles, coleópteros, orugas e incluso lagartos (Bannermann, 1963).

1.1.3- BIONOMÍA DE *COLUMBA LIVIA* GMELIN, 1789

La paloma bravía pertenece al orden Columbiformes y se engloba dentro de la familia Columbidae. Las palomas nidificantes en Canarias son consideradas como *C. l. livia* Gmelin, 1789. La especie presenta una amplia distribución mundial debido

a que muchas palomas domésticas se vuelven cimarronas con facilidad. Es bastante común en prácticamente todas las islas, aunque se ha mezclado con palomas domésticas asilvestradas. Está muy distribuida por todo el archipiélago, ocupando roques e islotes, acantilados costeros y barrancos, tanto en el piso basal como en áreas de pinar y laurisilva. Además llega a nidificar por encima de los 2000 m de altitud (Martín & Lorenzo, 2001).

Los representantes del género *Columba* se caracterizan fundamentalmente por presentar pico corto y delgado, con orificios nasales abiertos al exterior y provisto de una piel blanda y gruesa (cera) en la base del mismo. Los tarsos generalmente son más cortos que los dedos. El buche es grande y es donde se produce la “leche del palomo” destinada a alimentar a los pichones.

La especie más conocida de este género es *Columba livia*, denominada comúnmente paloma bravía o “colom roquer”, siendo esta especie el antepasado de la paloma doméstica y de la que llaman paloma semidoméstica o paloma de la ciudad.

La paloma bravía, de color gris plomo, se caracteriza por su obispillo blanco y por la presencia de dos anchas franjas alares de color negro que cruzan totalmente las plumas secundarias en el centro de las alas. Asimismo, presenta una franja negra terminal en la cola. Las razas domésticas presentan grandes variaciones de colores, conociéndose variedades blancas, ornadas y negruzcas.

Las características morfológicas externas que permiten diferenciar entre individuos jóvenes y adultos radican, fundamentalmente, en la ausencia de las áreas céricas de la base del pico en los individuos jóvenes. Este hecho conlleva que el pico aparezca como de mayor longitud relativa en estos individuos, debido también a la ausencia de plumas en la zona basal del mismo. Existen diferencias a nivel del brillo del plumaje, si bien no son tan excluyentes. En general, los jóvenes muestran colores más apagados que los de los adultos, tanto en las coloraciones irisadas como en la tonalidad general del individuo.

En lo que respecta a la biología de las palomas de ciudad, tres son los aspectos de mayor interés, dos de los cuales podrían explicar el hecho de que, actualmente, un gran número de palomas bravías vivan en un régimen semidoméstico en áreas urbanas:

- a) la analogía entre el hábitat natural propio de estas aves (acantilados rocoso) y la estructura urbana, donde edificios y monumentos se levantan verticales sobre el suelo, favorece la nidificación de las palomas. Éstas entran por las ventanas o agujeros de los edificios, construyendo sus nidos bajo los tejados y manteniéndolos durante todo el año.
- b) Las palomas encuentran en las ciudades una amplia oferta alimenticia; a su forma típica de alimentación basada en las semillas y distintos tipos de invertebrados se hace necesario añadir los desechos alimenticios de origen diverso (mercados, almacenes, etc.) y los cebos voluntarios de algunos ciudadanos que podrían explicar el escaso alejamiento de las palomas del lugar de captura de alimentos.
- c) Las palomas crían prácticamente durante todo el año, consistiendo la puesta en dos huevos que incuban, tanto el macho como la hembra, durante 18-20 días, siendo los polluelos capaces de volar al cabo de un mes (Scortecci, 1969).

Se desconoce los desplazamientos que realizan, aunque se sabe que al menos realizan movimientos de varios kilómetros hacia zonas de alimentación a bebederos. La dieta se basa en semillas y brotes, y también se ha constatado el consumo de diversos frutos (Martín & Lorenzo, 2001).

1.1.4- BIONOMÍA DE *FULICA ATRA* LINNAEUS, 1758

La focha común, *F. atra*, pertenece al Orden Gruiformes y a la familia Rallidae. La familia es cosmopolita, incluye 33 géneros, 133 especies y tiene una de las distribuciones más amplias de los vertebrados terrestres. El género *Fulica* proviene de Sudamérica (Hoyo y cols., 1994).

La subespecie presente en Canarias es *F. atra atra* que se distribuye por gran parte de Eurasia, así como por algunas zonas del norte de África y las Azores. En Java y en el noreste de Nueva Guinea se encuentra *F. a. lugubris*, en el centro de Nueva Guinea aparece *F. a. novaeguinae* y en Australia, Tasmania y Nueva Zelanda la subespecie presente es *F. a. australis*. En el África Subsahariana es sustituida por *F. cristata* (Hoyo y cols., 1994).

En Canarias se encuentra en las islas de Fuerteventura, Gran Canaria, Tenerife y La Gomera, en las restantes islas se observan aves migrantes (Martín & Lorenzo, 2001).

La focha común mide de 36 a 39 centímetros. El macho pesa entre 610 y 1200g (770g) y la hembra entre 481 y 660g (568g). Su envergadura alar es de 70-80 cm (Hoyo y cols., 1994).

Su hábitat se encuentra en aguas quietas o de movimiento lento e incluye diversas zonas húmedas (lagos, estanques, lagunas, albuferas, canales, etc). Puede utilizar masas de agua temporales para su reproducción, prefiriendo aguas someras con vegetación palustre emergente pero que deje una lámina de agua libre.

En la actualidad no existen datos fiables cuantitativos sobre su población, pero es muy probable que no supere el medio centenar de parejas (Martín & Lorenzo, 2001).

El período reproductor se sitúa entre Febrero y Septiembre. Es gregaria pero monógama, pugnando por el territorio durante la estación reproductora. Los nidos se sitúan sobre la vegetación flotante. El nido es voluminoso y está formado por tallos y hojas. La puesta es de 6-10 huevos, con un tiempo de incubación de 21-26 días (Hoyo y cols., 1994).

La población reproductora es básicamente sedentaria, aunque puede realizar movimientos dispersivos, sobre todo en los meses de julio y agosto. Las aves invernantes aparecen a partir de septiembre y permanecen hasta marzo y abril, aunque algunos ejemplares prolongan más el regreso, éstas se presentan de forma regular en Fuerteventura, Gran Canaria y Tenerife (Martín & Lorenzo, 2001).

Es omnívora, pero principalmente vegetariana. Se alimenta de las partes vegetativas así como de las semillas de plantas acuáticas, incluyendo algunas veces plantas terrestres y algas. La alimentación animal incluye gusanos, sanguijuelas, moluscos, gambas, larvas de insectos, peces y sus huevos, ranas, pájaros y pequeños mamíferos (Hoyo y cols., 1994).

1.1.5- BIONOMÍA DE *LARUS CACHINNANS* PALLAS, 1826

El término habitualmente utilizado de gaviota engloba un gran número de Láridos que tienen en común una serie de analogías morfológicas. Dentro de la

familia Laridae, las gaviotas se encuadran en cinco géneros (*Larus*, *Rhodosthetia*, *Rissa*, *Creagrus* y *Xema*), pertenecientes todos ellos a la subfamilia Larinae, en la que también están incluidos los géneros *Gabianus* y *Pogophila*.

El género *Larus* comprende diversas especies y subespecies repartidas por todos los continentes. En este sentido, actualmente se considera a *L. cachinnans* (la gaviota patiamarilla) como una especie separada de *L. argentatus*, en lugar de una subespecie de esta última (Yesou, 1991; Wink y cols., 1994).

La gaviota patiamarilla es el ave acuática más común de la región mediterránea (Beaubrun, 1993; Bourne, 1993). Las razones fundamentales de su gran adaptación y de su aumento poblacional residen en su alimentación oportunista y en sus escasos requerimientos para establecer zonas de nidificación a lo largo de toda la costa mediterránea (Gouther, 1992). En este sentido, en las Islas Medas se halla presente una de las colonias de nidificación de *L. cachinnans* más grande del mundo, con 13.500 parejas contabilizadas en 1993 (Bosch y cols., 1994a). En el delta del Ebro se halla otra pequeña colonia de 1100 parejas (Bosch y cols., 1994b). En los últimos años, la gaviota patiamarilla se ha visto muy favorecida por los desequilibrios ecológicos introducidos por el hombre y por la desaparición de depredadores que regulaban sus poblaciones y/o con los que competía. También cabe mencionar su alto grado de antropofilia, lo que motiva que no sólo sea abundante en zonas de vertido de residuos, sino que además utiliza construcciones humanas como zonas de nidificación, por lo que ya forma parte de la fauna urbana de algunas ciudades (García y cols., 1986).

La población canaria, junto con la de Madeira, Salvajes y Azores queda incluida en la subespecie *L. cachinnans atlantis* Dwight, 1922. Nidifica en todas las islas e islotes de Canarias excepto en la Graciosa.

Larus cachinnans es un ave de talla media, siendo la mayor especie de las incluidas en la denominación de “gaviotas”. Su peso fluctúa alrededor de los 1000g, siendo los machos mayores que las hembras (Bosch, 1996b). La gaviota patiamarilla se caracteriza por tener un plumaje totalmente blanco, a excepción del dorso y las alas de tonalidad gris argétea. Las patas, el pico y los anillos oculares normalmente son de colores vivos.

La especie es muy común a lo largo de las costas, pero sobre todo en los muelles con actividad pesquera, así como en los basureros y plantas de residuos

sólidos. La población ha debido aumentar considerablemente durante la segunda mitad del siglo XX, habiéndose estimado en 1987 unas 4000 a 4700 parejas (Martín & Lorenzo, 2001).

El comportamiento social de *L. cachinnans* va ligado en gran parte a los hábitos de una especie colonial. Dicho comportamiento facilita la defensa frente a posibles depredadores y mejora la eficacia en la búsqueda de alimento (Wittenberger & Hunt, 1985). Sin embargo, su propio comportamiento y su masificación también les produce inconvenientes, especialmente en época de cría (búsqueda del mejor lugar y material para construir el nido, lucha para aparearse y mayor dificultad para la obtención de comida de las crías), lo que hace que los individuos se vuelvan agresivos y territoriales.

El éxito de la reproducción de *L. cachinnans* en las distintas colonias es el resultado de las diferentes etapas del crecimiento de los polluelos (número de huevos que eclosionan y número de polluelos que sobreviven los primeros meses de vida una vez independizados de sus padres).

Si bien algunas especies de gaviotas, como la gaviota sombría (*L. fuscus*), pueden realizar migraciones de larga distancia, este grupo de aves no se caracteriza por sus costumbres migratorias, sino que la mayoría de ellas lo que realizan son movimientos de dispersión cuando finaliza la época de cría (Carrera y cols., 1993)

La dieta de *L. cachinnans* es generalista y oportunista, de modo que presenta un amplio espectro trófico (aves de tamaño inferior, pequeños mamíferos, peces, moluscos, crustáceos, insectos, olivas y desperdicios de la actividad humana) (Carrera & Vilagrasa, 1984; Fasola y cols., 1989; Oro y cols., 1995). En el estudio realizado por Bosch y cols. (1994b) en las Islas Medas, se constató que la mayor parte de la biomasa consumida por las gaviotas patiamarillas de esta colonia proviene de productos de desecho en vertederos. Según dichos investigadores, otro importante recurso son los peces obtenidos a partir de los descartes realizados por las barcas de pesca, y con menor importancia en cuanto a biomasa un variado grupo de invertebrados procedentes de cultivos terrestres.

1.2- PROCEDENCIA DEL MATERIAL DE HOSPEDADORES

Los hospedadores analizados proceden de las islas de Tenerife y Fuerteventura. Estas islas forman parte del Archipiélago Canario, que se caracteriza por estar situado próximo (a unos 100 Km) a la costa noroccidental del continente africano, entre los 13° 23' y los 18° 8' de longitud oeste, y los 27° 37' y los 29° 24' de latitud norte. En esta zona del Atlántico comparte el ámbito de la Macaronesia con las islas de Madeira, Azores, Salvajes, Cabo Verde y con una porción de la costa de Marruecos.

Los ejemplares estudiados de perdiz moruna, *A. barbara*, procedían de dos zonas diferentes de la isla de Tenerife. Treinta de las perdices analizadas provenían de una granja de cría de perdices propiedad del Área de Medio Ambiente del *Excmo. Cabildo Insular de Tenerife*. Esta granja se encuentra situada al norte de la isla, en la localidad de Aguamansa que pertenece al municipio de La Orotava. Veinte de las perdices estudiadas procedían de unas jaulas propias de la Federación de Caza. Esta jaulas se encuentran situadas en el sur de la isla, en la localidad de San Isidro, que pertenece al municipio de Granadilla de Abona.

Los cinco ejemplares estudiados de *C. undulata* procedían de Fuerteventura, concretamente del municipio de La Oliva, al norte de la isla.

Los cuarenta ejemplares estudiados de paloma bravía, *C. livia*, procedían del parque municipal García Sanabria de la ciudad de Santa Cruz de Tenerife.

Los seis ejemplares estudiados de focha común, *F. atra*, procedían de la Charca del Fraile localizada en el sur de Tenerife, en el municipio de Arona. Esta charca conforma una zona protegida debido a la presencia en ella del águila pescadora, *Pandion halieetus*, especie protegida, y de aves migratorias que están de paso por el Archipiélago.

Los treinta ejemplares estudiados de gaviota patiamarilla, *L. cachinnans*, también procedían de la anteriormente citada Charca del Fraile, del municipio de Arona en la isla de Tenerife.

1.3- MÉTODOS Y TÉCNICAS

En este punto se tratan los diferentes métodos y técnicas utilizados, tanto con el material de hospedadores como parasitológicos. Estas últimas comprenden desde la extracción de los vermes de su microhábitat de parasitación característicos, su

posterior conservación y manipulación hasta llegar a la identificación específica, en nuestro caso, con la ayuda del microscopio óptico y electrónico de barrido.

1.3.1- MÉTODOS ZOOLÓGICOS

En este apartado se describen los procedimientos realizados desde la captura de los hospedadores hasta la disección de los mismos para la detección de los helmintos parásitos.

1.3.1.1- CAPTURA DE LOS HOSPEDADORES

La mayor parte del material de hospedadores estudiado no fue capturado directamente por nosotros. La mayoría de los ejemplares fueron remitidos al laboratorio por diferentes entidades públicas.

Los ejemplares estudiados de perdiz moruna, *A. barbara*, fueron recogidos por personal laboral de la granja de cría de perdices del *Excmo. Cabildo Insular de Tenerife*. Algunos de estos animales presentaban síntomas de debilidad y otros habían aparecidos muertos al inicio de la jornada laboral. Todos estos individuos fueron transportados al laboratorio de Parasitología para su consiguiente estudio.

Un ejemplar de *C. undulata* fue recogido tras haber colisionado con un cable de alta tensión y fallecido por esta causa. Cuatro ejemplares conservados en congelación fueron cedidos por el Centro de Recuperación de la Hubara Canaria de la isla de Fuerteventura. Este material fue recibido en el laboratorio para su posterior necropsia.

Los ejemplares de paloma bravía, *C. livia*, estudiados fueron capturados por nosotros mismos con trampas de cebo típicas para aves y transportadas al laboratorio donde fueron diseccionadas en el mismo momento de su sacrificio.

Tanto los ejemplares estudiados de gaviota patiamarilla, *L. cachinnans*, como de focha común, *F. atra*, fueron hallados moribundos en los alrededores de la Charca del Fraile. El personal destinado a la recogida de animales con interés científico en esta zona, procedió a la recogida y congelación post mortem de los individuos encontrados. Posteriormente, el material fue transportado a nuestro laboratorio para su estudio.

1.3.1.2- TOMA DE DATOS DE LOS HOSPEDADORES

Previo a la devisceración de los animales se estudiaron distintos aspectos de cada uno de los ejemplares. Se tomaron datos del lugar y fecha de la recogida de los animales a examinar, así como el peso de cada uno, la longitud del pico, la longitud del ala, el sexo, la edad y los síntomas que presentaban, tanto externos como internos.

1.3.1.3- RECOLECCIÓN DE LOS HELMINTOS PARÁSITOS

Las aves sacrificadas en el laboratorio fueron devisceradas y estudiadas. En aquellas conservadas por congelación, se siguió el mismo procedimiento que en cualquier estudio realizado con material conservado de esta forma (Casanova, 1993).

1.3.2- MÉTODOS HELMINTOLÓGICOS

A continuación se realiza una descripción de las técnicas utilizadas para la extracción de los helmintos del hospedador y de los distintos métodos utilizados para su conservación y posterior identificación.

Para la correcta extracción de los helmintos, se realizó previamente un acondicionamiento del material de hospedadores que pretendía utilizarse. Este material fue analizado inmediatamente después de ser capturado, en cuyo caso sólo fue necesaria la disección del animal, o bien se hizo tiempo después de la captura, por lo que se conservó por congelación.

Antes de extraer los helmintos, en los casos en los que fue necesario, el material hospedador tuvo que ser descongelado. La forma de descongelación más correcta es la realizada a temperatura ambiente y respetando en todo momento el tiempo necesario que requiera cada muestra, el cual viene determinado por su tamaño.

Una descongelación rápida y a temperatura elevada tiene efectos negativos sobre las estructuras histológicas de los helmintos con el riesgo de dañar alguna de

ellas, clave para la determinación de la especie. En cuanto a las precauciones que deben tenerse en cuenta con este material es importante el trabajo de Bailey (1987).

1.3.2.1- FIJACIÓN Y CONSERVACIÓN DE LOS HELMINTOS

Los helmintos hallados deben ser fijados según técnicas específicas en cada caso, según se trate de trematodos, cestodos, nematodos o acantocéfalos. En nuestro caso han sido halladas especies de trematodos digénidos, cestodos y nematodos, de los que se explican las distintas técnicas utilizadas.

En el caso de los trematodos ha sido utilizado líquido de Bouin como fijador y/o alcohol de 70° como conservante, llevándose a cabo el proceso en frío y a presión entre porta y cubreobjetos. Para ello se coloca el verme en una placa de Petri y se lava varias veces con suero fisiológico. A continuación, se traslada a un portaobjetos previamente mojado con una gota de agua. Después se deja caer sobre él un cubreobjetos con una gota de líquido de Bouin en la cara inferior. Esta operación debe realizarse con sumo cuidado para que el trematodo quede correctamente extendido y por ello se realiza en la lupa binocular. En caso de malas posturas se rectifica mediante toques en el cubreobjetos. El trematodo permanece en esta posición durante 10-20 minutos y posteriormente se sumerge en una placa de Petri con alcohol de 70° para la eliminación de la coloración amarillenta del fijador, renovando el alcohol cuantas veces sea necesario.

Las técnicas de fijación de cestodos varían según su tamaño. Cuando se trata de especímenes pequeños y poco gruesos se utiliza la misma técnica explicada para los trematodos, mientras que para los de mayor tamaño es preferible realizar una fijación entre dos portaobjetos en frío.

El líquido fijador se introduce por capilaridad entre portaobjetos y cubreobjetos o entre dos portaobjetos y de forma regular para que en ningún momento pueda producirse desecación del cestodo. El tiempo requerido es de 20 minutos. El verme así fijado requiere lavados posteriores para poder ser teñido.

La fijación de nematodos es más sencilla ya que se puede llevar a cabo con formol al 4% en frío y sin presión.

La conservación de los helmintos, sea cual sea la fijación a la que ha sido sometido, debe realizarse en viales con alcohol de 70° hasta el momento de la tinción

y montaje. Todos los frascos deben estar correctamente etiquetados con el número de referencia, la especie hospedadora, la localidad de captura y el órgano del que procede el helminto.

1.3.2.2- PREPARACIÓN DE LOS PARÁSITOS PARA SU ESTUDIO AL MICROSCOPIO ÓPTICO.

Para proceder al estudio y posterior identificación de los helmintos hallados es necesario un proceso de tinción, en el caso de los platelmintos. Los nematodos sólo requieren un reactivo clarificante para poner de manifiesto su organografía interna.

1.3.2.2.1- TINCIÓN Y MONTAJE DE PLATELMINTOS

Para la tinción de trematodos y cestodos se utilizó el Carmín Acético de Semichon y el Carmín Acético Férrico. Seguidamente se realiza una breve descripción de las metodologías de preparación de cada uno de ellos y de la técnica seguida para la tinción del helminto.

- Carmín Acético de Semichon [según la formulación de Casanova (1993)]

La fórmula es la siguiente:

- 10 ml de ácido acético glacial
- 100 ml de agua destilada
- Carmín c.s.p. solución saturada (aprox. 2 gr.)
- 200 ml de alcohol de 70°

La metodología utilizada en la preparación de esta solución colorante es la que se indica a continuación:

En un matraz de 250 ml. se mezcla el ácido acético y el agua y se añade a dicha solución una cantidad suficiente de carmín hasta obtener una solución saturada. Se deja reposar la mezcla unos 15 minutos y posteriormente se calienta al baño maría retirándola antes que llegue a ebullición. Fuera del baño se deja enfriar y seguidamente se filtra y se obtiene un líquido espeso de color rojo muy vivo. En ese

momento se añade el alcohol de 70°. Una vez finalizado todo el proceso se puede conservar a temperatura ambiente en un frasco tapado por tiempo indefinido.

La tinción con el Carmín Acético de Semichon requiere colocar en una placa los digénidos y el colorante, de manera que queden sumergidos en él por espacio de unos 60 minutos. Posteriormente, se lava en alcohol de 70° y se diferencia con una solución de ácido clorhídrico al 1% en alcohol de 70°, dejando el tiempo suficiente. Seguidamente se lava con alcohol de 70° con la finalidad de eliminar el ácido clorhídrico y detener la diferenciación en el momento adecuado, cuando se puede observar con claridad sus estructuras internas.

- Carmín Acético Férrico

Con esta tinción se puede tratar cestodos y trematodos (Georgiev y cols., 1986). El resultado es una coloración intensa de los núcleos celulares, diferenciándose perfectamente testículos, glándulas vitelógenas, ovarios, vesícula seminal, conductos genitales, receptáculo seminal y útero. El proceso debe llevarse a cabo con tres soluciones diferentes:

- Solución ferroacética: compuesta por hierro en polvo y ácido acético glacial.
- Solución colorante: formada por ácido acético glacial, agua destilada y carmín nº 40.
- Solución diferenciadora, se trata de una solución de ácido clorhídrico al 1% en alcohol etílico de 70°.

Mientras la primera técnica confiere coloración, la última se utiliza como agente diferenciador.

Una vez finalizada la coloración y diferenciación se puede proceder a su deshidratación y montaje definitivo en Bálsamo de Canadá, o pueden ser conservados en alcohol de 70°, aunque es más recomendable realizar el montaje.

1.3.2.2.- MONTAJE EXTEMPORÁNEO DE NEMATODOS

Como ya se ha citado, los nematodos no requieren un proceso de tinción, solamente es necesario un método de aclaramiento para visualizar su organografía interna.

El proceso de aclaramiento se realiza por montaje extemporáneo colocando dichos vermes entre portaobjetos y cubreobjetos y utilizando como reactivo el lactofenol de Amman. Su composición es la siguiente:

- Ácido férrico.....1 parte
- Ácido láctico.....1 parte
- Glicerina anhidra...2 parte
- Agua destilada.....1 parte

El montaje se lleva a cabo colocando una gota de lactofenol en un portaobjetos y dejando caer el nematodo encima con la ayuda de un pincel.

El inconveniente de esta preparación es que no tiene carácter definitivo, por lo que, una vez observados al microscopio, los helmintos deben ser recuperados y devueltos al vial de procedencia con líquido conservante (alcohol 70°). En algunos casos un tratamiento prolongado con lactofenol dificulta la visión de las estructuras. Por eso se recomienda no alargar indefinidamente el tiempo de exposición al reactivo. La ventaja de esta técnica es que permite la visión del verme en distintas orientaciones con un simple desplazamiento del cubreobjetos.

1.3.2.3.- DETERMINACIÓN DEFINITIVA AL MICROSCOPIO ÓPTICO.

Una vez realizadas todas las operaciones anteriormente descritas puede procederse a la observación de los vermes al microscopio para su determinación

La obtención de datos morfométricos y la visualización de determinadas estructuras permitirán comparar estos ejemplares con los descritos en la bibliografía e identificar así las especies.

Una vez se ha determinado el individuo en cuestión se anota el resultado en la ficha de identificación y se etiquetan convenientemente las preparaciones definitivas de platelmintos y los viales que contienen los nematodos recuperados.

1.3.2.4- PREPARACIÓN DE LOS HELMINTOS PARA SU ESTUDIO AL MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO

Algunos especímenes de diferentes especies de nematodos fueron preparados para su observación al microscopio electrónico de barrido (SEM), siguiendo las técnicas descritas en la literatura (Mercer & Birbeck, 1979; Ba & Marchand, 1994; Miquel & Marchand, 1998). Esta metodología podría resumirse tal y como sigue:

- Deshidratación de la muestra por pases sucesivos de 30 minutos a través de una serie de alcoholes de lipofilia creciente (70°, 80°, 90° y 100°).
- Lavado de 30 minutos en alcohol absoluto.
- Baño de ultrasonidos de 20 segundos a 40 Khz, en alcohol absoluto.
- Lavado de 30 minutos en alcohol absoluto.
- Inmersiones sucesivas, de 20 minutos cada una, en mezclas de alcohol absoluto y N-acetato de amilo en proporciones 3:1, 1:1 y 1:3.
- Lavado de 20 minutos en N-acetato de amilo puro.
- Inmersión en N-acetato de amilo puro hasta el momento de someter la muestra al punto crítico.
- Punto crítico mediante dióxido de carbono.
- Montaje de la muestra en una placa mediante plata coloidal.
- Revestimiento con oro.

Para el estudio por microscopía electrónica de barrido fue utilizado un microscopio electrónico Hitachi, modelo S- 2300.

Al respecto, se quiere comentar que, a pesar de tratarse de un proceso ligeramente más complejo y lento que el uso de la microscopía óptica, los resultados han sido muy interesantes, facilitándose en diversas ocasiones un diagnóstico específico más preciso.

1.4- MATERIAL HELMINTOLÓGICO. MATERIAL, MÉTODOS Y TÉCNICAS MOLECULARES

1.4.1- MATERIAL HELMINTOLÓGICO

Todo el material que se utilizó para el estudio molecular estuvo conservado en alcohol al 70°-95° ó en congelación a -80° C antes del procesado para la extracción de ADN. A continuación se presentan los taxones incluidos en el estudio, así como sus hospedadores y su origen geográfico.

1.4.1.1- TAXONES INCLUIDOS EN EL ANÁLISIS

Los Cestoidea engloban 14 órdenes: Amphilinidea, Gyrodactylidea y 12 dentro de los Eucestoda (Khalil y cols., 1994). En el análisis fueron incluidos los taxones pertenecientes a Eucestoda que se nombran a continuación a nivel de orden, familia, género y especie, según la definición de Jones y cols. (1994).

Pertenecientes al orden Tetrabothriidea y la familia Tetrabothriidae se incluyeron las especies *Tetrabothrius* sp.1, *Tetrabothrius* sp.2, *Tetrabothrius erostris* Lönnberg, 1896 y *Tetrabothrius forsteri*.

Del orden Cyclophyllidea se estudiaron las especies *Raillietina micracantha* (Fuhrmann, 1909), López Neyra, 1942, *Raillietina australis* y *Pseudidiogenes nana* Fuhrmann, 1925 pertenecientes a la familia Davaineidae; *Lyruterina nigropunctata* (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971 de la familia Paruterinidae; *Choanotaenia infundibulum* (Bloch, 1779), Railliet, 1896 de la familia Dilepididae; *Taenia parva* y *Taenia pisiformis* de la familia Taeniidae; y *Anoplocephaloides dentata*, *Mosgovoyia ctenoides* y *Andrya cuniculi* de la familia Anoplocephalidae.

Definimos como grupo externo a la especie *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 incluido en los Monogenea (Mariaux, 1998).

Las especies *Tetrabothrius* sp.1, *R. micracantha*, *P. nana*, *L. nigropunctata*, *C. infundibulum*, *M. ctenoides* y *A. cuniculi*, incluidas en el análisis, fueron obtenidas a partir del material de aves y conejos en Tenerife. *Pseudidiogenes nana* fue obtenida a partir de avutardas del Parque Nacional de Doñana.

Con el fin de obtener representantes de otras familias que resultaban interesantes para el estudio de la filogenia de cestodos, y aprovechando la disponibilidad del material, procedimos a la disección y extracción de helmintos de otros hospedadores. De la disección de 240 conejos silvestres (*Oryctolagus cuniculus*) procedentes de la isla de Tenerife, elegimos, de entre los helmintos hallados, las especies *M. ctenoides*, *A. cuniculi*, y *T. pisiformis larvae*. En cuanto a los helmintos que encontramos en los diez ejemplares de jineta (*Genetta genetta*) procedentes de Montseny (Barcelona), nos pareció interesante incluir la especie *Taenia parva* en el estudio.

En la tabla 1.4.1.1a se indican las especies incluidas en el estudio filogenético cuyas secuencias fueron extraídas del banco de datos del NCBI (National Center for Biotechnology Information) (“GenBank”) y en la tabla 1.4.1.1b los taxones secuenciados por nosotros.

Especie	Nº GenBank	Tamaño secuencia 18S ADNr (pb)
<i>Anoplocephaloides dentata</i>	Z98356-Z98358	Tres fragmentos (461, 470, 273)
<i>Gyrodactylus salaris</i>	Z26942	Completa (1965)
<i>Raillietina australis</i>	AF286980	Completa (2238)
<i>Tetrabothrius</i> sp.	AJ287582	Completa (2228)
<i>Tetrabothrius erostris</i>	AJ287581	Completa (2208)
<i>Tetrabothrius forsteri</i>	AF124473	Completa (2278)

Tabla 1.4.1.1a- Taxones incluidos en el análisis obtenidos del “GenBank”, número de referencia y tamaño de la secuencia. pb: par de bases.

Especie	Hospedador	Localización
<i>Andrya cuniculi</i>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Tenerife
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	<i>Alectoris barbara</i>	Tenerife
<i>Lyruterina nigropunctata</i>	<i>Alectoris barbara</i>	Tenerife
<i>Mosgovoyia ctenoides</i>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Tenerife
<i>Pseudidiogenes nana</i>	<i>Otis tarda</i>	P. N. Doñana
<i>Raillietina micracantha</i>	<i>Columba livia</i>	Tenerife
<i>Taenia parva</i>	<i>Genetta genetta</i>	Montseny
<i>Taenia pisiformis larvae</i>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Tenerife
<i>Tetrabothrius</i> sp.	<i>Larus cachinnans</i>	Tenerife

Tabla 1.4.1.1b- Taxones incluidos en el análisis obtenidos en este estudio, especie hospedadora y procedencia.

1.4.2- MATERIAL, MÉTODOS Y TÉCNICAS MOLECULARES

1.4.2.1- MATERIAL

A continuación se describe la composición del material utilizado para la realización de las técnicas de biología molecular.

Soluciones y tampones:

- Solución de lisis: 10 mM Tris, 100 mM EDTA, 100 mM NaCl pH 8, 200 µg Proteínasa K, 0,05% dodecil sulfato de sodio
- Tampón fosfato salino (PBS): NaCl 0,14 M, KCl 2,68 mM, Na₂HPO₄ 0,01 M, KH₂PO₄ 1,76 mM pH 7,4
- Tampón TAE 50X: Tris-HCl 2 M pH 7,2, EDTA 50 mM pH 8, ácido acético glacial 57,1 ml y H₂O hasta 1l
- Tampón TBE 10X: Tris-HCl 89 mM pH 8,3, ácido bórico 89 mM, EDTA 2 mM
- Tampón de carga para electroforesis de ADN 6X: Azul de Bromofenol 0,25% (p/v), glicerol 30%
- Tampón TE: Tris-HCl, 10 mM pH 8, EDTA 1mM
- Tampón de reacción para PCR: KCl 50 mM, MgCl₂ 1,5 mM, 0,001% de gelatina, Tris-HCl 0,1 mM pH 8,3 (Perkin-Elmer)

- Fenol estabilizado con Tris-HCl pH 7,5-8 (EUROBIO)

Medios de cultivo:

- Medio LB líquido: Triptona 1%, extracto de levadura 0,5% y NaCl 1%
- Medio LB-agar: Medio LB líquido y agar al 2% (p/v)
- Medio LB suplementado con Maltosa 0,2% y MgSO₄ 10 mM.

Antibiótico:

Ampicilina: se añade al medio LB a una concentración de 100 µg/ml (ROCHE)

Enzimas:

- AmpliTaq ADN polimerasa (Perkin-Elmer)
- RNasa A libre de DNasa (ROCHE)
- Proteínasa K (ROCHE)
- Anti-Digoxigenina conjugado con fosfatasa alcalina (ROCHE)

Vector de transformación:

pBluescrip II KS +/- (Stratagene)

Cultivo de *Escherichia coli*:

Los cultivos de la cepa XL1-Blue de *E. coli* se realizan en LB líquido a 37° C, en agitación durante toda la noche. Al medio se le añade ampicilina a la concentración de 100 µg/ml.

El cultivo de placas de LB-agar se mantiene a 37° C durante toda la noche.

1.4.2.2- EXTRACCIÓN DE ADN GENÓMICO

La extracción de ADN genómico fue llevada a cabo en individuos enteros, cuando eran menores de 1 cm de largo. Para especies más pequeñas, como *Tetrabothrius* sp.1 y *P. nana*, fue necesario añadir varios individuos para la extracción con la finalidad de conseguir la cantidad suficiente de ADN para poder realizar la amplificación de reacción en cadena de la polimerasa (PCR). El ADN genómico para formas mayores de 1 cm se extrajo a partir de porciones de éstos.

La extracción de ADN se realizó con procedimientos estándar, siguiendo los siguientes pasos:

1. Homogenizar y digerir los tejidos en 700 μ l de solución de lisis. Incubar 4 horas a 55° C.
2. Añadir RNasa A a una concentración final de 100 μ g/ml e incubar durante 30 minutos a 37° C.
3. Añadir un volumen de fenol, agitar lentamente y centrifugar a 12500 r.p.m. durante 10 minutos.
4. Recoger la fase acuosa y añadir un volumen de fenol:cloroformo:isoamílico (25:24:1). Agitar suavemente y centrifugar a 12500 r.p.m. durante 10 minutos.
5. Recoger la fase acuosa y añadir un volumen de cloroformo. Agitar suavemente y centrifugar a 12500 r.p.m. durante 10 minutos
6. Recoger la fase acuosa y añadirle un volumen de isopropanol. Agitar suavemente y precipitar a -20° C durante 1 hora.
7. Centrifugar 10 minutos a 12500 r.p.m.
8. Eliminar el sobrenadante y añadirle un volumen de etanol a 70°. Agitar suavemente y centrifugar a 12500 r.p.m. durante 10 minutos.
9. Eliminar el sobrenadante.
10. Evaporar los restos de etanol utilizando centrifugación al vacío en una DNA mini (Het-Holten A/S) durante 10 minutos.
11. Resuspender en 50 μ l de agua bidestilada estéril.

1.4.2.3- CONDICIONES DE LA REACCIÓN EN CADENA DE LA POLIMERASA (PCR)

Todas las reacciones de amplificación mediante PCR se realizaron en un termociclador Perkin-Elmer GeneAmp PCR System 9600.

Se realizaron diferentes PCR en distintas condiciones de reacción dependiendo de los cebadores y de la muestra utilizada. El tampón de reacción utilizado y la concentración de nucleótidos fue la misma en todos los casos, 200 μ M de cada nucleótido (ROCHE) y tampón de PCR 1X (Perkin Elmer).

Para amplificar el gen 18S ADNr se aplicaron 0,25 unidades de Taq polimerasa por reacción para un volumen final de 50 μ l, con una concentración de 12,5 pmoles de cada cebador y 20 ng y 50 ng de ADN. El gen se amplificó en dos

trozos solapados entre sí, para ello se utilizaron los cebadores diseñados por Mariaux (1998). El primer fragmento fue amplificado usando los cebadores 81 (5' TTC ACC TAC GGA AAC CTT GTT ACG 3') que alinea con el extremo conservado 3' de dicho gen y el cebador 83 (5' GAT ACC GTC CTA GTT CTG ACC A 3') en el centro del gen. El segundo fragmento fue amplificado usando los cebadores 82 (5' CAG TAG TCA TAT GCT TGT CTC AG 3') que alinea con el extremo conservado 5' del gen y el 84 (5' TCC TTT AAG TTT CAG CTT TGC 3') en el centro del gen. Las longitudes de los segmentos amplificados son aproximadamente 1 kpb y 1,5 kpb respectivamente. Las condiciones aplicadas para la PCR fueron las siguientes: Desnaturalización a 94° C durante 2 minutos; 35 ciclos de 94° C durante 30 segundos, 45° C durante 40 segundos y 72° C durante 1 minuto y 30 segundos; y por último una extensión final de 5 minutos a 72° C.

Para la PCR a partir de colonias de *E. coli*, para un volumen final de 25 µl se emplearon 12,5 pmoles de los cebadores M13-40 Forward y M-13 Reverse, una colonia de *E. coli* y 0,25 unidades de Taq polimerasa. Los ciclos de amplificación empleados fueron: 3 minutos a 94° C; 40 ciclos de 1 minuto a 92° C, 1 minuto a 60° C y 1,5 minutos a 72° C; finalizando con 10 minutos a 72° C.

1.4.2.4- ELECTROFORESIS DE ADN EN GELES DE AGAROSA

Los fragmentos de ADN fueron separados mediante electroforesis en geles de agarosa (Agarosa estándar media EEO, Ecogen), sumergidos en tampón TAE 1X, utilizando cubetas submarinas (BIO-RAD) de desarrollo horizontal bajo una diferencia de potencial de 5V/cm.

Se emplearon porcentajes de agarosa entre 0,7% y 1% en tampón TAE, dependiendo del tamaño de los fragmentos de ADN a separar.

Las muestras se prepararon añadiendo 1 µl de tampón de carga (6X) para ADN por cada 5 µl de muestra.

Para la visualización del ADN se añadió al gel 0,5 µg/ml de Bromuro de Etidio y se observó a través de un transiluminador de luz U.V. (Ultra-Lum) a una longitud de onda de 366 nm.

La documentación fotográfica se obtuvo mediante un Gel Printer (Mitsubishi P90).

1.4.2.5- PURIFICACIÓN DE LOS PRODUCTOS DE PCR

Para la purificación de los productos amplificados mediante PCR se utilizó el kit “QIAEX II Gel Extraction (150)” de Qiagen, siguiendo las instrucciones recomendadas por el fabricante.

1.4.2.6- CLONAJE

- Ligación

Se utilizó el vector plasmídico pGEM-T Easy (Promega) para ligar los productos de PCR purificados. Este vector ofrece muchas ventajas para el clonaje de productos de PCR por presentar residuos de timidina en los extremos 3' terminales, ya que los productos amplificados mediante PCR presentan en sus extremos 3' residuos de adenina como resultado de la actuación de la enzima Taq polimerasa. Esto facilita la ligación del producto amplificado con el vector. El clonaje en este vector se realiza según el protocolo recomendado por el fabricante.

- Preparación de *E. coli* competentes

La cepa de *E. coli* que se utilizó fue la XL1-Blue. El protocolo seguido es el siguiente:

1. Inocular 1-2 ml de un cultivo de *E. coli* en 100 ml de LB.
2. Incubar a 37° C hasta que las células alcancen una densidad óptica de 0,6 a una longitud de onda de 550 nm.
3. Enfriar en hielo 10 minutos.
4. Centrifugar a 4000 r.p.m. durante 5 minutos a 4° C.
5. Eliminar el sobrenadante y resuspender las células en un volumen de MgCl₂ 0,1M frío.
6. Poner en hielo 15 minutos.
7. Centrifugar a 4000 r.p.m. durante 7 minutos a 4° C.
8. Resuspender en medio volumen de CaCl₂ 0.1M.
9. Suspender violentamente y dejar en hielo.
10. Centrifugar a 4000 r.p.m. durante 5 minutos a 4° C.
11. Para almacenar las células se añade 20% de glicerol y se guardan a -80° C.

- Transformación de células bacterianas competentes.

Para llevar a cabo la transformación de las células competentes con la mezcla de ligación se realizó el siguiente protocolo:

1. Partir de 200 μ l de bacterias competentes XL-1 Blue y cantidades de ADN plasmídico entre 1 y 50 ng.
2. Mantener estas diluciones en hielo durante 30 minutos.
3. Someter a las diluciones a un choque térmico consistente en el mantenimiento de éstas a 42° C durante 2 minutos y luego enfriarlas nuevamente en hielo durante 10 minutos.
4. Añadir 300 μ l de medio LB no selectivo e incubar durante 1 hora a 37° C con agitación para permitir la recuperación de las bacterias.
5. Sembrar 100 μ l del cultivo en placas de LB-agar/ampicilina 100 mg/ml. Dado que los vectores utilizados presentan un gen que les confiere resistencia a la ampicilina, crecerán solamente las bacterias que han sido transformadas con el plásmido.
6. Incubar las placas a 37° C durante toda la noche.

- Selección de los clones recombinantes de *E. coli*.

La selección de los clones recombinantes se realizó según dos características presentes en los vectores utilizados para la transformación. Por un lado, estos vectores presentan el gen que les confiere resistencia a la ampicilina, añadiendo este antibiótico al medio seleccionamos sólo aquellas células que han sido transformadas con el plásmido. Por otro lado, estos plásmidos contienen el gen de la β -galactosidasa de *E. coli*. Al añadir al medio de cultivo el cromógeno X-gal y el inductor IPTG, este gen se expresa y las colonias aparecen de color azul. Si el plásmido contiene el inserto, se altera la pauta de lectura de este gen ya que el sitio de inserción se encuentra dentro de su fase de lectura, y las colonias aparecen de color blanco.

1.4.2.7- EXTRACCIÓN DE ADN PLASMÍDICO

El kit empleado para la extracción de ADN plasmídico fue “Quantum Prep Plasmid Miniprep” de Bio-Rad siguiendo las recomendaciones del fabricante.

1.4.2.8- SECUENCIACIÓN

La secuenciación del ADN se realizó según el método descrito por Sanger y cols. (1977) a través de una reacción de PCR, utilizando los componentes del kit “Thermo sequenasa fluorescent” de Pharmacia Biotech y siguiendo las recomendaciones del fabricante.

La cantidad de ADN plasmídico utilizada fue de 2 µg. Las reacciones de secuenciación se llevaron a cabo en un termociclador modelo GeneAmp 9600 Perkin Elmer. La electroforesis se realizó en geles de poliacrilamida (ReproGel High Read, Pharmacia Biotech) en condiciones desnaturalizantes. La electroforesis y el posterior análisis de los resultados se hizo con un secuenciador automático “Automated laser fluorescence” ALF-Express de Pharmacia Biotech. Las condiciones de electroforesis fueron 1500 V, 60 mA, 25 W y 57° C, durante 10 horas.

Las condiciones de PCR fueron las siguientes: 2 minutos a 95° C; 25 ciclos de 36 segundos a 95° C para la desnaturalización, 36 segundos a la temperatura de anillamiento del cebador para la hibridación; y 84 segundos a 72° C para la extensión.

Los cebadores empleados para la secuenciación están marcados en su extremo 5' con el compuesto fluorescente carbocianina (Cy5). Este compuesto es excitado por un rayo láser que atraviesa perpendicularmente el gel y emite luz. La luz emitida es detectada por unos fotodetectores que están situados detrás del gel. Esta señal es enviada al ordenador y procesada. El procesamiento de los resultados y el almacenaje de los datos se realizó mediante el programa informático A.M. 3.1.

Se utilizaron los cebadores SP6 y T7, que alinean en los extremos del vector pGEM-T. Además, se usaron los cebadores diseñados por Mariaux (1998) que alinean con regiones centrales de los fragmentos amplificados: 87 (5' CAT CGA AAG TTG ATA GGG 3'), 88 (5'CTG TGA TGC CCT TAG AT 3'), 89 (5'CGA ATC AAG AAA GAG C 3'), 90 (5' CTT TGA ACA AAT TTG AG 3'), 91 (5' TGA CTC TGG ATA ATT G 3'). Todos estos cebadores están marcados en el extremo 5' con el componente fluorescente

1.4.2.9- ANÁLISIS FILOGENÉTICOS

Las secuencias obtenidas de las diferentes especies fueron alineadas utilizando el programa Clustal X (Thompson, y cols., 1997) y las últimas correcciones fueron hechas a mano. Las zonas de alineamiento incierto fueron excluidas para el análisis, excepto para un primer estudio de las secuencias completas.

Los análisis filogenéticos fueron inferidos usando una variedad de métodos: Neighbor-Joining (Saitou & Nei, 1987) con la distancia de Kimura 2N parameters (Kimura, 1980) mediante el programa Mega 2.1 (Kumar y cols., 2001); Máxima parsimonia, con la búsqueda heurística del árbol más parsimonioso y con adición de secuencias al azar (100 réplicas) utilizando el programa PAUP 4.0 (Swofford, 2002); y por último mediante el método de máxima probabilidad bajo el modelo de sustitución de Hasegawa-Kishino-Yano (Hasegawa y cols., 1988) estimando los parámetros de transición/transversión y de variabilidad por sitio gamma a partir de los datos con el programa TREE-puzzle 5.0 (Schmidt y cols., 2000).

Las confiancias de los nodos fueron obtenidas mediante el método bootstraps (Felsenstein, 1985) en los Neighbor-Joining y árboles de parsimonia (con 500 réplicas); y mediante el método de quartet puzzling (Strimmer & Haeseler, 1986) en el método de máxima probabilidad (con 1000 puzzling steps).

RESULTADOS

2- RESULTADOS

2.1- SISTEMÁTICA, MORFOLOGÍA Y BIOLOGÍA DE LOS HELMINTOS HALLADOS

En este capítulo se aportan los resultados del estudio morfológico y morfométrico así como la clasificación sistemática de los helmintos hallados. Para ello lo hemos dividido en dos subapartados. En el primero de ellos se recoge la clasificación sistemática de los helmintos hallados en las cinco especies de aves estudiadas, mientras que en el segundo se incluye el estudio particular de cada una de las especies vermicidas detectadas.

2.1.1- CLASIFICACIÓN SISTEMÁTICA

Previamente a la realización del análisis particular de cada una de las especies vermicidas detectadas, resulta conveniente considerar el status sistemático de las mismas y de los diversos grupos de helmintos hallados, con el fin de obtener una visión de conjunto de todas las especies helmintianas a estudiar. Esto, permite considerar la situación de cada especie en los taxones sistemáticos actualmente aceptados. Además, se consigue detectar las posibles relaciones filogenéticas basadas fundamentalmente en la morfología entre todos estos vermes, lo cual será de gran utilidad en el momento de explicar su presencia en los hospedadores estudiados y valorar su posicionamiento sistemático en el ámbito molecular.

Es preciso tener en cuenta, sin embargo, que a pesar de las incesantes investigaciones parasitológicas que continuamente vienen realizándose, ciertos géneros y especies, todavía no presentan una posición sistemática aceptada unánimemente por todos los autores. El status taxonómico de algunas especies parásitas citadas en este estudio continúa siendo actualmente confuso.

La clasificación sistemática que se propone a continuación, no sigue exactamente y en su totalidad a un único autor u obra completa sino que está basada en distintos estudios realizados por especialistas en cada grupo de parásitos. Estos estudios introducen frecuentes cambios en la sistemática de los grupos en cuestión y reflejan más directamente la problemática existente en cada grupo de helmintos.

Basándonos en estas premisas, la clasificación sistemática de los helmintos hallados en las especies examinadas en nuestro estudio sería la siguiente:

TREMATODA

Superfamilia Notocotyloidea La Rue, 1917

Familia Notocotylidae Lühe, 1909

Subfamilia Notocotylinae Kossack, 1911

Género *Paramonostomum* Lühe, 1909

Paramonostomum sp.

CESTODA

ORDEN TETRABOTHRIIDEA BAER, 1954

Familia Tetrabothriidae Linton 1871

Género *Tetrabothrius* Rudolphi, 1819

Subgénero *Tetrabothrius* (*Oriana*) Leiper & Atkinson, 1914

Tetrabothrius (*Oriana*) *erostris* Lönnberg, 1896

Subgénero *Tetrabothrius* (*Neotetrabothrius*) Nybelin, 1929

Tetrabothrius (*Neotetrabothrius*) sp.

ORDEN CYCLOPHYLLIDEA VAN BENEDEEN EN BRAUN, 1900

Familia Davaineidae Braun, 1900

Subfamilia Davaineinae Braun, 1900

Género *Raillietina* Fuhrmann, 1920

Raillietina micracantha (Fuhrmann, 1909), López Neyra, 1942

Subfamilia Idiogeninae Fuhrmann, 1907

Género *Pseudidiogenes* Movsesyan, 1971

Pseudidiogenes nana Fuhrmann, 1925

Género *Otiditaenia* Beddard, 1912

Otiditaenia conoideis (Bloch, 1782)

Familia Hymenolepididae

Subfamilia Hymenolepidinae

Género *Hispaniolepis* López Neyra, 1947

Hispaniolepis villosa Bloch, 1782

Familia Paruterinidae Fuhrmann, 1907 (*sensu lato*)

Género *Lyruterina* Spasskaya & Spasskii, 1971

Lyruterina nigropunctata (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971

Familia Dilepididae Railliet & Henry, 1909

Género *Choanotaenia* Railliet, 1896

Choanotaenia infundibulum (Bloch, 1779), Railliet, 1896

NEMATODA

Superfamilia Habronematoidea Chabaud, 1975

Familia Tetrameridae Travassos, 1914

Subfamilia Tetramerinae Railliet, 1915

Género *Tetrameres* Creplin, 1846

Subgénero *Tetrameres* (*Tetrameres*) Creplin, 1846

Tetrameres (*Tetrameres*) *fissispina* (Diesing, 1861)

Travassos, 1915

Superfamilia Acuarioidea Sobolev, 1949

Familia Acuariidae (Railliet, Henry & Sissof, 1912) Chabaud, 1975

Subfamilia Acuariinae Railliet, Henry & Sissof, 1912

Género *Cosmocephalus* Molin, 1858

Cosmocephalus sp.

Género *Synhimantus* Railliet, Henry & Sissof, 1912

Subgénero *Synhimantus* (*Dispharynx*) (Railliet, Henry
& Sissof, 1912) Chabaud, 1975

Synhimantus (*Dispharynx*) *spiralis* (Molin, 1858)

Superfamilia Heterakoidea Inglis, 1967

Familia Heterakidae Railliet & Henry, 1912

Género *Heterakis* Dujardin, 1845

Heterakis gallinarum (Gmelin, 1790)

Familia Ascaridiidae Travassos, 1919

Género *Ascaridia* Dujardin, 1845

Ascaridia galli (Schrank, 1788) Freeborn, 1923

Ascaridia columbae (Gmelin, 1790) Travassos, 1913

Superfamilia Trichinelloidea Hall, 1916

Familia Trichuridae (Ransom, 1911) Railliet, 1915

Subfamilia Capillariinae Railliet, 1915

Género *Capillaria* Zeder, 1800

Capillaria sp.

Género *Baruscapillaria* Moravec, 1982

Baruscapillaria obsignata (Madsen, 1945)

Género *Eucoleus* Dujardin, 1845

Eucoleus annulatus (Molin, 1858) López Neyra, 1947

Género *Aonchotheca* López Neyra, 1947

Aonchotheca sp.

Aonchotheca caudinflata (Molin, 1858)

2.1.2- ESTUDIO DE LAS ESPECIES HELMINTIANAS

En este apartado realizamos el estudio particular de cada una de las especies helmintianas detectadas cuya clasificación sistemática ha sido previamente establecida. El orden seguido, es justamente el propio de dicha clasificación.

Tras el enunciado de cada especie vermidiana, se indica la especie hospedadora en la que ha sido detectada, el hábitat de parasitación y los enclaves en los que se ha presentado.

En el estudio morfológico y sistemático, se aporta la descripción morfológica y morfométrica de las distintas estructuras observadas en el helminto y la comprobación de su correspondencia con las indicadas por otros autores para la misma especie.

2.1.2.1- *PARAMONOSTOMUM* SP.

Especie hospedadora: *Fulica atra*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: Charca del Fraile, Arona. Tenerife

Iconografía: Lámina 1.

MORFOLOGÍA

En un ejemplar de focha, fue hallado un espécimen de una especie de trematodo digénido que tras ser examinado morfológicamente pudo ser encuadrado en la familia Notocotyliidae Lühe, 1909, por ser un verme monostoma con las características propias de los notocotílidos (Yamaguti, 1971). Por tratarse de un solo ejemplar se ha creído conveniente nominarlo sólo a nivel genérico, siguiendo los criterios de Yamaguti (1971) y Cribb (1991).

Nuestro ejemplar presentó un cuerpo pequeño, elongado y aplanado dorsoventralmente, sin ornamentación cuticular y sin ventosa ventral. Con una longitud total de 1,442 mm con una anchura máxima a nivel del tercio inferior del cuerpo de 515 μ m. La ventosa oral, subterminal, midió 103 μ m de diámetro. La boca se abre directamente al esófago, la faringe está ausente. Los ciegos simples se extienden a lo largo de todo el cuerpo, y pasan entre el útero y las vitelógenas y entre los testículos y el ovario.

Los testículos ligeramente lobulados, situados por fuera de los ciegos posteriores a las glándulas vitelógenas y simétricos al eje longitudinal del cuerpo, presentaron unas dimensiones medias de 154,5 μ m de largo por 77,75 μ m de ancho. Los espermiductos son visibles solamente en el origen. La bolsa del cirro se extiende longitudinalmente a partir del extremo posterior de la ventosa oral hasta el final del primer tercio del cuerpo, midió una longitud de 360,5 μ m. Tiene vesícula seminal interna, canal eyaculador derecho y vesícula seminal externa visible. El cirro no es visible en nuestra preparación. El orificio genital se sitúa anterior a la bifurcación intestinal.

El ovario con forma ligeramente elipsoidal situado en el eje central del cuerpo entre los testículos, midió 102,4 μ m de largo por 115,2 μ m de ancho. El útero se extiende desde el ovario hasta la bolsa del cirro. La parte terminal del útero

es longitudinal y paralela a la bolsa del cirro, en esta parte es más muscular y se diferencia un metatermo. Las glándulas vitelógenas, derecha e izquierda, anteriores al ovario se extienden lateralmente desde aproximadamente la mitad del útero hasta pasado el límite anterior de los testículos, midieron unas longitudes de 422,3 μm y 391,4 μm respectivamente y están compuestas de un número variable de folículos. Los huevos pequeños y ovalados, presentaron una longitud media de 20,2 μm por una anchura media de 10,1 μm , presentando dos filamentos largos y finos cada uno.

BIOLOGÍA

Se desconoce el ciclo de vida de la especie *Paramonostomum* hallada en nuestro estudio. Cabe pensar que tendrá un ciclo similar al de otros notocotílidos conocidos del género *Paramonostomum* como *P. alveatum* y *P. parvum*. Para estas dos especies el ciclo se ha cerrado de forma experimental y se ha observado que las cercarias del tipo monostoma se desarrollan en el caracol prosobranquio *Hydrobia salsa*. Estas cercarias salen del caracol y se enquistan en la vegetación, en la misma concha del caracol o en otros sustratos. Se hicieron ingerir estas cercarias a pollos y patos y posteriormente se recogieron los adultos del intestino de éstos. Los adultos penetran entre las vellosidades y producen heridas en la mucosa intestinal. Muchas especies de anseriformes son hospedadores definitivos para estos parásitos (Kulachkova, 1954; Stunkard, 1967).

Se ha encontrado otras especies de gasterópodos que actúan, de forma natural, como hospedadores intermediarios. Varios autores citan estas larvas en gasterópodos de Europa y Norte América (Stunkard, 1932; 1966; James, 1968; 1971). Granovitch & Johannesson (2000b) encontraron el estadio larvario de *P. chabaudi* en cuatro especies del género *Littorina*, *L. littorea*, *L. obtusata*, *L. fabalis* y *L. saxatilis* en las costas occidentales suecas y en distintos gasterópodos en el suroeste de Islandia (Granovitch & Johannesson, 2000a). Evans y cols. (1997) también encontraron larvas de *P. chabaudi* en *L. littorea* y *L. saxatilis* en el norte de Irlanda.

2.1.2.2- *TETRABOTHRIUS (ORIANA) EROSTRIS* LÖNNBERG, 1896

Especie hospedadora: *Larus cachinnans*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: Charca del Fraile, Arona. Tenerife

Iconografía: Lámina 2: A, B

MORFOLOGÍA

Los ejemplares obtenidos coinciden con la descripción realizada para *Tetrabothrius (Oriana) erostris* Lönnberg, 1896 según Baer (1954); Macko (1964); Rawson (1964) y Stoitsova y cols. (1995). En esta descripción no pudieron aportarse datos sobre la medida del escólex puesto que en nuestros ejemplares no se presentó en ningún caso. Esta pérdida del escólex es un hecho bastante frecuente en individuos del género *Tetrabothrius*, por lo que la diferenciación específica se basa en la mayoría de los casos en la morfología y morfometría de otras estructuras en los anillos sexuales. Los adultos llegaron a medir 82 mm de longitud y 1,6 mm de anchura máxima en la parte posterior del estróbilo. Presentan cuatro botridios musculosos y rectangulares en el escólex; no tienen ni rostelo ni ganchos rostelares. Los anillos sexuales presentaron unas dimensiones medias de 226,6 μm de largo por 489,25 μm de ancho. En cada anillo se encontraban de 25 a 40 testículos que presentaron un largo medio de 38,97 μm y un ancho medio de 30,72 μm . Los vasos deferentes forman numerosas sinuosidades por detrás del ovario, terminando lateralmente en el interior de la bolsa del cirro. Los canales seminíferos forman 5 ó 6 curvaturas en el interior de la bolsa del cirro, antes de acceder al interior de la papila genital. La bolsa del cirro presentó unas dimensiones medias de 61,90 μm de largo por 22,79 μm de ancho medios. El ovario es marcadamente lobulado, de 91,31 μm de largo por 59,31 μm de ancho medios, y se sitúa en el centro de la proglótide en una región intratesticular. Delante del mismo se localiza la glándula vitelógena que ocupa un espacio medio de 56,78 μm por 38,17 μm . En los segmentos en las zonas más avanzadas del estróbilo se desarrolla el útero a la vez que testículos y ovarios van desapareciendo. El útero tiene forma de tubo delgado y se sitúa en la zona central del anillo. El útero en los anillos pregrávidos, ocupaba prácticamente su totalidad. No nos fue posible la determinación de las medidas de las estructuras

presentes en los anillos grávidos por la ausencia de éstos en los ejemplares colectados. En la tabla 2.1.2.2 se indican los valores medios, las desviaciones estándar y los rangos obtenidos de las distintas estructuras.

VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud anillo sexual	226,60±0	226,60
Ancho anillo sexual	489,25±13,87	473,82 - 515,67
Número de testículos	28,61±2,54	25 - 40
Longitud testículos	38,97±6,41	30,72 - 48,64
Ancho testículos	30,72±4,59	25,61 - 35,84
Longitud bolsa cirro	61,90±9,68	51,53 - 76,89
Ancho bolsa cirro	22,79±2,31	20,48 - 25,67
Longitud ovario	91,31±14,63	76,89 - 107,52
Ancho ovario	59,31±6,59	51,27 - 74,24
Longitud glándula vitelógena	56,78±15,63	38,41 - 71,68
Ancho glándula vitelógena	38,17±9,72	28,16 - 53,76

Tabla 2.1.2.2- Datos morfométricos (μm) obtenidos de 10 ejemplares de *Tetrabothrius (Oriana) erostris* Lönnberg, 1896 obtenidos de *L. cachinnans*.

BIOLOGÍA

El ciclo vital de las especies de este grupo de cestodos aún no ha sido definitivamente elucidado. Sin embargo, parece ser que tienen una marcada afinidad biológica con los cestodos tetraphyllideos (Avdeev & Avdeeva, 1986; Hoberg, 1987). Según los datos actuales, cabe presuponer que se trata de cestodos que utilizan crustáceos y zooplancton como principales hospedadores intermediarios. Algunos cefalópodos y teleósteos podrían actuar como segundos hospedadores intermediarios o como hospedadores paraténicos (Ellis & Williams, 1973; Temirova & Skrjabin, 1978).

La transmisión de la especie podría estar condicionada por el comportamiento de sus hospedadores intermediarios y/o por la importancia relativa de invertebrados y teleósteos en su ciclo vital que, a su vez, podría venir dictada por su presencia en la dieta del hospedador definitivo (Holmes & Bethel, 1972; Temirova & Skrjabin,

1978; Hoberg, 1987; Jones, 1988). Galkin (1987) sugiere que este grupo de cestodos estaban ligados originariamente a mamíferos marinos, y que las aves que se alimentan de peces han adquirido estas parasitosis de forma secundaria. Hoberg (1987) comprobó que los polluelos del cormorán de ojos azules eran mayoritariamente alimentados con peces nototénidos (95% de ocurrencia en su dieta), lo que contrastaba con la reducida presencia de anfípodos siempre asociados a peces (16%), poliquetos (11%) y cefalópodos (5%). La alta proporción de nototénidos entre las presas de estas aves motivó que el autor concluyera que los mismos deberían ser la principal fuente de infestación de los cormoranes por este grupo de cestodos.

2.1.2.3- *TETRABOTHRIUS (NEOTETRABOTHRIUS) SP.*

Especie hospedadora: *Larus cachinnans*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: Charca del Fraile, Arona. Tenerife.

Iconografía: Lámina 2: C, D

MORFOLOGÍA

La otra especie de cestodo hallada en el ejemplar de gaviota patiamarilla estudiada fue clasificada en el subgénero *Neotetrabothrius* Nybelin, 1929.

Los ejemplares obtenidos coinciden con la descripción realizada para esta subespecie según Rudolphi (1819). Como en el caso de la especie *Tetrabothrius (Oriana) erostris* no pudieron aportarse datos sobre la medida del escólex puesto que en nuestros ejemplares no se presentó en ningún caso. Esta pérdida del escólex es un hecho bastante frecuente en individuos del género *Tetrabothrius*, por lo que la diferenciación específica se basa en la mayoría de los casos en la morfología y morfometría de otras estructuras en los anillos sexuales. Los adultos llegaron a medir 74 mm de longitud y 1,2 mm de anchura máxima en la parte posterior del estróbilo. Presentan cuatro botridios musculosos y rectangulares en el escólex; no tienen ni rostelo ni ganchos rostelares. Los anillos sexuales presentaron unas dimensiones medias de 221,32 μm de largo por 476,91 μm de ancho. En cada anillo se encontraban de 20 a 23 testículos que presentaron 50,35 μm de largo medio y 44,37 μm de ancho medio. Los vasos deferentes forman numerosas sinuosidades por detrás del ovario, terminando lateralmente en el interior de la bolsa del cirro. Los canales seminíferos forman varias curvaturas en el interior de la bolsa del cirro, antes de acceder al interior de la papila genital. La papila del atrio genital es prominente, y en el ápice se encontraba tanto la abertura del conducto genital masculino como la apertura de la vagina. La bolsa del cirro presentó unas dimensiones medias de 31,74 μm de largo por 12,29 μm de ancho. El ovario es marcadamente lobulado y se sitúa en el centro de la proglótide en una región intratesticular. Delante del mismo se localizan las glándulas vitelógenas. En los segmentos en las zonas más avanzadas del estróbilo se desarrolla el útero a la vez que testículos y ovarios van desapareciendo.

El útero se empieza a desarrollar a lo ancho de todo el anillo, atravesando incluso los canales osmorreguladores.

En la tabla 2.1.2.3 se indican los valores medios obtenidos de las medidas realizadas y los rangos de éstas.

VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud anillo sexual	221,32±8,49	215,28-228,65
Ancho anillo sexual	476,91±11,23	460,82-483,51
Número de testículos	21,5±1,22	20-23
Longitud de testículos	50,35±6,20	43,52-61,44
Ancho de testículos	44,37±6,92	35,84-51,2
Longitud bolsa del cirro	31,74±2,29	28,16-33,28
Ancho bolsa del cirro	12,29±4,21	10,24-17,92

Tabla 2.1.2.3- Datos morfométricos (μm) obtenidos de 7 ejemplares de *Tetrabothrius* (*Neotetrabothrius*) sp. obtenidos de *L. cachinnans*.

BIOLOGÍA

Para *Tetrabothrius* (*Neotetrabothrius*) sp. referimos el ciclo biológico al descrito en el apartado anterior para *T. (O.) erostris*.

2.1.2.4- *RAILLIETINA MICRACANTHA* (FUHRMANN, 1909) LÓPEZ-NEYRA, 1942

Especie hospedadora: *Columba livia* var.

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: Santa Cruz de Tenerife. Tenerife

Iconografía: Lámina 5: A

MORFOLOGÍA

El estudio morfológico de los vermes obtenidos, permitió clasificarlos como *Raillietina micracantha* (Fuhrmann, 1909) López Neyra, 1942 según las descripciones sobre dicha especie realizadas por diversos autores, entre ellos Joyeux & Baer (1936).

Morfológicamente según Jones & Bray (1994) los representantes de este género se caracterizan por presentar un estróbilo craspedota, órganos reproductores simples en cada anillo, poros genitales unilaterales, testículos numerosos y ovario mediano, huevos en cápsulas uterinas, con un número de huevos por cápsula que oscila entre 2 y 8. Por lo que respecta a la región del escólex, estos autores indican que las ventosas pueden estar o no armadas y que los ganchos rostelares se disponen en una corona circular.

Nuestros ejemplares se caracterizaron por presentar un estróbilo largo (entre 10 y 15 cm) alcanzando la mayor amplitud (hasta 2 mm) en los anillos grávidos. El escólex, redondo o ligeramente ovalado presentaba 4 ventosas redondeadas u ovales de 56,06 μm de largo y 39,86 μm de ancho medios, armadas con 5 ó más filas de ganchos espiniformes. El rostelo presentó una longitud media de 60,59 μm y un ancho medio de 110,93 μm , estaba provisto de una doble corona de ganchos circular o débilmente sinuosa con 150-200 ganchos amartillados cuya longitud media fue de 14,81 μm y la anchura máxima media de 9,18 μm . Los poros genitales, siempre unilaterales, se abrían ligeramente anteriores al medio marginal del anillo. En los anillos sexuales, la bolsa del cirro no sobrepasaba en longitud el nivel de los conductos osmorreguladores siendo sus dimensiones medias de 77,96 μm de largo, por 30,47 μm de ancho. La bolsa del cirro albergaba una pequeña vesícula seminal interna y un cirro inerte. En cada anillo se encontraban de 19 a 30 testículos que

presentaron un diámetro medio de 43,88 μm por 36,69 μm . El ovario, de forma lobulada, se localizó en el centro del anillo presentando una glándula vitelógena de 75,89 μm y 48,32 μm de dimensiones medias localizada posteriormente al ovario en la región posterior del anillo. En los anillos grávidos, el útero aparecía disociado en cápsulas uterinas parenquimatosas conteniendo una media de 5,5 huevos por cápsula. Las medidas medias de estos huevos fueron de 28,16 μm de largo y 21,76 μm de ancho con una oncosfera de 12,48 μm de largo y 12,16 μm de ancho como valores medios que presentaron unos ganchos de longitudes medias de 20,06 μm en los laterales y 21,09 μm en los centrales. En la tabla 2.1.2.4 se indican los valores medios, así como los máximos y mínimos valores hallados en las distintas estructuras estudiadas en esta especie.

BIOLOGÍA

Actualmente se desconoce el ciclo biológico de *R. micracantha*. Podrían intervenir invertebrados próximos a aquellos que actúan como hospedadores intermediarios en los ciclos evolutivos conocidos de otras especies incluidas en el mismo género *Raillietina*. *Raillietina echinobothrida* es una especie que según Joyeux & Baer (1961) se caracteriza por tener dos tipos de evolución: una evolución directa que se completa en un solo hospedador (aves, galliformes) y una evolución indirecta interviniendo un solo hospedador intermediario, que pueden ser hormigas de varias especies según demuestran los estudios de Jones & Horsfall (1935) y Joyeux & Baer (1936). Yamaguti (1959) cita los distintos hospedadores intermediarios conocidos para *R. tetragona*. Los cisticercoides de dicho verme se encuentran tanto en *Musca domestica* (Ackert, 1922), como en gasterópodos del género *Helix* sp. (Boughton, 1937) y en distintas especies de hormigas naturalmente infectadas (Alicata, 1947; Sawada, 1955) o bien infectadas experimentalmente con huevos, (Case & Ackert, 1940; Sawada, 1955).

En el caso de otras especies de davaineidos de distinto género cabe destacar los trabajos llevados a cabo por Wetzel (1934) sobre el ciclo biológico de *Skrjabinia bonini* (Megnin, 1899) Fuhrmann, 1932. En este caso, los hospedadores intermediarios son especies de moluscos gasterópodos terrestres como *Malacolimax tenellus*, *Limax flavus*, *Agriolimax agrestis*, *Lehmania marginata*, *Arion circumscriptus*, *Arianta arbustorum* y *Helicigona lapicida*.

VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud escólex	200,67±45,52	158 - 243
Ancho escólex	247,92±96,34	192,69 - 391,48
Longitud ventosas	56,06±12,23	43,52 - 71,68
Ancho ventosas	39,86±5,89	33,28 - 48,64
Longitud rostelo	60,59±1,48	58,88 - 61,44
Ancho rostelo	110,93±19,55	89,6 - 128
Número total de ganchos	200±0	200
Longitud ganchos	14,81±1,47	13,27 - 16,33
Ancho ganchos	9,18±0,97	8,16 - 10,20
Longitud anillo sexual	216,3±56,73	175,10 - 278,14
Ancho anillo sexual	561,35±177,71	412 - 793,1
Número testículos	24,3±3,95	19 - 30
Longitud testículos	43,88±6,95	33,28 - 56,32
Ancho testículos	36,69±7,01	25,6 - 48,64
Longitud bolsa cirro	77,96±5,88	66,56 - 84,48
Ancho bolsa cirro	30,47±4,08	28,16 - 40,96
Longitud cirro	84±2,74	79,71 - 87,43
Ancho cirro	23,14±0	23,14
Longitud glándula vitelógena	75,89±7,69	58,88 - 84,48
Ancho glándula vitelógena	48,32±7,17	38,4 - 61,44
Longitud anillo grávido	865,2±149,73	721 - 1009,4
Ancho anillo grávido	860,05±44,89	813,7 - 906,4
Número huevos por cápsula	5,5±0,53	5 - 6
Longitud huevo	28,16±3,35	23,04 - 30,72
Ancho huevo	21,76±4,98	15,36 - 30,72
Longitud oncosfera	12,48±1,64	10,24 - 15,36
Ancho oncosfera	12,16±1,64	10,24 - 15,36
Longitud gancho central	21,09±0,63	20,57 - 23,14
Longitud gancho lateral	20,06±1,05	18 - 20,57

Tabla 2.1.2.4- Datos morfométricos (μm) obtenidos de 15 ejemplares de *Raillietina micracantha* (Fuhrmann, 1909) López-Neyra, 1942 obtenidos de *C. livia*.

2.1.2.5- *PSEUDIDIOGENES NANA* FUHRMANN, 1925

Especie hospedadora: *Chlamydotis undulata*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: La Oliva. Fuerteventura.

Iconografía: Lámina 3

MORFOLOGÍA

En co-parasitación con otra especie de cestodo, en el intestino delgado de *C. undulata*, fueron aislados unos ejemplares que fueron clasificados en primer término como davaineidos de la subfamilia Idiogeninae Fuhrmann, 1907 por, entre otras características, la presencia de órgano paruterino en los anillos grávidos. Su clasificación en el género *Pseudidiogenes* Movsesyan, 1971 se realizó siguiendo la clave de clasificación genérica propuesta por Jones & Bray (1994) que está basada en la forma del útero, las dimensiones y extensión de la bolsa del cirro en los anillos sexuales y el número de coronas de ganchos en el rostelo. Nuestros ejemplares presentaron un cuerpo delicado, el útero en forma de U invertida, la bolsa del cirro que alcanzaba en longitud la línea media de las proglótides y el rostelo con dos coronas de ganchos regularmente alternados. Estas características morfológicas concordaban totalmente con la descripción del género *Pseudidiogenes*. La especie hallada en nuestro estudio ha sido nominada como *P. nana* por las características morfológicas y morfométricas que describimos a continuación.

Estos cestodos se caracterizan por poseer un cuerpo de pequeño tamaño en los fragmentos con escólex, es decir, las formas juveniles. Se ha encontrado ejemplares que llegan a medir hasta 10 mm y en los últimos anillos de su estróbilo hay indicios de formación de órganos genitales, sin embargo en casi todos los ejemplares con escólex la cantidad de anillos que presentan es muy pequeña. Los ejemplares que presentaron un pseudoescólex, su tamaño varió considerablemente, hasta aproximadamente 15-20 mm, siendo generalmente los anillos más largos que anchos. En los anillos sexualmente maduros la diferencia de la altura con la anchura es menos manifiesta teniendo 422,3 μm de longitud media por 278,1 μm de anchura media. En los anillos grávidos con órgano paruterino presente, la diferencia entre la

altura y la longitud es considerable, presentando una longitud media de 951,33 μm por 339,9 μm de anchura media.

En el curso de su desarrollo, estos cestodos pierden el escólex apareciendo en su lugar un pseudoescólex que actúa como órgano de fijación. Está formado por los primeros anillos del estróbilo y que toman forma campaniforme. A partir de éstos aparece rápidamente en los segmentos próximos los órganos sexuales.

El escólex presenta una longitud media de 141,65 μm y una anchura media de 168,96 μm . El rostelo cuando se encuentra desenvaginado presenta una longitud media de 125,44 μm y una anchura media de 92,16 μm , con dos coronas de ganchos rostelares, de 250-300 ganchos. Los ganchos son amartillados, característicos de la familia Davaineidae Braun, 1900, con mango largo, guarda apenas manifiesta y la hoja curvada, teniendo una longitud media de 7,6 μm . Las cuatro ventosas son inermes, prácticamente circulares, con fuerte musculatura y miden 72,96 μm por 65,28 μm . A partir del escólex se presenta una zona muy delgada y sin fragmentación.

En los anillos sexualmente maduros los poros genitales desembocan unilateralmente hacia la mitad del anillo en un pequeño atrio genital. El cirro está cubierto de espinas, éstas muy caducas apareciendo zonas del mismo desprovistas de estas estructuras. Cuando el cirro se encuentra totalmente extendido presenta una gran longitud media, siendo de 348,14 μm , y con una anchura media de 38,4 μm . Cuando el cirro aparece invaginado, está muy enrollado sobre sí mismo en el interior de la bolsa del cirro. La bolsa del cirro es larga y se extiende de forma inclinada, provista de fuertes paredes y mide de longitud máxima media 354,55 μm y de anchura máxima media 92,8 μm . Situada ventralmente, en la parte distal de la misma, aparece la vesícula seminal interna. Fuera de la bolsa se encuentran los canales deferentes muy enrollados. El número medio de testículos por anillo es de 8,25, situados posteriores a las glándulas femeninas, casi esféricos midiendo de media 44,54 μm por 33,28 μm .

La vagina desemboca posterior a la bolsa del cirro, cubierta de fuertes espinas, se localiza dorsalmente y presenta en su parte terminal un ensanchamiento de 57,6 μm de media. A continuación, la vagina se estrecha siguiendo su recorrido en línea recta para posteriormente enrollarse sobre sí misma y terminar desembocando en el receptáculo seminal situado dorsalmente entre los dos lóbulos del ovario. El ovario es bilobulado, situado ventralmente, ocupando un espacio de

43,52 μm de longitud media y una anchura media de 34,76 μm . Posterior al ovario y situada ventralmente se encuentra una glándula vitelógena compacta, de 171,52 μm de largo medio por 55,45 μm de ancho medio.

Los anillos grávidos se vuelven más estrechos y más largos, el útero toma una forma de U invertida o de herradura de caballo. El órgano paruterino se sitúa sobre dicho útero en la parte más anterior del mismo. En este estadio se encuentran presentes la bolsa del cirro, cirro, vagina y receptáculo seminal que queda en el centro del útero. A medida que el órgano paruterino va desarrollándose, va aumentando su tamaño y va desplazando a la bolsa del cirro que termina atrofiándose. Cuando el anillo grávido contiene los huevos completamente formados, el órgano paruterino engrosa su tamaño y toma forma circular, pasando los huevos a su interior.

Los huevos casi esféricos, de 30,72 μm de diámetro medio, poseen dos membranas que encierran el embrióforo conteniendo en su interior gran cantidad de granulaciones y los tres pares de ganchos embrionales de 15 μm de longitud media.

En la tabla 2.1.2.5 se indican los valores medios, desviación estándar así como los máximos y los mínimos valores hallados en las distintas estructuras estudiadas en esta especie.

BIOLOGÍA

El ciclo biológico de *P. nana* es desconocido actualmente. Por pertenecer a la familia Davaineidae, se considera que debería ser similar al descrito anteriormente para otras especies de esta misma familia. Diferentes especies de invertebrados actúan como únicos hospedadores intermediarios (moluscos e insectos), siendo aves los hospedadores definitivos (Joyeux & Baer, 1936).

VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud escólex	141,65±12,69	125,44 - 171,52
Ancho escólex	168,96±4,83	158,72 - 179,2
Longitud ventosas	72,96±6,07	66,56 - 79,36
Ancho ventosas	65,28±5,12	53,76 - 76,8
Longitud rostelo	125,44±0	125,44
Ancho rostelo	92,16±0	92,16
Número ganchos	75±0	75
Longitud ganchos	7,61±0	7,61
Longitud anillo sexual	422,30±31,25	391,4 - 463,5
Ancho anillo sexual	278,10±8,51	265,1 - 282,70
Número testículos	8,25±0,08	8 - 9
Longitud testículos	44,54±5,96	38,41 - 51,27
Ancho testículos	33,28±7,31	23,04 - 40,96
Longitud bolsa cirro	254,55±22,74	206 - 309
Ancho bolsa cirro	92,8±7,81	82,4 - 103
Longitud cirro	348,14±0,14	247,21 - 422,37
Ancho cirro	38,40±0	38,40
Longitud ovario	43,52±19,67	25,67 - 61,44
Ancho ovario	34,76±6,45	25,62 - 51,20
Longitud glándula vitelógena	171,52±16,93	158,72 - 179,23
Ancho glándula vitelógena	55,45±2,95	51,29 - 58,88
Longitud anillo pregrávido	330,03±14,62	288,43 - 401,71
Ancho anillo pregrávido	236,97±26,98	195,77 - 267,84
Longitud anillo grávido	951,33±38,56	906,45 - 1030
Ancho anillo grávido	339,93±4,92	329,63 - 360,5
Ancho vagina	57,66±6,74	48,64 - 66,56
Longitud huevo	30,72±0	30,72
Ancho huevo	30,72±0	30,72
Longitud ganchos	15±0	15

Tabla 2.1.2.5- Datos morfométricos (μm) obtenidos de 15 ejemplares de *Pseudidiogenes nana* Fuhrmann, 1925 obtenidos de *C. undulata*.

2.1.2.6- *OTIDITAENIA CONOIDEIS* (BLOCH, 1782)

Especie hospedadora: *Chlamydotis undulata*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: La Oliva. Fuerteventura

Iconografía: Lámina 4: A

MORFOLOGÍA

La longitud total del cuerpo de estos vermes varía considerablemente a causa de la potente musculatura longitudinal del estróbilo, siendo de 125 mm a 150 mm y presentando una anchura máxima de 7,8 mm de media en los anillos grávidos con huevos aún no maduros completamente y órgano paruterino no desarrollado plenamente.

Los anillos son fuertemente craspedotas, con su borde posterior ondulado, característica muy manifiesta sobre todo en los anillos más avanzados en su plenitud. Ningún anillo es más ancho que largo, la diferencia máxima entre la longitud y la anchura se consigue en los anillos maduros, alcanzando en algunos de los ejemplares estudiados, una anchura máxima de 6 mm y una longitud de 0,487 mm. Los anillos grávidos no desarrollados completamente presentan unas dimensiones medias de 5 mm por 0,54 mm. Los anillos grávidos finales del estróbilo, es decir, aquéllos que presentan un color amarillento su órgano paruterino, ya observado por anteriores autores, una mayor igualdad entre la longitud y la anchura.

La musculatura longitudinal está muy desarrollada, formada por dos capas de gruesos haces, entre las que se observan muy netamente las fibras dorsoventrales y ventrales. Esta fuerte musculatura, junto a la escasa longitud del anillo y la gran anchura del mismo dificultan considerablemente la visualización de sus órganos internos, siendo por consiguiente muy difícil el estudio anatómico morfológico de estos ejemplares.

Los canales excretores longitudinales están formados por un par ventral de considerable anchura, de media 60 μm y un par dorsal más estrecho de 36 μm de anchura media, estando unidos por un canal transversal situado en la parte posterior del anillo.

El escólex presenta una longitud media de 675,8 μm por una anchura media de 981,73 μm . El rostelo se ha encontrado en todos los ejemplares estudiados invaginado, presentando un contorno circular o en elipse alargado transversalmente, teniendo un diámetro medio de 361,79 μm y porta dos coronas de minúsculos ganchos, no pudiendo precisar el número de ellos, por las pequeñas dimensiones de los mismos, la proximidad de unos y otros y la extrema caducidad de ellos. No habiendo encontrado en ningún caso la corona completa, sin embargo, contando los restos que dejan los ganchos en las coronas y las marcas de incisión de ellos en el rostelo, se puede asegurar que su número está entre 400 y 500, como describen los autores anteriores. Los ganchos son muy pequeños, de 9 μm de longitud media, con un mango casi recto y la hoja y la guarda tomando aspecto amartillado, propio de la familia Davaineidae. Las ventosas son casi pedunculadas, midiendo de media 294,78 μm por 294,5 μm y llevan una especie de burlete en forma de U invertida, cuyos extremos están libres, más o menos salientes.

La segmentación comienza inmediatamente después del escólex presentando los primeros anillos una anchura media de 361,92 μm y una longitud media de 373,16 μm , cuando no se encuentran contraídos. Tienen mucha similitud a los anillos de *Idiogenes*, no habiendo confusión entre ellos, pues las ventosas de *Idiogenes* no presentan el burlete en forma de U invertida.

En los anillos sexualmente maduros, los poros sexuales desembocan irregularmente alternados, en la mitad anterior lateral del anillo, pasando las canales sexuales entre los canales excretores longitudinales. En el aparato sexual masculino, el cirro está cubierto de finas sedas, éstas de extremada caducidad. Cuando el cirro se encuentra fuera de la bolsa, llega a alcanzar una longitud media de 500 μm con un diámetro medio de 64 μm . La bolsa del cirro es voluminosa y se sitúa en la mitad anterior del anillo, paralela a su borde, su pared es espesa y muy musculosa, llegando o sobrepasando algo el canal excretor longitudinal ventral poral, midiendo 604,33 μm de longitud media y una anchura de 175,62 μm . La bolsa del cirro desemboca en el fondo de un atrio genital, estando todo el fondo de este atrio tapizado de finas sedas muy apretadas unas contra otras. A continuación de la bolsa del cirro se encuentran los canales deferentes, enrollados sobre sí mismos y rodeados de gruesas células prostáticas.

Es muy difícil definir el número exacto de testículos, aunque son muchos y muy mezclados unos con otros, situados lateralmente y posteriores a las glándulas femeninas. Cuando el útero hace su aparición los testículos se comprimen hacia la parte posterior del anillo, formando una capa compacta, tanto ventral como dorsalmente, extendidos sin interrupción de la musculatura dorso-ventral, ligeramente ovalados, miden de media 40,8 μm por 36,93 μm , no pudiendo precisar su número aunque superan los 100.

En el aparato genital femenino, la vagina desemboca ventral a la bolsa del cirro y posterior a ella en el atrio genital. En la mayoría de los casos la vagina camina ventral a la bolsa del cirro, pero puede observarse ocasionalmente que puede estar dorsal a este órgano, pasando entre los canales excretores longitudinales y teniendo una longitud media de 114,72 μm por un anchura media de 80,5 μm . La vagina se dilata en un fusiforme receptáculo seminal, situado algo anterior al ovario.

El ovario ventral se encuentra en el lado poral del anillo, como una masa compacta, desapareciendo precozmente, sin presentar ninguna característica especial y teniendo una longitud media de 85,3 μm por una anchura media de 329,6 μm . Casi a continuación, al mismo nivel y más hacia el centro del anillo, aparece la glándula vitelógena, aunque conserva su carácter polar.

El útero aparece en los anillos sexualmente maduros en la mitad anterior del anillo, ocupando parte del espacio existente entre los canales excretores longitudinales, anterior a los órganos sexuales. A medida que va haciéndose más patente, desaparece el ovario y la glándula vitelógena, quedando los testículos muy comprimidos en la parte posterior del anillo. En los anillos grávidos propiamente dichos, el útero aparece lobulado, en la parte posterior del anillo, ocupando prácticamente toda la anchura del anillo y situado detrás del órgano paruterino. En los anillos con huevos completamente desarrollados, aún persisten restos de la bolsa del cirro, en este estadio el útero aparece fuertemente lobulado, lleno de huevos, posterior al órgano paruterino del que toma el anillo el color típico amarillento, parten al interior de dicho órgano parte de los huevos del útero.

Los huevos ligeramente deformados, con el contorno ovoideo, presentan unas dimensiones máximas medias de 74,5 μm por 68,3 μm . Existe una membrana exterior y a continuación otra lámina muy próxima a la primera, muy débil y delgada, en cuyo interior se encuentra el embrióforo que lleva la oncosfera de forma

circular de 40 μm por 38,9 μm , conllevando los tres pares de ganchos embrionales con una longitud media de 29 μm .

En la tabla 2.1.2.6 se indican los valores medios y los valores mínimos y máximos obtenidos de medir las distintas estructuras.

VARIABLE	MEDIA\pmDE	RANGO
Longitud escólex	675,86 \pm 79,34	516,57 - 825,41
Ancho escólex	981,72 \pm 130,81	825,62 - 1100,14
Longitud ventosa	294,5 \pm 24,67	231,91 - 365,46
Ancho ventosa	294,78 \pm 23,61	256,4 - 329,2
Diámetro rostelo	361,79 \pm 50,47	280,01 - 487,59
Número ganchos	439,24 \pm 21,36	400,24 - 500,66
Longitud ganchos	9 \pm 1,00	7,36 - 11,20
Número testículos	100 \pm 0	100
Longitud testículos	40,86 \pm 2,17	40,02 - 46,39
Ancho testículos	36,93 \pm 1,35	35,81 - 39,50
Longitud bolsa cirro	604,33 \pm 87,44	487,33 - 731,54
Ancho bolsa cirro	175,62 \pm 16,40	158,28 - 194,68
Longitud cirro	469,30 \pm 48,53	406,03 - 500
Longitud vagina	114,72 \pm 13,49	100,65 - 120,25
Longitud anillo grávido	487,61 \pm 21,62	451,82 - 490,6
Ancho anillo grávido	7281,81 \pm 453,02	6000 - 9000
Longitud huevo	74,54 \pm 9,60	61,31 - 86,81
Ancho huevo	68,35 \pm 13,50	52,05 - 83,73
Longitud oncosfera	40 \pm 0,04	39,61 - 41,02
Ancho oncosfera	38,91 \pm 1,12	36,48 - 41,13
Longitud gancho	29 \pm 2,93	25,61 - 33,02

Tabla 2.1.2.6- Datos morfométricos (μm) de 15 ejemplares de *Otiditaenia conoideis* (Bloch, 1782) obtenidos de *C. undulata*.

BIOLOGÍA

El ciclo biológico de *O. conoides* es desconocido actualmente, como en el caso de *P. nana*. Por pertenecer a la familia Davaineidae, se considera que el ciclo biológico debería ser similar al descrito anteriormente para la especie *R. echinobothrida*.

2.1.2.7- HISPANIOLEPIS VILLOSA BLOCH, 1782**Especie hospedadora:** *Chlamydotis undulata***Hábitat de parasitación:** Intestino delgado**Enclaves:** La Oliva. Fuerteventura**Iconografía:** Lámina 4: B**MORFOLOGÍA**

Los ejemplares de *Hispaniolepis villosa* hallados en este estudio se caracterizaron por presentar una longitud corporal media de 135,1 mm por una anchura media de 123,44 μm . El escólex midió 225,36 μm de diámetro medio, con cuatro ventosas de 77,98 μm de diámetro medio. El rostelo largo y delgado, armado con una corona de 14 ganchos de 27,53 μm de largo medio, de forma casi de varilla recta, en los cuales la guarda y la hoja están casi indiferenciados. El cuello era muy corto. Los poros genitales son unilaterales y se encuentran en el tercio anterior del margen derecho. Las proglótides presentaron un apéndice en el ángulo posterior aporal, largo, característico, siendo el margen poral casi recto. Con tres testículos por anillo, que se encontraron localizados los tres en una línea transversal o el testículo aporal externo se encontraba en una posición anterior al testículo medio, dependiendo de la mayor o menor contracción de las proglótides. La bolsa del cirro era fuertemente musculosa, corta o larga y de paredes menos gruesas, llegando al medio del anillo y en algunas ocasiones hasta el vaso excretor aporal, midiendo 193,2 μm de largo por 63,42 μm de ancho medios. La vesícula seminal externa se encuentra al lado de la bolsa del cirro o plegada sobre ella. El cirro era delgado, no plegado en su interior y sin estilo. Las glándulas femeninas eran débilmente aporales. La vagina presentó un esfínter largo y en algunas ocasiones apareció plegada, sin cruzar la bolsa del cirro y con receptáculo seminal grande y fusiforme. El útero tenía forma sacciforme, con dos lóbulos grandes laterales, conteniendo pocos huevos con oncosferas de 34 μm de diámetro medio y ganchos de 14 μm de longitud media. Las medidas obtenidas a partir de 15 ejemplares se indican en la tabla 2.1.2.7.

VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Diámetro escólex	221,36	190,36-222,53
Diámetro ventosa	77,98	56,31-84,67
Número ganchos	14	14
Longitud ganchos	27,53	24,6 - 28,59
Número testículos	3	3
Longitud bolsa cirro	193,20	190,30 - 197,56
Ancho bolsa cirro	63,42	62,00–65,81
Diámetro oncosfera	34	34
Longitud gancho	14	14

Tabla 2.1.2.7- Datos morfométricos (μm) obtenidos de 15 ejemplares de *Hispaniolepis villosa* Bloch, 1782 obtenidos de *C. undulata*.

BIOLOGÍA

Las fases larvarias quísticas de los Hymenolepididos, parásitos de aves, son de tipo cisticercoide, y polimorfos, distinguiéndose en ellos varias formas: diplocystis, staphylocystis, urocystis y cercocystis; de tipo microcercus, ramicercus y monocercus. Los hospedadores intermediarios, aparte de los moluscos, que son raras veces, y anélidos (*Lumbricus* var. y *Herpobdella* spp.), suelen ser artrópodos del tipo copépodos, ostrácodos, anfípodos y decápodos, además de escarabajos (coleópteros), como *Aphodius*, *Choeridium* y *Geotrupes* spp., así como miriápodos, afanípteros, y lepidópteros. El desarrollo de las fases larvarias en los artrópodos (en los parásitos de las aves acuáticas) se concluye en un periodo de 3-5 semanas. Sin embargo, una gran parte muere en este plazo, principalmente durante el otoño. En el hospedador definitivo tiene lugar la formación del verme sexualmente maduro en un plazo medio de tres semanas (Borchert, 1964).

2.1.2.8- LYRUTERINA NIGROPUNCTATA (CRETY, 1890) SPASSKAYA & SPASSKII, 1971

Especie hospedadora: *Alectoris barbara*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: San Isidro. Tenerife

Iconografía: Lámina 6

MORFOLOGÍA

En treinta ejemplares de perdiz moruna detectamos, a nivel del intestino delgado, unos cestodos que fueron denominados específicamente como *Lyruterina nigropunctata* (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971. Su determinación fue realizada después de estudiar nuestros individuos y consultar la bibliografía disponible sobre dicha especie.

En el género *Lyruterina* Spasskaya & Spasskii, 1971 se englobarían aquellas especies con escólex inerme y sin rostelo, con segmentos craspedotas en los que el poro genital se alterna de forma irregular. Al mismo tiempo, los conductos genitales pasan entre los canales osmorreguladores llegando a la bolsa del cirro, que es pequeña, y no sobrepasan en longitud el canal osmorregulador ventral, con un conducto deferente muy sinuoso. Los testículos son numerosos y se encuentran posteriores y laterales al útero. El ovario es central y lobulado con la glándula vitelógena localizada posteriormente al mismo. El útero es pequeño y forma un saco transversal próximo al margen posterior del anillo. Y, partiendo de él, el órgano paruterino hacia la parte anterior del segmento.

Nuestros ejemplares no pudieron ser medidos en su totalidad puesto que muchos de ellos aparecieron fraccionados. La longitud de los ejemplares enteros osciló entre 10-12 cm siendo en la región de los anillos sexuales donde se alcanzaba la anchura mayor del estróbilo (583,72 μm por término medio). El escólex con unas dimensiones medias de 169,75 x 178,75 μm presentaba 4 ventosas de forma ligeramente ovalada que midieron por término medio 87,31 x 95,32 μm . En los anillos sexuales, el número de testículos osciló entre 9 y 14 con una media de 12 testículos por anillo. Las dimensiones de los mismos fueron de media 24,73 x 30,0 μm . Estos testículos se localizaban posteriormente al ovario en la región posterior del

anillo. Los distintos conductos eferentes se reunían en un conducto deferente que formaba numerosas ondulaciones a su paso por entre los canales excretores longitudinales y hasta su llegada a la bolsa del cirro. La bolsa del cirro, musculosa y de paredes gruesas, midió en la mayoría de los anillos una media de 68,09 μm de longitud por 34,81 μm de anchura, sobrepasando en algunos casos los canales osmorreguladores longitudinales y conteniendo en su interior la vesícula seminal interna y un cirro de 42,24 μm de longitud media armado con pequeñas espinas. El ovario, trilobulado y en la línea media del anillo, ocupaba un espacio medio de 44,03 μm de ancho por 61,95 μm de largo. La vagina es posterior a la bolsa del cirro. La glándula vitelógena, posterior al ovario midió de media 41,70 μm de largo por 30,46 μm de ancho. Existe un pequeño reservorio seminal que no pudo ser medido con exactitud en ninguno de los anillos. Los anillos pregrávidos se estrechan y aumentan en longitud respecto a los anillos sexuales. Los anillos grávidos tienen forma cuadrada o más largos que anchos. En los anillos grávidos se encuentra un útero pequeño repleto de huevos, el órgano paruterino y el órgano quitinoso. El útero es sacular y en muchas proglótides aparece dividido en dos regiones mediante un estrangulamiento del que parte el órgano paruterino. Las dimensiones medias del útero fueron de 334,75 μm de largo por 175,10 μm de ancho. El órgano paruterino parte del estrangulamiento del útero formando un tubo ancho y muy ondulado en los anillos pregrávidos y ligeramente en los anillos grávidos. Este órgano asciende por el parénquima medular del anillo, midiendo 229,65 μm de largo por 141,70 μm de ancho en los anillos grávidos, hasta la región anterior de la proglótide. El órgano quitinoso en formación aparece en los anillos pregrávidos como una zona más fuertemente coloreada. En los anillos grávidos se presenta como una masa redondeada de constitución quitinosa, anterior al órgano paruterino de 195,7 μm de longitud y 251,61 μm de anchura medias. En el último anillo grávido, los huevos aparecen ya dentro del órgano quitinoso. Los huevos redondos o ligeramente ovales presentaron tres cubiertas y midieron de diámetro máximo 48,09 μm por término medio y la oncosfera, 33,83 μm también de diámetro máximo medio. De los tres pares de ganchos de la oncosfera, los ganchos laterales y los centrales presentaron la misma longitud media de 23,04 μm .

En la tabla 2.1.2.8 se indican las medidas medias con su desviación estándar y los límites máximo y mínimo de cada uno de los parámetros morfométricos estudiados en los adultos de *L. nigropunctata*.

VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud escólex	169,75±31,38	92,7 - 236,9
Ancho escólex	178,75±23,26	133,90 - 217,60
Longitud ventosas	95,32±16,28	64,0 - 123,60
Ancho ventosas	87,31±3,60	76,80 - 92,70
Longitud anillo sexual	157,93±25,66	113,30 - 185,40
Ancho anillo sexual	583,72±76,99	515,00 - 721,00
Número testículos	11,70±1,47	9 - 14
Longitud testículos	30,00±5,65	17,92 - 38,84
Ancho testículos	24,73±5,80	12,80 - 34,84
Longitud bolsa cirro	68,09±9,32	53,76 - 89,60
Ancho bolsa cirro	34,81±4,16	30,72 - 46,08
Longitud cirro	42,24±2,67	37,40 - 47,08
Longitud ovario	61,95±12,21	43,52 - 87,08
Ancho ovario	44,03±5,00	33,28 - 51,20
Longitud glándula vitelógena	41,70±5,31	30,72 - 51,20
Ancho glándula vitelógena	30,46±6,14	23,04 - 43,52
Longitud anillo grávido	556,20±69,85	484,10 - 77,40
Ancho anillo grávido	626,24±87,12	535,60 - 762,20
Longitud útero	334,75±3,54	328,60 - 340,90
Ancho útero	175,10±7,02	163,80 - 186,40
Longitud órgano paruterino	229,65±52,15	115,20 - 278,10
Ancho órgano paruterino	141,70±8,85	132,90 - 155,40
Longitud órgano quitinoso	195,70±0,55	194,70 - 196,70
Ancho órgano quitinoso	251,61±9,67	236,90 - 258,50
Diámetro huevo	48,09±1,09	46,08 - 48,64
Diámetro oncosfera	33,83±2,05	30,72 - 35,84
Longitud gancho central	23,04±0	23,04
Longitud gancho lateral	23,04±0	23,04

Tabla 2.1.2.8- Datos morfométricos (μm) obtenidos de 15 ejemplares de *L. nigropunctata* (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971 procedentes de *A. barbara*.

BIOLOGÍA

Los datos que se conocen sobre el ciclo biológico de *L. nigropunctata* son los aportados por Smigunova (1991). En distintas regiones de Kazakhstan se detectaron las formas larvarias de este parásito en varias especies de escarabajos y acrididos. En estas mismas regiones fueron hallados los adultos en perdices y codornices con una parasitación de casi el 100%. El ciclo fue cerrado de forma experimental, infectándose especies de *Phorthippus* y *Blaps* con huevos extraídos de un ejemplar adulto de *L. nigropunctata* que parasitaba *C. coturnix*. Tras treinta días postinfección los *P. bigyttullus* contenían los cisticercos infectivos (40-100 larvas por insecto), sin embargo, los *Blaps* no resultaron infectados. A dos pollos de cinco meses de edad se les hizo ingerir un *P. bigyttullus* infectado y 20 días después se les practicó la autopsia, mostrando uno de los pollos siete cestodos inmaduros de esta especie de 12,5 cm de longitud.

2.1.2.9- CHOANOTAENIA INFUNDIBULUM (BLOCH, 1779) RAILLIET, 1896

Especie hospedadora: *Alectoris barbara*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: San Isidro, Tenerife

Iconografía: Lámina 5: B

MORFOLOGÍA

El estudio morfológico de los vermes obtenidos, permitió clasificarlos como *Choanotaenia infundibulum* (Bloch, 1779) Railliet, 1896. Nuestros ejemplares coincidieron con la descripción realizada para el género *Choanotaenia* Railliet, 1896 según la clave publicada por Bona (1994) y con la descripción que da López Neyra (1947a) para esta especie.

Este género se caracteriza por presentar un rostelo músculo-glandular armado con una sola corona de ganchos. Los poros genitales se alternan irregularmente. Los canales genitales pasan entre los dos vasos excretorios longitudinales. La vesícula seminal está ausente. Los testículos son numerosos y posteriores a las glándulas femeninas en su mayoría o totalmente. El útero al comienzo es sacciforme o lobulado y termina resolviéndose en cápsulas uterinas verdaderas, conteniendo cada una un solo huevo en los anillos maduros.

Los individuos encontrados presentaron unas longitudes de entre 60 y 120 mm. El escólex midió de media 181,25 μm de largo por 193,01 μm de ancho, con cuatro ventosas ovaes más o menos alargadas de dimensiones medias de 150 μm por 117,02 μm . El saco rostelar presentó unas dimensiones medias de 129,92 μm por 57,6 μm . El rostelo tenía forma claviforme cuando estaba distendido, y cilíndrico o redondo cuando estaba contraído con unas dimensiones medias de 46,08 μm por 39,68 μm . El rostelo estaba armado por una corona sencilla de ganchos que se presentan en un número medio de 20,05. Los ganchos presentaron una morfología característica de un *Drepanidotaenia* Railliet, 1892 con una longitud media de 25,5 μm . El cuello era muy corto. Los anillos sexuales presentaron una longitud media de 414,57 μm y una anchura media de 687,52 μm . Los testículos aparecieron en número medio de 29 y con unas dimensiones medias de 54,04 μm

por 38,11 μm , situados posteriormente a las glándulas femeninas. La bolsa del cirro era piriforme, de 72,67 μm de largo por 39,42 μm de ancho, con un cirro cónico finamente espinoso de 50,50 μm de largo por 13,9 μm de ancho. El canal deferente estaba apelotonado, sin vesícula seminal interna ni externa. La vagina era posterior a la bolsa del cirro, con un receptáculo seminal fusiforme situado próximo a los lóbulos ováricos. El ovario presenta unas dimensiones medias de 147,39 μm por 74,97 μm , dividido en dos lóbulos, subdivididos en lobulillos, siendo mucho más desarrollado el lóbulo aporal que el poral. La glándula vitelógena era algo lobulada, mediana, posterior al lóbulo ovárico y de 84,48 μm de largo por 53,76 μm de ancho. Los anillos grávidos presentaron una longitud media de 731,3 μm y una anchura media de 803,4 μm . El útero fuertemente ramificado, se dividía cada vez en más ramas y terminaba por disociarse en cápsulas fusiformes alargadas. Los huevos presentaron una longitud media de 55,89 μm y una anchura media de 44,8 μm . La oncosfera de diámetro máximo medio de 40,59 μm , presentó unos ganchos de longitudes medias de 17,49 μm en los ganchos centrales y 15,72 μm en los ganchos laterales.

En la tabla 2.1.2.9 se indican los valores medios y los máximos y mínimos de las medidas realizadas en distintas estructuras de *C. infundibulum*.

BIOLOGÍA

Actualmente es bien conocido el ciclo biológico de *C. infundibulum*. Se han detectado diferentes especies de invertebrados que pueden actuar como hospedadores intermediarios pertenecientes a las familias Carabidae, Coprophaginae, Hydrophilidae, Curculionidae y Staphylinidae (Coleoptera), a la familia Phasmidae (Protura) y otros hospedadores del orden Isoptera (Borchert, 1964). En los Carabidae, en Europa central los hospedadores intermediarios más adecuados pertenecen a los géneros *Carabus*, *Pterostichus* y *Harpalus* (Borchert, 1964). En estos hospedadores intermediarios, generalmente sólo se forman unos pocos cisticercos. También es posible el desarrollo de una fase larvaria quística en acrídidos, termitas y moscas domésticas (Borchert, 1964).

VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud escólex	181,25±30,68	158,72 - 230,45
Ancho escólex	193,01±15,78	130,56 - 257,51
Longitud ventosas	150,63±20,87	107,52 - 179,20
Ancho ventosas	117,02±22,82	76,81 - 133,12
Número ganchos	20,5±1,73	19 - 22
Longitud ganchos	25,5±0	25,53
Longitud rostelo	46,08±1,81	38,4 - 53,76
Ancho rostelo	39,68±1,08	38,4 - 40,96
Longitud saco rostelar	129,92±28,15	89,6 - 153,6
Ancho saco rostelar	57,6±27,61	33,28 - 89,6
Longitud anillo sexual	414,57±34,03	391,40 - 463,50
Ancho anillo sexual	687,52±19,49	659,2 - 700,4
Número testículos	29,39±1,81	26 - 32
Longitud testículos	54,04±3,93	51,2 - 61,44
Ancho testículos	38,11±8,81	25,6 - 56,32
Longitud cirro	50,50±4,18	48,64 - 61,44
Ancho cirro	13,9±1,37	12,8 - 15,36
Longitud bolsa cirro	72,67±5,04	66,08 - 81,44
Ancho bolsa cirro	39,42±7,53	30,72 - 53,76
Longitud ovario	147,39±28,26	128 - 204,8
Ancho ovario	74,97±20,88	51,2 - 99,84
Longitud glándula vitelógena	84,48±9,34	71,68 - 99,84
Ancho glándula vitelógena	53,76±12,96	33,28 - 74,24
Longitud anillo grávido	731,3±67,54	669,5 - 803,4
Ancho anillo grávido	803,4±0	803,4
Longitud huevo	55,89±3,40	51,2 - 61,44
Ancho huevo	44,8±3,88	40,96 - 51,2
Longitud oncosfera	40,59±1,76	38,4 - 43,52
Ancho oncosfera	39,5±1,97	38,4 - 43,52
Longitud gancho central	17,49±1,04	15,36 - 17,92
Longitud gancho lateral	15,72±1,76	12,8 - 17,92

Tabla 2.1.2.9- Datos morfométricos (μm) obtenidos de 10 ejemplares de *C. infundibulum* (Bloch, 1779) Railliet, 1896 obtenidos de *A. barbara*.

**2.1.2.10- *TETRAMERES (TETRAMERES) FISSISPINA* (DIESING, 1861)
TRAVASSOS, 1915**

Especie hospedadora: *Columba livia*

Hábitat de parasitación: Esófago

Enclaves: Santa Cruz de Tenerife. Tenerife.

Iconografía: Lámina 7. Lámina 8: A, B

MORFOLOGÍA

Tras el estudio de los vermes obtenidos y comparar sus características morfológicas con las descripciones realizadas por Castañón Ordóñez y cols. (1983) puede decirse que las características de dicho nematodo se adaptan a las de *Tetrameres (Tetrameres) fisisppina* (Diesing, 1861) Travassos, 1915.

Los machos son filiformes con una longitud media de 4913,1 μm , una anchura media de 108,15 μm y de color blanquecino. Presentan dos procesos cefálicos cuticulares laterales que emergen de la base de los pseudolabios y finalizan en forma de embudo, de 50-62 μm . El cuerpo está recorrido lateralmente por un par de alas y cuatro filas de espinas cuticulares sublaterales, a cada lado de las alas. En el extremo posterior, detrás de la cloaca, se observan cinco pares ventrales y tres lateroventrales de espinas papiliformes. Las espículas son desiguales con medidas medias de 104,96 μm para la situada a la derecha, siendo tubular y afilada en su extremo distal y 293,55 μm la de la izquierda, de mayor longitud y grosor y que, además presenta su extremo romo.

No fue posible encontrar hembras de esta especie debido a que su localización en el hospedador difiere de la del macho. Estas hembras se sitúan dentro de las glándulas.

MACHO		
VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	4913,1±233,06	4748,32-5077,90
Ancho máximo	108,15±21,85	92,7-123,6
Cápsula oral	15,36±3,62	12,8-17,92
Longitud esófago	1102,1±43,70	1071,2-1133
Ancho esófago	49,92±1,56	48,64-51,2
Distancia extremo apical-anillo nervioso	216,32±12,67	207,36-225,28
Distancia extremo apical-deiridios	177,92±21,34	156,16-199,68
Longitud espícula larga	293,55±21,85	278,1-309
Ancho máximo espícula larga	7,68±0	7,68
Longitud espícula corta	104,96±3,62	102,42-107,52
Ancho máximo espícula corta	5,12±0	5,12
Distancia ano-extremo caudal	225,28±21,72	209,92-240,64
Distancia interespinas región cefálica	23,04±0	23,04
Distancia interespinas región postesofágica	78,04±9,05	71,68-84,48
Distancia interespinas región caudal	24,32±1,81	23,04-25,6

Tabla 2.1.2.10- Datos morfométricos (μm) de 15 ejemplares macho *Tetrameres* (*Tetrameres*) *fissispina* (Diesing, 1861) Travassos, 1915 obtenidos de *C. livia*.

BIOLOGÍA

Tetrameres (T.) fissispina presenta un ciclo biológico heteroxeno, en el que interviene un solo hospedador intermediario. Según Castañón Ordóñez y cols. (1983), los vermes adultos se hallan en el estómago glandular de las aves hospedadoras definitivas, localizándose las hembras en el interior de las glándulas y los machos en el lumen sobre la mucosa. La cópula tiene lugar antes de que las hembras se introduzcan en las glándulas proventriculares, lugar donde alcanzan la madurez sexual en 18-33 días, llegando al tamaño definitivo en tres meses. Las hembras, que son ovovivíparas, eliminan los huevos junto con las heces del hospedador definitivo al medio ambiente. Dichos huevos son ingeridos por los

hospedadores intermediarios que generalmente son crustáceos tales como *Daphnia pulex*, *Gammarus pulex*, *G. locusta* y *Pontogammarus maeoticus* en los que el parásito alcanza el estado de larva infestante en 9-28 días. Se ha citado la participación en el ciclo de peces de agua dulce como hospedadores paraténicos actuando como tales *Caspiolaso brashnikovi*, *Lucioperca lucioperca*, *Neogobius melanostomus*, *N. fluviatilis*, *Rutilus rutilus* y *Scardinius erythrophthalmus*.

Los hospedadores definitivos se infestan por ingestión de algún hospedador intermediario junto con el agua de bebida, o al alimentarse en charcas, acequias, etc., principalmente en los meses de julio a octubre y presentándose la enfermedad en otoño. Son receptivas todas las aves, tanto las domésticas como las silvestres y especialmente los animales jóvenes.

2.1.2.11- *COSMOCEPHALUS* SP.

Especie hospedadora: *Larus cachinnans*

Hábitat de parasitación: Esófago

Enclaves: Charca del Fraile, Arona. Tenerife.

Iconografía: Lámina 8: C

MORFOLOGÍA

De esta especie de nematodo sólo fueron aislados ejemplares hembra y esta es la causa que justifica la clasificación de este verme sólo hasta nivel genérico, según la clasificación de Skrjabin (1969).

Para la correcta clasificación de esta especie fue de gran utilidad el uso de la microscopía electrónica. Con ésta se facilitó en gran parte la observación de la localización y características de las estructuras anteriores. Las hembras del género *Cosmocephalus* Molin, 1858 presentaron una longitud media de 17,520 mm por una anchura media máxima de 396 μm , con unas prominentes estrías cuticulares transversas. La cutícula, en la región cefálica aparece dilatada. Las alas laterales se extienden desde los deiridios hasta el último cuarto corporal. Los cordones cefálicos con sinuosidades anteriores son recurrentes y anastomosados. La cavidad bucal es larga y estrecha, de longitud media 592 μm , presentando un anillo en su unión con el esófago. La longitud del esófago glandular es superior al doble de la del esófago muscular, presentando respectivamente unas longitudes medias de 4369 μm y 1315 μm . El anillo nervioso se encuentra situado a una distancia media de 659,3 μm del extremo cefálico, mientras que los deiridios lo hacen a una distancia media de 634,1 μm del mismo. Las hembras son opistodelfas. En las ramas uterinas presentan huevos de paredes gruesas ya embrionados antes de ser puestos. Estos huevos son de media 39,2 μm por 24 μm . La cola, de 266,1 μm de longitud media, termina con una pequeña proyección y en la parte subventral se localizan los fasmidios muy prominentes. En la tabla 2.1.2.11 se indican los valores medios y los máximos y mínimos de las medidas realizadas a las distintas estructuras presentes.

HEMBRA		
VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud	17520,84±643,01	16158,90 - 18056,41
Ancho	396,41±931,66	384,22 - 412,28
Longitud cavidad bucal	592,55±4,80	589,41 - 597,85
Longitud esófago muscular	1315±13,52	1268,51 - 1328,62
Longitud esófago glandular	4369,71±92,26	4166,82 - 4459,63
Longitud total esófago	5911,09±106,27	5746,85 - 6080,61
Distancia extremo apical-anillo nervioso	659,30±4,26	649,21 - 667,32
Distancia extremo apical-deiridios	634,11±9,31	621,96 - 639,89
Distancia ano-extremo caudal	266,51±10,52	249,28 - 276,43
Longitud huevo	39,24±0,05	38,31 - 39,99
Ancho huevo	24,89±0,73	23,83 - 24,60

Tabla 2.1.2.11- Datos morfométricos (μm) de 5 ejemplares hembra de *Cosmocephalus* sp. obtenidos de *L. cachinnans*.

BIOLOGÍA

Para la descripción del ciclo biológico de *Cosmocephalus* sp. se hace referencia al ciclo descrito para la especie *C. obvelatus*, que ha sido ampliamente investigado en una colonia de *Larus delawarensis* en el lago Ontario (Canadá) por Wong & Anderson (1982). Las hembras de *C. obvelatus* eliminan huevos ya embrionados con el primer estado larvario (L1) en su interior. Una vez en el medio externo han de ser ingeridos por ciertos anfípodos como *Crangonyx laurentanus*, *Gammarus fasciatus* y *Hyaella azteca* para continuar su evolución. En el interior del invertebrado la L1 se libera del huevo y evoluciona en el hemocele hasta la L3 (en 18 días si la temperatura es de 20°C). La infestación del hospedador definitivo se realiza por ingestión de estos hospedadores intermediarios infestados con la larva L3. Experimentalmente se ha visto que toda la evolución del nematodo en el hospedador definitivo transcurre a nivel esofágico, detectándose hembras grávidas a partir de los 27 días postinfestación (Wong & Anderson, 1982).

Al respecto de como se produce la transmisión de *C. obvelatus* en dicha colonia, Wong & Anderson (1982) indicaron que existen evidencias de regurgitación paterna del nematodo (adultos y últimos estadios larvarios) durante la alimentación de las crías. Dichos investigadores concluyeron que este hecho era la causa de que casi todos los individuos de un mes de vida estuvieran infestados en la colonia. Por otra parte, en la misma zona del estudio también evidenciaron larvas infestantes de *C. obvelatus* en peces habituales en la dieta alimenticia de las gaviotas (*Gasterosteus aculeatus*, *Cottus* sp., *Notropis hudsonius*, *Osmerus mordax* y *Semotilus atromaculatus*) llegando a concluir que, probablemente, ésta fuera la principal fuente de infestación de los adultos.

2.1.2.12- *SYNHIMANTUS (DISPHARYNX) SPIRALIS* (MOLIN, 1858)

Especie hospedadora: *Columba livia*

Hábitat de parasitación: Esófago

Enclaves: Santa Cruz de Tenerife. Tenerife.

Iconografía: Lámina 9

MORFOLOGÍA

Estos nematodos se caracterizaron por ser de color blanquecino, generalmente enrollados en espiral y con la cutícula finamente estriada transversalmente. La boca estaba formada por dos pequeños labios laterales, de la base de los cuales partían cuatro cordones cuticulares ondulantes no anastomosados y recurrentes, cuyo extremo distal volvía hacia el extremo cefálico. Presentaron una papila postcervical bicúspide situada entre las ramas recurrentes de los cordones cefálicos. La boca se continuaba en un vestíbulo tubular que originaría el esófago, claramente dividido en dos regiones.

Los machos presentaron una longitud corporal media de 5,38 mm y una anchura media de 293,55 μm . La longitud media total del esófago fue de 2291,7 μm , siendo la de la primera región de 540,75 μm por un ancho máximo medio de 88,32 μm , y la de la segunda región de 1751 μm por una anchura máxima media de 134,4 μm . La distancia media entre el anillo nervioso y el extremo apical fue de 222,52 μm y la del extremo apical y los deiridios de 432,6 μm . La cloaca estaba situada a una distancia media de 311,04 μm del extremo caudal con cuatro pares de papilas precloacales y cinco pares de papilas postcloacales, todas pedunculadas. Se presentaron dos espículas disimilares, la izquierda, mayor, curvada y delgada, con una longitud media de 398,08 μm y una anchura de la base media de 11,52 μm , y la derecha más corta y gruesa, en forma de navícula, con una longitud media de 98,56 μm y una anchura de la base media de 15,36 μm . La paleta de la base de la espícula derecha presentó una longitud media de 28,16 μm .

Las hembras presentaron una longitud corporal media de 6,1 mm y una anchura media de 103,68 μm . La longitud media total del esófago fue de 2569,65 μm , siendo la de la primera región de 535,6 μm por un ancho máximo medio de 102,4 μm , y la de la segunda región de 2034,25 μm por una anchura máxima media

de 174,5 μm . La distancia media entre el anillo nervioso y el extremo apical fue de 234,24 μm y la del extremo apical y los deiridios de 473,8 μm . El ano apareció situado a una distancia media de 140,8 μm del extremo caudal que presentó un aspecto de muñón. La vulva se localizó en la región posterior del cuerpo, a una distancia de 4506,25 μm del extremo cefálico, con ovoyector cilíndrico y curvado dirigido hacia delante. La vagina presentó una longitud media de 243,2 μm . Los huevos elípticos con una cubierta gruesa y embrionados, presentaron una longitud media de 38,4 μm y una anchura media de 23,04 μm . En las tablas 2.1.2.12a y b se indican los valores medios y los máximos y mínimos de las medidas realizadas de las distintas estructuras.

MACHO		
VARIABLE	MEDIA\pmDE	RANGO
Longitud total	5381,75 \pm 109,25	5304,57-5459
Ancho máximo	293,55 \pm 21,85	278,13-309
Longitud cápsula oral	94,72 \pm 7,24	89,62-99,84
Longitud esófago 1ª parte	540,75 \pm 34,51	515,05-566,52
Ancho del esófago 1ª parte	88,32 \pm 5,43	84,48-92,16
Longitud esófago 2ª parte	1751 \pm 145,66	1648-1854,85
Ancho del esófago 2ª parte	134,4 \pm 34,39	110-158
Longitud esófago total	2291,75 \pm 182,08	2163-2420
Distancia extremo apical-anillo nervioso	222,52 \pm 10,86	215,04-230,4
Distancia extremo apical-deiridios	432,60 \pm 0	432,60
Distancia ano-extremo caudal	311,04 \pm 5,43	307,20-314,88
Longitud espícula larga	398,08 \pm 56,11	358,40-437,76
Ancho base espícula larga	11,52 \pm 1,81	10,24-12,8
Longitud espícula corta	98,56 \pm 5,43	94,72-102,4
Ancho base espícula corta	15,36 \pm 3,62	12,80-17,92
Longitud paleta espícula pequeña	28,16 \pm 0	28,16

Tabla 2.1.2.12a- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares macho de *Synhimanthus (Dispharynx) spiralis* (Molin, 1858) obtenidos de *C. livia*.

HEMBRA		
VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	6092,45±167,51	5974-6210,9
Ancho máximo	103,68±21,85	89,6-117,76
Longitud cápsula oral	103,68±19,91	89,6-117,76
Longitud esófago 1ª parte	535,6±87,40	473,8-597,4
Ancho del esófago 1ª parte	102,4±10,86	94,72-110,08
Longitud esófago 2ª parte	2034,25±36,41	2008,5-2060
Ancho del esófago 2ª parte	174,5±42,85	144,2-204,8
Longitud esófago total	2569,65±123,81	2482,3-2657,4
Distancia extremo apical-anillo nervioso	234,24±30,77	212,4-256
Distancia extremo apical-deiridios	473,8±14,57	463,5-484,1
Distancia ano-extremo caudal	140,8±10,86	133,12-148,48
Distancia vulva-extremo cefálico	4506,25±109,25	4429-4583,5
Longitud vagina	243,2±2,23	240,64-245,76
Longitud huevo	38,4±0	38,4
Ancho huevo	23,04±0	23,04

Tabla 2.1.2.12b- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares hembra de *Synhimantus (Dispharynx) spiralis* (Molin, 1858) obtenidos de *C. livia*.

BIOLOGÍA

El ciclo biológico de *Synhimantus (D.) spiralis* ha sido estudiado y cerrado experimentalmente por Cram (1931) y posteriormente por Wehr (1972). Los huevos embrionados son eliminados con las heces del hospedador e ingeridos por crustáceos isópodos oniscoidéidos tales como *Armadillidium vulgare*, *Porcellio scaber* y *P. laevis*.

Transcurridos cuatro días desde la ingesta del huevo por los mencionados crustáceos, la larva de primer estadio eclosiona en el intestino y atraviesa la pared intestinal para alcanzar la cavidad corporal del isópodo donde, al cabo de catorce días, muda a larva de segundo estadio. Esta larva muda nuevamente al cabo de

veintiséis días y pasa a larva de tercer estadio infestante, la cual permanece libre en la cavidad corporal del hospedador intermediario.

El hospedador definitivo se infesta por ingestión del crustáceo albergante de larvas infestantes. El período de prepatencia es de veintisiete días, según Wehr (1972), quien utiliza palomas como hospedadores definitivos experimentales. Barus & Jurasek (1971) determinan un nuevo hospedador intermediario para *D. nasuta* en Cuba, el isópodo terrestre *Pocellionides pruinosus*. La prevalencia de infestación de los hospedadores intermediarios en la naturaleza ha recibido poca atención y recientemente Birova y cols. (1977) detectan una infestación del 6,2 % por larvas de *D. nasuta* en isópodos recolectados en un corral y del 16,1% en áreas adyacentes de suelo cubierto con maleza, en Cuba. Birova & Calvo (1977) estudian experimentalmente la posible actuación de algunos reptiles (*Anolis cristatus* y *A. porcatus*) como diseminadores de los huevos de *D. nasuta*.

2.1.2.13- *HETERAKIS GALLINARUM* (GMELIN, 1790)

Especie hospedadora: *Alectoris barbara*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: San Isidro. Tenerife

Iconografía: Lámina 10: A, B, C. Lámina 11

MORFOLOGÍA

Este nematodo presentó un cuerpo blanquecino o algo amarillento, fusiforme, con una cabeza ligeramente encorvada, rígido, con tres labios pequeños sin dientes, pero con dos papilas en cada uno. El esófago poseía seis filas longitudinales de barritas quitinosas transversales y con bulbo bien desarrollado. La longitud corporal del macho media fue de 9,01 mm por una anchura máxima media de 396,55 μm . La longitud media del esófago fue de 684,95 μm por una anchura media de 77,25 μm . La cápsula oral fue de 40,96 μm de largo medio. Al final del cuerpo poseía una cola delgada y dos alas caudales anchas formando una bolsa incompleta, sostenida por papilas pedunculadas. La cloaca estaba a una distancia media de 1291,96 μm del extremo caudal, siendo la distancia media entre el ano y las últimas papilas de 236,21 μm , y la distancia media entre las últimas papilas y el extremo caudal de 1055,75 μm . La ventosa precloacal tenía forma circular, con unas paredes fuertemente quitinosas y con una depresión semicircular en el borde posterior. Poseía doce pares de papilas, cuatro de ellos se encontraban entre la cloaca y el extremo caudal, cuatro pares pedunculados y otros dos pares estaban situados cerca de la cloaca, y los últimos dos pares pedunculados cerca de la ventosa. Las espículas, largas, presentaron unas dimensiones medias de 2179,01 μm de longitud, la derecha, con una anchura de 42,24 μm en la base; y de 726,15 μm de longitud, la izquierda, por 32 μm de ancho en la base.

La longitud corporal media de las hembras fue de 10,01 mm por una anchura máxima media de 422,3 μm . La longitud media del esófago fue de 710,7 μm por una anchura media de 77,25 μm . La cápsula oral fue de 43,52 μm de longitud media. La cola era larga y delgada. El ano se encontró situado a 1163,9 μm del extremo caudal. La vulva estaba localizada a nivel de la bifurcación de los úteros, a una distancia media de 4768,9 μm del extremo cefálico. Los huevos eran elípticos y amarillentos,

presentando unas dimensiones medias de 70,83 μm por 38,4 μm . En las tablas 2.1.2.13a y b se indican los valores medios y los máximos y mínimos de las medidas realizadas a las distintas estructuras.

BIOLOGÍA

El ciclo biológico de *H. gallinarum* ha sido ampliamente estudiado por diversos autores. Según Graybill (1921) los huevos embrionan totalmente entre 7 y 12 días a una temperatura de 18-29°C. Clapham (1933) publicó que el desarrollo hasta estadio infectivo ocurría en 14-17 días y que 26°C era la temperatura óptima para este desarrollo. Varios autores han detectado una muda simple en el huevo. Clapham (1933; 1934) citó una muda en el huevo y señaló que la cutícula no se desprende hasta alcanzar el hospedador definitivo.

MACHO		
VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	9012,5±145,66	8909-9115
Ancho máximo	396,55±21,85	381,1-412
Longitud esófago	684,95±21,85	669,5-700,4
Ancho esófago	77,25±7,28	72,1-82,4
Longitud bulbo esofágico	262,65±7,28	257,5-267,8
Ancho bulbo esofágico	190,55±7,28	185,4-195,7
Longitud cápsula oral	40,96±3,62	38,4-43,52
Distancia extremo apical-anillo nervioso	280,32±1,81	279-281
Distancia ano-extremo caudal	1291,96±95,67	1224-1359
Longitud espícula larga	2179,01±95,47	2111-2246
Ancho base espícula larga	42,24±5,43	38,4-46,08
Longitud espícula corta	726,15±7,28	721-731,3
Ancho base espícula corta	32±1,81	30,72-33,28
Longitud ventosa	83,2±2,16	81,92-84,45
Ancho ventosa	43,52±3,62	40,96-43,52
Distancia ano-últimas papilas	236,21±1,98	235,52-236,91
Distancia últimas papilas-extremo caudal	1055,75±94,68	988,8-1122,72

Tabla 2.1.2.13a- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares macho de *Heterakis gallinarum* (Gmelin, 1970) obtenidos de *A. barbara*

HEMBRA		
VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	10016±1043,21	9012-11021
Ancho máximo	422,3±21,63	412,27-432,61
Longitud esófago	710,7±14,56	700,45-721,67
Ancho esófago	77,25±7,28	72,1-82,43
Longitud bulbo esofágico	268,3±0,70	267,8-268,81
Ancho bulbo esofágico	214,36±11,82	206,81-222,72
Longitud cápsula oral	43,52±3,62	40,96-46,08
Distancia extremo apical-anillo nervioso	236,41±45,2	204,67-268,09
Distancia ano-extremo caudal	1163±97,35	1050-1236
Distancia vulva-extremo cefálico	4768,9±830,28	4181,8-5356
Longitud huevo	70,83±1,20	69,12-71,68
Ancho huevo	38,4±0	38,4

Tabla 2.1.2.13- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares hembra de *Heterakis gallinarum* (Gmelin, 1970) obtenidos de *A. barbara*.

A 27°C la primera muda se da en el sexto día y la larva es infestante a las 24 horas después de la muda. Numerosos autores han documentado que los huevos con larva de *H. gallinarum* se mantienen viables en el medio ambiente por largos periodos de tiempo y son resistentes a condiciones desfavorables de temperatura y sequedad (Osipov, 1957, 1958; Birova, 1965). Lund (1960) encontró huevos en el suelo a pocos centímetros de la superficie, siendo recogidos de la superficie por lombrices de tierra, larvas de insectos y otros agentes.

Leuckart (1876) y Railliet & Lucet (1892) fueron los primeros en ver que los pollos podían ser infectados por inoculación oral de huevos embrionados hallados en el intestino de lombrices y numerosos autores han confirmado estas observaciones (Riley & James, 1921; Uribe, 1922; Dorman, 1928; Clapham, 1933; Roberts, 1937a, b; Lund, 1957; Vatne & Hansen, 1965; Lund & Chute, 1973).

Ackert (1917) demostró que los pollos podían ser infestados al ingerir heces de lombrices de tierra (*Helodrilusgieseleri*) expuestos a huevos con larvas de *H. gallinarum*. Lund (1960, 1966) y Lund y cols. (1966) profundizaron sobre las observaciones preliminares de Ackert (1917) y aportaron evidencias de que las larvas

de *H. gallinarum* se podían aislar en tejidos de *Allolobophora caliginosa*, *Eisenia foetida* y *Lumbricus terrestris* y que las lombrices de tierra podrían ser los hospedadores paraténicos de *H. gallinarum*. Spindler (1967) infectó pavos con chinches de cerdo (*Porcellio scaber*) con huevos de *H. gallinarum* y concluyó que la transmisión era mecánica y resultado de huevos no eclosionados del intestino de los artrópodos cuando eran comidos por pollos experimentales. Khaziev (1972) apuntó que las aves de corral en Rusia podían ser infectadas por el consumo de *E. foetida* y *L. terrestris* expuestas a huevos de *H. gallinarum*.

Los huevos de *H. gallinarum* eclosionan en el intestino delgado del hospedador definitivo y la larva migra al ciego donde se convierte en adulto (Graybill, 1921; Uribe, 1922). La migración al ciego parece durar unas 17 - 48 horas después de la ingestión de los huevos (Dorman, 1928, Clapham, 1933; Robertes 1937a, b).

Dorman (1928) y Clapham (1933) señalaron que todo el desarrollo ocurría en el lumen del ciego intestinal. Uribe (1922), Baker (1933), Tyzzer (1934), Roberts (1937a, b) y Vatne & Hansen (1965) indicaron que las larvas invaden la pared del ciego intestinal y se mantienen ahí por varios días antes de volver al lumen del ciego. Itagaki (1930) sugiere que algunas larvas pueden migrar a las glándulas del ciego, donde son capaces de madurar, pero que no es normal que las larvas invadan las paredes del ciego. Madsen (1962b) cree que estas diferencias que citan los distintos autores son consecuencia de diferencias en la resistencia y viabilidad de las larvas así como de las condiciones experimentales. El potencial reproductivo de *H. gallinarum* en varias especies de galliformes también ha sido estudiado por Lund (1974).

Graybill (1921) reportó que las mudas en las aves hospedadores ocurrían en los días 9-10 y 16. Clapham (1933) vio las mudas a las 96 horas y en el décimo día. Roberts (1937a, b) observó tres mudas, en los días 4-6, 9-10 y 14, respectivamente.

H. gallinarum es un parásito muy importante desde el punto de vista sanitario por ser transmisor del protozoo *Histomonas meleagridis*, agente causante de la enfermedad conocida como “cabeza negra” (Graybill & Smith, 1920; Tyzzer, 1934; Nimi, 1937; Kendall, 1959; Gibbs, 1962; Lee 1969, 1971) así como *Histomonas wenrichi* (Lund, 1968).

2.1.2.14- ASCARIDIA GALLI(SCHRANK, 1788) FREEBORN, 1923

Especie hospedadora: *Alectoris barbara*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: San Isidro. Tenerife

Iconografía: Lámina 12

MORFOLOGÍA

Esta especie de nematodo apareció en el intestino delgado de todas las perdices morunas diseccionadas, pertenece a la familia Ascaridiidae Travassos, 1919. Tras un estudio de los ascarídidos obtenidos, se ha podido comprobar que se trata de *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923, por poseer características morfológicas muy similares a las apuntadas para esta especie por Schrank, 1788.

El cuerpo en los dos sexos es blanco, translúcido, con dos alas laterales estrechas, recorriendo toda su longitud. Con la boca dotada de tres labios subiguales desarrollados, siendo mayor el dorsal.

El macho adulto se caracterizó por medir 32 mm de longitud media por 860,05 μm de anchura media aproximadamente en la mitad del cuerpo. EL anillo nervioso en los machos, se situó a 396,55 μm de la extremidad cefálica. El esófago fue de 2302,05 μm de longitud por 309 μm de anchura medias. La ventosa precloacal tenía unas dimensiones medias de 200,85 μm por 190,55 μm . Las espículas subiguales, débilmente arqueadas y aladas, de punta roma, presentaron unas longitudes medias de 2497,75 μm y 2369 μm , respectivamente. La extremidad caudal estaba cortada oblicuamente. Las alas caudales laterales eran membranosas. Presentó diez pares de papilas, de las cuales tres eran precloacales, una impar posterior a la ventosa precloacal, dotada de anillo quitinoso fuerte, con una papila mediana sentada y pequeña detrás de él; tres pares de papilas laterales pedunculadas y dos pares a los lados y posteriores a la cloaca, muy juntas, y dos pares casi en la punta caudal.

La hembra adulta se caracterizó por ser un poco mayor que el macho, con 50 mm de longitud media por 1261,75 μm de anchura media. EL anillo nervioso se situó a 571,65 μm de la extremidad cefálica. La cápsula oral presentó una longitud media de 43,52 μm . El esófago es de 2410,2 μm de longitud. La vulva está situada a una distancia media de 24500 μm de la terminación cefálica, un poco anterior al medio del

cuerpo. Los huevos maduros en el tubo uterino presentan unas dimensiones medias de 86,18 μm por 43,52 μm .

En las tablas 2.1.2.14a y b se indican los valores medios y los máximos y mínimos de las medidas realizadas a las distintas estructuras.

BIOLOGÍA.

A. galli es un parásito intestinal muy frecuente del intestino delgado de gallinas, pavos y otras aves domésticas.

En condiciones in vitro, Araujo & Bressan (1977) observaron que había dos mudas en el huevo hasta larva infectiva. Ellos encontraron dos cutículas de muda en las larvas de 11-14 días al haber mantenido los huevos a una temperatura de 25° C. Según Ackert (1919) se alcanza el estado infectivo, en los huevos, en nueve días si la temperatura es de 28° C. Los huevos son resistentes y en condiciones favorables se ha visto que pueden llegar a sobrevivir varios meses. Los huevos ingeridos por las aves hospedadores eclosionan en el duodeno y yeyuno, después de 24 horas de haber sido ingeridos (Ackert, 1923a, b; Guberlet, 1924; Tugwell & Ackert, 1952). Varios autores apuntan que algunas larvas penetran por el extremo cefálico en la mucosa intestinal 1-26 días postinfección y después vuelven al lumen y allí maduran. Sin embargo Tood & Crowds (1952) concluyeron que la mayoría de los individuos maduran sin abandonar el lumen intestinal. Madsen (1962b) discute que esta fase tisular no es imprescindible ni normal en el ciclo biológico del parásito. Este autor la considera como una respuesta de tipo inmune o debida a otros factores, así como Itagaki (1927). Sin embargo, Herd & Mc Naught (1975) concluyeron que esta fase tisular sí era normal y dependía de la dosis, por ejemplo, su duración es de 3-16 días cuando la dosis es de 50 huevos y termina bruscamente con una muda, sin embargo en altas dosis (2000 huevos) tiene una duración de 54 días y la muda se ve retrasada.

El periodo prepatente es de unos 60 días (Ackert, 1923a,b) y varía según la edad del hospedador. En pollos de 3 meses dura unas 5-6 semanas, pero en aves de mayor edad dura unas 8 semanas (Ackert, 1931; Kerr, 1955).

Según Tugweel & Ackert (1952) y Deo & Srivastava (1955) ocurren tres mudas en el ave hospedador, pero otros autores, como Khouri & Pande (1970) citan sólo dos.

MACHO		
VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	32000±1410	31000-33000
Ancho máximo	860,06±65,76	813,7-906,41
Longitud cápsula oral	69,12±0	69,12
Longitud esófago	2302,05±7,28	2296,9-2307,22
Distancia extremo apical-anillo nerviosos	396,55±7,28	391,4-401,70
Distancia ano-extremo caudal	448,05±36,42	422,3-473,87
Longitud ventosa	200,85±7,28	195,7-206,85
Ancho ventosa	190,55±7,28	185,4-195,71
Longitud espícula derecha	2497,75±181,73	2369-2626,53
Ancho base espícula derecha	80,85±12,37	72,1-89,69
Longitud espícula izquierda	2369±28,99	2348,4-2389,61
Ancho base espícula izquierda	86±5,09	82,4-89,65

Tabla 2.1.2.14a- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares macho de *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923 obtenidos de *C. livia*.

HEMBRA		
VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	50000±2830	48000-52000
Ancho máximo	1261,75±109,6	1184,5-1339
Longitud cápsula oral	89,6±0	89,60
Longitud esófago	2410,2±57,98	2369-2451,46
Distancia extremo apical-anillo nervioso	571,65±21,85	556,2-587,1
Distancia ano-extremo caudal	1117,55±201,45	999,1-1236
Distancia vulva-extremo cefálico	24500±710	24000-25000
Longitud huevo	86,18±2,95	84,48-89,62
Ancho huevo	43,52±2,56	40,96-46,08

Tabla 2.1.2.14b- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares hembra de *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923 obtenidos de *C. livia*.

Las lombrices de tierra pueden albergar huevos y larvas de *A. galli* (Gurchenko, 1970a,b; Jacob y cols., 1970; Augustine & Lund, 1974). Gurchenko (1970a, b) descubrió que *A. galli* podía sobrevivir en invierno en *Eisenia foetida*. Ikeme (1970) creía que algunas larvas de *A. galli* se inhibían en el tercer estadio en el hospedador y que ésto dependía de la dosis. Eso podría ayudar a llevar la infección de una ave a otra (Madsen, 1962a).

2.1.2.15- ASCARIDIA COLUMBAE (GMELIN, 1790) TRAVASSOS, 1913

Especie hospedadora: *Columba livia*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: Santa Cruz de Tenerife. Tenerife

Iconografía: Lámina 10: D

MORFOLOGÍA

En el intestino delgado de las palomas diseccionadas, se ha observado la presencia de un nematodo perteneciente a la familia Scaridiidae Travasso, 1919. Tras un estudio de los ascarídidos obtenidos, se ha podido comprobar que se trata de *Ascaridia columbae* (Gmelin,1790) Travassos 1913, por poseer características morfológicas muy similares a las apuntadas para esta especie por Wehr & Hwang (1964).

El macho adulto se caracteriza por medir 35 mm de longitud media por 978,5 μm de anchura media aproximadamente en la mitad del cuerpo. El cuerpo en los dos sexos es blanco, translúcido, con la boca dotada de tres labios subiguales desarrollados y posteriormente a ella 20-30 pares de papilas cervicales, las dos o tres primeras de las cuales se sitúan en las alas. Las alas cefálicas se extienden desde la base de los labios hasta la zona posterior final del esófago. EL anillo nervioso en los machos, se sitúa a 442,9 μm de la extremidad cefálica. El esófago es de 1879,75 μm de longitud por 257,5 μm de anchura medias. En el macho la ventosa precloacal tiene unas dimensiones medias de 175,1 por 42,36 μm y las espículas iguales tienen una longitud media de 1895,2 μm . La cola es puntiaguda con 15 pares de papilas lateroventrales, 5 postcloacales, 5 a los lados de la cloaca pareadas y 5 precloacales.

La hembra adulta se caracteriza por ser un poco mayor que el macho, con 46,5 mm de longitud media por 1307,85 μm de anchura media. EL anillo nervioso se sitúa a 674,65 μm de la extremidad cefálica. El esófago es de 2188,75 μm de longitud por 314,15 μm de anchura medias. La vulva está situada a una distancia media de 24500 μm de la terminación cefálica, un poco anterior al medio del cuerpo. Los huevos no son maduros en el tubo uterino, presentando unas dimensiones variables, según la talla de la hembra, y oscilante entre 70-90 μm y 40-50 μm . En las tablas 2.1.2.15a y b

se indican los valores medios y los máximos y mínimos de las medidas realizadas a las distintas estructuras.

MACHO		
VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	35000±4240	32000-38000
Ancho máximo	978±0	978
Longitud esófago	1879±109,25	1802-1957
Ancho del esófago	257,5±29,13	236,9-278,1
Distancia extremo apical-anillo nervioso	442,9±14,57	432,6-453,2
Distancia ano-extremo caudal	437,75±7,28	432,6-442,9
Longitud ventosa	175,1±14,56	164,8-185,4
Ancho ventosa	42,36±1,64	41,2-43,52
Longitud espícula derecha	1895,2±14,57	1884-1905
Ancho máximo espícula derecha	16,64±2,56	15,36-20,48
Longitud espícula izquierda	1895,2±14,57	1884-1905
Ancho espícula izquierda	15,36±0	15,36-20,48

Tabla 2.1.2.15a- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares macho de *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790) Travassos, 1913 obtenidos de *C. livia*.

HEMBRA		
VARIABLE	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	46500±2,12	45000-48000
Ancho máximo	1307±29,49	1287-1328
Longitud esófago	2188±7,28	2183-2193
Ancho del esófago	314,15±7,28	309-319,3
Distancia extremo apical-anillo nervioso	674,65±7,28	669,5-679,8
Distancia ano-extremo caudal	1112,4±29,13	1091,8-1133
Distancia vulva-extremo cefálico	24500±0,70	24000-25000
Longitud huevo	76±0,80	70-90
Ancho huevo	43±0,09	40-50

Tabla 2.1.2.15b- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares hembra de *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790) Travassos, 1913 obtenidos de *C. livia*.

BIOLOGÍA

El ciclo biológico de *A. columbae* ha sido realizado experimentalmente por Wehr & Hwang (1964). A partir de los resultados obtenidos, estos autores apuntan la posibilidad de que el ciclo pueda tener lugar íntegramente en el intestino, tratándose así de un ciclo directo, sin migración larvaria extraintestinal. El hospedador definitivo suele ser *C. livia*, Tverdokhlebou (1967) demuestra experimentalmente que las gallinas no se infectan por *A. columbae*.

La pauta propuesta para el desarrollo del ciclo se inicia con la diseminación de los huevos no embrionados junto con las heces del hospedador. Estos huevos requieren 12-15 días a una temperatura de 30-33°C para conseguir el desarrollo de la larva de primer estadio en su interior. Esta larva muda en el interior del huevo, pasando a larva de segundo estadio al cabo de 16-20 días, siendo ésta la forma infestante.

Una vez ingeridos los huevos por el hospedador definitivo, las larvas eclosionan quedando libres en el tracto digestivo, siendo el hábitat de dichas larvas, motivo de controversia entre distintos autores.

Wehr & Hwang (1964) opinan que las larvas de segundo estadio mudan al cabo de seis días de ser ingerido el huevo por el hospedador, originando larvas de tercer estadio que mudan a larvas de cuarto estadio 7-8 días después. Estas L4 se transforman en adultos jóvenes tras sufrir una nueva muda que tiene lugar 17 postinfestación. El periodo de prepatencia es 37-42 días.

Las larvas de segundo y tercer estadio son detectadas tanto en la mucosa como en la luz intestinal. Asimismo Wehr & Hwang (1964) resaltan el hallazgo de larvas de segundo estadio en el hígado de todos los hospedadores infestados y en los pulmones, conducto biliar y vena porta de especímenes repetidamente infestados. Respecto a estos hechos, estos autores indican que la penetración de las larvas en la mucosa intestinal no parece ser esencial para el normal desarrollo del ciclo. También apuntan la necesidad de llevar a cabo estudios orientados a comprender la presencia de larvas de segundo estadio en hígado y pulmones, que pudiera ser debido a una migración extraintestinal.

Posteriormente, Melendez & Linquist (1979) intentan resolver estos problemas infestando experimentalmente palomas con larvas de segundo estadio administradas por vía intravenosa. Según los antedichos autores las larvas de

segundo estadio son capaces de sobrevivir en los pulmones y, tras una migración traqueal, alcanzar el intestino delgado donde evolucionan a adultos entre los días 32 y 53 postinfestación. Sin embargo, no atraviesan la pared intestinal ni el parénquima hepático.

2.1.2.16- CAPILLARIA SP.

Especie hospedadora: *Fulica atra*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: Charca del Fraile, Arona. Tenerife.

Iconografía: Lámina 13: A

MORFOLOGÍA

Las características morfológicas estudiadas en nuestros ejemplares procedentes de *Fulica atra* se ajustan a las propias de *Capillaria* sp.

Los especímenes macho que fueron recogidos estaban en gran estado de degradación y sólo se pudo obtener algunas porciones de los mismos. La única medida obtenida de las porciones de los ejemplares macho útil para la clasificación fue la longitud de la vaina, de la que se obtuvo una media de 453,2 µm de longitud. Se observó en ellos los siguientes caracteres que son determinantes para deducir el género: la ausencia de las alas laterales y de la bolsa membranosa caudales, la presencia de dos lóbulos laterales caudales, la espícula bien esclerotizada, la vaina de la espícula espinosa.

La longitud total media de las hembras fue de 17,54 mm con una anchura máxima media de 50,35 µm. La longitud media de la región esofágica fue de 4871,9 µm mientras que se observó una longitud media de 12669 µm en la región postesofágica. El esófago muscular presentó una longitud media de 230,4 µm, mientras que la del esófago glandular fue de 4641,5 µm. El ano se localizó a nivel subterminal. La apertura vulvar se localizó a una distancia media de 30,72 µm del extremo final del esófago y presentó un proceso vulvar a modo de dos labios. La longitud media de la vagina fue de 360,5 µm. Los huevos ovoides. La longitud total media de los huevos es de 52,48 µm por una anchura máxima media de 23,04 µm.

En la tabla 2.1.2.16 se indican los valores medios y los máximos y mínimos obtenidos de las medidas realizadas a las distintas estructuras.

HEMBRA		
VARIABLES	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	17540,9	17540,9
Ancho máximo	50,35	48,64 - 51,2
Longitud esófago	4871,9	4871,9
Longitud postesofagica	12669	12669
Longitud esófago muscular	230,4	230,4
Longitud esófago glandular	4641,5	4641,5
Ratio esófago / longitud total	0,28	0,28
Distancia vulva-final esófago	30,72	30,72
Longitud vagina	360,5	360,5
Longitud huevo	52,48	52,48
Ancho huevo	23,04	23,04

Tabla 2.1.2.16- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares hembra de *Capillaria* sp. obtenidos de *F. atra*.

BIOLOGÍA

Los ciclos biológicos conocidos en especies del género *Capillaria* parásitos de aves son muy escasos en la actualidad. Rietschel (1973) indica para la especie *C. oesophagealis*, parásita del esófago de cuervos (*C. corone*), que el primer estadio larvario de esta especie crece desde 180 a 370 μm en el tejido de lombrices de tierra que actúan como hospedadores intermediarios (*Lumbricus rubellus* y *L. terrestris*). Al ser ingeridos los hospedadores intermediarios se desarrolla el individuo adulto en el hospedador definitivo.

2.1.2.17- BARUSCAPILLARIA OBSIGNATA (MADSEN, 1945)

Especie hospedadora: *Alectoris barbara*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: San Isidro. Tenerife

Iconografía: Lámina 14: A

MORFOLOGÍA

Las características morfológicas estudiadas en nuestros ejemplares procedentes de *A. barbara*, se ajustan a las propias de *Baruscapillaria obsignata*, si bien las medidas de esta especie varían entre amplios intervalos según distintos autores.

Los especímenes macho, midieron 8240 μm de longitud media por 58,88 μm de anchura máxima. La región esofágica ocupa aproximadamente la mitad de la longitud total del cuerpo.. La boca es puntiforme y alas cefálicas ausentes. La longitud media de la región esofágica fue de 3944,9 μm mientras que se observó una longitud media de 4295,1 μm en la región postesofágica. El esófago muscular carece de células y presentó una longitud media de 360,5 μm mientras que la longitud media del esófago glandular fue de 3584,4 μm . La cloaca se abre subterminalmente. El extremo posterior del cuerpo presentaba una bolsa membranosa diáfana con ausencia de lóbulos pero con unas prominencias a ambos lados a modo de radios que se estrechan en la base. La vaina espicular aparece estriada transversalmente y mide 1606,8 μm de longitud media, con una anchura constante a lo largo de su longitud. La longitud media de la espícula es de 1483,2 μm con un extremo distal redondeado, mientras el extremo proximal es más ensanchado, en forma de paleta y con una anchura máxima de 7,68 μm a este nivel.

La longitud total media de las hembras fue de 9074,3 μm con una anchura máxima media de 41,2 μm . El extremo anterior del cuerpo es delicado y diáfano, el extremo posterior conteniendo a la genitalia es oscuro. La longitud media de la región esofágica fue de 4001,55 μm mientras que se observó una longitud media de 5072,75 μm en la región postesofágica. El esófago muscular carece de elementos

celulares y consiste sólo en un delgado tubo de longitud media de 307,2 μm , mientras que la del esófago glandular fue de 3694,35 μm . El ano, así como la apertura de la cloaca en el macho se localizó a nivel subterminal. La apertura vulvar se localizó cerca de la transición del esófago al intestino, a una distancia media de 24,32 μm del extremo final del esófago. La vagina está dirigida hacia atrás, su longitud media fue de 144,64 μm . Los huevos son de color marrónáceo y ovoides, con una cubierta gruesa y apreciándose dos tapones polares transparentes. La longitud total media de los huevos es de 46,08 μm por una anchura máxima media de 33,28 μm .

BIOLOGÍA

El ciclo evolutivo de este nematodo se caracteriza por ser directo, sin participación de un hospedador intermediario, según fue demostrado por Wehr (1937, 1939), Wakelin (1965), Shlikas (1966a, 1967a).

Las hembras grávidas de *B. obsignata* se mantienen en la luz intestinal y eliminan huevos que son expulsados con las heces del hospedador al medio ambiente, desarrollándose las larvas en su interior en condiciones adecuadas de temperatura, humedad y oxígeno. Shlikas (1966b) consiguió la eclosión de las larvas por incubación de los huevos in vitro a 37,5°C. Las larvas no experimentan ninguna muda dentro del huevo. Graybill (1924) observó que el desarrollo larvario se completaba en 7 días a una temperatura de 22-25°C y en 6 días a 24-25°C, mientras que según Levine (1938) las larvas se desarrollan en 6 ó 7 días a 30°C. Cuando los huevos con las larvas son ingeridas por un ave, éstas se liberan en el intestino delgado del hospedador definitivo, sufren mudas y maduran, convirtiéndose en machos o hembras. El estadio adulto es alcanzado en 19-24 días en *C. livia* f. *domestica* según Wehr (1937, 1939), indicando dicho autor que las larvas sufren tres mudas para llegar al mismo. Shlikas (1967a,b) realizó el ciclo experimentalmente en pollos y observó que las larvas experimentan cuatro mudas que tienen lugar en los días 7, 10, 13 y 17 postinfestación previamente al estadio adulto que era alcanzado en 20 días, pasando por cinco estadios de desarrollo distintos.

MACHO		
VARIABLES	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	8240,68±32,81	7980,7 - 8450,2
Ancho máximo	58,88±8,30	58,88
Longitud esófago	3944,9±24,78	3944,9
Longitud postesofagica	4295,1±18,56	4295,1
Longitud esófago muscular	360,5±9,56	360,5
Longitud esófago glandular	3584,4±4,62	3584,4
Ratio esófago / longitud total	0,48±0,03	0,48
Longitud vaina	1606.8±84,66	1493 - 1720
Longitud espícula	1483,2±14,73	1390 - 1575
Ancho espícula	7,68±0	7,68

Tabla 2.1.2.17a- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares macho de *Baruscapillaria obsignata* (Madsen, 1945) obtenidos de *A. barbara*.

HEMBRA		
VARIABLES	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	9074,3±276,76	8878-9270
Ancho máximo	41,20±0	41,20
Longitud esófago	4001,55±123,81	3914-4089
Longitud postesofagica	5072,75±400,57	4789-5356
Longitud esófago muscular	307,2±36,2	281,6-332,8
Longitud esófago glandular	3694,35±51,94	3581-3807
Ratio esófago / longitud total	0,44±0,02	0,42-0,46
Distancia vulva-final esófago	24,32±1,81	23,04-25,68
Longitud vagina	144,64±12,3	135,68-153,60
Longitud huevo	46,08±0	46,08
Ancho huevo	33,28±1,28	30,72-35,84

Tabla 2.1.2.17b- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares hembra de *Baruscapillaria obsignata* (Madsen, 1945) obtenidos de *A. barbara*.

2.1.2.18- *EUCOLEUS ANNULATUS* (MOLIN, 1858) LÓPEZ NEYRA, 1946

Especie hospedadora: *Alectoris barbara*

Hábitat de parasitación: Esófago

Enclaves: San Isidro. Tenerife

Iconografía: Lámina 13: B, C, D

MORFOLOGÍA

Las características morfológicas estudiadas en nuestros ejemplares procedentes de *Alectoris barbara* se ajustan a las propias de *Eucoleus annulatus*, si bien las medidas de esta especie varían entre amplios intervalos según distintos autores.

Los especímenes macho, midieron 18241,3 μm de longitud media por 67,48 μm de anchura máxima. La región esofágica ocupa aproximadamente la cuarta parte de la longitud total del cuerpo. La boca es puntiforme. Las alas cefálicas presentaron una longitud media de 23,04 μm con una anchura media de 7,68 μm . La longitud media de la región esofágica fue de 4063,35 μm mientras que se observó una longitud media de 14177,95 μm en la región postesofágica. La longitud media del esófago muscular fue de 338,94 μm mientras que la longitud media del esófago glandular fue de 3724,41 μm . El extremo posterior del cuerpo presentaba un par de papilas. La vaina espicular es espinosa y mide 1313,25 μm de longitud media, con una anchura media de 72,1 μm , que se mantiene más o menos constante en toda su longitud.

La longitud total media de las hembras fue de 27634,9 μm con una anchura máxima media de 90,88 μm . La longitud media de la región esofágica fue de 5052,15 μm mientras que se observó una longitud media de 22582,75 μm en la región postesofágica. El esófago muscular presentó una longitud media de 468,65 μm , mientras que la del esófago glandular fue de 4583,5 μm . El ano, así como la apertura de la cloaca en el macho se localizó a nivel subterminal. La apertura vulvar se localizó a una distancia media de 244,48 μm del extremo final del esófago y la longitud media de la vagina fue de 1282,32 μm . Los huevos son de color marrón y ovals, apreciándose tapones polares transparentes. La longitud total media de los huevos es de 58,88 μm por una anchura máxima media de 26,88 μm .

En las tablas 2.1.2.18a y b se indican los valores medios y los máximos y mínimos obtenidos de las medidas realizadas a las distintas estructuras.

BIOLOGÍA

El ciclo biológico de los representantes del género *Eucoleus* es muy dispar en función de las distintas especies. Los huevos de las especies que viven en el epitelio de la cavidad bucal, del esófago o del estómago es probable que sean liberados por el propio proceso fisiológico de renovación epitelial, lo que les permitiría acceder a la luz intestinal y serían eliminados al exterior con las heces. Los huevos de este grupo de nematodos suelen acceder al exterior sin embrionar. Si las condiciones ambientales (temperatura, insolación, humedad) son favorables, los huevos evolucionan hasta que se forma el primer estadio larvario (L1) en su interior. Los huevos embrionados de determinadas especies del género son ya las formas infestantes para un nuevo hospedador (Anderson, 1992).

MACHO		
VARIABLES	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	18241±204	18097-18385
Ancho máximo	67,84±1,81	66,56-69,12
Longitud esófago	4063,35±182,07	3934,6-4192,1
Longitud postesofágica	14177±15,45	14162-14193
Longitud esófago muscular	338,94±15,96	327,68-350,2
Longitud esófago glandular	3724,41±166,15	3606,92-3841,9
Ratio esófago / longitud total	0,22±0,01	0,22-0,23
Longitud alas cefálicas	23,04±3,62	20,48-25,6
Ancho alas cefálicas	7,68±0	7,68
Longitud vaina	1313,25±138,38	1215,4-1411,1
Ancho vaina	72,1±29,13	51,5-92,7

Tabla 2.1.2.18a- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares macho de *Eucoleus annulatus* (Molin, 1858) López Neyra (1946) obtenidos de *A. barbara*.

HEMBRA		
VARIABLES	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	27634±174,79	27511-27758
Ancho máximo	90,88±1,81	89,6-92,16
Longitud esófago	5052,15±80,11	4995,5-5108,8
Longitud postesofágica	22582±254,91	22402-22763
Longitud esófago muscular	468,65±7,28	463,5-473,8
Longitud esófago glandular	4583,5±72,83	4532-4635
Ratio esófago / longitud total	0,18±0,01	0,18-0,19
Longitud alas cefálicas	28,16±3,62	25,6-30,72
Ancho alas cefálicas	10,24±0	10,24
Distancia vulva-final esófago	244,48±19,91	230,4-258,56
Longitud vagina	1282,32±7,28	1277,2-1287,5
Longitud huevo	58,88±0	56,32-61,44
Ancho huevo	26,88±1,81	25,6-28,16

Tabla 2.1.2.18b- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares hembra de *Eucoleus annulatus* (Molin, 1858) López Neyra (1946) obtenidos de *A. barbara*.

E. annulatus es un parásito cosmopolita del esófago, buche y raramente de la cavidad oral de los pollos y aves silvestres. Wehr (1936) demostró que en la transmisión estaban involucradas lombrices de tierra como hospedadores intermediarios (*Allolobophora caliginosa* y *Eisenia foetida*). Zucchero (1942) citó que los huevos se desarrollaban completamente en 18 días a 27-28°C y 50 días a 20,5-21°C. Allen (1949) anotó que *E. annulatus* embrionaron en agua del grifo en 32 días a temperatura ambiente. Los huevos no embrionados se mantuvieron durante 21 días a temperaturas de 37°C o 4-6°C sin desarrollo apreciable. Los huevos se incubaron in vitro cuando se pusieron en contacto con lombrices de tierra. Los músculos longitudinales fueron los lugares principales de colocación de las larvas en las lombrices y el estado infectivo se recogió en 14-21 días en *Lumbricus terrestris*. La larva creció de tamaño en la lombriz y sufrió cambios morfológicos. El período prepatente en pavos fue de 25 días y en pollos de 16-26 días.

2.1.2.19- AONCHOTHECA SP.**Especie hospedadora:** *Columba livia***Hábitat de parasitación:** Intestino delgado**Enclaves:** Santa Cruz de Tenerife. Tenerife**Iconografía:** Lámina 14: B**MORFOLOGÍA**

Las características morfológicas estudiadas en nuestros ejemplares procedentes de *Columba livia*, se ajustan a las propias de *Aonchotheca* sp., si bien las medidas de este género varían entre amplios intervalos según la especie.

Los especímenes macho, midieron 11855,3 μm de longitud media por 40,96 μm de anchura máxima. La región esofágica ocupa aproximadamente la mitad de la longitud total del cuerpo. La longitud media de la región esofágica fue de 5428,1 μm mientras que se observó una longitud media de 6427,2 μm en la región postesofágica. La boca es puntiforme y alas cefálicas ausentes. La longitud media del esófago muscular fue de 329,6 μm mientras que la longitud media del esófago glandular fue de 5098,5 μm . El extremo posterior del cuerpo presentaba dos alas, una a cada lado, con dimensiones medias de 87,04 μm de longitud por 12,8 μm de anchura medias, y una bolsa caudal de 28,16 μm de longitud media. La vaina espicular es espinosa y mide 1545 μm de longitud media, con una anchura constante a lo largo de toda su longitud.

La longitud total media de las hembras fue de 12298 μm con una anchura máxima media de 52,48 μm . La longitud media de la región esofágica fue de 5253 μm mientras que se observó una longitud media de 7148,2 μm en la región postesofágica. El esófago muscular presentó una longitud media de 330,01 μm , mientras que la del esófago glandular fue de 4912 μm . El ano, así como la apertura de la cloaca en el macho se localizó a nivel subterminal. La apertura vulvar se localizó a una distancia media de 39,68 μm del extremo cefálico y la longitud media de la vagina fue de 149,76 μm . La longitud total media de los huevos es de 48,21 μm por una anchura máxima media de 26,45 μm .

En las tablas 2.1.2.19a y b se indican los valores medios y los máximos y mínimos de las medidas realizadas a las distintas estructuras.

BIOLOGÍA

El ciclo biológico de *Aonchotheca* sp. lo referimos al descrito para la especie *A. caudinflata*. Debido a que no ha sido posible clasificar hasta especie este parásito, sólo se puede hacer referencia al ciclo biológico descrito a nivel genérico.

MACHO		
VARIABLES	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	11855,3±549,87	11679 - 12053
Ancho máximo	40,96±3,58	31,66 - 45,63
Longitud esófago	5428,1±13,41	5386,1 - 5733,45
Longitud postesofágica	6427,2±39,50	6210,38 - 6783,2
Longitud esófago muscular	329,6±12,42	318,26 - 349,6
Longitud esófago glandular	5098,5±23,16	5060,53 - 5110,72
Ratio esófago / longitud total	0,46±0	0,46
Longitud vaina	1545±8,31	1527,34 - 1570,66
Longitud ala caudal	87,04±4,67	80,04 - 94,23
Ancho ala caudal	12,84±0,32	11,74 - 13,02
Longitud bolsa	28,16±1,74	26,04 - 29,11

Tabla 2.1.2.19a- Datos morfométricos (μm) de 4 ejemplares macho de *Aonchotheca* sp. obtenidos de *C. livia*.

HEMBRA		
VARIABLES	MEDIA	RANGO
Longitud total	12298,20±145,66	12298-12504,2
Ancho máximo	52,48±1,81	51,2-53,76
Longitud esófago	5253±145,66	5150-5356
Longitud postesofagica	7148,2±218,50	7148,2
Longitud esófago muscular	330,01±42,44	299,52-360,5
Longitud esófago glandular	4912±174,99	4789-5036,48
Ratio esófago / longitud total	0,42±0,01	0,42-0,43
Distancia vulva-final esófago	39,68±17,05	25,6-53,76
Longitud vagina	149,76±12,67	140,8-158,72
Longitud huevo	48,21±1,48	46,08-48,64
Ancho huevo	26,45±1,48	25,6-28,16

Tabla 2.1.2.19b - Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares hembra de *Aonchotheca* sp. obtenidos de *C. livia*.

2.1.2.20- *AONCHOTHECA CAUDINFLATA* (MOLIN, 1858)

Especie hospedadora: *A. barbara*

Hábitat de parasitación: Intestino delgado

Enclaves: San Isidro. Tenerife

Iconografía: Lámina 14: C, D

MORFOLOGÍA

Las características morfológicas estudiadas en nuestros ejemplares procedentes de *A. barbara* se ajustan a las propias de *Aonchotheca caudinflata*, si bien las medidas de esta especie varían entre amplios intervalos según distintos autores.

Los especímenes macho, midieron 13,68 mm de longitud media por 39,68 μm de anchura máxima. La boca es puntiforme y alas cefálicas ausentes. La región esofágica ocupa aproximadamente la mitad de la longitud total del cuerpo. La longitud media de la región esofágica fue de 5636,89 μm mientras que se observó una longitud media de 8061,19 μm en la región postesofágica. La longitud media del esófago muscular fue de 485 μm mientras que la longitud media del esófago glandular fue de 5151,89 μm . El extremo posterior del cuerpo presentaba un par de alas, una a cada lado, cuya longitud media fue de 102 μm , con una anchura máxima media de 18,86 μm . Además, presentó una bolsa caudal de 32,14 μm de largo medio. La vaina espicular era estriada y midió 82,29 μm de longitud media, con una anchura constante a lo largo de su longitud.

La longitud total media de las hembras fue de 23,98 mm con una anchura máxima media de 53,76 μm . La longitud media de la región esofágica fue de 6810,31 μm mientras que se observó una longitud media de 17174,02 μm en la región postesofágica. El esófago muscular presentó una longitud media de 608,83 μm , mientras que la del esófago glandular fue de 6201,48 μm . El ano, así como la apertura de la cloaca en el macho se localizó a nivel subterminal. La apertura vulvar presentó un proceso vulvar bulboso y se localizó a una distancia media de 102,86 μm del extremo final del esófago. La longitud media de la vagina fue de 332,99 μm . La longitud total media de los huevos es de 53,14 μm por una anchura máxima media de

MACHO		
VARIABLES	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	13687±1219	12835-14560
Ancho máximo	39,68±1,81	38,4-40,96
Longitud esófago	5636±678,8	5154-6119
Longitud postesofágica	8061±537,4	7681-8441
Longitud esófago muscular	485±33,2	423,09-546,91
Longitud esófago glandular	5151±594,68	4731-5572
Ratio esófago / longitud total	0,41±0,01	0,40-0,42
Longitud vaina	82,29±0	82,29
Longitud ala caudal	102±1,9	100,29-102,86
Ancho ala caudal	18,86±1,81	18-20,57
Longitud bolsa	32,14±1,87	30,86-33,43

Tabla 2.1.2.20a- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares macho de *Aonchotheca caudinflata* (Molin, 1858) obtenidos de *C. livia*.

HEMBRA		
VARIABLES	MEDIA±DE	RANGO
Longitud total	23984±75,96	23930-24038
Ancho máximo	53,76±0	53,76
Longitud esófago	6810±7,29	6805-6815
Longitud postesofágica	17174±41,63	17115-17232
Longitud esófago muscular	608,83±58,37	567,55-650,11
Longitud esófago glandular	6201,48±50,91	6165-6237
Ratio esófago / longitud total	0,28±0	0,28
Distancia vulva-final esófago	102,86±0	102,86
Longitud vagina	332,99±27,27	313,71-352,28
Longitud huevo	53,14±1,81	51,43-54
Ancho huevo	22,28±0	20,57-23,14

Tabla 2.1.2.20b- Datos morfométricos (μm) de 10 ejemplares hembra de *Aonchotheca caudinflata* (Molin, 1858) obtenidos de *C. livia*.

22,28 μm . En las tablas 2.1.2.20a y b se indican los valores medios y los máximos y los mínimos obtenidos de las medidas realizadas a las distintas estructuras.

BIOLOGÍA

Este nematodo es un parásito cosmopolita del intestino delgado de gallináceas, incluyendo gallinas, urogallos, faisanes, pavos, palomas, patos y gansos (Skrjabin y cols., 1970).

En condiciones experimentales se ha logrado reproducir el ciclo biológico de esta especie. Los huevos embrionan en 11-12 días en condiciones favorables de temperatura y humedad. Allen & Wehr (1942), Morehouse y cols. (1944), Wehr & Allen (1945) y Nickel (1953) demostraron que las lombrices de tierra (*Allolopophora caliginosa* y *Eisenia foetida*) son hospedadores intermediarios obligados. Los huevos preparados en condiciones in vitro eclosionaron en el interior del tubo digestivo de estas lombrices (Morehouse y cols., 1944). Las larvas resultaron infectivas en el hospedador definitivo a los nueve días después de haber sido ingeridas por las lombrices. Los vermes maduraron en los pollos infectados 22-24 días después de la infección.

2.1.3- ICONOGRAFÍA

Lámina 1.- *Paramonostomum* sp.

Lámina 2.- *Tetrabothrius*.

- A. *Tetrabothrius erostis*. Anillos sexuales.
- B. *Tetrabothrius erostris*. Anillos grávidos.
- C. *Tetrabothrius* sp. Anillos sexuales.
- D. *Tetrabothrius* sp. Anillos grávidos.

Lámina 3.- *Pseudidiogenes nana*.

- A. Pseudoescólex.
- B. Anillos inmaduros.
- C. Anillos sexuales.
- D. Anillos pregrávidos.
- E. Anillos grávidos.

Lámina 4.-

- A. *Otiditaenia conoides*. Escólex.
- B. *Hispaniolepis villosa*. Escólex.

Lámina 5.-

- A. *Raillietina micracantha*. Escólex.
- B. *Choanotaenia infundibulum*. Escólex.

Lámina 6.- *Lyruterina nigropunctata*.

- A. Bolsa del cirro.
- B. Formación del órgano paruterino.
- C. Órgano paruterino.

Lámina 7.- *Tetrameres fissispina*.

- A. Extremo apical frontal.
- B. Región caudal.

Lámina 8.-

- A. *Tetrameres fissispina*. Extremo cefálico.
- B. *Tetrameres fissispina*. Espícula del macho.
- C. *Cosmocephalus* sp. Extremo cefálico.

Lámina 9.- *Synhimantus (Dispharynx) spiralis*.

- A. Extremo cefálico lateral.
- B. Huevo.

Lámina 10.-

- A. *Heterakis gallinarum*. Región caudal del macho.
- B. *Heterakis gallinarum*. Región caudal del macho.
- C. *Heterakis gallinarum*. Hembra grávida.
- D. *Ascaridia columbae*. Región caudal del macho.

Lámina 11.- *Heterakis gallinarum*.

- A. Extremo caudal frontal del macho.
- B. Extremo caudal lateral del macho.

Lámina 12.- *Ascaridia galli*.

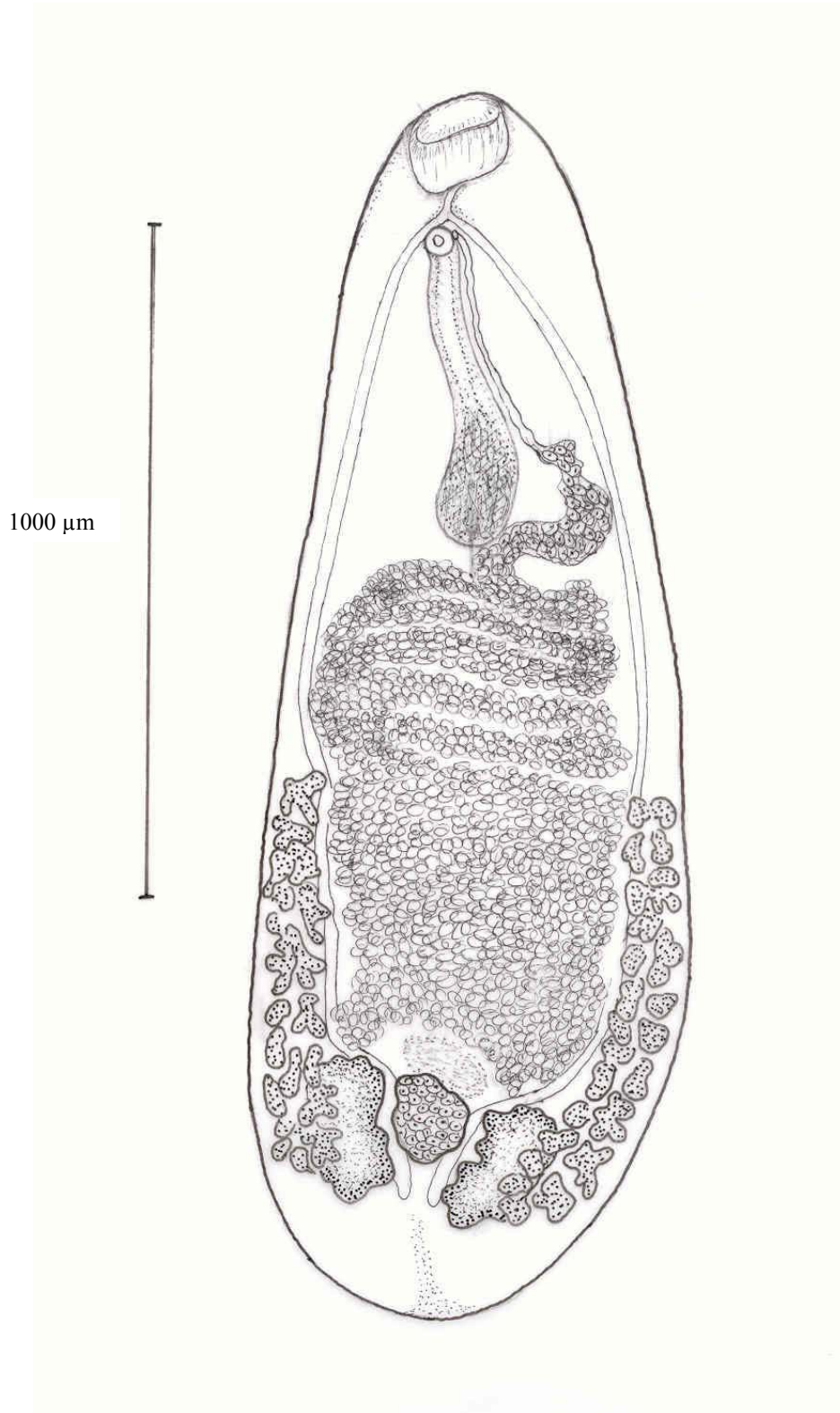
- A. Extremo apical frontal.
- B. Extremo caudal.

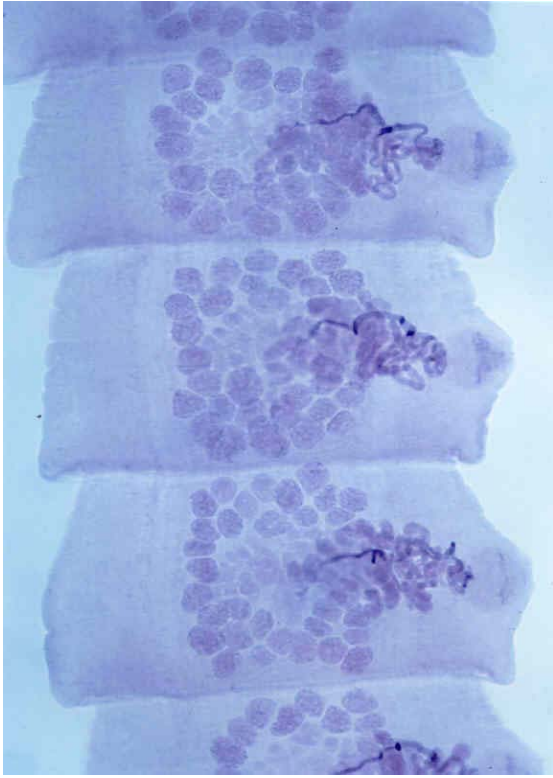
Lámina 13.-

- A. *Capillaria* sp. Región vulvar.
- B. *Eucoleus annulatus*. Extremo cefálico.
- C. *Eucoleus annulatus*. Extremo caudal del macho.
- D. *Eucoleus annulatus*. Hembra grávida.

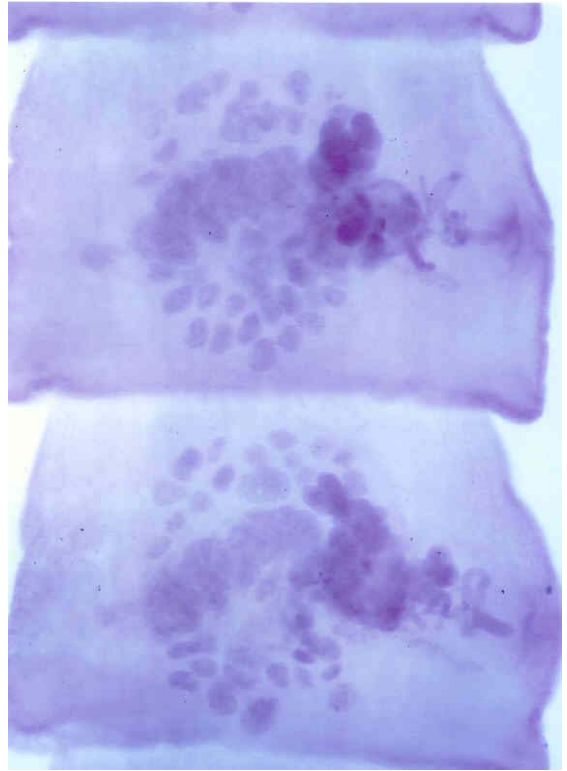
Lámina 14.-

- A. *Baruscapillaria obsignata*. Vulva.
- B. *Aonchotheca* sp. Espícula del macho.
- C. *Aonchotheca caudinflata*. Huevos en útero.
- D. *Aonchotheca caudinflata*. Vulva.

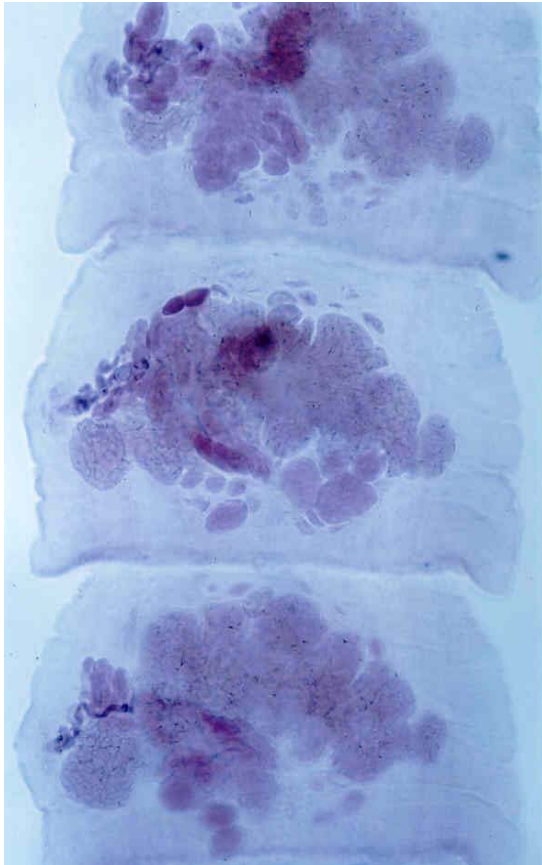




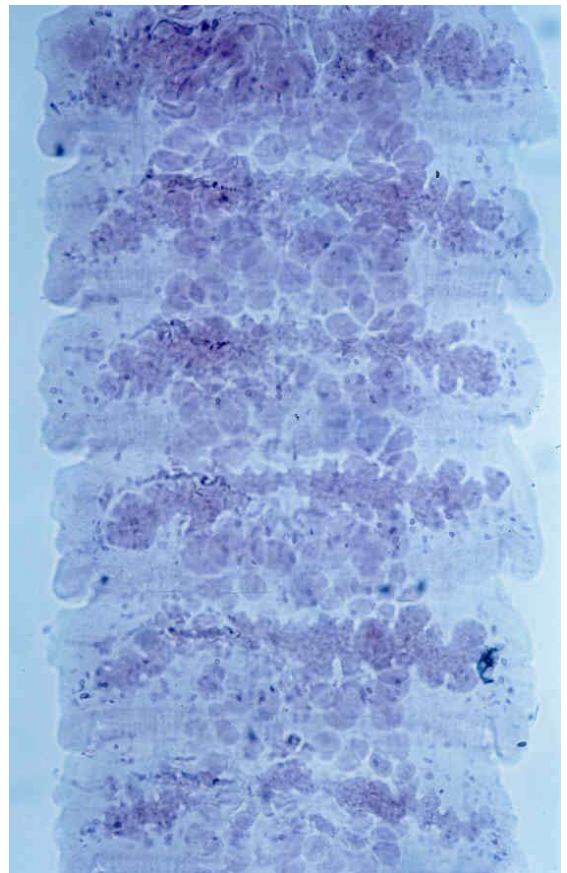
A



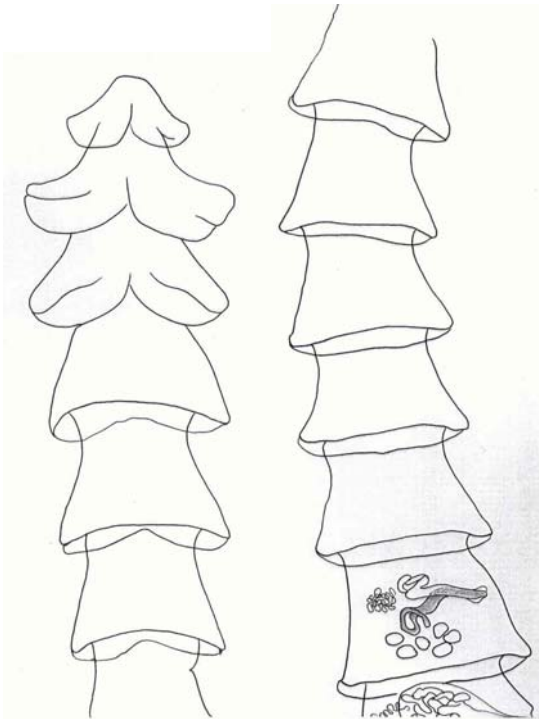
C



B

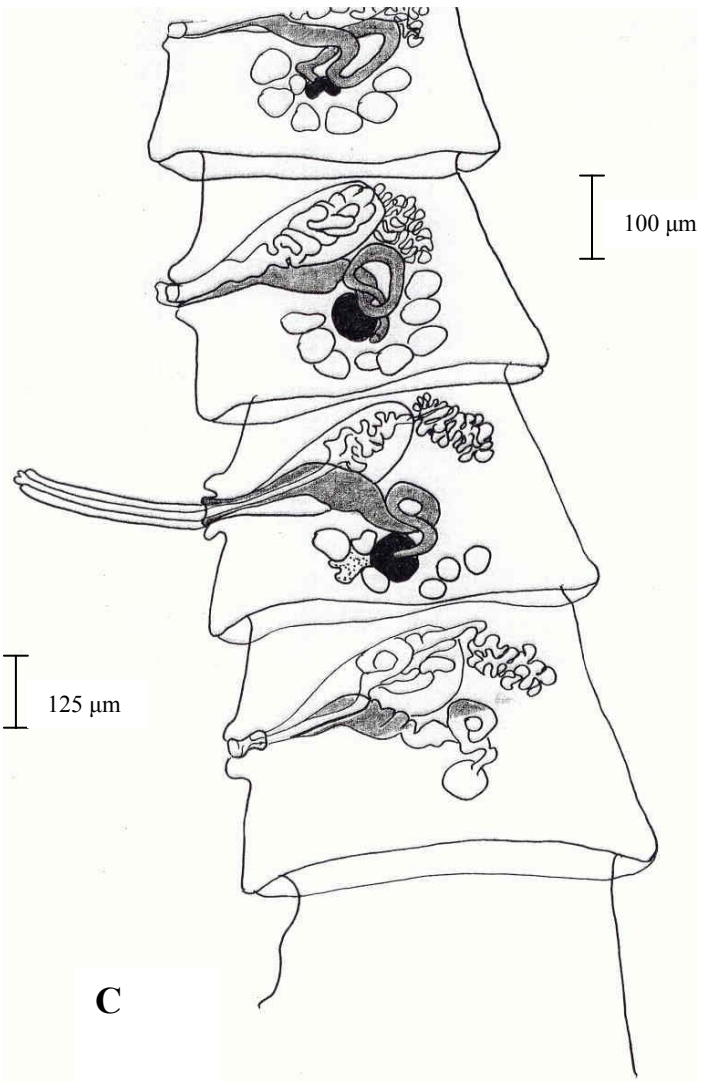


D

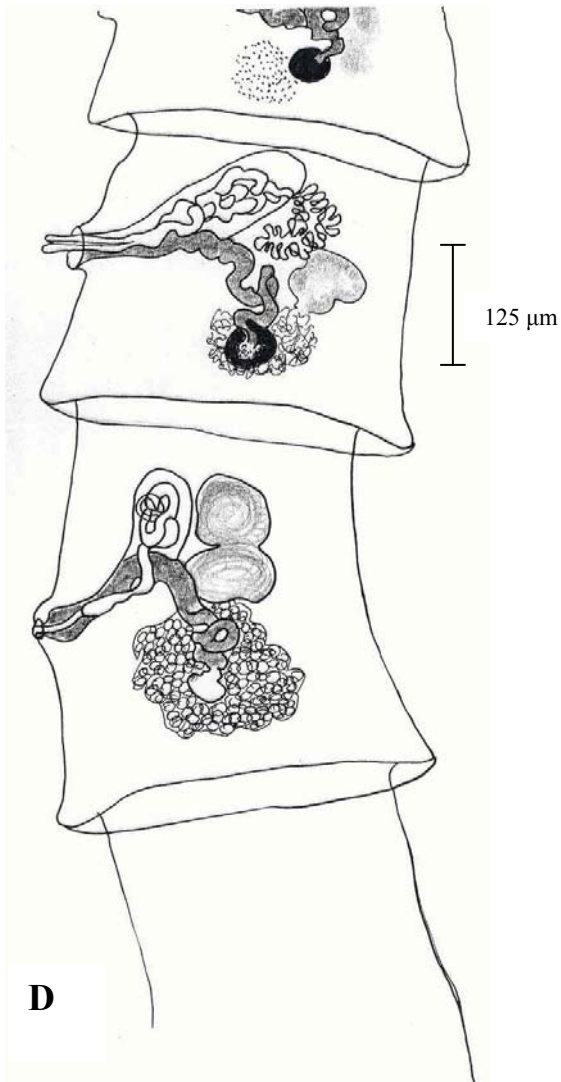


A

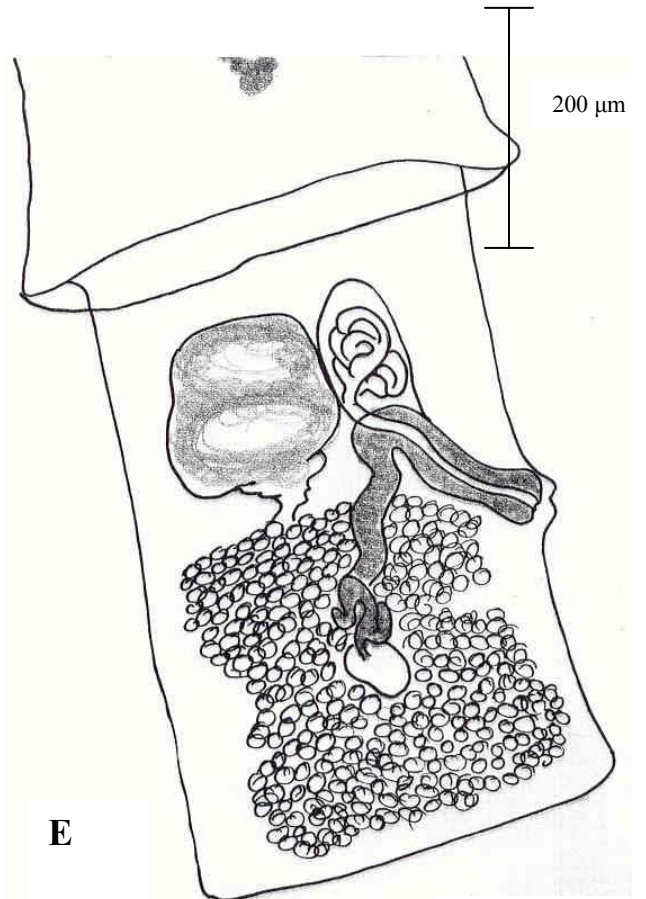
B



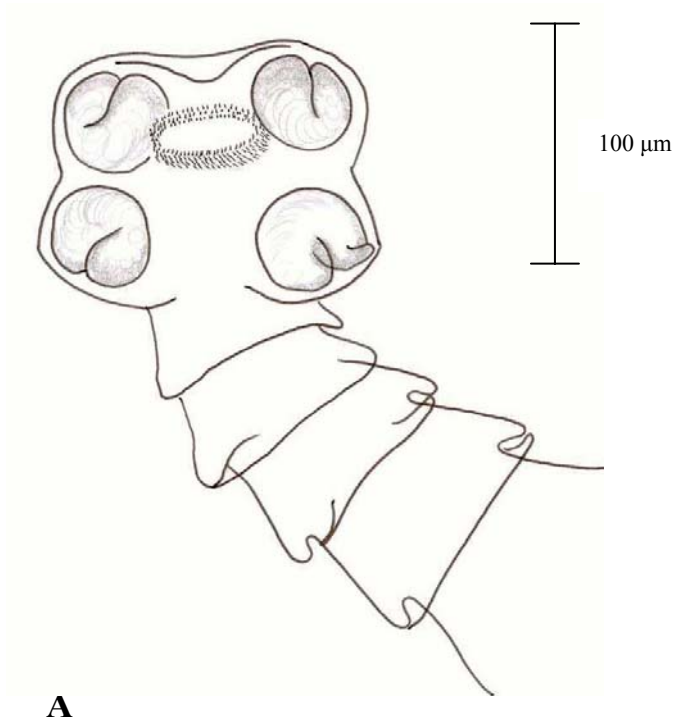
C



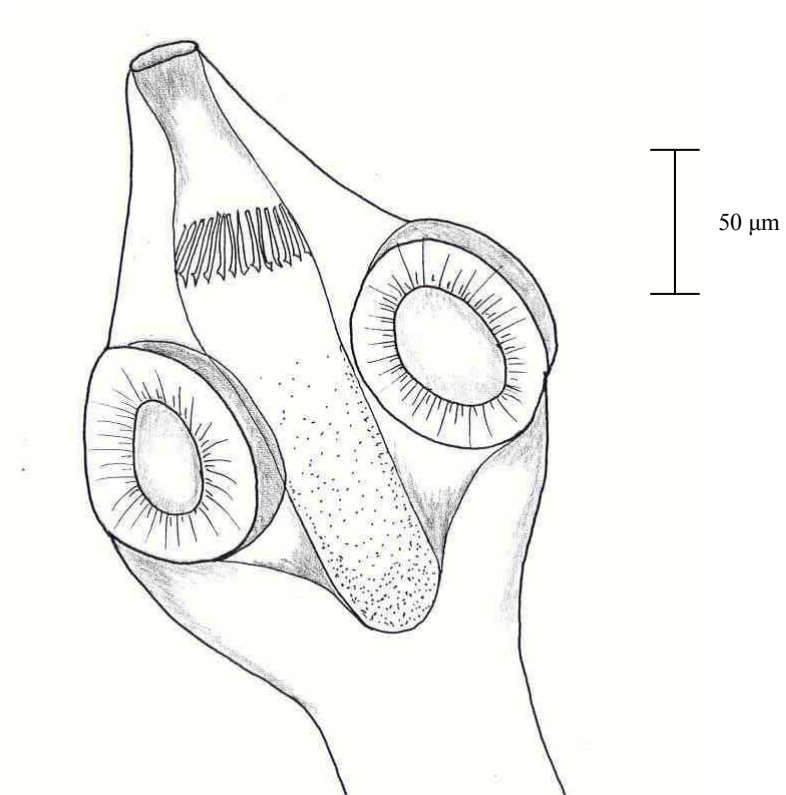
D



E



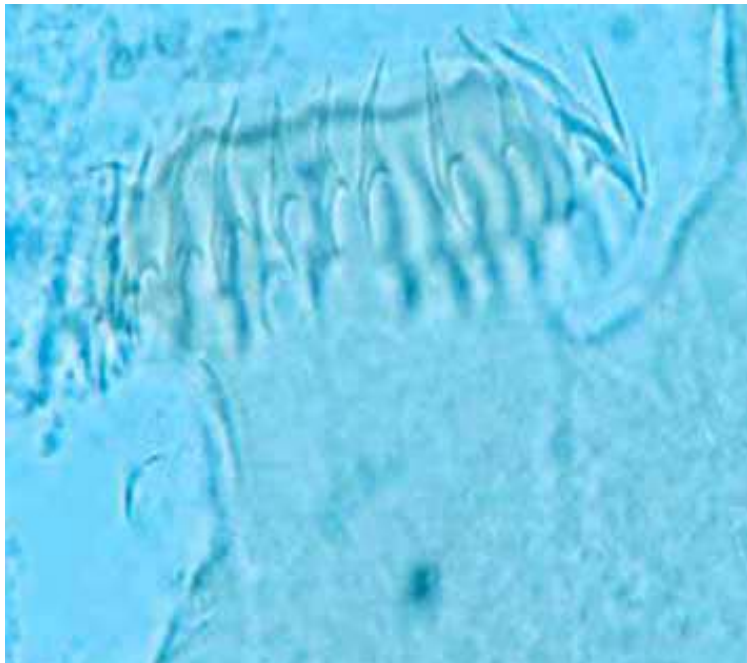
A



B

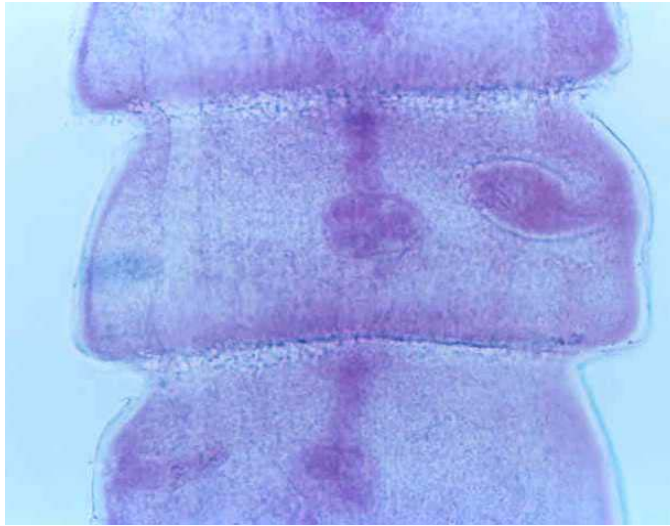


A

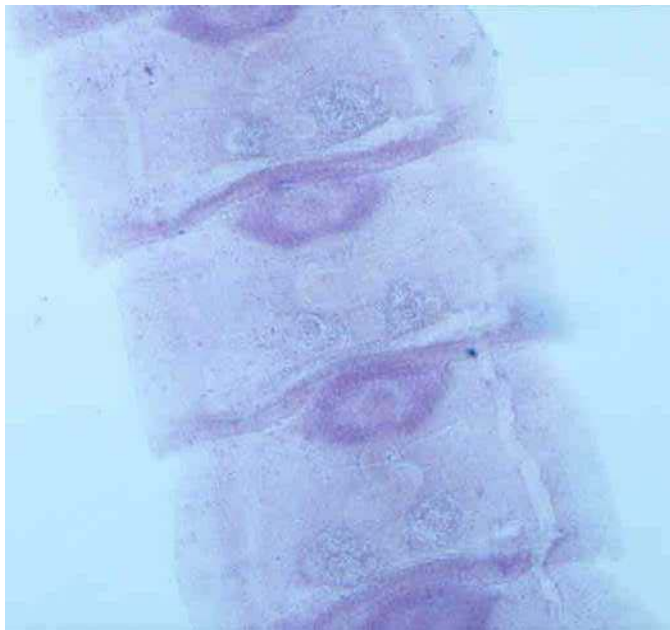


B

A



B



C





A



B



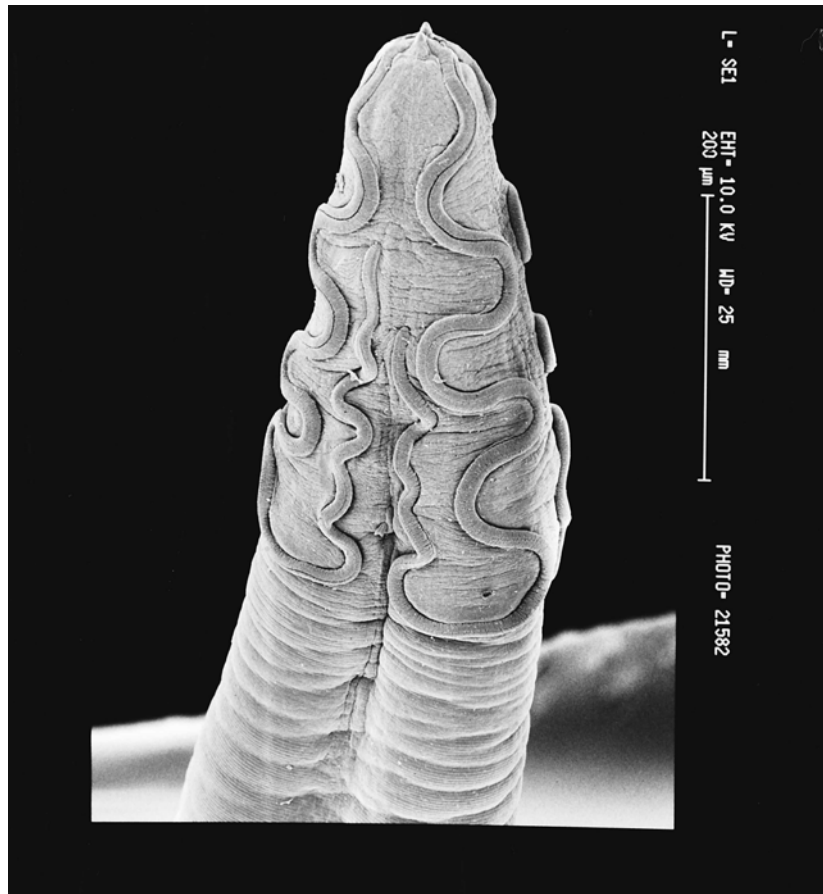
A



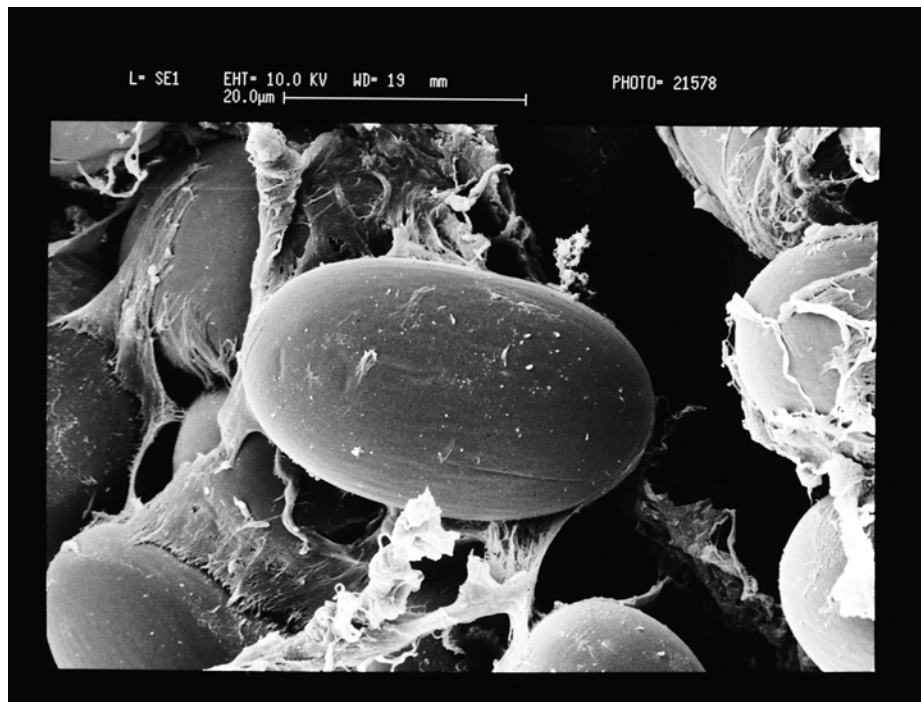
B



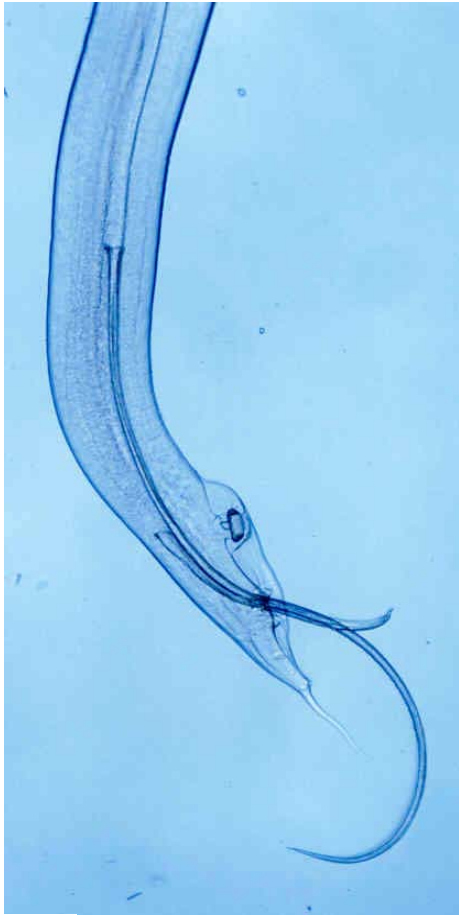
C



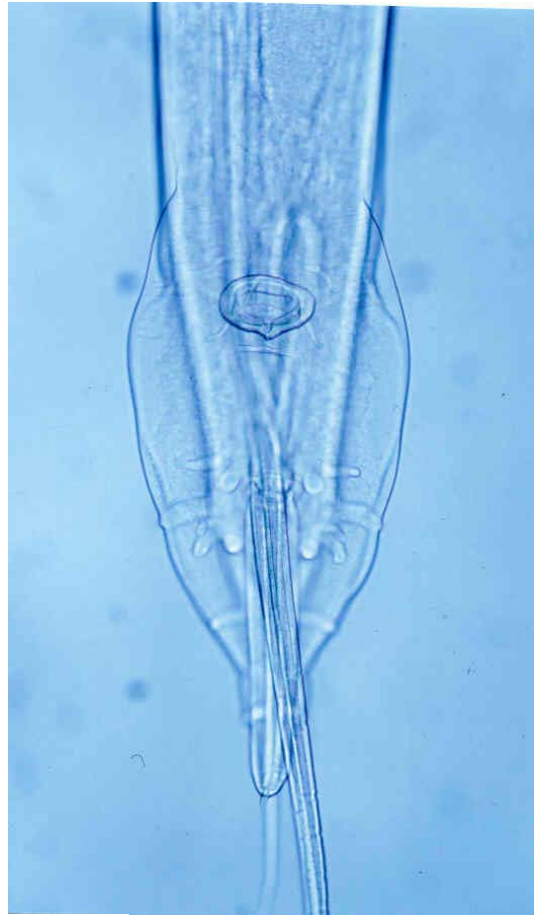
A



B



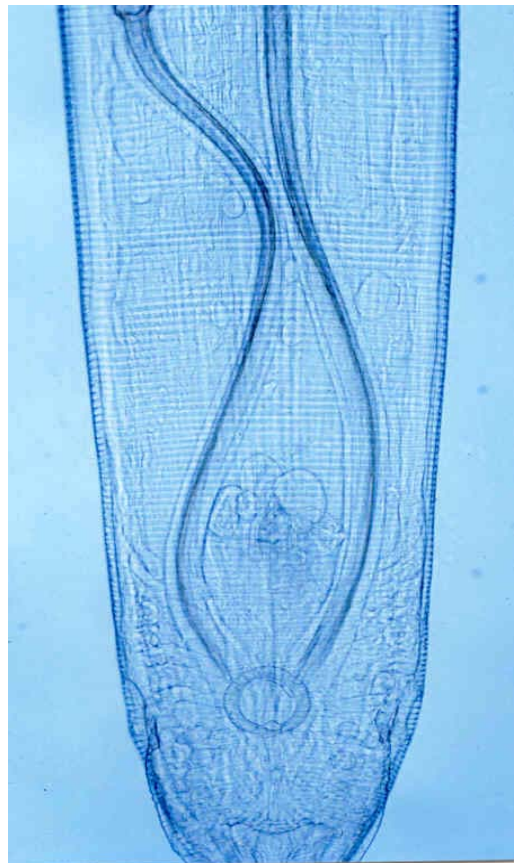
A



B



C



D



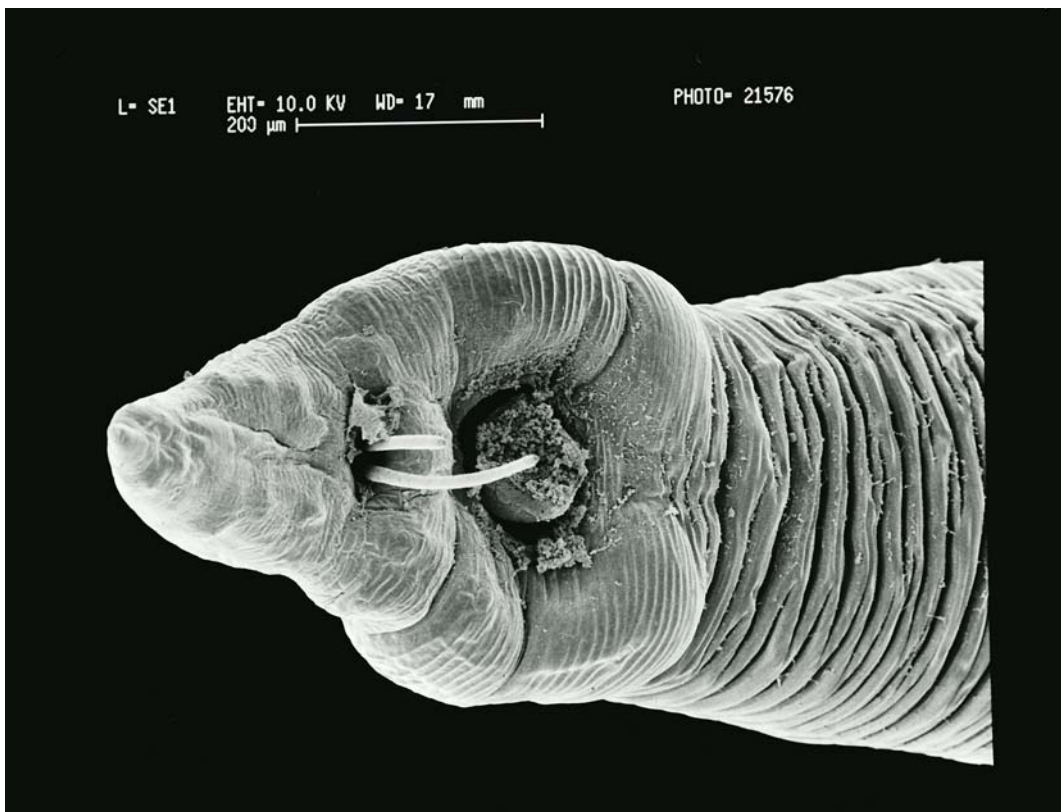
A



B



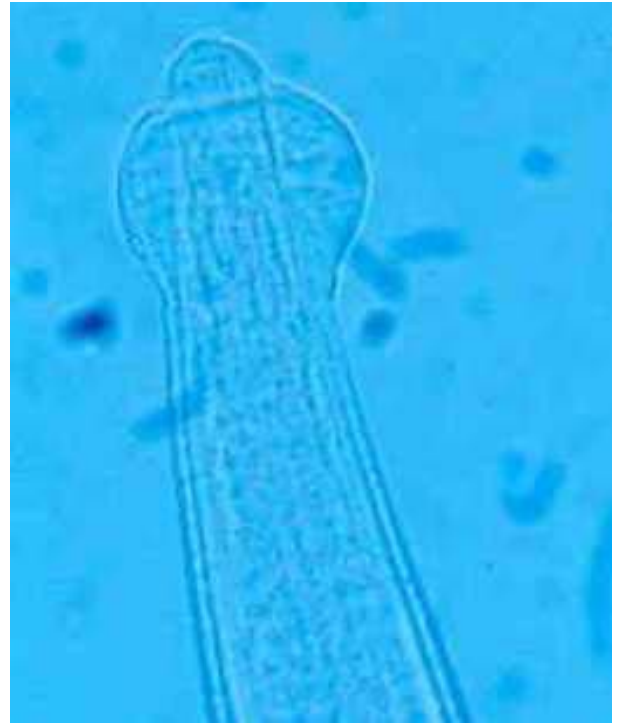
A



B



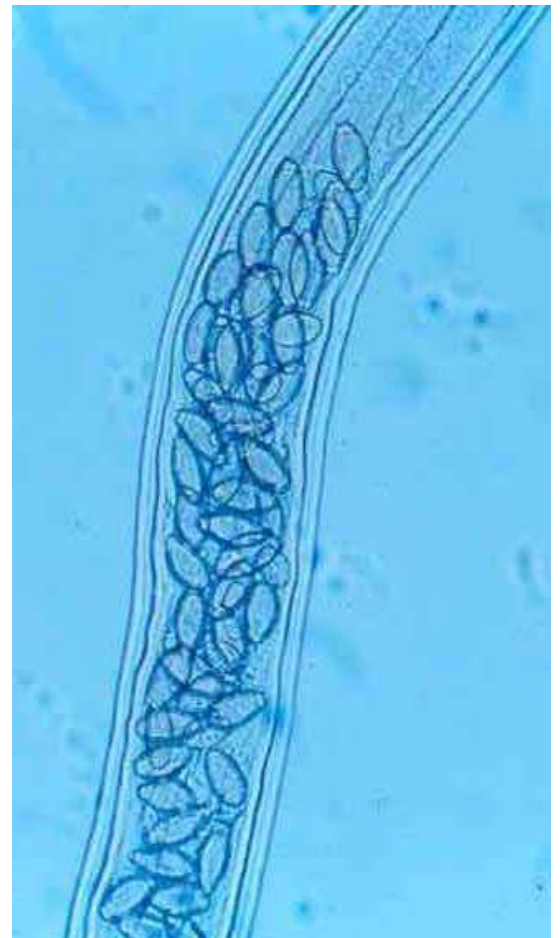
A



B



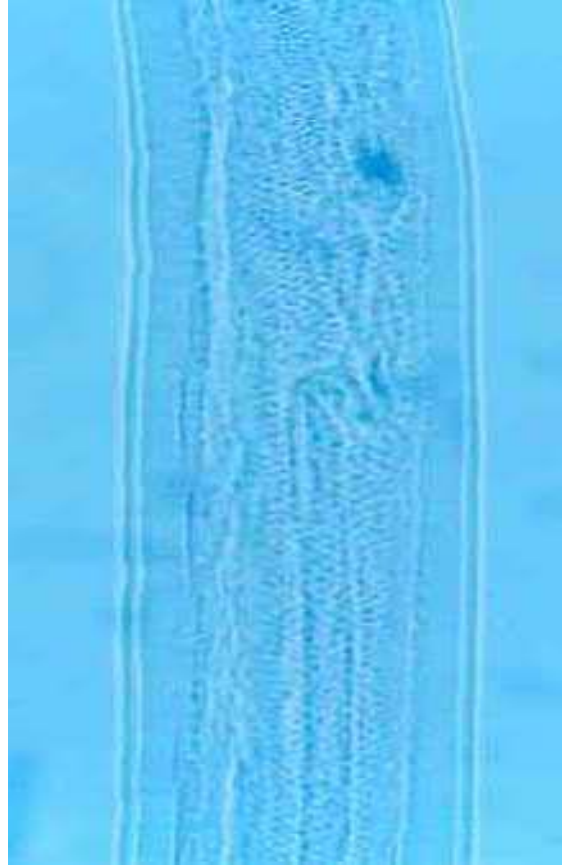
C



D



A



B



C



D

2.2- RESULTADOS DE BIOLOGÍA MOLECULAR

En la figura 2.2.4 se presenta el alineamiento de las secuencias obtenidas para la casi totalidad del gen 18S ADNr en las distintas especies analizadas en este trabajo. Los tamaños de los fragmentos oscilaron entre 1656 pb para la especie *Raillietina micracantha* y 1838 pb para *Choanotaenia infundibulum*, siendo por tanto necesaria la consideración de inserciones y/o deleciones para el alineamiento de las secuencias. Coincidiendo con otros autores (Liu D-W y cols., 1997) la mayoría de estas variaciones de tamaño fueron encontradas en las regiones V4 (hélices E21-1 y E21-3) y V7 (hélice 41).

Para el análisis filogenético fueron utilizadas sólo aquellas regiones que pudieron ser alineadas sin ambigüedad y que coinciden con las hélices 6-16, 24-37 y 45-49 según Neefs y cols. (1993). De un total de 1463 posiciones, 341 fueron variables (23,3%) entre las especies comparadas y de ellas 122 (35,7%) fueron parsimoniosas informativas.

Como es habitual, las transiciones superan a las transversiones en todas las comparaciones realizadas, disminuyendo la tasa de transición/transversión a medida que aumenta la divergencia entre las secuencias comparadas (Tabla 2.2.1).

COMPARACIONES	N	Ts±ES	Tv±ES	Ts/Tv
Entre especies	8	21.125±3.002	9.875±1.894	2.762±0.714
Entre géneros	5	23.000±4.701	8.600±0.980	2.545±0.349
Entre familias	36	36.722±1.205	21.167±0.899	1.814±0.071
Entre órdenes	40	38.675±1.068	31.675±0.755	1.257±0.050

Tabla 2.2.1.- Tasas de transiciones y transversiones y errores estándar entre taxones.

Las divergencias nucleotídicas entre las distintas secuencias, obtenidas por el método de dos parámetros de Kimura, variaron entre 0,1% y 6,4% (Tabla 2.2.2). Los valores de divergencia encontrados en un determinado nivel taxonómico solapan con los del nivel taxonómico inmediatamente superior. Aún así, resulta sorprendente la escasa diferenciación entre *L. nigropunctata* y *R. micracantha* (0,1%), la más baja de todas ellas, y entre la primera y *R. australis* (1,2%).

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
T.e		0,004	0,004	0,002	0,007	0,007	0,006	0,007	0,006	0,006	0,006	0,006	0,006	0,006	0,012
T.s2	0,022		0,005	0,005	0,008	0,007	0,007	0,007	0,007	0,006	0,006	0,007	0,007	0,007	0,013
T.f	0,024	0,029		0,005	0,007	0,006	0,006	0,007	0,006	0,006	0,006	0,006	0,006	0,006	0,012
T.s1	0,007	0,032	0,031		0,007	0,007	0,006	0,006	0,006	0,006	0,007	0,006	0,007	0,006	0,012
A.d	0,057	0,064	0,050	0,057		0,003	0,005	0,007	0,007	0,006	0,007	0,006	0,007	0,007	0,014
A.c	0,055	0,062	0,049	0,060	0,010		0,004	0,006	0,006	0,005	0,006	0,006	0,006	0,006	0,012
M.c	0,053	0,062	0,046	0,056	0,025	0,022		0,006	0,006	0,005	0,006	0,006	0,006	0,006	0,012
T.p	0,054	0,053	0,056	0,050	0,051	0,052	0,049		0,005	0,006	0,006	0,006	0,007	0,007	0,013
T.p i	0,052	0,061	0,050	0,048	0,057	0,055	0,054	0,027		0,005	0,006	0,006	0,006	0,006	0,013
C.i	0,048	0,055	0,041	0,054	0,041	0,038	0,034	0,040	0,041		0,004	0,004	0,004	0,005	0,012
L.n	0,053	0,053	0,046	0,059	0,048	0,042	0,042	0,050	0,049	0,021		0,001	0,003	0,005	0,012
R.m	0,052	0,060	0,045	0,053	0,047	0,043	0,042	0,044	0,043	0,020	0,001		0,003	0,005	0,012
R.a	0,053	0,059	0,047	0,060	0,050	0,045	0,043	0,054	0,051	0,024	0,012	0,012		0,005	0,012
P.n	0,050	0,060	0,045	0,055	0,049	0,046	0,046	0,055	0,050	0,035	0,031	0,030	0,031		0,012
G.s	0,169	0,178	0,167	0,177	0,185	0,180	0,177	0,189	0,182	0,181	0,177	0,171	0,178	0,176	

Tabla 2.2.2. Matriz de distancia distancias de Kimura 2N parámetros debajo de la diagonal y errores estándar sobre la diagonal.

Las topologías encontradas con los tres métodos filogenéticos (Neighbor-Joining, parsimonia y máxima probabilidad) fueron similares salvo mínimas diferencias (Figuras 2.2.1, 2.2.2 y 2.2.3). En todos ellos el orden Tetrabothriidea se separa del orden Cyclophyllidea significativamente (91%) y ambos parecen ser monofiléticos.

Dentro del orden Tetrabothriidea, siempre *Tetrabothrius* sp.1 y *T. erostris* son significativamente los más cercanos, uniéndose posteriormente *Tetrabothrius* sp.2 y *T. forsteri* en este orden.

En cuanto al orden Cyclophyllidea, se obtuvieron resultados similares. Con los tres métodos se detectó la monofilia de las familias Anoplocephalidae (con las especies *M. ctenoides*, *A. cuniculi* y *A. dentata*) y Taeniidae (con las especies *T. parva* y *T. pisiformis*), observándose en todos los casos altos valores de bootstrap (99%-100%), correspondiendo los mayores a los obtenidos con el método de distancias. En todos los casos se unieron significativamente las especies *R. micracantha* y *L. nigropunctata* (99%), y a este nodo, también con altos valores de bootstrap (99%) se le une la especie *R. australis*. Con los métodos de distancia y

máxima probabilidad, las especies *P. nana* y *C. infundibulum* forman parte, de forma significativa, de un clado que engloba a las especies de *Raillietina* y *L. nigropunctata*, y con el método de máxima parsimonia en este mismo clado están incluidas las especies de *Taenia*.

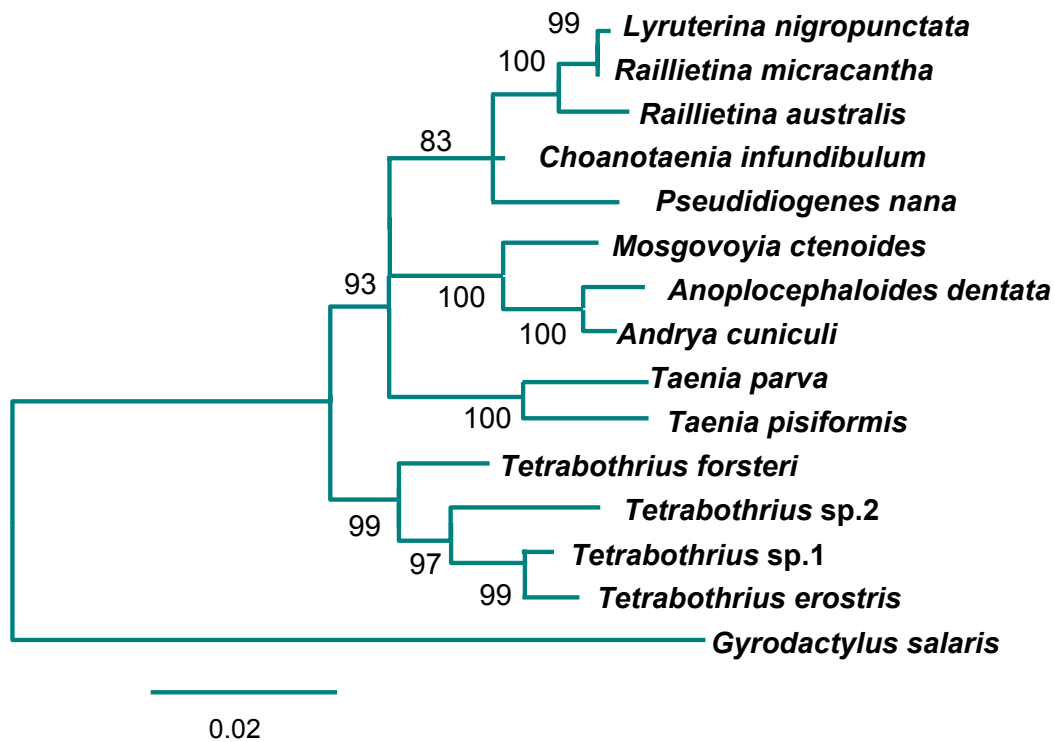


Fig. 2.2.1- Filogenia obtenida con Neighbor-Joining, distancia Kimura 2N parameters.

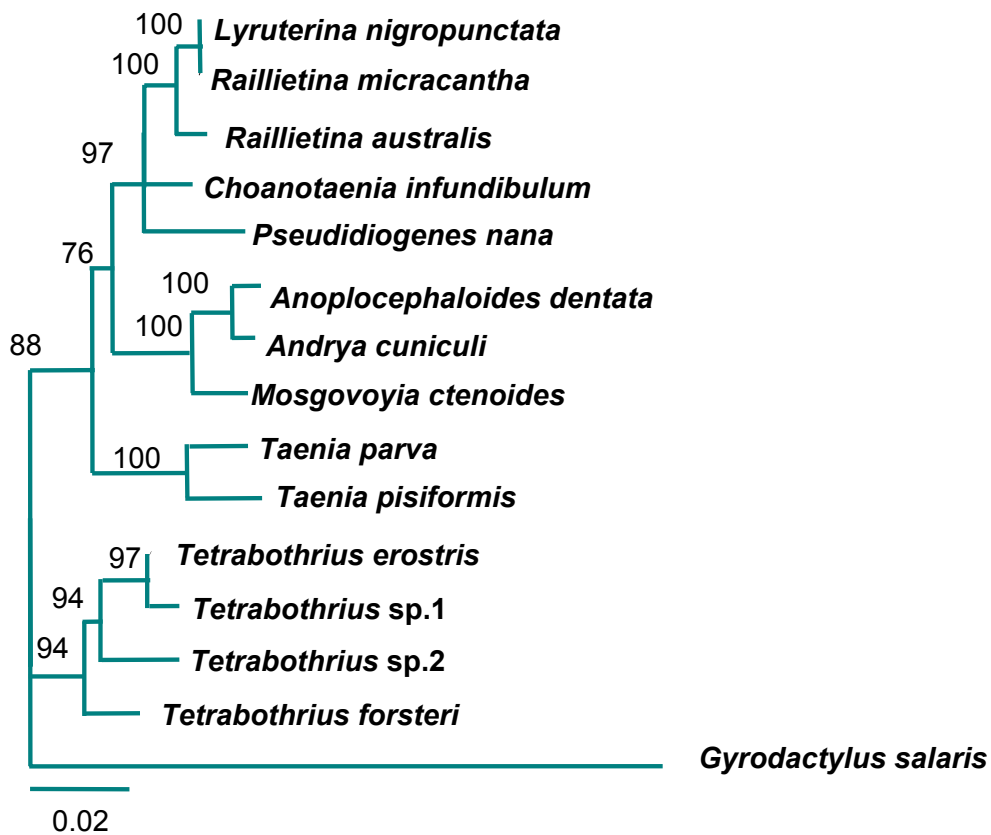


Fig. 2.2.2- Filogenia obtenida con el método de máxima probabilidad.

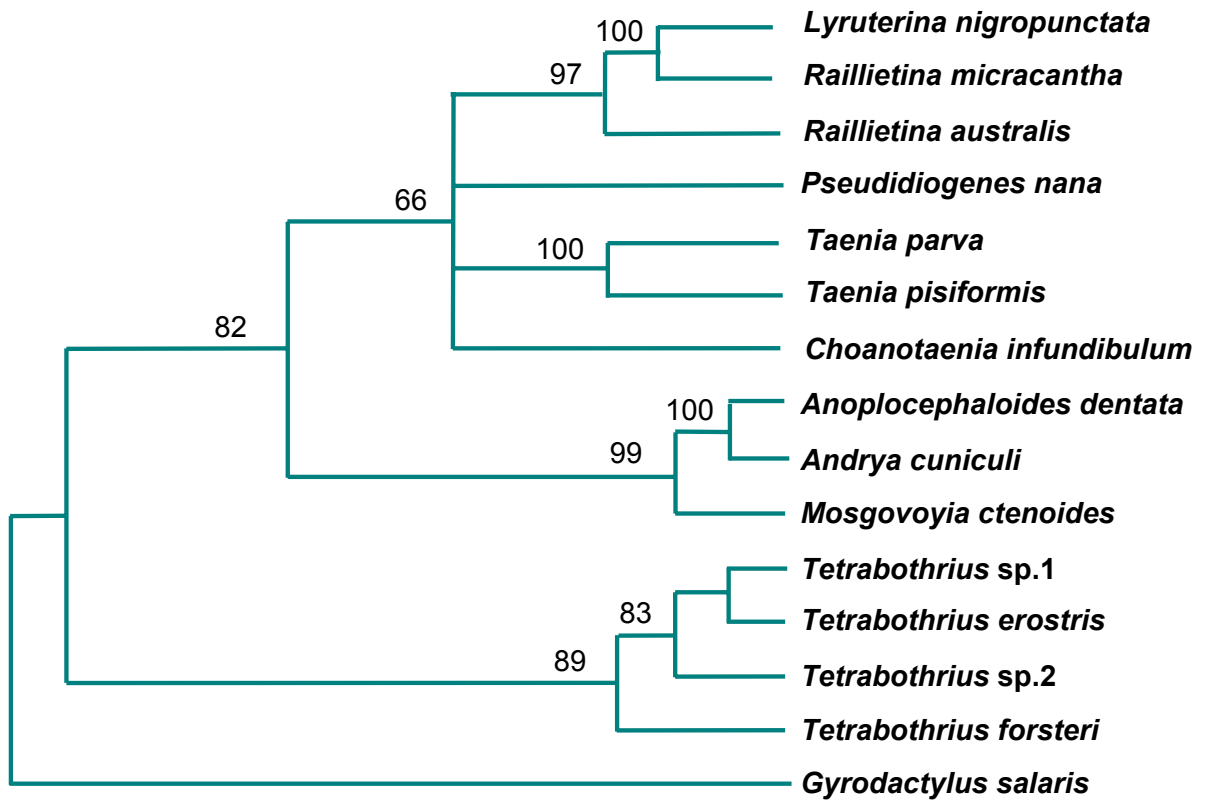


Fig. 2.2.3- Filogenia obtenida con el método de Máxima Parsimonia.

```

T.e -----
T.s2 -----
T.f -----GTCATATG CTTGTCTCAA AGATTAAGCC ATGCATGTCT
T.s1 -----AGATTAAGCC ATGCATGTCT
A.d -----T
A.c -----AGATTAAGCC ATGCATGTCT
M.c -----AGATTAAGCC ATGCATGTCT
T.p -----AGATTAAGCC ATGCATGTCT
T.pi -----AGATTAAGCC ATGCATGTCT
C.i -----AGATTAAGCC ATGCATGTCT
L.n -----AGATTAAGCC ATGCATGTCT
R.m -----AGATTAAGCC ATGCATGTCT
R.a -----GGTTG ATCCTGCCAG TAGTCATATG CTTGTCTCAA AGATTAAGCC ATGCATGTCT
P.n -----AGATTAAGCC ATGCATGTCT
G.s AACCTGGTTG ATCCTGCCAG TAGTTATATG CTTGTCTCGA AGATTAAGCC ATGCATGTCT
    
```

```

T.e ----- --ATGGCTCA TTAAATCAGC TATGGTTTAT
T.s2 -----TGC GA.....
T.f CAGTGCAGGC CTTTAC-ACG GTGAAACCGC GA.....
T.s1 CAGTGCAGGC CTTTAC-ACG GTGAAACCGC GA.....
A.d CAGTGCAGGC CTTTAC-ACG GTGAAACCGC GA.....
A.c CAGTGCAGGC CTTTAC-ACG GTGAAACCGC GA.....
M.c CAGTGCAGGC CTTTAC-ACG GTGAAACCGC GA.....
T.p CAGTTCAGGC CCTAGT-ACG GTGAAACCGC GA.....
T.pi CAGTTCAGGC CCTAGT-ACG GTGAAACCGC GA.....
C.i CAGTGCAGGC CTTTAA-ACG GTGAAACCGC GA.....
L.n CAGTACAGGC CTTTAT-ACG GTGAAACCGC GA.....
R.m CAGTACAGGC CTTTAT-ACG GTGAAACCGC GA.....
R.a CAGTACAGGC CTTTAT-ACG GTGAAACCGC GA.....
P.n CAGTGCAGGC CTTTAC-ACG GTGAAACCGC GA.....
G.s TAGTTCACGC CTCTGTTATG GTTAAACCGC AA.C..... C.....CG.
    
```

```

T.e TGGATCGTAC CCGTTA--AA TGGATAACTG TAATAACTCT AGAGCTAATA CATGCCTCGA
T.s2 .....
T.f .....
T.s1 .....
A.d .....AT..
A.c .....AT..
M.c .....TA..A..
T.p .....
T.pi T.....T..
C.i .....C..
L.n .....A.....
R.m .....A.....
R.a .....
P.n .....
G.s .....TAC...-C. C......G...T... .G.....T
    
```

```

T.e TGCCCTGACT ---CTCCGGT TGCC---GTC TCTCGCTA-- -----
T.s2 .....T..G .....A...-- -----
T.f .....C ...TACT... ....TGGTG GT-----
T.s1 .....GC...-- -----
A.d .....C -TCGC-TA.. .A.TA-----
A.c .....C CTCGC-TA.C ....ACG..G G.....
M.c .....C CTTG.GTAC. A..TTGCC.G GT.....
T.p ..... -CGGC.T.T. ..TTGTT.CG CA.GCTGCTG CTGCTGCTGC TGCTGCACGG
T.pi .....C -CTG.TT.C. .A..TCTC.A ...GCT.GCT TGCTTGCTTG CTTGCTTGCT
C.i .....C -CCACTT.CA ..-----
L.n .....C -CTG...TCC ..TGGCTCGT .G.A...GCA GTC-----
R.m .....C -CTG...TCC ..TGGCTCGT .G.A...GCA GTC-----
R.a .....C -CTG...TC. ...GGCTCCT .G.A.T.GCA GTT-----
P.n .....C.C -CTG.T.TC. CA.TGTGCC. C.GG.TGTGG TGCT-----
G.s GTG.....T. -----
    
```

```

T.e ----- --GGCGGTG GATTGGAGAG GAAGGGTGCA CTTATTAGAT CAGAAGCCAA
T.s2 ----- ---.T.... .C.....
T.f ----- ---.T.... .TG.....
T.s1 ----- ---.....
A.d ----- ---GTTG.G. .T.....
A.c ----- ---GTTG.G. .T.....
M.c ----- ---GCTG.G. A.T.....
T.p CGTCGGCGCT GCGTC.TCA. .CAG.TG.G. .T.....
T.pi TGCAGTTGCA GTG.TG..CA .T-A.C..G. .T.....
C.i ----- ---A.TG.G. A.T.....
L.n ----- ---GG.TG.G. .G.....
R.m ----- ---GG.TG.G. .G.....
R.a ----- ---GGG.C..G. .G.....
P.n ----- ---GAG.CT.G. .G.....
G.s ----- ---CGTA...T .T..CC... ..T..A.T..

```

```

T.e CCTTACTTGG CCCGTGTGTT TGTAATCGC CT--AACGGC GGTTCAGCT GTGGGCCAGG
T.s2 ....G..... .T..... ..GC..... ..--.....T ...CA..... ..T.A.
T.f ....GTG.A. T.T...C..C G.CGTG.... .CGA..... ..G..T..G .CA.A.T.T.
T.s1 .....
A.d ..AGCACAT. .GTT..C.C. CT.TT-GG.G .GAGGG---- ..G TGT..G.T.T
A.c ..AGCACAT. .GTC..C.C. CT.TTTGG.G .GAGGG---- ..G TGT..G.T.T
M.c .TAGCACATA TGTT..C.CC CT.CT-.G.A .GCGG.---- ..TG TGT..G.T.C
T.p ..AAT-.GCA .GT....TA ...GTGCG.T .GCG.GGCCG T..GCGG..G CGT.CATT.A
T.pi ..AAC-.GCT TG.AC...CG ..CGTGAGTG TGCGCGT.AA ..CGTTG-AG AG.A.GAG.A
C.i ..AAT-.GT. .GT....-- ---GCC.G. TACA----- ..G CGTACGTT.A
L.n ..GGC-G.T. .G....A-- ---TTCATG TGCA.----- ..G.T.A
R.m ..GGC-G.T. .G....A-- ---TTCATG TGCG----- ..T.A
R.a ..GGC-G.T. .GT....A-- ---.CACG TGCG----- ..TT.A
P.n ..GGC-G.T. .AT....A-- ---TGCATG TGCG----- ..TC.A
G.s ..GGG-C.T. .TG....-- ---TGCG----- ..TC.A

```

```

T.e CATGATGACC TTCTGGTGAC TCTGGATAAT TGTTACAGAT CGCAGTCGGC CTT-GAGTCG
T.s2 .....
T.f ....C..... ..A..... ..A.....
T.s1 .....
A.d AG.-----A.....
A.c AG.-----A.....
M.c AG.-----A.....
T.p G.C.--GA.....
T.pi G.CC---G.....
C.i AGC-----A..... ..CA.....
L.n AGC-----A.....
R.m AGC-----A.....
R.a AGC-----A.....
P.n AGC-----A.....
G.s ----- ..G..... ..C .T.GTAT... ..GTT...

```

```

T.e GCGACGGGTC CTTCAAATGT CTGCCCTATC AACTTTCGAT GGTAGGTGAC CTGCCTACCA
T.s2 .....
T.f .....
T.s1 .....
A.d .....
A.c .....
M.c .....
T.p .....
T.pi .....
C.i .....
L.n .....
R.m .....
R.a .....
P.n .....
G.s .....A.. .A.G..G... ..A... ..T A.....

```

T.e	TGGTTATAAC	GGGTAACGGG	GAATCAGGGT	TCGATTCCGG	AGAGGGAGCC	TGAGAAACAG
T.s2
T.fG.....
T.s1
A.dG.....G.....
A.cG.....G.....
M.cG.....G.....
T.pG.....G.....
T.piG.....G.....
C.iG.....G.....
L.nG.....G.....
R.mG.....G.....
R.aG.....G.....
P.nG.....G.....
G.sG.....G.....

T.e	CTACCACTTC	CAAGGGAGGC	AGCAGGCGCG	CAAATTACCC	ACTCCCAGCA	CGGGGAGGTG
T.s2
T.f
T.s1
A.dA.T.....
A.cA.T.....
M.cA.T.....
T.pC.....A.....
T.piA.....
C.iA.....
L.nA.....
R.mA.....
R.aT.....A.T.....
P.nA.....
G.sA.....A.....C.....T.....G.....A.A.....A.....

T.e	GTGACGAAAA	ATACCGATGC	GGGACTCCTT	AAAGAGGCTC	CGTAATCGGA	ATGAGTGGAC
T.s2A.....
T.fA.....
T.s1
A.d	..T.-----	-----	-----	-----	---G..A..	-----
A.cAA.....	TTT.....A.....
M.cAA.....	.TT.....
T.p	C.....
T.pi	T.....
C.i
L.n	C.....
R.m	C.....
R.a	C.....
P.nC.....
G.s	..A.A.C..	...T...A.	A.A...T.-	-.T...TA.	T.....A.C.T

T.e	TATAAATCCT	TTCACGAGGA	TCCATTGGAG	GGCAAGTCTG	GTGCCAGCAG	CCGCGGTAAC
T.s2
T.f
T.s1T.....
A.d	-----	-----	-----	-----	---A---	-----
A.c	.C.....A.....R.....
M.c	.C.....A.....
T.p	.C.....A.....
T.pi	.C.....A.....
C.i	.C.....A.....
L.n	.C.....G.....A.....A.....
R.m	.C.....A.....
R.a	.C.....A.....
P.n	.C.....A.....?
G.s	ACA..A..	..T.....

```

T.e      TCCAGCTCCA ATAGCGTATA TTAAAGTTGC TGCAGTTAAA AAGCTC-GTA GTTGGATCTC
T.s2    .....
T.f      .....
T.s1    -----
A.d      ----- -C...AC..G C-----
A.c      .....?.....
M.c      .....
T.p      .....
T.pi     .....
C.i      .....
L.n      .....
R.m      .....?.....?.....R...-? R.....
R.a      .....
P.n      .Y...?.T..
G.s      .....A....A....AC...G

T.e      GGTGTCATTG CTACCTGTC- ----- -GAT TCATGTGCAG GTAGTTGCTG
T.s2    .....- -----... ..G....C.
T.f      ...AGT.... .C....CT- -----... .A..... .C.....-
T.s1    -----
A.d      -----,T T.GG----- -G G.GA.G..GT ..G.GCTG.A
A.c      ....G..?..? G.G.----- .G..?.A.T.T TC..GC.G.A
M.c      ...AG..... T.G.----- .G.GCAG.T.C TC..-CCGCT
T.p      ....G.G... T.G.....T- ----- .G. AAT..A..G. TCG..GTG..
T.pi     ----- .AGT..GATC- ----.C.G..
C.i      ....G..... T.G.....T- ----- -AGC ATT..A..G. C.G..GTG..
L.n      ....G.G.? T-GT...C- ----- .G. ATT..G.GC. .YG..GTG..
R.m      CCG?GG-----
R.a      ....G.----- ---GT...TG CCTGCCGGTA T-TTGAGCGG CTGGTGTGT. ..TAGC.GC.
P.n      -----
G.s      ...TCTGG.T TGGAGAC.GC TTGCTCTTAG TGAATTGAT. ....AAGCT T.G.GCAGC.

T.e      TAGG----- -----TGT GTAGCTGTGT CGCCTGTCGG CGTATGCCGG CCACGGG---
T.s2    C...----- .....C.... ..G..C... .A....T.. T..T...---
T.f      ....----- -----A.. .....C...- -.G..... .TC..G.C TT.A...----
T.s1    -----
A.d      GTA----- -----C T.C----- -TG----GT. AC.C..GA-T AATT-----
A.c      AT?----- ----- .T.Y?.CCAA? AY?.CA?GTA A?C????G.T AATYCC----
M.c      GT.----- ----- .T----- --G.ATCATA -----
T.p      GCTAACGGCG TGTCACTCTA .CC..CTCTG ..TG...GT. T..GG...T GGTG..T---
T.pi     GC----- ----- A.T.T..CYG TTGG.AATT. A.CGGT.G.T GT-----
C.i      ACTATCAGCG CTCAAGCCTG T.G..C..T. ACTGGC.ATT GACCG.TT.A GTTT.CT---
L.n      G?T-----TG GGCGGCACA. R.T.....- .CTGCC.AAT ACCTGT.AAT GTG.TC----
R.m      -----C ..T?T?.-- .CTGCC.ACT A?CYGT.A.T GTG?CC----
R.a      C.TAGTCGTT GTGCCAG.C. ACTA.CTGTC G.TG..C.TC ATCC.CG.CC TGTG.CAAAT
P.n      -----
G.s      GTACTIONTAG GCCGAATCT. CC..... .TG.ATAA.. .T.CG..TTT GTGTA.ATAG

T.e      ----CTCTCC GGTCTGTGGT TGCACGCTGT GCCGGCAGAG TTGGCGCGGC CTTCCGCCCTG
T.s2    ----.TC.T A.....A. .T..T..... ..T...A.. G..AT.....
T.f      ----- --.T..... ..A...A-- -.C.TA...A .....T.A
T.s1    -----
A.d      ----- ---GTTAC-- AGATCGCAGT CG.C.TT---
A.c      ----- ---CCC.Y? ?CTG?TGCC. ?AVCC??RG. C??C.T?ATG
M.c      -----
T.p      ----GGA.TG .TGGAT..-G ..AGT.TG.G TGATRAR.GC -.CT.G.TG GA.G.ATGGA
T.pi     ----- ---G .CA.T.GC.A CGAC.AT..- -.CTCA.CA G-----
C.i      ----G.TGTG CA.G...TG C.T.TATG.A TG.C.TCTGT GC.T.TATTA TGCATG.GCT
L.n      ----- ---GGC.TCG CCTGT.ACAA AA.ACRGCG. .G..TC----
R.m      ----- ---TCCC.CG .T.G.C.Y.. -TACA.A.T C??CG-----
R.a      ----- .A.G .CGG..G.C. G.GTAC...G CATCCTG.T. G...GTG.AG .AGT.GG.AC
P.n      -----
G.s      ATTCG.TGTA T..TA..TCC CT....GGTC TA.TT.TTC. ..TCTATACG ..GTAATGCC

```

T.e	CGGTC----	ATGGCTGCCT	GCATTGCACG	TTACTTTGA	ACAAATTTGA	GTGCTCAAAT
T.s2G----	.AA....T..
T.f	T..C-----	..A....T..	.T.....
T.s1	-----	-----	-----	-----	-----	-----
A.d	-----	-----	-----	-----	-----	-----
A.c	-----TGCG	CCCTT?TG.G	TT???.GG.T	?GCT
M.c	-----	-----	-----	--.C
T.p	T..ATGGATG	GAT.GATGGA	.GGAG.G.T.	GGCGG.
T.pi	-----	-----	-----A	...T
C.i	T.TGTGCATA	CAT..A-GGC	AT.A.AACT.	G...
L.n	-----	-----	-----	GGGT
R.m	-----	-----	-----	GGGG
R.a	-----	-----	-----
P.n	-----	-----	-----	GCG.
G.s	TTTAATCGGG	TGTT.A.TG.	.G.CA.....G

T.e	CAGGCCGATG	TTGCCTGAAA	AGTTTTGCAT	GGAATAATGG	AATAGGACTT	CGGTTCTATT
T.s2
T.f	???.????AC.	???.?..? ??..??..?
T.s1
A.d	-----	-----	-----	-----	-----	-----
A.c
M.cC..
T.p
T.pi
C.i
L.nC.
R.mC.
R.aC.
P.nC.
G.s-T.	AA.....C.....A.....C.....

T.e	TCGTGGTTT	T-CGGATCCG	AAGTAATGAT	CAAAAGAGAC	AGGCGGGGAC	GTTTGTATGG
T.s2	-.....
T.f?	-.....?
T.s1	-.....
A.d	-.....A.T.C.
A.c	-.....C.
M.c	-.....
T.p	-.....
T.pi	-.....
C.i	-.....
L.n	-T.....G..
R.m	-T.....G..
R.a	-T.....G..
P.nC.	-A.....G..
G.s	.T.....	AATA..C..	A.....	..A....G.	A..C.....

T.e	CCGCGCTAGA	GGTGAAATTC	ATAGACCGTG	GCCAGACAAA	CTAAAGCGAA	AGCATTCGTC
T.s2	.T.....G.....A
T.f	.T.....G.....A
T.s1
A.d	.T.....G.....A
A.c	.T.....G.....A
M.c	.T.....G.....AG.
T.p	.T.....G.....A
T.pi	.T.....G.....A
C.i	.T.....G.....A
L.n	.T.....	G.G.....A
R.m	.T.....	G.G.....A
R.a	.T.....	G.G.....A
P.n	.T.....	G.G.....A
G.s	.A..CG....G.....TG.CCG..CT.C.

T.e	AAGCATGTTT	TCATTGGCCA	TGAGCGAAAG	TCAGAGGCTC	GAAGACGATC	AGATACCGTC
T.s2
T.f
T.s1
A.d
A.c
M.c
T.p
T.pi
C.i
L.nA.....
R.mA.....
R.aA.....
P.n
G.s	...G.....	...TA...	G.....	...T...

T.e	CTAGTTCTGA	CCATAAACGA	TGCCAACTGG	CGATCCGTGG	TGGTAGTCAC	TTAACCTTCC
T.s2T.....
T.fT.....
T.s1
A.dA.....TTT.....C.....
A.cA.....TTT.....AT.....
M.cA.....TGA.....A.....
T.pA.....TGT.....G.T.....
T.piA.....AGT.....A.T.....
C.iA.....T.T.....AA.....
L.nA.....TCT.....AA.....
R.mA.....TCT.....AA.....
R.aA.....T.T.....AA.....
P.nA.....T.G.....A.....
G.sG.....T...A.....	T.....	...CTC.TT.....	...G--TGA...

T.e	CCACGGGCAG	TCCCCGGGAA	ACCTTTAAGT	CTTTGGGTTC	CGGGGGAAGT	ATGGTTGCAA
T.s2
T.f
T.s1
A.d
A.c
M.c
T.p	G.....
T.piG.....	G.....
C.i	G.....
L.n
R.m
R.aC.....
P.n
G.s	G.....A.....	...T.....	...G.....	...A.....	...A.....

T.e	AGCTGAAACT	TAAAGGAATT	GACGGAAGGG	CACCACCAGG	AGTGGAGCCT	GCGGCTTAAT
T.s2
T.fC-AG.....
T.s1
A.d??.....
A.c
M.c
T.p
T.pi
C.i
L.n
R.m
R.a
P.n
G.sT.....C.....

T.e	TTGACTCAAC	ACGGGAAAAC	TCACCCGGGC	CGGACACTAT	GAGGATTGAC	AGATTGATAG
T.s2
T.f
T.s1
A.d
A.c
M.c
T.pG.
T.piG.
C.i
L.n
R.m
R.a
P.nG.
G.sA.-A.

T.e	CTCTTTCTTG	ATTTGGTGGT	TGGTGGTGCA	TGGCCGTTCT	TAGTTGGTGG	AGCGATTTGT
T.s2
T.f
T.s1CAG..ACAG
A.d	..C
A.c	..C..C..A.T.
M.c
T.pCAG..ACAG
T.piCAG..ACAG
C.i
L.n
R.m
R.a
P.n
G.sAA.C.	TAT..A.

T.e	CTGGTTAATT	CCGATAACGA	ACGAGACTCC	AGCCTGCTAA	TTAGTGCATC	TGTCCACTGC
T.s2
T.f
T.s1
A.dG..C.
A.c
M.c
T.pAG..	G--CA.G..
T.piAG..	G--CA.G..
C.i	G.
L.n	G.G.
R.m
R.a	G.T
P.n	GA.
G.sT..T	.A.....	A...GC.GCG	...A-.T.CT

T.e	ACTTGCATG	GTAGCACCGG	GTACGGCGCG	GATGCTCA-C	TTCTTAGAGG	GACAAGCGGG
T.s2AG.T	C.GTA-.A.	C....GG.A.TTG.T.AA
T.f	..C.
T.s1A..	A.-----
A.d
A.cC...A
M.c
T.p
T.pi
C.i
L.n
R.m
R.a	.TC..T.TA.	.CG..G....ATGCTT	A-----
P.n
G.s	GTG..GAT.T	TCT.TGGATT	AACTTCG.TT	TT.CTG.CG.


```

T.e AG---AAGCC GCACGAAATA GAGCAATAAC AGGTCTGTGA TGCCCTTAGA TGTCCGGGGC
T.s2 TATCC...T. A..A..G...
T.f .....
T.s1 .....
A.d .....
A.c .....
M.c .....
T.p .....
T.pi .....
C.i .....
L.n .....
R.m .....
R.a .....
P.n .....
G.s .....G.....T.....
    
```

```

T.e CGCACGCGCG CTACAATGAC GGTGGCAACG AGTCAGACCT TCTGGCCCCGA AAGGGTTGGA
T.s2 .....
T.f .....G
T.s1 .....
A.d .....G.....T.....A.....G
A.c .....G.....T.....T.....A.....G
M.c .....G.....T.....T.....A.....G
T.p .....T.....G.....G.....G
T.pi .....T.....T.....G
C.i .....T.....G
L.n .....T..G.....G
R.m .....T..G.....G
R.a .....T.....G
P.n .....T.....T.....C.....T.....G
G.s .....T.....C.....A.....T.GA.....TT.GTA.....C..CAGG.....C.TGG..G
    
```

```

T.e CAAACTGGTC AATCACCGTC ATGACAGGGA TCGGGGCTTG GAATTGTTCC CCGTGAACGA
T.s2 .....
T.f .....
T.s1 .....
A.d T.....A.....
A.c T.....A.....
M.c .....A.....
T.p .....G.....
T.pi .....G.....
C.i .....
L.n .....
R.m .....
R.a .....
P.n T.....A.....
G.s .....TT.....T..T...G..C.T....T...T..C.A.C...C.
    
```

```

T.e GGAATTCCTA GTAAGTGCAA GTCATAAGCT TGCGCTGATT ACGTCCCTGC CCTTTGTACA
T.s2 .....C.....
T.f .....
T.s1 .....
A.d .....
A.c .....
M.c .....
T.p .....
T.pi .....
C.i .....
L.n .....
R.m .....
R.a .....
P.n .....
G.s .....CA...T...C..A...T...A.....
    
```

T.e	CACCGCCCGT	CGCTACTACC	GATTGAATGT	TTTAGTAAGG	TCATTGGATT	GGCGCCGCTG
T.s2GAT..
T.fG	-----	..----AT.A
T.s1
A.dGC.....CATCT
A.cGC.....CATCT
M.cGG..	..C.....AT..T
T.pG.....GC.....T..T..
T.piGC.....T..AT..
C.iGG..	..C.....T...ATAA
L.nGC...	..C.....T...ATAA
R.mGC...	..C.....T...ATAA
R.aGC...	..C.....T...ATAA
P.nGC.....AT...AT..
G.sGC...	...A.A....	...TG.AG.T
T.e	GGATATCTGC	TGAAAGGTGG	-TCACCCGGC	CGGC-GTTGA	GAAG-----	-----
T.s2	..G.G.....	-A.G....A.-.....ACGACC	GAACAGGAC-
T.f	T.G.G.....	C.G.....	-GT.....A.-.....ACGACC	GAACCTTGATC
T.s1	-.....-.....ACGACC	GAACCTTGATC
A.d	T.G.GC.--	C.....	-CT...T...	...T-.C...ACGACC	AAAC-----
A.c	T.G.GC.--	C.G.....	-CT...T...	...T-.C...ACGACC	AAACTTGATC
M.c	C.G.GC.--	C.....	-CT...TAA.	...T-.C...ACGACC	AAACTTGATC
T.p	C.GCGGTGA.	C.....C.C	-.G....AG	A...-.C...ACGACC	AAACTTGATC
T.pi	T.GC.GTG..	C.G....CA	-CGG....A.	A...-.CC..ACGACC	GAACCTTGATC
C.i	T.G.GGTGT.	C.TG....TA	-CTG...AAA.	T..T-AC...AAGACC	AAACTTGATC
L.n	T.G.GGTGT.	C.CG....TA	-CTG...AAA.	T..T-AC...AAGACC	AAACTTGATC
R.m	T.G.GGTGT.	C.CG....TA	-CTG...AAA.	T..T-AC...AAGACC	AAACTTGATC
R.a	T.G.GGTAT.	C.TG....TA	-C?GT.AAA.	T..TCAC.C.AAAAC?	AAA-TTG---
P.n	T.G.GGTG.T	C.TG...A.C.	-CTG.T...-	A..T-.....AAGACC	AAACTTGATC
G.s	C.G.-----	-....A----	-----T.AT	T.CG-.C...CTGGCC	GAACCTTGATC
T.e	-----	-----	-----	-----	-----	-----
T.s2	-----	-----	-----	-----	-----	-----
T.f	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGTC	GTAACAAGGT	TTC-----	-----	-----
T.s1	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGT-	-----	-----	-----	-----
A.d	-----	-----	-----	-----	-----	-----
A.c	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGT-	-----	-----	-----	-----
M.c	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGT-	-----	-----	-----	-----
T.p	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGT-	-----	-----	-----	-----
T.pi	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGT-	-----	-----	-----	-----
C.i	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGT-	-----	-----	-----	-----
L.n	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGT-	-----	-----	-----	-----
R.m	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGT-	-----	-----	-----	-----
R.a	-----	-----	-----	-----	-----	-----
P.n	ATTTAGAGGA	AGTAAAAGT-	-----	-----	-----	-----
G.s	ATTTAGAGGA	AGTACAAGTC	GTAACAAGGT	TTCCTAGGT	GAACCTGCAG	AAGGATC---

Figura 2.2.4- Alineamiento de las secuencias del gen 18S AD

DISCUSIÓN

3- DISCUSIÓN

Este capítulo de discusión lo hemos dividido en tres partes, discusión sistemática, discusión filogenética y discusión faunística, debido a la magnitud de cada uno de los apartados y a los distintos enfoques que le hemos dado a cada uno de ellos.

3.1- DISCUSIÓN SISTEMÁTICA DE LAS ESPECIES HALLADAS

En este apartado hemos realizado una revisión de cada una de las especies de helmintos detectadas, centrándonos en la problemática que ha presentado su sistemática a distintos niveles taxonómicos.

3.1.1- SOBRE *PARAMONOSTOMUM* SP.

El género *Hofmonostomum* Harwood, 1939 fue establecido en base a la anatomía de la única especie descrita en este género *H. himantopodis* Harwood, 1939. Harwood (1939) se basó en dos caracteres para la descripción de este nuevo género. En primer lugar, se trataba del único caso dentro de los Notocotylineae Kossack, 1911 donde los folículos vitelinos se extendían posteriormente al margen anterior de los testículos hasta casi la parte final del cuerpo. En todos los géneros descritos en Notocotylineae los folículos vitelinos terminan antes del margen de los testículos (Yamaguti, 1971). En segundo lugar, *Hofmonostomum* presentaba un carácter en común con *Catatropis* Odhner, 1905 al poseer un pliegue ventral mediano suavemente desarrollado, pero no acompañado de una papila ventral lateral. En base a estos caracteres el género *Hofmonostomum* fue aceptado por posteriores autores (Yamaguti, 1971; Groschaft & Tenora, 1981; Schell, 1985).

Posteriormente, Cribb (1991) estudió los cuatro ejemplares existentes de *H. himantopodis* y observó que los folículos vitelinos terminaban cerca o en el margen anterior de los testículos y que el pliegue ventral era en realidad un artefacto. Como consecuencia, Cribb (1991) invalidó el género *Hofmonostomum* sinonimizándolo con *Paramonostomum* Lühe, 1909. *Paramonostomum* se caracteriza por no presentar pliegues ni glándulas ventrales y por tener los folículos vitelinos terminando en el margen anterior de los testículos (Yamaguti, 1971). Cribb (1991) propone

sinonimizar estos dos géneros y reconocer la nueva combinación *Paramonostomum himantopodis* (Harwood, 1939) Cribb, 1991.

El estudio morfológico detallado de nuestro ejemplar aislado de *Fulica atra* en Tenerife aconseja retomar en consideración el carácter “extensión de los folículos vitelinos” dado por Harwood (1939) en la creación del género *Hofmonostomum*. En el individuo examinado las glándulas vitelógenas se extendían posteriormente al margen anterior de los testículos. Esta característica no nos permite encuadrar este espécimen en ningún género descrito actualmente en los Notocotylineae (Yamaguti, 1971; Cribb, 1991). Por el momento, aceptamos la transferencia propuesta por Cribb (1991) de *Hofmonostomum* al género *Paramonostomum* y encuadramos nuestro ejemplar, provisionalmente, en el género *Paramonostomum* a la espera de más materiales de esta especie que momentáneamente queda innominada y su posterior estudio sobre variabilidad intraespecífica.

3.1.2- SOBRE *TETRABOTHRIUS (ORIANA) EROSTRIS* LÖNNBERG, 1896

La sistemática de los cestodos tetrabótridos es muy compleja y siempre ha habido disparidad de opiniones entre los distintos autores respecto a ella. Históricamente, estas especies de cestodos han sido clasificadas en distintos órdenes como Pseudophyllidea Carus, 1863, Cyclophyllidea Van Beneden in Braun, 1900 o Tetrabothriidea Baer, 1954. Sólo Baer (1954) y Galkin (1987) consideraron a los tetrabótridos en un orden separado, Tetrabothriidea Baer, 1954. La actual clasificación de Hoberg (1994), refleja filogenéticamente el carácter monofilético del orden Tetrabothriidea incluyendo una sola familia (Tetrabothriidae Linton, 1871) con seis géneros parásitos de aves y mamíferos marinos. Por lo que respecta al género *Tetrabothrius*, los caracteres diferenciales respecto a los otros géneros de la misma familia, están basados en: la morfología del escólex (cuando se ha descrito), unilateralidad de los poros genitales, extensión de la bolsa del cirro, morfología del atrio genital y localización de los conductos genitales masculinos y femeninos, morfología del ovario y la glándula vitelógena, extensión del útero, y localización dorsal mediana del poro uterino (Hoberg, 1994).

El género *Tetrabothrius* es cosmopolita y contiene actualmente 42 especies parásitas de aves y 8 especies parásitas de cetáceos agrupadas en 4 subgéneros. Estos subgéneros actualmente aceptados son: *T. (Tetrabothrius)* Rudolphi, 1819; *T.*

(*Neotetrabothrius*) Nybelin, 1929; *T. (Culmenamniculus)* Murav'eva, 1975; y *T. (Oriana)* Leiper & Atkinson, 1914. Esta división subgenérica se basa en diferencias estructurales en el atrio genital como la presencia o ausencia de papila genital y la relación entre el canal masculino y la región atrial de la vagina.

Nuestros ejemplares fueron clasificados en el subgénero *Oriana* por presentar en los anillos sexuales, una papila genital prominente en el atrio genital en el ápice de la cual se abría el conducto genital masculino, separadamente de la apertura de la vagina que se localizó en la base de la papila en la cara ventral del anillo.

A nivel específico, Schmidt (1986) sinonimiza las especie *T. (O.) erostris* con *T. lari* Yamaguti, 1935, por la gran similitud entre las mismas dado que la mayoría de caracteres se superponen.

3.1.3- SOBRE *TETRABOTHRIUS (NEOTETRABOTHRIUS) SP.*

La otra especie de cestodo hallada en la gaviota patiamarilla fue determinada como otro miembro de la familia Tetrabothriidae Linton, 1891. Esta especie fue clasificada asimismo, en el género *Tetrabothrius* Rudolphi, 1819, subgénero *Neotetrabothrius* Nybelin, 1929 según Hoberg (1994). La discusión de los tetrabótridos a nivel genérico ha sido ya realizada en el apartado de *T. (O.) erostris*.

Nuestros ejemplares fueron clasificados en el subgénero *Neotetrabothrius*, por presentar en los anillos sexuales una papila genital prominente en el atrio genital, en el ápice de la cual se encontraba tanto la abertura del conducto genital masculino como la apertura de la vagina.

No existe ninguna descripción específica en el género *Tetrabothrius* que coincida con nuestros ejemplares, por lo que no podemos hacer una discusión a nivel específico. Sin embargo, podemos apuntar que existe un gran parecido con *T. (N.) cylindraceus* (Rudolphi, 1819). Las diferencias halladas se observan en tres caracteres: el número de testículos, el tamaño de la bolsa del cirro y la formación del útero, aunque en el primer caso no hay una diferencia tan clara debido a que los rangos se solapan. En los anillos sexuales de nuestros ejemplares aparecieron de 20 a 23 testículos por anillo, mientras que en *T. (N.) cylindraceus* se han contado de 11 a 22. En cuanto a la bolsa del cirro, en nuestro caso es mucho más pequeña, presentando un diámetro medio de 31,74 µm, mientras que *T. (N.) cylindraceus* tiene un diámetro de 40 a 48 µm. En cuanto a la formación del útero, nuestros ejemplares

difieren ampliamente de *T. (N.) cylindraceus*. Por el momento y dado el escaso número de ejemplares hallados, así como la ausencia de escólex en nuestro material, dejamos a esta especie innominada.

3.1.4- SOBRE *RAILLIETINA MICRACANTHA* (FUHRMANN, 1909) LÓPEZ-NEYRA, 1942

Los ejemplares estudiados fueron aislados de *C. livia* var., y tras su examen microscópico, fueron encuadrados en la familia Davaineidae Braun, 1900, subfamilia Davaineinae Braun, 1900 por, entre otras características, presentar cápsulas uterinas parenquimatosas conteniendo cada una de ellas varios huevos. El encuadre genérico dentro del género *Raillietina* Fuhrmann, 1902 se hizo atendiendo a la clasificación propuesta por Jones & Bray (1994). Estos autores elevan a rango genérico los 4 subgéneros tradicionalmente considerados en el género *Raillietina*: *R. (Raillietina)* Fuhrman, 1920; *R. (Furhmannetta)* Stiles & Orleman, 1926; *R. (Skrjabinia)* Fuhrmann, 1920; y *R. (Paroniella)* Fuhrmann, 1920. La división subgenérica seguida por diversos autores como López Neyra (1931) o Schmidt (1986) se basaba en el número de huevos por cápsula uterina y la localización de los poros genitales, unilaterales o irregularmente alternados. Jones & Bray (1994), consideran estos caracteres como suficientes para considerar 4 géneros distintos: *Raillietina*, *Furhmannetta*, *Skrjabinia* y *Paroniella*. En la distinción del género *Raillietina*, estos últimos autores consideraron además la extensión de la bolsa del cirro no sobrepasando o terminando justo en los canales osmorreguladores. Siguiendo estos criterios, dichos autores sinonimizan a *Raillietina* con los siguientes géneros: *Kotlania* López Neyra, 1929; *Kotlanotaurus* Spasskii, 1973; *Nonarmiella* Movsesyan, 1966; *Nonarmina* Movsesyan, 1966; *Oschmarinetta* Spasskii, 1984; *Ransonia* Fuhrmann, 1921; *Roytmania* Spasskii, 1973; y *Skrjabinotaurus* Spasskii & Yurpalova, 1973.

El encuadre específico como *R. micracantha* no fue difícil, atendiendo a la redescrición de esta especie realizada por López Neyra (1947a) al poseer ejemplares adultos y más completos que los utilizados en la descripción original. A nivel específico esta especie ha sido sinonimizada con *Kotlania micracantha* (Fuhrmann, 1909) López Neyra, 1931 y *Davainea micracantha* Fuhrmann, 1909 (Schmidt, 1986). No parece haber dudas sobre el estatus sistemático actual de *R. micracantha* y

nuestros ejemplares se adecuaron perfectamente en morfología y morfometría con las descripciones realizadas por distintos autores y fundamentalmente López Neyra (1947a). En este sentido, existe mucha información sobre *R. micracantha* como se podrá observar en el apartado de discusión faunística sobre dicha especie.

3.1.5- SOBRE *PSEUDIDIOGENES NANA* FUHRMANN, 1925

El género *Pseudidiogenes* es un género de muy reciente creación. Hasta su descripción, los ejemplares con características morfológicas halladas en nuestros especímenes, eran clasificados en el género *Idiogenes* Krabbe, 1868, que englobaba especies de características morfológicas dispares entre las cuales, el número de coronas de ganchos rostellares variaba entre dos y cinco. El género *Pseudidiogenes* fue creado en un principio como subgénero de *Idiogenes* por Movsesyan (1970), sin embargo, este autor no mencionó ninguna especie como perteneciente a dicho subgénero, por lo que no pudo darse como válido. La nominación *Idiogenes* (*Pseudidiogenes*) fue legalmente formalizada en 1971 por el mismo autor tomando como especie tipo a *I. (P.) flagelum* (Goeze, 1782) y diferenciándolo del subgénero *Idiogenes* (*Idiogenes*) por la presencia de ventosas armadas en el primero. Korniyushin (1989) elevó *Pseudidiogenes* a rango genérico basándose en los mismos criterios que Movsesyan (1970). Jones & Bray (1994) en su reciente revisión de la subfamilia Idiogeninae consideraron que el género *Pseudidiogenes* tenía que ser redescrito puesto que la armadura de las ventosas no era criterio suficiente como para separar ambos géneros debido a que la ausencia de ganchos en las ventosas en el género *Idiogenes* no estaba muy clara. Estos autores propusieron entonces como característica morfológica diferencial, la presencia de rostelo con sólo dos coronas de ganchos regularmente alternadas en *Pseudidiogenes* diferenciándolo así de las especies del género *Idiogenes* que se caracterizaban por presentar de 3 a 5 coronas de ganchos en el rostelo.

El género *Pseudidiogenes* englobaría así, vermes con proglótides craspedotas, con dos coronas de ganchos rostellares y espinas accesorias, ventosas armadas, poros genitales unilaterales, bolsa del cirro sobrepasando la línea media del anillo, ovario mediano, número de testículos muy variable, útero en forma de U invertida y órgano paruterino grande extendiéndose anteriormente al útero (Jones & Bray, 1994).

La especie *P. nana* fue descrita en principio bajo la denominación de *Idiogenes otidis* Krabbe, 1868, como una especie sin escólex. Fuhrmann (1925) describe *I. otidis* var. *nana* y propone que la ausencia de escólex en los adultos se debe a la pérdida del mismo en el estadio larvario. Meggitt en 1927 eleva la variedad *nana* a rango de especie como *I. nana* Fuhrmann, 1925. Posteriormente, Joyeux y col. (1928) consideran a *I. nana* como una variedad pequeña de *I. otidis*. Yeh (1957) es quien describe el verdadero escólex de *I. otidis*, después del intento de otros autores que habían descrito por error escólex pertenecientes a la especie *I. pseudotidis* Movsessian (1968). Estas dos especies se diferencian en el número de ganchos rostelares. Schmidt (1986) eleva *I. nana* a rango de especie y no como una variedad de *I. otidis*. Jones & Bray (1994) acepta la validez del género *Pseudidiogenes* diferenciándolo de *Idiogenes* en el número de coronas rostelares. En nuestra clasificación aceptamos la propuesta de Casanova y cols. (1997) quienes transfieren *I. nana* al género *Pseudidiogenes*.

Bajo la denominación *I. nana*, *P. nana* ha sido una especie bien estudiada desde un punto de vista morfológico y sistemático por Fuhrmann (1925). A partir de este estudio, ningún dato ha aparecido en la literatura sobre morfología y morfometría de *P. nana* hasta el estudio de Casanova y cols. (1997). Estos autores, al proponer la nueva combinación para esta especie, clarificaron su estatus sistemático adecuado a las directrices sistemáticas de los Idiogeninae propuestas por Jones & Bray (1994) para los davaineiodos. Después de la revisión sistemática realizada por Illescas-Gómez (1977) sobre *I. otidis*, el estatus sistemático de ambas especies aparece claramente diferenciado (Casanova y cols., 1997).

3.1.6- SOBRE OTIDITAENIA CONOIDEIS (BLOCH, 1782)

La especie *Otiditaenia eupodotidis* Beddard, 1912 fue descrita en el mismo año que *Schistometra embiensis* y esto supuso un verdadero problema por tratarse de dos especies idénticas nominadas bajo nombres genéricos y específicos distintos (Baer, 1955). Según Baer (1955), Skrjabin propuso que la especie presente en avutardas era atribuible al género *Schistometra* manteniendo la nomenclatura específica inicial propuesta por Bloch, quedando nominada como *S. conoides*. Muchos autores utilizaron este binomio, pero debido a que Skrjabin no llegó a

publicar sus trabajos y Beddard sí, se acepta *Schistometra* como sinónimo de *Otiditaenia*, quedando la denominación de *Otiditaenia* como género válido.

Según Baer (1955) se dio el nombre de *Taenia articulis conoides* Bloch, 1782 a una especie de cestodo hallada en patos y avutardas, pero esta descripción dada por Bloch para este verme no corresponde a un cestodo de patos, aunque sí de avutardas. Bloch denota el color amarillo-naranja de los últimos anillos, pero más adelante se demostró que esta coloración era debida a la acción de la bilis del hospedador sobre el parásito. Posteriormente, se atribuye a la misma especie el nombre de *Taenia cuneata* Batsch, 1786 utilizando algunos esquemas realizados por Bloch y apuntándolo también como parásito de patos y avutardas. Más tarde se publica que *T. conoides* no es parásita de patos. Una descripción más completa de la especie le da el nombre de *T. infundibuliformis* Rudolphi, 1810 (Baer, 1955).

Según Baer (1955), Cholodkowski afirmó que había dos especies de *Schistometra* que parasitaban a avutardas, *S. togata* Cholodkowsky, 1912 y *S. embiensis* Cholodkowsky, 1915, pero examinando mejor el material se demostró que en realidad las avutardas de Eurasia estaban parasitadas por una sola especie y que el autor se equivocó al nombrarlas, dando el nombre de la primera a la segunda y al revés. Baer (1955) demuestra que sólo una especie es la que parasita las avutardas de Eurasia y que es la citada como *S. togata* pero que en realidad es *S. embiensis* apuntando además que *S. togata* (que había sido llamada *S. embiensis*) era parásito de patos.

Beddard realizó una redescipción de la especie añadiendo estructuras que no había detectado en la descripción original, entre ellas las papilas musculosas de las ventosas y detalles el órgano paruterino llegando a una descripción muy similar a la aportada por Skrjabin (Baer, 1955). Beddard señala un gran parentesco con *Chapmania tapika* (Clerc, 1914) incluyendo así su especie en la subfamilia Idiogeninae Fuhrmann, 1907 (Baer, 1955). En la revisión del género *Otiditaenia*, Baer (1955) da una nueva diagnosis del mismo y no admite sino dos especies parásitas de otidiformis: *O. conoides*, Bloch, 1782 y *O. macqueeni*, Woodland, 1930. Actualmente, se acepta esta última clasificación, correspondiendo nuestros ejemplares con los caracteres descritos para *O. conoides*.

Según la última clasificación de los davaineidos llevada a cabo por Bray & Jones (1994) el género *Schistometra* pasa a ser sinónimo de *Otiditaenia* encuadrado en la subfamilia Idiogeninae. Atendiendo a la revisión sobre morfología y

morfometría realizada por Illescas-Gómez (1977) sobre *Schistometra conoides* no ha sido difícil nominar nuestros especímenes diferenciándolos de *O. macqueeni*. A pesar del confuso estatus sistemático de *Otiditaenia* spp. en la actualidad ambas especies aparecen bien diferenciadas (Casanova y cols., 1997).

3.1.7- SOBRE *HISPANIOLEPIS VILLOSA* BLOCH, 1782

El género *Hispaniolepis* López Neyra, 1942 fue creado para la especie *H. villosa* Bloch, 1782. Según Czaplinski & Vaucher (1994), este género de hymenolepídido se caracteriza por poseer tres testículos por anillo, rostelo armado y más de diez coronas de ganchos rostelares. El género *Otidilepis* Yamaguti, 1959, fue originalmente propuesto por Cholodkowsky (1906) como un subgénero de *Hispaniolepis*, con *H. (O.) tetracis* como especie tipo, sin una diagnosis diferencial. En este contexto Czaplinski & Vaucher (1994) proponen *Otidilepis* como sinónimo de *Hispaniolepis*. *Satyolepis* Spasskii, 1965, *Hispaniolepidoides* Yamaguti 1959 y *Ortleppolepis* Spasskii 1965 han sido también propuestos géneros sinónimos de *Hispaniolepis* (Schmidt, 1986; Czaplinski & Vaucher, 1994).

A nivel específico, esta especie fue descrita bajo el binomio *Hymenolepis villosa* Bloch, 1782. Posteriormente, López Neyra (1947a) la transfirió al género *Hispaniolepis*, recién creado por él. Distintos autores han sinonimizado esta especie con *Taenia villosa* Bloch, 1782; *T. fimbriata* Batsch, 1786 e *Hymenolepis villosa* Railliet, 1899 (López Neyra, 1941; Schmidt, 1986; Czaplinski & Vaucher, 1994).

El estatus sistemático actual de esta especie no plantea ninguna controversia, por lo que no nos extenderemos en consideraciones adicionales.

3.1.8- SOBRE *LYRUTERINA NIGROPUNCTATA* (CRETY, 1890) SPASSKAYA & SPASSKII, 1971

El género *Lyruterina* Spasskaya & Spasskii, 1971 fue creado para esta única especie, *L. nigropunctata*, propuesta evidentemente como especie tipo del género. La creación de este nuevo género se basa en que el órgano paruterino es tubular y cilíndrico en el caso de *Rhabdometra* mientras que en *Lyruterina* es también tubular pero con ondulaciones. En *Lyruterina*, además, la parte final del órgano paruterino está densamente pigmentado no siendo así en *Rhabdometra* Cholodkowsky, 1906

(Spasskaya & Spasskii, 1971). En *Lyruterina*, la bolsa del cirro no sobrepasa los canales excretores mientras que en *Rhabdometra* los sobrepasa llegando incluso en algunos casos a la mitad del segmento. En nuestro caso hemos podido observar que en muchos anillos la bolsa del cirro sí atraviesa los canales osmorreguladores, sin embargo, no es un carácter que se mantenga en todos los anillos. A pesar de que Georgiev & Korniyushin (1994) aceptan como válido el género *Lyruterina*, a nuestro entender los tres caracteres expuestos por Spasskaya y Spasskii (1971) para separar *L. nigropunctata* del género *Rhabdometra* no nos parecen suficientes para justificar la creación de un nuevo género para esta especie. Si bien los tres caracteres propuestos por Spasskaya y Spasskii (1971) pueden considerarse a nivel sistemático, en otras especies con órgano paruterino sólo presentan valor taxonómico a nivel específico (Georgiev & Korniyushin, 1994). Dado que en nuestro estudio no hemos podido analizar especies actualmente clasificadas en el género *Rhabdometra*, consideramos que en futuros estudios sobre *L. nigropunctata* y *Rhabdometra* spp., otras técnicas, además del estudio morfológico, sean aplicadas a fin de justificar esta separación genérica.

La descripción original de esta especie de cestodo fue efectuada bajo el binomio de *Taenia nigropunctata* Crety, 1890 parasitando el intestino delgado de *Coturnix communis*. Cholodkowsky en 1906 describió con más detalle esta especie, transfiriéndola al género *Rhabdometra* (Illescas-Gómez, 1977). Mola en 1907 encuentra esta misma especie, parasitando a *Cascabis petrosa*, y la denomina *Taenia nigropunctata*, en su descripción realiza un detenido estudio del órgano paruterino (Illescas-Gómez, 1977).

En 1919, López-Neyra realiza un detenido y amplio estudio sobre este parásito con el nombre de *R. nigropunctata*, añadiendo medidas de órganos que había obviado Crety (1890) en su descripción. Posteriormente, Illescas-Gómez (1977) aporta nuevas medidas de otros órganos que no habían sido considerados hasta el momento.

Por tratarse de una especie morfológicamente bien conocida, no creemos oportuno discutir su estatus sistemático que es el que presenta una gran confusión. A este nivel, resulta más apropiado realizar una discusión en el ámbito filogenético que realizaremos más adelante.

3.1.9- SOBRE *CHOANOTAENIA INFUNDIBULUM* (BLOCH, 1779) RAILLIET, 1896

El género *Choanotaenia* fue creado por Railliet en 1896, con la etimología de choano=embudo, refiriéndose a la forma de embudo que presenta el saco rostellar cuando está evaginado. Este autor se basó en distintos caracteres morfológicos para la creación de este nuevo género, entre los que se encuentra el gran número de testículos y, de una manera más general, la constitución del aparato reproductor. Como especie tipo, este autor propuso *C. infundibuliformis*, transfiriendo así esta especie que pertenecía en ese momento al género *Taenia* al género recién creado (López Neyra, 1947a).

Según López Neyra (1947a), ha habido desde siempre una gran confusión para encuadrar a esta especie en taxones superiores, debido a las deficiencias en el estudio de su anatomía y evolución uterina. *C. infundibulum* fue considerada como un Dilepidinae Fuhrmann, 1907, Dipylidiinae Stiles, 1896 y Monopylidiinae López Neyra, 1943, hasta que posteriores estudios revelaron la verdadera evolución del útero (con cápsulas uterinas verdaderas), y esta especie fue englobada en la familia Dilepididae.

Según López Neyra (1947b), *C. infundibulum* ha sido sinonimizada en determinadas ocasiones con *Taenia infundibulum* (Bloch, 1779); *T. infundibuliformis* (Goeze, 1782; Krabbe, 1869); *Drepanidotaenia infundibulum* (Stossich, 1895); *T. longicollis* (Megnin, 1898, Blanchard, 1899); *C. infundibulum* (Bloch, 1779) Cohn, 1899, 1901; *Monopylidium infundibulum* (Bloch, 1779) Clerc 103; Ransom 1905; Joyeux 1923; Fuhrmann 1926.

Bona (1994) estudió el material tipo original de Bloch (1779) y observó que efectivamente *C. infundibiliformis* y *C. infundibulum* eran dos especies distintas. Fuhrmann (1932) intentó reemplazar a *C. infundibulum* como la especie tipo del género por *C. galbulae* (Gmelin, 1790) Skrjabin, 1914, pero esta segunda especie presenta dos coronas de ganchos y pertenece, por consiguiente, al género *Monopylidium* Fuhrmann, 1899.

3.1.10- SOBRE *TETRAMERES (TETRAMERES) FISSISPINA* (DIESING, 1861) TRAVASSOS, 1915

Este nematodo, por sus características morfológicas, pertenece a la superfamilia Habronematoidea Chabaud, 1975 y concretamente a la familia Tetrameridae Travassos, 1914. Tanto el nombre de dicha familia como el del género *Tetrameres* (Creplin, 1846) han sufrido, a lo largo del tiempo, una larga controversia en su denominación.

En 1835, Diesing estableció el género *Tropisurus*. Este mismo año Wiegmann y en 1846 Agassiz cambian el nombre de *Tropisurus* por el de *Tropidurus*, pudiendo inducir a error esta nueva denominación, pues ya estaba establecido para *Tropidurus* Neuw, 1824 en reptiles. Así pues, el “International Code of Zoological Nomenclature” reemplaza dicha denominación por la de *Tetrameres*, propuesta por Creplin (1846), quien ya anteriormente (Creplin, 1839), había suprimido el género *Tropisurus* por considerar incorrecta dicha denominación. Travassos (1914) divide el género *Tetrameres* en dos subgéneros, *Tetrameres* y *Microtetrameres*. Estos subgéneros fueron incluidos en la subfamilia Tetramerinae Railliet, 1915 y elevados a rango genérico por Cram (1927) quien propuso su diagnosis.

Yamaguti (1961) sustituyó la denominación de la familia Tetrameridae Travassos, 1914 por Tropisuridae, rechazando el género *Tetrameres* y revirtiendo a *Tropisurus*. Posteriormente, Chitwood (1967) requirió la intervención de “The International Commission of Zoological Nomenclature” sobre esta cuestión y en 1969 dicha comisión adoptó de nuevo el nombre de *Tetrameres* Creplin 1846, suprimiendo definitivamente el de *Tropisurus* Diesing, 1835. En el presente trabajo se sigue el mencionado criterio que también es aceptado por los autores Anderson, y cols. (1975) cuyas claves de clasificación son las manejadas en este estudio. En cuanto a lo que se refiere a la controversia surgida a nivel de denominación y separación de los distintos subgéneros, Anderson y cols. (1975) consideran que la división en subgéneros no debe realizarse basándose en la presencia o ausencia de espinas somáticas y gubernáculo, como en el caso de los subgéneros *Gynaecophila* Gubanov, 1950, *Petrowimeres* Chertkova, 1951 y *Gubernacules* Rasheed, 1960, ya que puede conducir a errores y tiene poco significado filogenético. Dichos autores revisan el género y su división en subgéneros basándose en los caracteres cefálicos,

considerando válidos los subgéneros *Tetrameres* (*Tetrameres*) Creplin, 1846 y *Tetrameres* (*Microtetrameres*) Travassos, 1914.

Según Skrjabin (1969), *T. fissispina* se ha sinonimizado por distintos autores con *Tropidocerca fissispina* Diesing, 1861; *Tropisurus fissispinus* (Diesing, 1861) Neumann, 1888; *Acanthophorus tenuis* Linstiw, 1899; *Filaria pulicis* Linstow, 1894; y *Spiroptera pulicis* (Linstow, 1894) Linstow, 1909.

3.1.11- SOBRE *COSMOCEPHALUS* SP.

Actualmente, la superfamilia Acuarioidea está formada por una única familia Acuariidae, con especies parásitas principalmente de aves. Las especies de esta familia presentan unas estructuras cefálicas peculiares en forma de cordones, que son característicos a nivel genérico (Anderson, 2000). En este sentido, el género *Cosmocephalus* Molin, 1858 se caracteriza por la particular disposición de los cordones, de las alas laterales y de las papilas cervicales (Skrjabin, 1969). A este género se ha transferido algunas especies que pertenecían anteriormente al género *Fillaria* Mueller, 1787, *Spiroptera* Rudolphi, 1819, *Dispharagus* Dujardin, 1845 y *Histiocephalus* Diesing, 1815.

Molin en 1858 describió la especie *C. diesingui* Molin 1858 como especie tipo del género. Posteriormente, se observó que este autor no había descrito especímenes macho y que las hembras eran evidentemente inmaduras. Además, algunos datos como la posición de la vulva, no coincidían con el dibujo del verme aportado por el autor. Posteriores estudios del material de Molin mostraron la dificultad de encuadrar dichos helmintos en un determinado género, siendo imposible dar una definición en base a la descripción de Molin. Cram (1927) propuso utilizar los dibujos de Molin solamente en la caracterización de *C. diesingui* en su clave de especies del género *Cosmocephalus*, omitiendo la ornamentación en la superficie interna de los cordones y el punteado del final de la cola de la hembra. Skrjabin (1969) considera a *C. diesingui* como una especie incierta, descrita insuficientemente y propone a *C. obvelatus* (Creplin, 1825), como especie tipo del género.

En nuestro caso no ha sido posible la determinación específica de este verme por falta de ejemplares macho. En base a la bibliografía, cuando una especie de *Larus* ha aparecido parasitada por *Cosmocephalus* la especie determinada ha sido en todos los casos *C. obvelatus*. Por este motivo podemos suponer que esta vez también

se trate de esta misma especie. *Cosmocephalus obvelatus* fue descrita originariamente bajo la denominación de *Spiroptera obvelata* Creplin, 1825. A lo largo del tiempo ha sido nominada de distintas formas: *Filaria obvelata* Linstow, 1877; *Dispharagus obvelata* Seurat, 1909; *Cosmocephalus obvelatus* Surat, 1919; *C. diesingi* Molin, 1858; *Spiroptera adunca* Stossich, 1892; *C. aduncus* Yorke & Maplestone, 1926; *C. faridi* Khalil, 1931; *C. filorttei* Rao, 1951 y *C. tanakai* Rodriguez y Vicente, 1963 (Anderson & Wong, 1981).

3.1.12- SOBRE *SYNHIMANTUS (DISPHARYNX) SPIRALIS* (MOLIN, 1858)

Estos nematodos pertenecientes a la familia Acuariidae, única familia en la Superfamilia Acuarioidea según el criterio de Anderson y cols. (1975), ya propuesto anteriormente por Chitwoot & Wehr (1934). El estudio morfológico detallado de nuestros helmintos aconsejó su inclusión en la subfamilia Acuariinae y dentro de la misma en el género *Synhimantus*.

La sistemática de los Acuarioideos ha estado sometida a continuas controversias que se han extendido a los taxones inferiores incluidos en esta Superfamilia. Anderson y cols. (1975) destacan la homogeneidad del grupo basándose en la morfología de los adultos, desarrollo en el hospedador intermediario y morfología de las larvas, de acuerdo fundamentalmente con el estudio previos de Chabaud & Petter (1959). Anderson y cols. (1975) proponen evitar la creación de nuevos taxones inferiores y proponen la invalidación del género *Dispharynx* y su sinonimia con el género *Synhimantus*, manteniendo el primero a nivel de subgénero de este último. Todo ello en base a la estructura fina de los cordones cefálicos de los adultos de ambos géneros, apuntando que no es lo suficientemente diferente como para constituir una distinción genérica. Osche (1995) había propuesto ya la sinonimización de estos dos géneros, discrepando con otros autores como López Neyra (1974a), Skrjabin (1969) y Yamaguti (1961) quienes habían mantenido la validez de los mismos.

En el presente trabajo, de acuerdo con la sistemática propuesta por Anderson y cols. (1975), se acepta la sinonimia de los géneros *Synhimantus* y *Dispharynx* en favor del primero y la validez del subgénero *Synhimantus (Dispharynx)* erigido por los mencionados autores.

A nivel específico, los nematodos estudiados presentan las características apuntadas por López Neyra (1947a) para la especie *Dispharynx spiralis* (Molin, 1858) Skrjabin, 1916 que, de acuerdo con el criterio taxonómico expuesto y seguido en este estudio, habría de denominarse *Synhimantus (Dispharynx) spiralis* (Molin, 1858). Cabe destacar que en lo referente a este binomio, algunos autores como Goble & Kutz (1945) indican que todas las formas presentes en el hemisferio oeste son conespecíficas y que su estudio morfológico las identifica con *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) Stiles & Hassall, 1920. Siendo esta especie anterior en su creación a *D. spiralis*, los mencionados autores proponen su sinonimia en favor de la primera. En el mismo sentido se manifiestan autores como Yamaguti (1961) y Levine (1947a) y Skrjabin (1969) quienes reconocen la validez de ambas especies. Atendiendo a la presencia de la vulva en la región posterior del cuerpo de las hembras en los especímenes obtenidos en este estudio, carácter propio de *spiralis*, se identifican como tales, independientemente de la aceptación o no de la sinonimia en cuestión.

3.1.13- SOBRE *HETERAKIS GALLINARUM* (GMELIN, 1790)

El género *Heterakis* Dujardin, 1845 se enucentra dentro de la subfamilia Heterakinae Railliet & Henry, 1912. La primera descripción de este género fue criticada y corregida por distintos autores. Posteriormente, se otorgó una mayor importancia, para distinguir entre géneros, al número de papilas caudales presentes en el macho. Según éste y otros caracteres del macho, como el tamaño de las espículas, dividieron este género en tres: *Heterakis*, *Ganguleterakis* y *Gireterakis*. Respecto a esto, hubo una disparidad de opiniones, donde algunos autores mantenían la división en tres géneros y otros aceptaban sólo uno. En la actualidad se acepta a Anderson y cols. (1978) quienes sinonimizan *Ganguleterakis* con *Heterakis*, y consideran al género *Gireterakis* dentro de la subfamilia Meterakinae.

El género *Heterakis* Dujardin, 1845 se estableció designando *Heterakis vesicularis* (Fröhlich, 1791) como la especie tipo. Desde 1845 la mayoría de los autores nombraron a este parásito como *Heterakis vesicularis* mientras una minoría lo seguía llamando *Ascaris vesicularis*. En 1923, se estableció *gallinae* como nombre específico prioritario a *vesicularis*. Posteriormente, se decidió que el nematodo debería llamarse por el nombre más antiguo, *Heterakis gallinarum* (Schrank, 1788), y no *Heterakis gallinae* (Gmelin, 1790).

Según Skrjabin y cols. (1961) la primera cita de *H. gallinarum* es de 1684, parasitando a *Tetrao lagopus*. Diferentes autores fueron nombrando a esta especie bajo diferentes binomios: *Ascaris galli* Schrank, 1788; *Ascaris teres* Goeze, 1782; *Ascaris gallopavonis* Gmelin, 1790; *Ascaris gibbosa* Rudolphi, 1809; *A. perspicillum* Rudolphi, 1803; *A. inflexa* Rudolphi, 1809; *Fusaria inflexa* Zeder, 1800; *Heterakis inflexa* (Rudolphi, 1809) Schneider, 1866; *H. lineata* Schneider, 1866; *H. perspicillum* (Rudolphi, 1803) Railliet, 1892; *H. granulosa* Linstow, 1906; *Ascaridia gibbosa* (Rudolphi, 1803) Dujardin, 1845; *Ascaridia perspicillum* (Rudolphi, 1803) Dujardin, 1845; *A. inflexa* (Rudolphi, 1809) Dujardin, 1845; *A. lineata* (Schneider, 1866) Railliet y Henry, 1912; *A. granulosa* (Linstow, 1906) Railliet y Henry, 1912; *A. hamia* Lane, 1914 y *A. sinensis* Wu y Kung, 1944.

Para la correcta determinación específica nos fue de gran utilidad el uso de la microscopía electrónica. Como se ha dicho anteriormente, es imprescindible, para la clasificación de esta especie, las características de las estructuras caudales del macho, tanto en cuanto al número de papilas como a su localización, tamaño de las espículas, dimensiones y características de la ventosa, etc.

3.1.14- SOBRE *ASCARIDIA GALLI* (SCHRANK, 1788) FREEBORN, 1923

El subgénero *Ascaridia* Dujardin, 1845 fue creado con el género *Ascaris* y *A. truncata* Zeder, 1803 como especie tipo. Más tarde, se unió este subgénero al género *Heterakis* y posteriores autores lo consideraron como un género independiente, con la aprobación de casi la totalidad de los autores (Mosgovoi, 1968).

Actualmente, la familia Ascaridiidae Travassos, 1919 está formada por un único género, *Ascaridia* Dujardin, 1845. El género *Cotylascaris* Sprent, 1971 fue creado por error y al año siguiente fue sinonimizado con *Ascaridia*. Éste género engloba especies que son parásitas de aves y, raramente, de mamíferos (Anderson y cols., 1978).

Según Mozgovoi (1968) en un principio se designó con el nombre de *Ascaris teres* a unos nematodos que se habían detectado en gallinas, gatos y carnívoros y posteriormente, se les dio el nombre de *Ascaris galli*. Posteriormente distintos autores fueron describiendo un considerable número de especies de ascáridos en animales de corral. En muchos casos estas descripciones fueron extremadamente inadecuadas.

Varios autores sugirieron que *A. galli* descrita por Rudolphi en 1803 con el nombre de *Ascaris perspicillum* en pavos de Alemania, se trata en realidad de la misma especie siendo ésta muy común en animales de granja y distribuida por todo el globo.

Por otra parte, muchos autores consideraron las formas del nematodo halladas en el hemisferio Este como *Ascaridia perspicillum* y la del hemisferio Oeste como *A. lineata*. Con estudios posteriores se llegó a la conclusión de que se trataba de una única especie, *A. lineata*, de distribución universal y muy común en aves de corral. Al examinar las especies *A. lineata* y *A. galli* en profundidad, se observó que en realidad eran idénticas y según la nomenclatura zoológica, se adoptó el nombre de *A. galli* para esta especie.

3.1.15- SOBRE *ASCARIDIA COLUMBAE* (GMELIN, 1790) TRAVASSOS, 1913

Respecto a la discusión a nivel genérico nos remitimos al apartado de *A. galli*. Esta especie ha sido sinonimizada en determinadas ocasiones con *Ascaris columbae* Gmelin, 1790; *A. maculosa* Rudolphi, 1802; *Heterakis maculosa* (Rudolphi, 1802) Schneider, 1866 y *H. columbae* (Gmelin, 1790) Railliet, 1885. Es una especie parásita de palomas (Anderson y cols., 1978).

Según Mozgovi (1968), hubo varios problemas en posteriores clasificaciones de esta especie. Se realizaron redescripciones de *A. columbae* a partir de ejemplares obtenidos del intestino de faisán y gallina. Durante un tiempo hubo dudas sobre la correcta identificación de estos ejemplares y se sugirió que el material de estos autores correspondía en realidad a ejemplares de *A. galli*.

3.1.16- SOBRE *CAPILLARIA* SP.

A nivel de taxones superiores se ha considerado encuadrar a todas las especies de capillarinos encontradas en este estudio siguiendo la clasificación más generalmente aceptada que es la propuesta por Anderson y cols. (1982).

Los capillarinos pertenecientes a la subfamilia Capillariinae Railliet, 1915, han representado uno de los grupos, dentro de los helmintos, con mayor dificultad desde el punto de vista de la taxonomía y sistemática. Esto es debido, en parte, al escaso conocimiento de la morfología de las especies, cuyas descripciones han sido

con frecuencia muy reducidas. A esto se le ha añadido la disparidad de opiniones de varios autores, así como los distintos valores taxonómicos que se les ha dado a determinados caracteres presentados por estos nematodos, y al número de especies representantes.

Entre los autores que más han contribuido al conocimiento de este grupo de nematodos podemos destacar a Travassos (1915) Yorke & Maplestone (1926), López Neyra (1947b), Freitas (1959) y Skrjabin y cols. (1957; 1970), entre otros. Como resultado de estos estudios fueron propuestos 19 géneros pero no todos ellos fueron considerados válidos por algunos autores como Yamaguti (1961), Inglis & Coles (1963) o Butterworth & Beverly-Burton (1980), debido a que muchas de las descripciones estaban basadas en caracteres morfológicos inconvenientes, observaciones inadecuadas o en las diferentes localidades de los hospedadores.

Con posteriores estudios morfológicos de algunas de las especies, se detectaron diferencias interespecíficas que en otros grupos de nematodos son determinantes para diferenciar entre géneros e incluso entre subfamilias. Atendiendo a la situación tan caótica que presentaba esta familia, se propuso mantener provisionalmente como género único a *Capillaria* Zeder, 1800. Freitas (1959) observó la necesidad de dividir la familia en géneros y propuso que fueran diez los que formaran esta familia: *Capillaria* Zeder, 1800; *Thomix* Dujardin, 1845; *Hepaticola* Hall, 1916; *Capillostrongyloides* Freitas & Lent, 1935; *Skrjabinocapillaria* Skarbilovich, 1946; y *Aonchotheca* López Neyra, 1947; los cuales fueron redefinidos, creándose además los géneros *Gessyella* Freitas, 1959; *Pterothominx* Freitas, 1959; *Pseudocapillaria* Freitas, 1959; y *Ritaklossia* Freitas, 1959. En los años siguientes fueron creados nuevos géneros por helmintólogos brasileños y dos géneros fueron adheridos por autores rusos. Desafortunadamente, estos géneros fueron descritos también en base a caracteres inadecuados, aparentando ser sinónimos de los descritos anteriormente (Moravec, 1982).

Según muchos autores, los caracteres más importantes para distinguir los géneros de capillarinos parecen ser las características de las estructuras presentes en la parte caudal del macho (presencia o ausencia y los caracteres de las papilas caudales, lóbulos, membrana cuticular dorsal, alas caudales laterales, etc.). Aunque, según Moravec (1982), hay caracteres adicionales también importantes a nivel genérico, como el apéndice vulvar en las hembras grávidas, etc. En base a los datos conocidos hasta el momento, este autor propuso dividir la familia en dieciséis

géneros, entre los que se encuentra el género *Capillaria* Zeder, 1800. A lo largo de la historia distintos autores han sinonimizado el género *Capillaria* con *Trichosoma* Rudolphi, 1819; *Trichosomum* Creplin, 1829; *Thomix* Dujardin, 1845; *Orthothominx* Freitas & Silva, 1960 (Moravec, 1982).

El género *Capillaria* se caracteriza por ser parásito de todos los grupos de vertebrados. En la región caudal del macho son específicos varios caracteres, como la ausencia de alas laterales, la presencia de dos lóbulos laterales, la espícula bien esclerotizada con una vaina espicular espinosa, etc.

Como especie tipo del género *Capillaria* se han propuesto *C. anatis* (Schrank, 1790) Travassos, 1915 y *C. obsignata*, pero según las reglas internacionales de nomenclatura la especie tipo aceptada es *C. anatis* (Moravec, 1982).

3.1.17- SOBRE BARUSCAPILLARIA OBSIGNATA (MADSEN, 1945)

Después de la reorganización genérica de los capillarinos realizada por Moravec (1982) y detallada en nuestro apartado de *Capillaria* sp, pudimos determinar al género *Baruscapillaria* Moravec, 1982, encontrado en *A. barbara*.

Este género agrupa en la actualidad, aunque de forma provisional, 24 especies parásitas del estómago de aves y mamíferos, siendo principalmente las especies de este género, parásitas de aves (Moravec, 1982). Morfológicamente, las especies de este género se caracterizan por: ausencia de alas caudales laterales en los machos; bolsa caudal membranosa y bien desarrollada en los machos soportada a ambos lados por generalmente un solo lóbulo redondeado, con pequeñas proyecciones; espícula muy esclerotizada con una vaina espicular no espinosa; hembras con apéndice vulvar o no. La especie tipo propuesta para dicho género fue *Baruscapillaria obsignata* (Madsen, 1945), que es al mismo tiempo a la que se corresponden estos capillarinos hallados por nosotros en la perdiz moruna.

A nivel específico, la problemática taxonómica de *B. obsignata* resulta ser especialmente compleja y digna de atención por cuanto que constituye la especie tipo del género. En la revisión del género *Capillaria* efectuada por Madsen (1945), este autor observa que los especímenes descritos por Rudolphi en 1819 como *Trichosoma columbae* y redescritos por Dujardin en 1845 como *Calodium tenue*, presentaban hembras con un proceso vulvar prominente siendo parásitos del intestino grueso de palomas. Para estos helmintos, Skrjabin y cols. (1954) proponen la categoría de

especie tipo del género *Capillaria* bajo la denominación de *Capillaria columbae* (Rudolphi, 1819), Travassos, 1915. Sin embargo, en 1915, Travassos había aplicado el binomio *Capillaria dujardini* a nematodos del intestino delgado de palomas en los que las hembras presentaban un proceso vulvar ligeramente prominente y que por tanto no coincidían con los especímenes descritos por Rudolphi en 1819. Ahora bien, un año antes, en 1914, Travassos, había propuesto también la denominación de *Capillaria dujardini* para *Calodium tenue* Dujardin, 1845, que es a su vez sinónimo de *Trichosoma columbae* Rudolphi, 1819. Por tanto, Travassos, nominó a dos especies distintas como *Capillaria dujardini*.

Madsen (1945) propuso el binomio *Capillaria obsignata* para unos especímenes parásitos del intestino delgado de paloma cuyas hembras no presentaban un proceso vulvar prominente, siendo sinónimo de *Capillaria dujardini* Travassos, 1915. Ahora bien, dado que la especie *Capillaria caudinflata* (Molin, 1858) incluía especímenes en que las hembras presentaban un proceso vulvar prominente, cabe concluir que bajo la denominación *Capillaria columbae*, se recogían, en realidad, nematodos pertenecientes a dos especies distintas que podían ser incluidas en los binomios *Capillaria obsignata* (aquellos cuyas hembras carecen de proceso vulvar prominente) y *Capillaria caudinflata* (Molin, 1858) (aquellos en que las hembras presentan proceso vulvar prominente).

Esta opinión es aceptada por diversos autores como Skrjabin y cols. (1970) quienes indican que muchos nematodos descritos o citados como *Capillaria columbae*, cuyas hembras carecen de vulva prominente, son realmente *Capillaria obsignata*.

En el presente trabajo hemos optado por aceptar esta opinión, por lo cual, admitimos la sinonimia entre algunas citas de *C. columbae* y *C. obsignata*.

3.1.18- SOBRE *EUCOLEUS ANNULATUS* (MOLIN, 1858) LÓPEZ NEYRA, 1946

Si bien la validez del género *Eucoleus* Dujardin, 1845 nunca ha sido discutida, constantemente han existido discrepancias en relación a las especies parásitas de aves que debe englobar dicho género. López-Neyra (1947a) indicó la existencia de 19 especies parásitas de aves entre las que encuadraba este género. Por su parte, Skrjabin y cols. (1957) redujeron a 9 el número de especies del género parásitas de aves. Posteriormente, Ryzikov & Sergejeva (1983) volvieron a ampliar

este espectro hasta 20 especies, algunas de las cuales habían sido previamente encuadradas en los géneros *Thomix* Dujardin, 1845 y *Capillaria* Zeder, 1800. Un aspecto a tener en cuenta es que hubo unanimidad en señalar que siempre se trataba de especies parásitas de la parte anterior (cavidad oral, esófago y estómago) del tracto digestivo de aves. Algo similar apuntó Moravec (1982), al realizar una reorganización de todos los Capillariidae, quien además indicó que eran 15 las especies del género *Eucoleus* que parasitan aves de todo el mundo. Más adelante, Barus & Sergejeva (1989) analizaron extensamente todas estas discrepancias aludidas y concluyeron que sólo deberían ser consideradas válidas 10 especies parásitas de aves del género *Eucoleus*, siendo las restantes sinonimias de las mismas. También apuntaron que sólo cinco de ellas están presentes en la Región Paleártica: *E. annulatus* (Molin, 1858) López Neyra 1946; *E. contortus* (Creplin, 1839); *E. dispar* (Dujardin, 1845); *E. obtusiuscaula* (Rudolphi, 1819) y *E. perforans* (Kotlan & Orosz, 1931). Además dichos autores propusieron unos claros criterios morfológicos para la distinción de las mismas.

3.1.19- SOBRE *AONCHOTHECA* SP.

Para no ser repetitivos, en este apartado remitimos al lector a la discusión realizada en el apartado de *Capillaria* sp., donde se debate la historia de la sistemática y taxonomía de especies de la familia Capillariidae y su división en los géneros correspondientes. La revisión más aceptada en la actualidad es la de Moravec (1982), quien propuso, en base a los datos conocidos, dividir la familia en dieciséis géneros, entre los que se encuentra *Aonchotheca* López Neyra, 1947.

A nivel genérico, según Moravec (1982), son varias las características que lo separan de los otros géneros de capillarinos. En la región caudal del macho aparece un par de las alas laterales bien desarrolladas, además de una espícula, que en ocasiones no es visible debido a que está poco esclerotizada, y la vaina espicular no es espinosa. En algunas especies, las hembras presentan un apéndice vulvar. Este autor da una lista de 47 especies nominales, parásitas de mamíferos y raramente de aves (3 especies) o de anfibios (una especie). En la revisión del género *Aonchotheca*, Pisanu y Bain (1998) añaden 5 especies a la lista de los parásitos de mamíferos y transfieren a este mismo 8 especies que pertenecían al género *Capillaria* s.l. también

parásitos de mamíferos, por presentar las características genéricas descritas anteriormente.

3.1.20- SOBRE *AONCHOTHECA CAUDINFLATA* (MOLIN, 1858)

La discusión sistemática a nivel genérico se ha realizado en el apartado de *Aonchotheca* sp. por lo que remitimos al lector a dicho apartado. A nivel específico, el nombre aceptado en la actualidad para esta especie es *A. caudinflata* si bien ha sido sinonimizado por diversos autores bajo otros binomios (Skrjabin y cols., 1970). En un principio se le dio el nombre de *Trichosoma longicolle* Mehlis, 1831 a unos capillarinos aislados de gallinas y faisanes. Este mismo nombre, *T. longicolle*, fue dado también para describir otros capillarinos hallados en el intestino de un faisán. Según las reglas de prioridad debería mantenerse este binomio, pero el autor no había considerado que los vermes encontrados en faisanes y gallináceas pertenecían a dos especies diferentes y había que dar un nuevo nombre a los de gallináceas. A estos se les denominó como *Calodium caudinflatum* (Molin, 1858) debido a que este autor había dado anteriormente la descripción de algún carácter de esta especie (Skrjabin y cols., 1970).

Según Skrjabin y cols. (1970), posteriormente se reconoció este error en la nomenclatura de las especies. Varios autores llegaron a la conclusión de que este capillarino que se encuentra ampliamente distribuido parasitando distintas especies de gallináceas debería mantener el nombre de *Capillaria caudinflata* (Molin, 1858).

Otros sinónimos que se han atribuido a esta especie son *Trichosomum caudinflatum* (Molin, 1858); *Trichosoma gallinum* Kowalewski, 1894; *Trichosomum papillosum* Blome, 1909; *T. papilligera* Railliet & Henry, 1911; *Capillaria blomeri* Travassos, 1915; *C. gallina* (Goeze, 1782); y *C. columbae* var. *sturni* Cannon, 1939.

3.2- DISCUSIÓN FILOGENÉTICA

Las divergencias nucleotídicas obtenidas con nuestro estudio fueron muy bajas dentro del orden Cyclophyllidea y se solaparon entre distintos niveles taxonómicos contiguos. Esto implica que la región estudiada es muy conservada entre las especies de este orden y quizás con insuficiente señal filogenética para distinguir a nivel específico. Olson & Caira (1999) encuentran resultados similares para esta misma región. No obstante, Mariaux (1998) obtuvo datos significativos dentro de este orden, aunque no en el orden Proteocephalidea.

Entre géneros dentro de una misma familia, así como entre familias dentro de un mismo orden, las relaciones filogenéticas observadas en este estudio coinciden en su mayoría con la sistemática actualmente reconocida y basada, principalmente, en estructuras morfológicas y caracteres ontogénicos. Existen relaciones altamente significativas entre las especies pertenecientes a la familia Taeniidae (*T. parva* y *T. pisiformis*), la familia Anoplocephalidae (*A. dentata*, *A. cuniculi* y *M. ctenoides*) y la familia Tetrabothriidae (*Tetrabothrius* sp.1, *Tetrabothrius* sp.2, *T. erostris* y *T. forsteri*), y entre las familias dentro del orden Cyclophyllidea (Anoplocephalidae, Davaineidae, Dilepididae y Taeniidae). Sin embargo, se observan relaciones oscuras, por ejemplo, *P. nana* se asocia de forma significativa al clado que engloba a los davaineidos, familia a la que pertenece, pero con el mismo nivel de significación con que lo hace *C. infundibulum*, que pertenece a la familia Dilepididae. Es posible que utilizando otras regiones del genoma se podría aclarar estas situaciones.

Los intentos previos de definir las relaciones entre taxones incluidos en los Cyclophyllidea fueron basados principalmente en la morfología de los estadios larvarios, en la ontogenia y en menor extensión en diferentes caracteres del estróbilo en los adultos (Skrjabin, 1940; Spasskii, 1951; Freeman, 1973). Estos datos de morfología comparada y ontogenia fueron usados para un primer análisis cladístico de los mayores linajes en platelmintos y un examen preliminar de las relaciones entre los Cyclophyllidea (Brooks y cols., 1991; Brooks & McLennan, 1993).

Brooks y cols. (1991) separaron los cyclophyllideos de los proteocefálicos por poseer una glándula vitelógena compacta postovárica. Los cyclophyllideos fueron considerados como un grupo monofilético relacionado con los Proteocephalidea al mismo nivel. En comparación con grupos externos, Brooks y

cols. (1991) consideraron la presencia de la lacuna primaria como carácter apomórfico, pero con una cierta incertidumbre ya que esta condición no era conocida para especies de proteocefálicos de los géneros *Gangesia* Woodland, 1924 y *Vermaia* Nybelin, 1942. Estos autores propusieron dos hipótesis alternativas para explicar las relaciones interfamiliares, dependiendo de si la lacuna primaria es plesiomórfica en el orden y perdida posteriormente en algunos taxones, o sinapomórfica para algún grupo. Según Brooks y cols. (1991) si fuera plesiomórfica, los ténidos serían un grupo basal, y otras familias, incluyendo aquellas con órgano paruterino, serían altamente derivadas. Por el contrario, si fuera sinapomórfica para un limitado número de taxones, estos grupos con órgano paruterino serían basales. En cualquier situación, los cyclophyllideos restantes que han perdido el órgano paruterino podrían comprender, al menos, dos grupos separados.

Brooks y cols. (1991) coinciden con Freeman (1973) en que el conocimiento de los proteocefálicos es fundamental para desarrollar un concepto filogenético para los cyclophyllideos. En este sentido, los mesocestoididos fueron considerados como un grupo basal, y los ténidos como una de las pocas ramas claramente monofilética dentro de los Cyclophyllidea. Esto sugiere que el desarrollo de un claro conocimiento de las estructuras y las homologías en la ontogenia del útero (Matevosian, 1953), órgano paruterino y cápsulas de los huevos (Bona, 1955, 1975), la lacuna primaria y los metacestodos (Freeman, 1973; Jarecka, 1975) podría representar un gran avance en el conocimiento de las relaciones filogenéticas entre familias de cyclophyllideos (Brooks y cols., 1991).

En oposición a Wardle & McLeod (1952) y Freeman (1973), la monofilia del orden Cyclophyllidea ha sido posteriormente corroborada por análisis filogenéticos basados en morfologías comparadas (Hoberg y cols., 1997b) y en datos moleculares de secuencias del gen 18S ADNr (Mariaux, 1998). Esta conclusión fue posteriormente corroborada en el estudio de Hoberg y cols. (1999) basado en caracteres morfológicos. En relación a los Proteocephalidea, Nippoteniidea y Tetrabothriidea, los cyclophyllideos han sido también catalogados como sinapomórficos, atendiendo a caracteres ontogénicos y estructurales de las formas adultas, y la ultraestructura de los espermatozoides (Hoberg y cols., 1997b; Justine, 1998; Hoberg y cols., 1999).

En nuestro estudio, confirmamos el monofiletismo de los Cyclophyllidea, que aparecen en los árboles como un grupo separado claramente de los Tetrabothriidea y del grupo externo, coincidiendo con los últimos estudios filogenéticos realizados.

Aunque ha sido postulado y confirmado el monofiletismo de los Cyclophyllidea, existen hipótesis alternativas sobre las relaciones de estos con los Mesocestoididae y los Tetrabothriidea (Hoberg y cols., 1997b; Mariaux, 1998; Von-Nickisch y cols., 1999).

La morfología de los Mesocestoididae refleja una controversia respecto al resto de los cyclophyllidos: el poro genital es mediano, la pérdida de escólex con rosetelo armado, el ovario y la glándula vitelógena formados cada uno por dos masas compactas y el órgano paruterino desarrollándose en el extremo posterior del tubo uterino. Wardle y cols. (1974) ascendieron a los mesocestoididos a nivel de orden (Mesocestoididea) entre los Trypanorhyncha y los Tetrabothriidea, mientras que Schmidt (1986) y Khalil y cols. (1994) propusieron con rango de familia a los géneros *Mesocestoides* y *Mesogyna*, con una relación incierta en los Cyclophyllidea. Brooks y cols. (1991) habían sugerido un origen común de los Mesocestoididae y Taeniidae basándose en caracteres morfológicos. Debido a que los mesocestoididos compartían determinados caracteres con los proteocefálicos, Brooks y cols. (1991) discutieron la posibilidad de que los Taeniidae y Mesocestoididae fueran un grupo monofilético dentro de los Cyclophyllidea con un origen parafilético entre varios grupos de Proteocephalidae como ancestro común, admitiendo sin embargo que esto era sólo una posible hipótesis de desarrollo filogenético atendiendo a los trabajos de Freeman (1973) y Brooks (1978). En el estudio filogenético llevado a cabo por Mariaux (1998), sobre el gen 18S ADNr para esclarecer las relaciones interfamiliares en los Cyclophyllidea, obtiene como resultado, que los mesocestoididos deben considerarse como un orden aparte de los Cyclophyllidea. Sin embargo, posteriormente, Von-Nickisch y cols. (1999), en base a la secuencia del gen 12S ARNr propusieron que el género *Mesocestoides* debía ser incluido en los Cyclophyllidea por la estrecha relación hallada entre *Mesocestoides*, Taeniidae, Hymenolepididae, Anoplocephalidae y Dilepidiidae.

En nuestro estudio filogenético no ha sido incluida ninguna especie de proteocefálico o mesocestoidido por dos razones. En primer lugar, la inexistencia en el “GenBank” de secuencias comparables con nuestros datos y en segundo lugar por no haber hallado material de mesocestoidido en las diferentes incursiones llevadas a

cabo. *Mesocestoides lineatus* y *M. litteratus* son dos especies detectadas en carnívoros silvestres en la Península Ibérica (Casanova, 1993; Miquel, 1993). Por el hecho de que la mayoría de materiales en los que han sido denunciados estos cestodos procedían de individuos hallados muertos en los cuales los cestodos suelen aparecer también muertos y que otros materiales procedentes de colecciones suministran especímenes conservados durante largo tiempo en alcohol o formol; la secuenciación de *Mesocestoides* spp. no ha podido llevarse a cabo. El hecho de que aquí se plantee la problemática de los mesocestoididos no es más que para ilustrar que el confusionismo sistemático de los cyclophyllideos, muy bien conocido en su biología y morfología, se extiende al ámbito genético. El hecho de que en *Mesocestoides* spp. aparezca el órgano paruterino no hemos creído considerarlo como factor esencial en un estudio filogenético, dado que la presencia del mismo, como ya ha sido comentado en la introducción de este trabajo, no debe ser considerado como una estructura homóloga en los Cyclophyllidea (Hoberg y cols., 1999).

Atendiendo a los datos disponibles en el “GenBank” y a los hallados en nuestro estudio, consideramos como se ha comentado en los objetivos de este trabajo, la presencia/ausencia del órgano paruterino y la resolución o no del útero en cápsulas ovígeras, en representantes de las familias Davaineidae y Paruterinidae, como criterio taxonómico diferencial. Ambos caracteres son desarrollados posteriormente en función de nuestros resultados en el ámbito filogenético.

Discusión filogenética de Lyruterina, Raillietina y Pseudidiogenes

Como se ha indicado en la revisión histórica sobre los Cyclophyllidea, la familia Paruterinidae ha sido englobada por distintos autores en las familias Dilepididae y Davaineidae.

La sistemática basada en los caracteres de los individuos adultos (Jones & Bray, 1994), había reconocido a los Dilepididae *sensu lato* como un ensamblaje en el que se posicionaban sistemáticamente las subfamilias Dilepidinae, Dipylidiinae, Paruterininae y los linestowinos como una de las subfamilias consideradas taxonómicamente en los Anoplocephalidae (Yamaguti, 1959; Schmidt, 1986). Los Dilepididae *sensu lato* han sido constantemente divididos en tres o cuatro familias.

Filogenéticamente, el subclade Dilepididae se diagnostica a nivel morfológico por la presencia de vaina rostellar. Comparado con encuadres taxonómicos previos,

los Dilepididae *sensu lato* fueron revisados por Bona (1994), quien reconoció un amplio polimorfismo en el grupo, y una diversidad considerable pareciendo constituir un ensamblaje polifilético. La revisión de este autor sirvió para incluir sólo aquellos taxones referidos a la clásica subfamilia Dilepidinae. Otros cestodos, previamente asignados a la familia fueron distribuidos entre los Paruterinidae (antiguamente Paruterininae), Metadilepididae Spasskii, 1959 y Dipylididae, (antiguamente Dipylidiinae) (Georgiev & Korniyushin, 1994; Korniyushin & Georgev, 1994; Jones, 1994b). Los Dilepididae *sensu* Bona (1994) son considerados basales a los hymenolepíidos y a los acoleados.

Hoberg y cols. (1999) utilizan rasgos morfológicos para el estudio filogenético, y consideran entre los más importantes los caracteres estructurales y ontogénicos del útero, órgano paruterino, cápsulas de los huevos, rostelo y estadios larvarios (algunos de estos caracteres están influidos por elevados niveles de homoplasia). El resultado del análisis de Hoberg y cols. (1999) ha fomentado posteriormente el análisis de hipótesis sobre la evolución de estos caracteres específicos y su utilidad general como indicadores de relaciones entre los cyclophyllideos. En su estudio, Hoberg y cols. (1999), comentan que la presencia de rostelo y armadura rostelar tiene utilidad diagnóstica en los taxones de los ténidos, davaineidos, dilepíidos y los dypylíidos. La rama de los paruterínidos, metadilepíidos y ténidos se puede diagnosticar por la presencia de la forma epifiseal de los ganchos del rostelo, y como grupo hermano estaría el resto de los cyclophyllideos con rostelo y armados. Los Paruterinidae y Metadilepididae, los cuales han sido reconocidos recientemente por autores europeos han resultado ser grupos hermanos (Hoberg y cols., 1999) y según estos autores, son los únicos Dilepididae *sensu lato* que muestran una estrecha relación.

La familia Davaineidae fue subdividida por Hoberg y cols. (1999), para testar las relaciones putativas de este grupo, en cuatro subfamilias no como las tres subfamilias que proponía Yamaguti (1959) y Schmidt (1986) o las dos subfamilias de Jones & Bray (1994). Estas 4 subfamilias son: Idiogeninae Fuhrmann, 1907 como fue definida por antiguos autores; Ophryocotylinea Fuhrmann, 1907 como fue definido por Yamaguti (1959) y Schmidt (1986); Davaineinae Braun, 1900 (los Davaineinae de Yamaguti (1959) y Schmidt (1986)) para formas con cápsulas de los huevos monovulares y de pared fina; y Raillietiniinae Spasskii, 1996 (para otros Davaineinae) para especies con cápsulas fibrosas multiovulares. Aunque Spasskii

(1996) atribuyó la creación de Raillietinae a López-Neyra (1943), parece que el nombre fue usado como “Raillietinae” por este posterior autor con la intención de estabilizar una subfamilia pero no aportó su diagnóstico. El nombre fue corregido y utilizado como Raillietiniinae.

El último diagnóstico aceptado para los Davaineidae se basa en las estructuras del rostelo, los ganchos rostelares con forma de martillo y la presencia uniforme de la espinación de las ventosas. Actualmente, no hay un respaldo evidente que explique la ubicación dentro de esta familia de algunos paruterínidos e Idiogeninae (Davaineidae) no armados (Georgiev & Korniyushin, 1994).

En Hoberg y cols. (1999) se observa que la presencia de un órgano paruterino parece ser convergente entre los cyclophyllideos. La homología de la estructura y ontogenia del órgano paruterino entre los Mesocestoididae, Thysanosomatinae, Idiogeninae y los Paruterinidae, sin embargo, continúa siendo examinada en detalle (Conn y cols., 1984; Swiderski & Tkach, 1997). Swiderski & Tkach (1997) resaltan la necesidad de desarrollar y aplicar una terminología consistente para los órganos paruterinos y cápsulas. Georgiev & Korniyushin (1994) posteriormente hicieron énfasis en que el término “órgano paruterino” había sido aplicado a estructuras muy diferentes en sus órganos, formación y morfología, esta observación es fuertemente confirmada también en Hoberg y cols. (1999). Así que, según esto, el órgano paruterino no diagnostica al grupo y los conceptos previos dados para la familia Paruterinidae (o Paruterinoidea), la cual incluye los Idiogeninae (Daveineidae), no pueden ser respaldados (Georgiev & Korniyushin, 1994). Por el contrario, la similitud en los órganos paruterinos y cápsulas en los mesocestoideos y los nematotaenidos pueden ser indicativos de homología (Swiderski & Trach, 1997) compatible con las relaciones postuladas en el análisis de Hoberg y cols. (1994). Para la comprensión de las relaciones entre los cyclophyllideos es necesario el conocimiento en detalle de las estructuras y la ontogenia de este órgano. Según Hoberg y cols. (1999), con los conocimientos actuales, las familias Mesocestoididae, Nematotaeniidae, Taeniidae y Davaineidae pueden ser consideradas como monofiléticas, aunque con ciertas reservas, y por otra parte, confirma la monofilia de otros taxones a nivel de familia, como los Dilepididae (Hoberg y cols., 1999).

Por todo lo expuesto sobre estudios filogenéticos en davaineidos, actualmente parece que esta familia incluye diversas especies con un posicionamiento sistemático incierto.

Discusión Lyruterina y Pseudidiogenes

Según Hoberg y cols. (1999) la presencia de dos coronas de ganchos entre las formas armadas es plesiomórfico, y el origen de una sola corona ocurrió independientemente en algunas familias (como Dilepididae, Metadilepididae). La forma de martillo de los ganchos está presente solamente en subfamilias de Davaineidae. La estructura epifiseal de los ganchos, que es característica de los Taeniidae y los paruterínidos armados (Paruterinidae + Metadilepididae) parece ser una sinapomorfía para este taxón. La pérdida secundaria de los ganchos ha sido postulada para algunos grupos como Paruterinidae, Dilepididae, Hymenolepididae. Spasskii (1992c) postuló que entre grupos tales como los hymenolepídidos la pérdida de ganchos y de rostelo habrían ocurrido en múltiples ocasiones. Si esto fuera corroborado, los paruterínidos armados-no armados constituirían un grupo y lo segundo no sería aplicable a Idiogeninae (Davaineidae).

En base a la última clasificación aceptada de Khalil y cols. (1994) el género *Lyruterina* se engloba dentro de la familia Paruterinidae. En este punto cabe señalar que según nuestros resultados, este género debería estar englobado en la familia Davaineidae, ya que en los árboles realizados aparece estrechamente relacionado con las especies de *Raillietina* y con *P. nana*, que pertenecen a dicha familia. Además, hay que destacar la escasa diferenciación que hemos obtenido entre *L. nigropunctata* y las dos especies de *Raillietina* consideradas en este estudio. No sólo la diferenciación es la más baja encontrada en las especies estudiadas, sino que la tasa de transición/transversión (7.5) entre ellas es más cercana a las que encontramos entre especies de un mismo género que entre géneros distintos.

Respecto a esto, Korniyushin había relacionado en 1989 a *Lyruterina* con los davaineidos. En su clasificación proponía a *Lyruterina* dentro de la superfamilia Davainoidea, subfamilia Rhabdometrinae, familia Idiogenidae, junto con el género *Pseudidiogenes*.

Tanto el género *Lyruterina* como *Pseudidiogenes* presentan órgano paruterino, el hecho de que en nuestro estudio se relacione antes *Lyruterina* con *Raillietina* que con *Pseudidiogenes* podría deberse a que *Pseudidiogenes* es un género que presenta ciertas particularidades morfológicas no presentes en otros géneros como son la pérdida del escólex y la transformación de los anillos anteriores en un pseudoescólex.

Discusión Raillietina

Los conocimientos sobre el desarrollo de las cápsulas de los huevos, tanto monovular como poliovular, de pared fina o fibrosa, deberían utilizarse para elucidar los modelos de ontogenia del desarrollo del útero (Bona, 1994). La homoplasia reconocida para estos caracteres sugiere que no hay una homología entre los taxones Dilepididae, Dipylidae, Anoplocephalidae y Davaineidae.

Discusión Choanotaenia

Como hemos visto, en el estudio de Hoberg y cols. (1999), se confirma la polifilia del grupo clásico Dilepididae *sensu lato*, con independencia de los Dipylidae, Dilepididae *sensu* Bona (1994), Metadilepididae+Paruterinidae y Gryporhynchidae. Nuestros resultados concuerdan con las últimas filogenias, en lo que respecta al dilepídido *Choanotaenia* que en todos los casos aparece como un grupo separado del resto de las familias. Este resultado concuerda con la separación de *Lyruterina* y probablemente otros Paruterinidae con respecto a los Dilepididae propuesta ya por distintos autores.

Discusión Tetrabothriidea

Respecto a la sistemática basada en los rasgos morfológicos de los individuos, Yamaguti (1959) reconoció 15 familias, mientras que Schmidt (1986) sólo 13, aunque la composición exacta difiere; ambos consideran los Tetrabothriidae como una familia cyclophyllidea más que como un orden aparte. La clasificación más reciente de Jones y cols. (1994) excluye a los Tetrabothriidae y lo trata como un orden aparte.

Hoberg y cols. (1999) consideran de gran importancia para estudiar las relaciones entre los cyclophyllideos la estructura y posición del útero y sus caracteres asociados. La posición dorsal del útero es un carácter raro entre los eucestodos y aparece entre los Tetrabothriidea y algunos cyclophyllideos, incluyendo los paruterínidos, acoleados, Anoplocephalinae y Thysanosomatinae. La estructura del útero y su persistencia cuando es grávido también indica un amplio paralelismo. Todavía se desconoce la ontogenia del útero de la mayoría de los grupos excepto de los Dilepididae *sensu* Bona (1994). Sin embargo, según los resultados obtenidos por los distintos autores y por nosotros en este estudio, donde los Tetrabothriidea

aparecen como un grupo aparte de los Cyclophyllidea, parecen indicar que la posición dorsal del útero no relaciona a los grupos que lo presentan, apareciendo en los resultados de los estudios filogenéticos bien separados los Tetrabothriidea de los Paruterinidae y de los Anplocephalidae.

Los resultados de los análisis realizados por Mariaux (1998), basados en el gen ribosomal 18s ADNr, colocaron a los Mesocestoididae como basales de los Tetrabothriidea, con la exclusión de ambos taxones del orden Cyclophyllidea. Hoberg y cols. (1999) llegaron a la misma conclusión con análisis morfológicos. Ya, en 1952, Wardly & McLeod sugirieron por primera vez que los cyclophyllideos eran un grupo monofilético sólo si los tetrabothridos y los mesocestoides eran excluidos del orden.

Como consecuencia, el reconocer a los Tetrabothriidea + Cyclophyllidea como grupos hermanos (Hoberg, t al., 1997b), o a los Mesocestoididae como grupo hermano de los Tetrabothriidea + Cyclophyllidea (Mariaux, 1998) refutaría la hipótesis de una estrecha relación para los cyclophyllideos y los proteocefálicos (Wardle & McLeod, 1952; Freeman, 1973; Brooks y cols., 1991). Por consiguiente, el argumento de Freeman (1973) donde el orden incluye a los linajes caudatos (“Taeinoidea”) y acaudatos (“Cyclophyllidea”) surgiendo independientemente de los proteocefálicos no sería válido. Aunque es aparente que los cyclophyllideos constituyen un monofilético ensamblaje, las relaciones entre taxones basales sigue requiriendo un mayor examen.

Olson y Caira (1999) en base a la secuencia completa del gen 18S ADNr y a la secuencia parcial de los aminoácidos que forman el factor de elongación 1alfa, también observaron que los grupos Tetrabothriidea, Cyclophyllidea y Nippotaeniidea aparecían como grupos hermanos.

3.3- DISCUSIÓN FAUNÍSTICA

En este capítulo trataremos aspectos faunísticos relacionados con los helmintos parásitos de las especies hospedadoras estudiadas, hallados por diferentes autores tanto en la zona geográfica considerada como en otras áreas geográficas.

Además, hemos creído oportuno comparar la helmintofauna general de cada especie hospedadora estudiada por nosotros con la de otros representantes del mismo género.

3.3.1- SOBRE LA HELMINTOFAUNA DE *ALECTORIS BARBARA* BONNATERRE, 1790.

El análisis helmintológico de los ejemplares de *A. barbara* estudiados ha permitido la detección de siete especies de helmintos parásitos, dos especies de cestodos y cinco especies de nematodos.

CESTODA

Choanotaenia infundibulum
Lyruterina nigropunctata

NEMATODA

Aonchotheca caudinflata
Ascaridia galli
Baruscapillaria obsignata
Eucoleus annulatus
Heterakis gallinarum

3.3.1.1- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS HALLADOS EN *A. BARBARA* BONNATERRE, 1790.

En este apartado se refleja la distribución geográfica que presenta en el mundo cada una de las especies de helmintos detectadas en este estudio parasitando a *A. barbara*.

3.3.1.1.1- *CHOANOTAENIA INFUNDIBULUM*

Choanotaenia infundibulum es un cestodo de amplia distribución mundial, habiendo sido hallado en diferentes países de todos los continentes (Tabla 3.3.1).

En África aparece en Etiopía (Abebe y cols., 1997), Sudán (Elowni, 1982) y Tanzania (Permin y cols., 1997). Ha sido citado además en gallinas en Ghana y Oeste de África (Poulsen y cols., 2000). En Egipto ha sido denunciado en *Passer domesticus niloticus* (Badawy, 2000).

En Europa lo citan varios autores en distintos países. Aparece parasitando a *Columba livia* (Tacconi y cols., 1993) y a *A. barbara* en Italia (Masala y cols., 1986). En Bulgaria se detectó en *A. chukar* (Vasilev, 1992). En Checoslovaquia ha sido denunciada parasitando a *Perdix perdix*, *P. colchicus* y *G. (g.) domesticus* (Sitko, 1995). En Rusia hay varias citas de esta especie (Dushkin, 1973; Romanenko, 1970) y en concreto parasitando a *A. graeca* (Akhumyan & Khanbegyan, 1982), En Turquía, Sevinc y cols. (2000) lo citan en *Meleagris gallopavo*.

En Asia aparece en diferentes especies de galliformes en Uzbekistan (Kabilov, 1969). Amin-Babjee y cols. (1997) lo citan en Malasia. En aves de corral se ha hallado en Armenia SSR (Akhumyan, 1978), India (Chand, 1970; Avsatthi & Varghese, 1980; Gupta & Kapoor, 1984; Sekhar, 1987; Virk y cols., 1987), Irak (Al-Khalidi, 1988) y Pakistán (Buriro y cols., 1985, 1989, 1992; Khan y cols., 1994). En Japón aparece parasitando a *Coturnix coturnix* (Uchida y cols., 1984). Y Fotedar & Chishti (1974) citan a este parásito parasitando a *Corvus splendens*.

En Canadá ha sido denunciado parasitando a *Lophortyx californicus* (Chandler, 1970). En USA, Pence y cols. (1980) y Dowell y cols. (1983) lo citan parasitando a *P. colchicus* y Jones y cols. (1980) en *Macaca mulata*. En América del Sur parasitando a aves de corral ha sido hallado en Brasil (Sawada, 1970) y Cuba (Jurasek y cols., 1977b; Calvo y cols., 1983; Barak y cols., 1985).

En la Península Ibérica *C. infundibulum* ha sido citada parasitando a gallinas (*Gallus gallus domesticus*), faisanes (*Phasianus colchicus*), palomas (*C. livia*), perdices (*A. rufa*), pavos (*Meleagris gallopavo*), y codornices (*C. coturnix*). Esta especie ha sido denunciada en la Península por varios autores (Leitao da Silva, 1963; López-Neyra, 1944, 1947a; Martínez Gómez y cols., 1974; Ramajo Martín, 1992; Tarazona, 1955; Tarazona y cols., 1978, 1979) en diferentes provincias de España (Almería, Córdoba, Granada, Huesca, Madrid, Salamanca y Portugal).

3.3.1.1.2- *LYRUTERINA NIGROPUNCTATA*

Existen escasas referencias sobre esta especie de cestodo. Aunque ha sido hallada parasitando a galliformes (Phasianidae: Phasianinae, Meleagridinae y Tetraoninae) y columbiformes (Pteroclididae) en dos continentes, África y Europa, las citas se resumen a las de Mola (1907), Schmidt (1986), Smigunova (1991) y Georgiev & Korniyushin (1994).

Dentro de la Península Ibérica, ha presentado una amplia distribución parasitando a *A. rufa* y *C. coturnix*, apareciendo en las provincias de Córdoba, Jaén, Madrid y Toledo según López-Neyra (1947a) y en Granada según Illescas-Gómez (1977). Estos autores, denunciaron la especie bajo el binomio de *Rhabdometra nigropunctata*. Posteriormente, fue citada de nuevo en España por Tarazona y cols. (1979). En 1974 fue detectada en Portugal (Varela y cols., 1974) parasitando también a *A. rufa*.

3.3.1.1.3- *AONCHOTHECA CAUDINFLATA*

Esta especie se ha citado en África concretamente en Tanzania (Permin y cols., 1997). En Europa ha aparecido en diversos países parasitando a aves de corral, entre los que se encuentran Albania (Leka, 1985), Bélgica (Pouplard y cols., 1958), Holanda (Permin y cols., 1999), Lituania SSR (Shlikas, 1978; Koblitskene y cols., 1993). Recientemente, ha sido hallada en Italia parasitando a *A. g. saxatilis* (Rizzoli y cols., 1999; Frosio y cols., 2000) y *A. barbara* (Masala y cols., 1986). En Yugoslavia aparece parasitando a *Tetrao urogallus* (Brglez y cols., 1967). En Asia parasita a *G. domesticus* en Malasia (Vattanodorn y cols., 1984) y a *Columba livia* en Pakistán (Hayat y cols., 1999). En Sudamérica se encontró parasitando a *G. domesticus*, en Venezuela (Mayaudon & Montoya, 1969/70) y a *Lophortyx californica brunnescens* en Chile (González Acuña, 1997). También ha sido detectada en Nueva Zelanda (Rickard & Pohl, 1969).

En España solamente se conoce una cita de *A. caudinflata* parasitando a *A. rufa* (Tarazona y cols., 1979).

3.3.1.1.4- *ASCARIDIA GALLI*

Ascaridia galli es un nematodo cosmopolita, de distribución muy amplia, encontrándose en países de todos los continentes y parasitando a un amplio grupo de hospedadores definitivos.

En África presenta una amplia distribución, encontrándose en Nigeria en aves de corral (Oyeka, 1989) y en concreto en *Gallus gallus* (Fakae y cols., 1991); en Camerún (Mpoame & Agbede, 1995), Etiopía (Abebe y cols., 1997; Eshetu y cols., 2001), Tanzania (Mbise y cols., 1985 y Permin y cols., 1997), y en Zimbabwe (Jansen & Pandei, 1989; Mukaratirwa y cols., 2001). Poulsen y cols. (2000) lo citan al Oeste de África y en Egipto fue denunciado en *Passer domesticus niloticus* (Badawy, 2000).

En Europa se recogen también citas de diferentes países. Aparece en aves de corral en Alemania (Methling y cols., 1994), Bulgaria (Georgiev, 1961), Dinamarca (Permin, y cols., 1999), Israel (Malkinson y cols., 1987), Italia (Alosi y cols., 1976), Kazakh SSR (Nesterov, 1973), Letonia SSR (Kasparsons y cols., 1982), Polonia (Dzido, 1973; Getler, 1974; Okulewicz & Zlotorycka, 1985; Kuczynska y cols., 1994; Szlagiewicz y cols., 1998), Rusia (Samedov, 1981), Serbia (Petricevic & Dimitrijevic, 1997), Sri Lanka (Rysavy y cols., 1973) y la antigua Yugoslavia (Brglez y cols., 1967; Pavlovic, 2001).

En Asia aparece también ampliamente distribuida en aves de corral en Indonesia (Salfina y cols., 1990), Irak (Al-Khalidi, 1988), Irán (Naem, 2000), Japón (Kagei y cols., 1971) y Pakistán (Yusuf y cols., 1981; Buriro y cols., 1989; Ahmed & Sinha 1993; Khan y cols., 1994; Maqbool y cols., 1998; Sayyed y cols., 2000; Jan y cols., 2001). En la India es citado por muchos autores, entre ellos, Gupta & Acharya (1971), que lo encuentra en *Gallus* sp., Kumari & Thakur (1999a,b) en la especie *G. g. domesticus*, Muraleedharan y cols. (1998) en *P. cristatus*, y Patel y cols. (2000) en *C. livia*. El resto de autores lo citan como parásitos de aves de corral (Uppal & Chauchan, 1972; University of Agric. Scie. Bangalore, 1979; Matta, 1980; Srinivas y cols., 1983; Hemalatha y cols., 1987; Sekhar y cols., 1987; Srinivasa y cols., 1989; Singh y cols., 1993; Choudhury y cols., 1995; Naidu, 1981; Johal & Bala, 1986; Virk y cols., 1987; Berdia & Johnson, 1989; Yadav & Tandon, 1991; Hirani y cols., 1999).

En Estados Unidos ha sido hallado también en aves de corral por Wilson y cols. (1994) y en *A. chukar* (Tibbitts & Babero, 1969). En América del Sur ha sido citado en distintos países como Brasil (Machado y cols., 1980) en *G. gallus*, Perú (Bazalar & Guerrero, 1981) y en Cuba se detectó en *G. gallus* (Busa & Hernández, 1970), en *P. cristatus* (Barus, 1970; Barak y cols. 1985) y en gansos (Boado y cols., 1991).

En la Península Ibérica presenta también una distribución general parasitando a gallinas, pavo (*M. gallopavo*), pintada (*Numida meleagris*), faisán (*P. colchicus*), paloma (*C. livia*), ratonero (*Buteo buteo*) y la perdiz roja (*A. rufa*) (López Neyra, 1946, 1947; Medina Blanco, 1947; Miranda Entrenas, 1953; Vázquez Paredes, 1956; Polo Jover, 1959; Pozo-Lora, 1960; Guevara & Galdón, 1960; Morales Gallego, 1962; Leitao, 1963; Leitao y cols., 1969; Ordas, 1965; Romero Rodríguez, 1972; Ramón Vericad, 1973; Carvalho Varela, 1975; Reina y cols., 1987; 1992; Martínez-Moreno y cols., 1989; Ramajo Martín, 1992; Guevara, 1960; Martínez Moreno y cols., 1989; Reina y cols., 1992).

3.3.1.1.5- *BARUSCAPILLARIA OBSIGNATA*

Baruscapillaria obsignata es un nematodo con una amplia distribución geográfica siendo considerado como una especie cosmopolita. Dicho verme se encuentra en el intestino delgado de distintos hospedadores, fundamentalmente aves domésticas como la gallina (*G. gallus* f. dom.), pavo (*M. gallopavo*), faisán (*P. colchicus*), tórtola (*Streptopelia decaocto*), en distintos tipos de palomas (salvajes, domésticas y jacobinas) (Hayat y cols., 1999), en la perdiz roja (*A. rufa*) y en la europea (*P. perdix*), en el cisne negro (*Cygnus atratus*), en el petirrojo americano y en el pavo real congolense (*Atropavo congensis*).

En África y concretamente en Zimbabwe lo citan Mukaratirwa y cols. (2001) parasitando aves de corral.

En Europa ha sido citado en Austria (Kopschitz, 1976), Bélgica (Geeraerts & Berghen, 1965), Checoslovaquia (Dyk, 1971), Dinamarca (Madsen, 1945, 1951, 1952; Permin y cols., 1999), en Italia parasitando a *Alectoris barbara* (Masala y cols., 1986) y en Rusia (Shumilo & Dement'eva, 1963; Sergeeva, 1978, 1979; Kasparson, y cols., 1982).

En lo que se refiere al continente asiático este capillarino ha sido hallado en Tailandia (Ratanasethakul, y cols., 1985; Ehlers-Bhodigen, 1985), ha sido citado en la India por Jha (1977) y recientemente en Pakistán por Hayat y cols. (1999).

En América del Norte ha sido citado recientemente en Michigan por Lindquist (1963), mientras que en América del Sur ha sido denunciada en Charadriiformes de Cuba (Barus, 1969; Barus & Hernández, 1971) y en Chile (González y cols., 1974; Toro y cols., 2000).

En la Península Ibérica, el nematodo se ha citado en España en hospedadores tales como la gallina y la paloma (*C. livia*) por López-Neyra (1947a,b) y Romero Rodríguez (1972) en Granada y por Martínez Moreno y cols. (1989) en Córdoba. Además, en Portugal por Varela (1974) bajo la denominación de *Capillaria obsignata* parasitando a la perdiz roja (*A. rufa*) y bajo el binomio de *C. columbae* por Leitao da Silva y cols. (1969).

3.3.1.1.6- *EUCOLEUS ANNULATUS*

Eucoleus annulatus ha sido citado en hospedadores del género *Gallus*, *Numida* y *Meleagris*, en todos los continentes, pero las referencias son bastante escasas. Dentro del continente africano hay registradas dos citas, una en Nigeria (Oyeka, 1989) y otra en Tanzania (Permin y cols., 1997). En Eurasia, se ha encontrado solamente en Croacia (Richter, 1965) y Malasia (Vattanodorn y cols., 1984). En América se detectó en USA parasitando a *M. gallopavo* (Hurst y cols., 1979). Mientras que en Sudamérica hay citas de esta especie en los países de Cuba (Barus & Herrera Rodríguez, 1969), Puerto Rico (León & Soldevila, 1978) y Venezuela (Mayaudon Tarbes & Cedeño, 1967/68). Además, se ha citado en aves domésticas en Nueva Zelanda (Rickard & Pohl, 1969).

3.3.1.1.7- *HETERAKIS GALLINARUM*

Heterakis gallinarum es un nematodo intestinal cosmopolita de aves de corral, especialmente de gallinas y pavos (Madsen, 1950), aunque se ha encontrado distribuido por todo el mundo parasitando a diferentes especies de aves.

En África ha sido encontrado parasitando a *Francolinus africanus* (Little, 1993) y en aves de corral en Botswana (Mushi y cols., 2000), Etiopía (Abebe y cols.,

1997, Eshetu y cols., 2001), Ghana (Poulsen y cols., 2000), Nigeria (Oyeka, 1989 y Fakae, 1991) y Tanzania (Permin y cols., 1997b). En Zimbabwe ha sido hallada parasitando a *Numida meleagris* y aves de corral (Jansen & Pandey, 1989; Mukaratirwa y cols., 2001).

En Europa y Asia también se encuentra ampliamente distribuido. Aparece parasitando a aves de corral en Rusia (Samedov, 1981), Polonia (Dzido, 1973; Kuczynska y cols., 1994; Getler, 1974; Balicka y cols., 2000), Kazakh SSR (Nesterov, 1973), Tadjikistan (Il'yasov, 1971) y Bulgaria (Mutafova, 1976). En la India existen gran cantidad de denuncias, tanto para aves de corral (Malhotra y cols., 1982; Choudhury y cols., 1985; Hemalatha y cols., 1987; Singh y cols., 1993) como para otros hospedadores como *Arborophila torqueola* (Gupta & Acharya, 1971), *Cerionis macrolophus* (Singh, 1964). Varios autores lo denuncian en especies del género *Gallus* (Virk y cols., 1987; Naidu, 1981; Johal & Bala, 1986; Gupta & Acharya, 1971; Padhi y cols., 1987) y en concreto en la especie *G. g. domesticus* en Pakistán (Ahmed, 1990; Sayyed y cols., 2000) y recientemente en la India (Kumari & Thakur, 1999a). Gupta & Acharya (1971) lo encuentra en *N. meleagris*. En Korea se encontró parasitando a *A. platyrhynchos* (Eom y cols., 1984). En *P. perdix* lo encuentra Chiriac y cols. (1972) en Rumania y Tompkins y cols. (2000) en el Reino Unido. En la antigua Checoslovaquia aparece en *Streptopelia decaocto* (Dyk, 1971). En Praga aparece parasitando a *Numida meleagris* (Svoboda, 1992) y Spakulova & Mutafova (1987) lo citan en Bulgaria, en Checoslovaquia y Algeria. Parasitando a gallinas ha sido hallado en Alemania (Methling y cols., 1994) y en Dinamarca (Permin y cols., 1999). En *A. graeca saxitilis* (Rizzoli y cols., 1999) y *A. barbara* (Masala y cols., 1986) y *Phasianus* sp. (Hospes, 1996) ha sido citado en Italia, Escocia (Pennicot, 1997; Draycott y cols., 2000) y Reino Unido (González Acuña, 1997; Draycott y cols., 2000). Lund y cols. (1975) y Pecci (1977) lo citan en *M. gallopavo*. Dawe y cols. (1969) lo encuentran parasitando a *Colinus virginianus*. Además, es citado en otros países como Umbria (Moretti y cols., 1992), Irak (Al-Khalidi, 1988), Irán (Naem, 2000), Indonesia (Salfina y cols., 1990), Eslovaquia (Birova & Macko, 1983).

En América del Norte, en USA, se ha encontrado parasitando a aves de corral, entre ellas especies del género *Phasianus*, *Numida*, *Meleagris* y *Colinus* (Chute & Lund, 1974; Pence & Bickel, 1977; Pence y cols., 1980, Dowell y cols., 1983; Hopkins y cols., 1990; Davidson y cols., 1991) y en Canadá fue citado por

Riddell & Gajadhar (1988). En América del Sur también en aves de corral de los géneros *Gallus*, *Lophortyx*, *Nothoprocyta*, *Pavo*, *Gallus*, *Numida* y *Zenaida* ha sido citado en diferentes países, tales como Venezuela (Chirinos, 1982), Perú (Bazalar & Guerrero, 1981), Cuba (Barus, 1970, Jurasek y cols., 1977, Boado y cols., 1991), Chile (González-Acuña, 1997), Brasil (Machado y cols., 1980; Menezes y col, 2001) y Puerto Rico (León & Soldevila, 1978).

En la Península Ibérica la única cita que existe es la de Reina y cols. (1992) en la provincia de Cáceres parasitando a *A. rufa*.

3.3.1.2- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS DE *ALECTORIS* SPP.

En este apartado, comentaremos los resultados sobre composiciones cualitativas encontradas por diversos autores en distintas especies del género *Alectoris*. En la tabla 3.3.1 se indican las especies halladas en cada una de las especies hospedadoras, la localización geográfica donde han sido denunciadas y el autor y año en que fueron citadas.

En el caso de la *A. barbara*, sólo existe un estudio helmintológico de esta especie hospedadora, llevado a cabo por Masala y cols. (1986) en la isla de Cerdeña (Italia). Sin embargo, otras especies del género *Alectoris* como *A. graeca*, han sido motivo de muy diversos estudios.

La riqueza total de especies helmintianas en *A. barbara* es hasta el momento de 8 especies de cestodos y 8 de nematodos, resultando mayor en Italia (13) que en nuestro estudio (7), tanto para cestodos como para nematodos. *C. infundibulum*, *A. caudinflata*, *B. obsignata* y *H. gallinarum* aparecieron en ambos estudios. En Tenerife han aparecido especies que no se presentan en Italia, como *L. nigropunctata* y los nematodos *A. galli* y *E. annulatus*. Las especies presentes en Italia y ausentes en nuestro caso pertenecen a los géneros *Hymenolepis*, *Metroliasthes* y *Raillietina*, dentro de los cestodos, y *Acuaria* y *Allopora* dentro de los nematodos. En ninguno de los dos casos han sido hallados trematodos.

Se han llevado a cabo estudios con otras especies del género *Alectoris* en Europa, Asia y América, siendo *A. graeca* y *A. rufa* las más estudiadas (Tabla 3.3.1). En este género se han denunciado un total de 83 especies de helmintos.

Comparando con *A. barbara* se observa una riqueza mucho más alta en otras especies como *A. graeca* (47), *A. rufa* (25) y *A. chukar* (al menos 13), además hay

que destacar que en estas tres especies de perdices aparecieron especies de trematodos, no apareciendo en *A. barbara*. Sin embargo en *A. kakelik* y *A. kurdestanica* sólo apareció una especie parásita en cada una de ellas, un nematodo y un cestodo, respectivamente, siendo además helmintos que no han aparecido en otras especies de *Alectoris*. En general, aparece un mayor número de nematodos y cestodos que de trematodos parasitando a las especies de *Alectoris*.

No se conocen datos previos sobre la parasitofauna de este hospedador en Canarias, sin embargo en España y Portugal existen trabajos sobre *A. rufa*, donde se refleja la alta similitud de las especies helmintianas presentes en *A. rufa* de la Península Ibérica y en *A. barbara* en Canarias. Todas las especies encontradas en nuestro estudio fueron denunciadas en la Península con anterioridad a excepción del nematodo *Eucoleus annulatus*.

	Especies	Localización	Cita
<i>Alectoris barbara</i>			
Cestoda	<i>Choanotaenia infundibulum</i>	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Hymenolepis carioca</i>	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Metroliasthes</i> spp.	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Raillietina cesticillus</i>	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Raillietina echinobothrida</i>	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Raillietina friedbergeri</i>	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Raillietina tetragona</i>	Italia	Masala y cols.,1986
Nematoda	<i>Acuaria</i> spp.	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Allopoda</i> spp.	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Capillaria caudinflata</i>	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Capillaria obsignata</i>	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Heterakis gallinarum</i>	Italia	Masala y cols.,1986
	<i>Trichostrongylus tenuis</i>	Italia	Masala y cols.,1986
<i>Alectoris chukar</i>			
Trematoda	<i>Dicrocoelium petrovi</i>	Bulgaria	Vasilev, 1992
	<i>Hypoderaeum conoideum</i>	Bulgaria	Vasilev, 1992
Cestoda	<i>Choanotaenia infundibulum</i>	Bulgaria	Vasilev, 1992
Nematoda	<i>Ascaridia galli</i>	USA	Tibbitts & Babero 1969
	<i>Capillaria</i> spp.	Grecia	Githkopoulos, 1984
	<i>Capillaria contorta</i>	Grecia	Githkopoulos, 1984
	<i>Capillaria phasianina</i>	Grecia	Githkopoulos, 1984
	<i>Ganguleterakis</i> sp.	Bulgaria	Vasilev, 1992
	<i>Ganguleterakis altaica</i>	Bulgaria	Vasilev, 1992

	<i>Ganguleterakis macroura</i>	Bulgaria	Vasilev, 1992	
	<i>Ganguleterakis tenuicauda</i>	Bulgaria	Vasilev, 1992	
	<i>Heterakis</i> sp.	Bulgaria	Vasilev, 1992	
	<i>Streptocara crassicauda</i>	Bulgaria	Vasilev, 1992	
<i>Alectoris graeca</i>				
Trematoda	<i>Brachylaemus fuscatus</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
		Roma	Rizzoli y cols., 1999	
	<i>Corrigia corrigia</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
		experim.	Panin & Romanenko, 1978	
		experim.	Romanenko, 1979	
		Turquía	Koroglu & Tasan, 1996	
	<i>Corrigia skrjabini</i>	Rusia	Akhumyan & K., 1982	
	<i>Postharmostomum gallinum</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
		Roma	Rizzoli y cols., 1999	
		<i>Tamerlania zarudnyi</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956
Cestoda	<i>Choanotaenia infundibulum</i>	URSS	Akhumyan & K., 1982	
		Francia	Belleau & Léonard, 1991	
		Turquía	Koroglu & Tasan, 1996	
	<i>Davainea andrei</i>	Bulgaria	Petrova, 1978	
	<i>Davainea proglottina</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
	<i>Dicranotaenia carioca</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
	<i>Hymenolepis</i> sp.	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
	<i>Hymenolepis</i> sp.	Francia	Belleau & Léonard, 1991	
	<i>Hymenolepis graeca</i>	India	Johri, 1960	
	<i>Metroliasthes lucida</i>	Francia	Belleau & Léonard, 1991	
	<i>Raillietina (R.) circumvallata</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
	<i>Raillietina echinobothrida</i>	Turquía	Koroglu & Tasan, 1996	
	<i>Raillietina friedbergeri</i>	URSS	Akhumyan & K., 1982	
	<i>Raillietina (R.) graeca</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
	<i>Raillietina (R.) korkei</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
	<i>Raillietina skrjabini</i>	URSS	Akhumyan & K., 1982	
	<i>Raillietina tetragona</i>	Turquía	Koroglu & Tasan, 1996	
	<i>Rhabdometra dogieli</i>	URSS	Akhumyan & K., 1982	
	<i>Rhabdometra nigropunctata</i>	URSS	Tashliev & Olovkova, 1973	
		Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
	<i>Skrjabinia (S.) bolivari</i>	URSS	Akhumyan & K., 1982	
	<i>Tetrathyridium variable</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956	
	<i>Variolepis farcimiosa</i>	Israel	Schmidt, 1986	
	Nematoda	<i>Acuaria harmulosa</i>	Francia	Belleau & Léonard, 1991
		<i>Acuaria spinosa</i>	URSS	Akhumyan & K., 1982

	<i>Aonchoteca caudinflata</i>	Italia	Rizzoli y cols., 1999
	<i>Ascaridia compar</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956
	<i>Baylisascaris (larvae)</i>	?	Sass & Gorgacz, 1978
	<i>Capillaria</i> sp.	Francia	Belleau & Léonard, 1991
	<i>Cheilospirura gruveli</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956
	<i>Cheilospirura spinosa</i>	Turquía	Koroglu & Tasan, 1996
	<i>Cyrnea eurycerca</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956
		URSS	Barus y cols., 1977
	<i>Ganguleterakis altaicus</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956
	<i>Heterakis altaica</i>	Italia	Rizzoli y cols., 1999
	<i>Heterakis dispar</i>	Turquía	Koroglu & Tasan, 1996
	<i>Heterakis gallinarum</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956
		Francia	Belleau & Léonard, 1991
		India	Mir y cols., 1996
		Turquía	Koroglu & Tasan, 1996
		Italia	Rizzoli y cols. 1999
	<i>Heterakis tenuicauda</i>	Francia	Belleau & Léonard, 1991
		Italia	Rizzoli y cols., 1997; 1999
		Italia	Frosio y cols., 2000
	<i>Oxyspirura schulzi</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956
	<i>Oxyspirura rijikovi</i>	Tadzhikist.	Borgarenko, 1980
	<i>Seudocyrnea colini</i>	Turquía	Koroglu & Tasan, 1996
	<i>Seudocyrnea eurycerca</i>	Turquía	Koroglu & Tasan, 1996
	<i>Subulura brumpti</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956
	<i>Subulura coturnicis</i>	URSS	Akhumyan & K., 1982
	<i>Subulura differens</i>	Turquía	Koroglu & Tasan, 1996
	<i>Tetrameres timophevoi</i>	Kazakhstan	Gvozdev, 1956
<i>Alectoris kakelik</i>			
Nematoda	<i>Splendidofilaria gvozdevi</i>	URRS	Sonin & Barus, 1978
		Tajikstan	Borgarenko, 1984
<i>Alectoris kurdestanica</i>			
Cestoda	<i>Cotugnia latiproglottina</i>	Irak	Sawada y col, 1990
<i>Alectoris rufa</i>			
Trematoda	<i>Brachylaemus</i> sp.	España	Tarazona y cols., 1978
	<i>Brachylaemus fuscatus</i>	Italia	Perrucci y cols., 1997
	<i>Conspicuum alectoris</i>	Portugal	Varela, 1974
Cestoda	<i>Choanotaenia infundibulum</i>	España	Tarazona y cols., 1978
	<i>Paradicranotaenia anormalis</i>	España	Tarazona y cols., 1978
	<i>Raillietina (P.) bolivari</i>	Portugal	Varela, 1974
		España	Tarazona y cols., 1978

		España	Illescas-Gómez & G.G., 1987
	<i>Raillietina (R.) micracantha</i>	España	Tarazona y cols., 1978
	<i>Raillietina tetragona</i>	España	Reina y cols., 1992
	<i>Rhabdometra nigropunctata</i>	Portugal	Varela, 1974
		España	Tarazona y cols., 1978
		España	Illescas Gómez,
Nematoda	<i>Acuaria gruweli</i>	España	Tarazona y cols., 1978
	<i>Ascaridia galli</i>	Italia	Macchioni & M., 1982
		España	Reina y cols., 1992
	<i>Avioserpens mosgovoyi</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Capillaria</i> sp.	Italia	Govoni & Maestrini, 1979
		España	Reina y cols., 1992
	<i>Capillaria caudinflata</i>	España	Tarazona y cols., 1978
	<i>Capillaria contorta</i>	España	Reina y cols., 1992
		España	Pizarro y cols., 2000
	<i>Capillaria obsignata</i>	Portugal	Varela, 1974
		España	Reina y cols., 1992
	<i>Cheilospirura gruweli</i>	Portugal	Varela, 1974
	<i>Cyrnea parroti</i>	Portugal	Varela, 1974
		Portugal	Varela, 1974
	<i>Eustrongylides mergorum</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Heterakis dispar</i>	Portugal	Varela, 1974
		España	Reina y cols., 1992
	<i>Heterakis gallinarum</i>	España	Tarazona y cols., 1978
		España	Reina y cols., 1992
		Portugal	Varela, 1974
	<i>Heterakis tenuicaudata</i>	España	Tarazona y cols., 1978
	<i>Strongylida</i> sp.	España	Reina y cols., 1992
	<i>Subulura suctoria</i>	Portugal	Varela, 1974
		España	Tarazona y cols., 1978
	<i>Trichostrongylus tenuis</i>	España	Tarazona y cols., 1978

Tabla 3.3.1- Helmintofaunas parásitas de *Alectoris* spp. Especies denunciadas, localización geográfica y referencia.

3.3.2- SOBRE LA HELMINTOFAUNA DE *CHLAMYDOTIS UNDULATA* JACKIN, 1784

El análisis helmintológico de los cinco ejemplares de *C. undulata* estudiados ha permitido la detección de únicamente 3 especies de cestodos parásitos.

CESTODA

Pseudidiogenes nana

Otiditaenia conoides

Hispaniolepis villosa

3.3.2.1- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS HALLADOS EN *CHLAMYDOTIS UNDULATA* JACKIN, 1784

A continuación se describe la distribución geográfica de las especies de parásitos halladas en *Chlamydotis undulata*, y se señala los hospedadores en los que ha sido denunciada cada una.

3.3.2.1.1- *PSEUDIDIOGENES NANA*

A nivel genérico se considera de distribución cosmopolita (Jones & Bray, 1994). A nivel específico hay muy pocas referencias, se resumen a las citas aportadas por Illescas (1981; 1991a,b), Navarrete y cols. (1986) y Reina y cols. (1987). Esta especie se conocía antes como *Idiogenes otidis* var. *nana* Fuhrmann, 1925, y así fue citado en varias ocasiones en España, parasitando ejemplares de *Otis tarda* (Avutarda común) procedentes de la provincia de Badajoz y Cáceres (Cordero del Campillo y cols., 1994; Casanova y cols., 1997).

3.3.2.1.2- *OTIDITAENIA CONOIDES*

La especie *O. conoides* está distribuida por África y Asia (Baer, 1955). Se ha encontrado en diferentes especies hospedadoras: *Otis tarda*, *Choriotis arabs*, *C. kori*, *Lophotis ruficristata*, *Neotis denhami*, *N. cafra* y *Lissotis melanogaster* (Baer, 1955). En España ha sido citada con el nombre de *Schistometra conoides* en avutarda (*Otis*

tarda) en Badajoz y Cáceres (Illescas Gómez, 1981; Reina, 1987, Reina y cols., 1992) y como *O. conoides* en *O. tarda* (Casanova y cols., 1997).

3.3.2.1.3- HISPANIOLEPIS VILLOSA

Hay pocas referencias en cuanto a la distribución de este helminto. Según Schmidt (1986) se encuentra en Europa en *O. tarda*. En Checoslovaquia ha sido citado como parásito de *O. tarda* (Sitko, 1995). En España también en avutardas (*O. tarda*) en las provincias de Badajoz, Cáceres, Granada y León (López-Neyra 1941; Reina y cols., 1987; 1992; Casanova y cols., 1997).

3.3.2.2- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS DE CHLAMYDOTIS SPP. Y OTIS SPP.

En el caso de la hubara, consideraremos separadamente los estudios llevados a cabo con esta especie hospedadora, de aquellos efectuados en una especie muy próxima a ella como es la avutarda, *Otis tarda*. Ello es debido a que la hubara ha sido una especie helmintológicamente muy poco estudiada y los datos que se poseen sobre su helmintofauna parásita son muy escasos pero claramente similares a las de *O. tarda*. En la tabla 3.3.2 se indican las especies halladas en cada una de las especies hospedadoras, la localización geográfica donde han sido denunciadas y el autor y año en que fueron citadas.

Como se observa en la tabla 3.3.2 dentro del género *Chlamydotis* solamente se ha estudiado una especie tanto en Europa como en África y son pocos los trabajos referentes a su parasitofauna. Para comparar, se ha revisado también la parasitofauna encontrada en *Otis tarda* en estudios llevados a cabo en Europa y Asia, al ser una especie cercana al género *Chlamydotis*. La riqueza total presentada por *C. undulata* es de 15 especies; 9 cestodos, 4 nematodos y 2 acantocéfalos. La helmintofauna detectada en nuestro estudio está compuesta solamente por 3 especies de cestodos los cuales ya habían sido citados en *C. undulata* y *Otis tarda* en la Península Ibérica.

	Especie	Localización	Cita
<i>Chlamydotis undulata macqueeni</i>			
Cestoda	<i>Ascometra chorioidis</i>	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996a
	<i>Ascometra vestita</i>	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996a
	<i>Hispaniolepis falsata</i>	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996b
	<i>Hispaniolepis villosa</i>	República Checa	Rysavy & Sitko, 1995
		España	Navarrete y cols., 1986
	<i>Idiogenes</i> sp.	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996a
	<i>Idiogenes otidis</i>	España	Illescas, 1991a,b
		España	Navarrete y cols., 1986
	<i>Otiditaenia conoides</i>	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996b
		España	Illescas, 1991a,b
		España	Navarrete y cols., 1986
	<i>Otiditaenia macqueeni</i>	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996
		África	Baer, 1955
<i>Railletina neyra</i>	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996	
Nematoda	<i>Allodapa</i> sp.	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996b
	<i>Harteria rotundata</i>	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996b
	<i>Heterakis islonche</i>	España	Reina y cols., 1992
	<i>Trichostrongylus tenuis</i>	España	Reina y cols., 1992
Acantoc.	<i>Centrorhynchus lancea</i>	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996b
	<i>Mediorhynchus taeniatus</i>	Emiratos Árabes	Jones y cols., 1996b
<i>Otis tarda</i>			
Cestoda	<i>Ersinogenes spinatum</i>	Rusia	Spasskaya, 1961
	<i>Hispaniolepis villosa</i>	España	Reina y cols., 1987; 1992
		España	Illescas Gómez, 1981
	<i>Idiogenes otidis</i>	España	Reina y cols., 1987; 1992
		Mongolia	Movsesyan, 1968
	<i>Schistometra conoides</i>	España	Illescas Gómez, 1981
España		Reina y cols., 1987; 1992	
Nematoda	<i>Heterakis</i> sp.	España	Reina y cols., 1987; 1992
	<i>Heterakis isolenche</i>	España	Reina y cols., 1992
	<i>Histiocephalus otidis</i>	Tajikistan	Borgarenko, 1984
	<i>Trichostrongylus tenuis</i>	España	Reina y cols., 1992

Tabla 3.3.2- Helmintofaunas parásitas de *Chlamydotis* spp. y *Otis* spp. Especies denunciadas, localización geográfica y referencia

3.3.3- SOBRE LA HELMINTOFAUNA DE *COLUMBA LIVIA* GMELIN, 1789

El análisis helmintológico los ejemplares de *C. livia* estudiados ha permitido la detección de 5 especies de helmintos parásitos, una especie de cestodo y cuatro especies de nematodos.

CESTODA

Raillietina micracantha

NEMATODA

Aonchotheca sp.

Tetrameres fissispina

Synhimantus (Dispharynx) spiralis

Ascaridia columbae

3.3.3.1- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS HALLADOS EN *COLUMBA LIVIA* GMELIN, 1789

En este apartado se realiza una revisión de la distribución que presentan los helmintos encontrados por nosotros en *Columba livia*.

3.3.3.1.1- *RAILLIETINA MICRACANTHA*

Raillietina es un género de cestodos cosmopolita en mamíferos y aves. Es difícil establecer el rango geográfico y de hospedadores definitivos de las especies de este género debido a la disparidad de sinonimias que aparecen en la bibliografía (Schmidt, 1986; Jones & Bray, 1994). La distribución geográfica de *R. micracantha* es muy amplia habiéndose detectado en el norte de África, Europa y el Turquenistan ruso. Entre los hospedadores citados por distintos autores están *Turdus turtur*, *C. livia*, *C. livia domestica* y *Stigmatopelia* (Schmidt, 1986).

Este cestodo está presente en la Península Ibérica habiendo sido citado en *C. livia domestica* por López Neyra (1944) en Granada y por Martínez Moreno y cols. (1989) en Córdoba. Tarazona (1955; 1974) y Tarazona y cols. (1978) la aíslan de *A. rufa* en la provincia de Huesca. En Canarias Castillo-Remiro y cols. (1989) y Gijón-Botella y cols. (1989) lo citan en *C. livia* var.

3.3.3.1.2- *AONCHOTHECA* SP.

En cuanto a la distribución geográfica, no podemos decir nada acerca de la misma por quedar innominada. Las especies del género *Aonchotheca* presentan cada una de ellas una distribución geográfica concreta.

3.3.3.1.3- *TETRAMERES FISSISPINA*

El nematodo *T. fissispina* presenta una amplia distribución geográfica. Ha sido citado en África parasitando a aves de corral en Nigeria (Sa'idu y cols., 1994; Fatihu y cols., 1992) y al oeste, en Ghana, parasitando gallinas (Poulsen y cols., 2000). En el continente europeo es la única especie del género que ha sido citada. En Portugal ha sido denunciada por diversos autores (Leitao da Silva, 1963; Leitao da Silva y cols., 1969). En Alemania ha sido citado por Graubmann & Grafner (1967) y en Noruega por Bakke (1970 a, b), constituyendo primeras citas en dicho país. En Rusia lo citan Luzhkov (1973) y Markov (1976), en Eslovaquia por Spakulova y cols. (1991) y Birova y cols. (1990) parasitando a *Anas platyrhynchos*.

En Asia existen denuncias en Thailandia (Ehlers-Bhodigen, 1985), Japón (Sato & Masangkai, 1985; Nakamura & Asakawa, 2001) y en China ha aparecido parasitando al faisán *Chrysolophus amherstiae* (Li Shiu Rong y cols., 1998). En América se ha citado en USA parasitando a *Anas platyrhynchos* (Fedynichi & Pence, 1994) y en Chile, Toro y cols. (1999) denuncian a *Tetrameres* spp. parasitando a *Columba livia*.

T. fissispina parasita hospedadores definitivos muy diversos, dentro de las aves tales como distintas especies de Anseriformes (*A. platyrhynchos*, *A. strepera* y *A. circia* entre otras) y aves domésticas como la gallina y el gallo. Asimismo, ha sido detectado parasitando a aves silvestres como gaviotas (*L. larus*), tardonas (*Tardona tardona*) y a distintas Columbiformes como la paloma doméstica (*C. livia domestica*), la paloma torcaz (*C. palumbus*) y la paloma zurita (*C. oenas*).

En España ha sido citado por distintos autores en distintas especies de aves. Cuezva Samaniego y cols. (1954) lo detectan en Vizcaya en paloma doméstica. Carballeira Tella y cols. (1957) lo denuncian en Lugo. Asimismo es citado por Romero Rodríguez (1972) y por Castañón Ordóñez y cols. (1983) en Gijón, en palomas pertenecientes a distintas variedades y en estado de libertad y semilibertad. Por último Cordero y cols. (1980) lo detectaron en palomas de Córdoba, Lugo,

Vizcaya y Portugal, Martínez Moreno y cols. (1989) también en Córdoba, y posteriormente Reina y cols. (1992) en Cáceres.

3.3.3.1.4- *SYNHIMANTUS (DISPHARYNX) SPIRALIS*

Synhimantus (D.) spiralis es un helminto de distribución cosmopolita ampliamente distribuido por diversas áreas geográficas, habiendo sido citado en Europa, Asia, África, Australia, Norteamérica y Sudamérica, en repetidas ocasiones.

Este nematodo se presenta asociado, fundamentalmente a diversas Aves terrestres como *Astur*, *Accipiter Alectoris*, *Bonasa*, *Caccabis*, *Ciconia*, *Colinus*, *Columba*, *Coracias*, *Corvus*, *Coturnix*, *Gallus*, *Phasianus*, *Meleagris*, *Metopidius*, *Numida*, *Quiscalus*, *Passer*, *Perdix*, *Planesticus*, *Turdus*.

Esta especie parece ser más frecuente en Galliformes que en Columbiformes o Paseriformes (Hwang y cols., 1961). Respecto a los columbiformes ha sido citado únicamente en una paloma en Bélgica (Cotteleer, 1964) y recientemente en el mismo hospedador en Italia (Tacconi y cols., 1993).

Numerosos autores han denunciado nuevos hospedadores para este parásito, tales como *Pavo cristatus* (Barus, 1970), *Upupa epops*, *Bubo bubo*, *Sturnus vulgaris* (Jehan, 1974), *Alcedo atthis bengalensis* y *Clamator jacobini* (Majumdar, 1975) en la India, *Tympanuchus cupido* (Peterson y cols., 1998) en USA, *Lophortyx californica* (González Acuña, 1997) en Chile y *Falco tinnunculus* (Alberti y cols., 1996).

Recientemente, aparecen numerosas citas de esta especie en todo el mundo. En África ha aparecido en Tanzania (Mbise y cols., 1985), Nigeria (Fatihu y cols., 1992; Fakae y col, 1991), Camerún (Mpoame & Agbede, 1995), Sudáfrica (Verster & Ptasinska-Kloryga, 1987), Zimbabwe (Jansen & Pandey, 1989; Vassilev & Jooste, 1991) y, más recientemente en Botswana (Mushi, y cols., 2000a,b). En América del Norte aparecen diferentes citas, en USA (Davidson y cols., 1991; Peterson y cols., 1998) y en América del Sur, en Venezuela (Mayaudon Tarbes & Cedeño, 1967/68), Brasil (Faria Duarte & Dórea, 1987) Chile (González Acuña, 1997; Toro y cols., 1999) y en Cuba (Barus, 1970). También hay nuevas citas para el continente europeo y Asia, donde se nombran países como Polonia (Okulewicz & Kozak, 1987), Italia (Tacconi y cols., 1993) e Indonesia (Salfina & Tarmudji, 1990).

En Norte América *S. (D.) spiralis* ha sido hallado parasitando a *Colinus virginianus* (Williams y cols., 2000; Moore & Simberloff 1990), *Callipepla californica* (Moore y cols., 1988), *Tympanuchus cupido attwateri* (Markus, 1996), *Epidonax minimus* (Bolette, 1998b), *Colaptes auratus* (Bolette, 1998a), *Polytelis alexandrae* (Bolette, 1998c). En Sudamérica Carvalho y Bencke (1992) lo denuncian en gorriones de Brasil. En África fue citada a *S. (D.) spiralis* en gallinas de Tanzania (Permin, y cols., 1997) y de Zimbabwe (Mukaratirwa y cols., 2001).

El helminto ha sido hallado en distintas regiones españolas, tales como Alicante, diversos puntos de Andalucía y Vizcaya (López Neyra, 1947a; Pijuan Jiménez, 1949; García del Escobal, 1960; Romero Rodríguez, 1972; Martínez y cols., 1947b; Martínez-Moreno y cols., 1989), así como en Portugal (Leitao da Silva, 1963; Leitao da Silva y cols., 1969), parasitando gallinas y palomas domésticas. Algunos de los mencionados autores citan al nematodo como *Dispharynx nasuta* y bajo esta nominación Gutiérrez y cols. (1982) lo detectan en un nuevo hospedador en España, la urraca (*Pica pica*).

3.3.3.1.5- *ASCARIDIA COLUMBAE*

Ascaridia columbae es un helminto detectado con una gran frecuencia. Su distribución geográfica es muy amplia, habiendo sido hallado en Europa, Asia, África y América.

En África fue detectada recientemente en Botswana (Mushi y cols., 2000a,b). En lo que se refiere al continente americano ha sido citado tanto en América del Norte, en EEUU por Wehr & Hwang (1959; 1964); Hwang & Wehr (1962), Lindquist y cols. (1963), Helfer & Dickinson (1976a,b), Melendez & Lindquist y cols. (1979), Panigraphy, y cols. (1982), como en América del Sur, en Brasil (Oliveira y cols., 2000), Cuba (Barus, 1969) y Chile (Toro y cols., 1999).

En el continente asiático el verme ha sido encontrado también en numerosos países, como la India (Gupta & Acharaya, 1971; Wajihullah y cols., 1986), Japón (Kikuchi y cols., 1976; Takei & Sakurai, 1976; Kikuchi & Oshima, 1976) y Pakistán (Hayat y col, 1999).

Dicho verme, ha sido citado por diversos autores en varios países europeos, tales como Bélgica (Geeraerts & Berghen, 1965; Cotteleer & Famere, 1978; Institut National des Recherches Veterinaires, 1984-85), Portugal (Silva, y cols., 1963; Silva

y cols., 1969), Rusia (Shumilo & Dement'eva, 1963; Tverdokhlebou, 1967) y Viena (Kopschitz, 1967).

A. columbae se encuentra asociado principalmente a la paloma doméstica (*C. livia* var.), aunque también ha sido citado como hospedador definitivo la paloma sabanera (*Zenaida aurita zenaida*) por Barus & Herrera-Rodríguez (1969) en Cuba.

En España, la distribución geográfica de dicho parásito se extiende a casi la totalidad de la Península, habiendo sido citado en Córdoba y en muchas localidades andaluzas por Castejón (1922), Pozo-Lora (1960), Romero Rodríguez (1972) y Martínez Moreno y cols. (1989), en Granada por López-Neyra (1946, 1947a) y en el norte de España por Anadon (1954) y Carballeira Tella y cols. (1957).

3.3.3.2- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS DE *COLUMBA* SPP.

En el caso de la paloma, esta ha sido una especie hospedadora muy estudiada helmintológicamente. Debido a la gran cantidad de estudios que se encuentran en la bibliografía, en este apartado de faunística, consideraremos tan solo aquellos estudios más importantes o de carácter recopilatorio. Así, reducimos de forma importante el número de referencias sin perder información acerca de los espectros helmintianos denunciados en este hospedador. También como en el caso de las especies anteriores, efectuaremos un estudio comparado con otros representantes del género.

En este apartado, comentaremos los resultados sobre composiciones cualitativas encontradas por diversos autores en distintas especies del género *Columba*. En la tabla 3.3.3, se indican las especies halladas en cada una de las especies hospedadoras, la localización geográfica donde han sido denunciadas y el autor y año en que fueron citadas.

Columba livia es la especie del género *Columba* más estudiada desde el punto de vista helmintológico. Además, se han estudiado también *C. inornata* en Puerto Rico y *C. oenas* en España (sólo existe un trabajo en cada una de ellas). En estas dos últimas únicamente se detectó una especie parásita en cada una de ellas, el trematodo *Tanaisia bragai* en *C. inornata* (Arnizaut y cols., 1992) y el cestodo *Raillietina echinobothrida* en *C. oenas* (Cordero del Campillo y cols., 1994). De estas dos especies, *R. echinobothrida* ha sido denunciada también en *C. livia* en España (Cordero del Campillo y cols., 1994), mientras *T. bragai* no ha sido nunca citada en *C. livia*.

En general, parasitando a hospedadores del género *Columba* han sido denunciadas un total de 47 especies de helmintos, 46 de ellas citadas en *C. livia* (4 especies de trematodos, 25 especies de cestodos y 17 de nematodos).

La única cita previa de helmintos en *C. livia* en Canarias es la de Gijón-Botella y cols. (1989). Estos autores hallaron el cestodo *R. micracantha*, también presente en las palomas examinadas en nuestro estudio. Sin embargo, no existe ninguna cita previa de nematodos para este hospedador, siendo las cuatro especies encontradas en nuestro estudio, nuevas citas para Canarias.

En comparación con África, hay una cierta similitud en la helmintofauna presentada por los ejemplares de *C. livia* con especies comunes, no apareciendo en ningún caso trematodos digénidos. En los dos casos aparecen especies del género *Raillietina*, no pudiendo comparar a nivel específico, ya que en África las especies quedaron innominadas. En África aparece el cestodo *Cotugnia digonopora*, que hasta el momento parece ausente en Canarias. En cuanto a los nematodos, en África solamente aparecen tres especies (una de ellas indeterminada) de las que únicamente *A. columbae*, aparece en la helmintofauna de *C. livia* en Canarias.

Respecto a la Península Ibérica, la riqueza que se presenta en *C. livia* es superior a la encontrada por nosotros en Canarias, con un total de dos especies de trematodos, once de cestodos y siete de nematodos, entre las que se encuentran todas las especies detectadas en Tenerife.

Igual que ocurre en Canarias, ni en América ni en Asia han aparecido especies de trematodos. Respecto a los cestodos en estos dos continentes se observa un mayor número de especies y estando ausente *R. micracantha*, aunque sí aparecen especies pertenecientes a este género. En América aparecen un mayor número de nematodos, con especies comunes con nuestro estudio como *A. columbae* y *S. spiralis*. *Tetrameres fissispina* y los representantes del género *Aonchotheca* están ausentes en la fauna de helmintos de *C. livia* en América. En esta nematodofauna americana no aparece ninguna especie común con Asia, donde solamente se ha detectado *A. galli*, un representante del género *Ascaridia* que sí que aparece en Canarias.

	Especies	Localización	Autor
<i>Columba livia</i>			
Trematoda	<i>Brachylaemus columbae</i>	España	Martínez Moreno y cols., 1989
	<i>Brachylaima fuscata</i>	Italia	Catelli y cols., 1999
	<i>Campanulotes compar</i>	Belgrado	Kulisici, 1988
	<i>Echinoparyphium recurvatum</i>	Belgrado	Kulisici, 1988; 1989
		España	Cordero del Campillo y cols., 1994
Cestoda	<i>Aporina delafondi</i>	España	Martínez Moreno y cols., 1989
	<i>Choanotaenia infundibulum</i>	Italia	Tacconi y cols., 1993
		España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Cotugnia digonopora</i>	Egipto	Ibrahim y cols., 1995
		India	Patel y cols., 2000
	<i>Cotugnia salpuliensis</i>	Irak	Sawada y col, 1990
	<i>Davainea proglottina</i>	Belgrado	Kulisic y cols., 1996
	<i>Hymenolepis corodobensis</i>	España	Martínez Moreno y cols., 1989
	<i>Killigrewia chandigarhensis</i>	India	Duggal & Gupta, 1987
	<i>Killigrewia delafondi</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Paradicranotaenia</i> sp.	Italia	Catelli y cols., 1999
	<i>Paradicranotaenia anormalis</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Raillietina</i> sp.	Botswana	Mushi y cols., 2000b
		Brasil	Oliveira y cols., 2000
	<i>Raillietina (R.) beppuarsis</i>	Japón	Kugi, 1992
	<i>Raillietina (S.) bonini</i>	Bruselas	Bernard & B., 1987
		Yugoslavia	Kulisici, 1988; 1989a
		Brasil	Silva y cols., 1990
		Italia	Catelli y cols., 1999
	<i>Raillietina carpoghagi</i>	Irak	Sawada y cols., 1990
	<i>Raillietina (S.) cesticillus</i>	India	Kurkure y cols., 1998
	<i>Raillietina (R.) echinobothrida</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Raillietina (R.) fragilis</i>	India	Duggal & Gupta, 1987
	<i>Raillietina (R.) japonensis</i>	Japón	Kugi, 1992
	<i>Raillietina (R.) joyeuxi</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Raillietina (R.) kyushvensis</i>	Japón	Kugi, 1992
	<i>Raillietina (R.) micracantha</i>	España	López Neyra, 1944
<i>Raillietina (R.) micracantha</i>	Canarias, España	Gijón-Botella y cols., 1989	
	España	Martínez Moreno y cols., 1989	
<i>Raillietina (F.) pluriuncinata</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994	
<i>Raillietina tetragona</i>	Grecia	Githkopoulos & L., 1987	

	Italia	Tacconi y cols., 1993
	Belgrado	Kulisic y cols., 1996
<i>Sobolevicanthus columbae</i>	España	Martínez Moreno y cols., 1989
<i>Staphylepis cordobensis</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
Nematoda <i>Ascaridia</i> sp.	Nigeria	Umech, 1999
<i>Ascaridia columbae</i>	Bruselas	Bernard & B., 1987
	Grecia	Githkopoulos & L., 1987
	Yugoslavia	Kulisici, 1988
	Yugoslavia	Filkovic y cols., 1989
	Belgrado	Kulisik, 1989a
	España	Martínez Moreno y cols., 1989
	Brasil	Silva y cols., 1990
	Brasil	Oliveira y cols., 2000
	Italia	Tacconi y cols., 1993
	Egipto	Ibrahim y cols., 1995
	Belgrado	Kulisic y cols., 1996
	Italia	Catelli y cols., 1999
	Botswana	Mushi y cols., 2000c
<i>Ascaridia galli</i>	España	Martínez Moreno y cols., 1989
	India	Patel y cols., 2000
<i>Baylisascaris procyonis (larvae)</i>	Canadá	Coates y cols., 1995
<i>Capillaria annulata</i>	Belgrado	Kulisic & M., 1996
<i>Capillaria caudinflata</i>	Bruselas	Bernard & B., 1987
	Grecia	Githkopoulos & L., 1987
	España	Reina y cols., 1992
	Italia	Catelli y cols., 1999
<i>Capillaria columbae</i>	Yugoslavia	Kulisici, 1988; 1989a
	España	Martínez Moreno y cols., 1989
	Brasil	Silva y cols., 1990
	Belgrado	Kulisic & M., 1996
<i>Capillaria gallinae</i>	Yugoslavia	Kulisici, 1988
	Belgrado	Kulisic, 1989a
	Belgrado	Kulisic & M., 1996
<i>Capillaria obsignata</i>	Bruselas	Bernard & B., 1987
	Grecia	Githkopoulos & L., 1987
	España	Martínez Moreno y cols., 1989
	España	Reina y cols., 1992
	Egipto	Ibrahim y cols., 1995
	Italia	Catelli y cols., 1999
<i>Heterakis gallinarum</i>	Belgrado	Kulisic & M., 1996

	<i>Ornithostrongylus quadriradiatus</i>	Belgrado	Kulisic, 1989b
		Brasil	Silva y cols., 1990
	<i>Syngamus traquea</i>	Belgrado	Kulisic & M., 1996
	<i>Synhimantus (D.) spiralis</i>	España	Martínez Moreno y cols., 1989
		Italia	Tacconi y cols., 1993
		Cuba	Méndez y cols., 1998
		Turquía	Gicik, 1998
		Italia	Catelli y cols., 1999
		Brasil	Silva y cols., 1990
		Botswana	Mushi y cols., 2000a
	<i>Tetrameres fissispina</i>	España	Castañón-Ordóñez, 1983
		España	Martínez Moreno y cols., 1989
		España	Reina y cols., 1992
		Italia	Catelli y cols., 1999
	<i>Trichostrongylus</i> spp.	Italia	Catelli y cols., 1999
	<i>Tropisurus confusus</i>	Cuba	Méndez y cols., 1998
<i>Columba inornata</i>			
Trematoda	<i>Tanaisia bragai</i>	Puerto Rico	Arnizaut y cols., 1992
<i>Columba oenas</i>			
Cestoda	<i>Raillietina (R.) echinobothrida</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994

Tabla 3.3.3- Helmintofaunas parásitas de *Columba* spp. Especies denunciadas, localización geográfica y referencia

3.3.4- SOBRE LA HELMINTOFAUNA DE *FULICA ATRA* LINNAEUS, 1758

El análisis helmintológico de *F. atra* ha permitido la detección de 2 especies de helmintos parásitos, una especie de trematodo digénido y una especie de nematodos.

TREMATODA

Paramonostomum sp.

NEMATODA

Capillaria sp.

3.3.4.1- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS HALLADOS EN *FULICA ATRA* LINNAEUS, 1758

En este apartado señalamos la distribución geográfica que presentan los helmintos que hemos encontrado en la focha común en este estudio.

3.3.4.1.1- *PARAMONOSTOMUM* SP.

No nos ha sido posible determinar la distribución geográfica de nuestra especie, ya que no existe ninguna descripción específica que coincida con la hallada por nosotros. Como hemos comentado anteriormente, el género *Paramonostomum* se ha detectado en *F. atra* en China (Kuc, 1938), en la India (Baugh, 1958) y Hungría (Matskási, 1974).

3.3.4.1.2- *CAPILLARIA* SP.

No se puede indicar la distribución geográfica de esta especie, ya que está identificada solamente a nivel genérico. Dentro de *Capillaria* s.l. hay descritas unas 300 especies parásitas de un amplio rango de hospedadores, tanto de peces como de mamíferos y aves (Anderson, 2000).

3.3.4.2- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS DE *FULICA* SPP.

En este apartado, comentaremos los resultados sobre composiciones cualitativas encontradas por diversos autores en distintas especies del género *Fulica*. En la tabla 3.3.4 se indican las especies halladas en cada una de las especies hospedadoras, la localización geográfica donde han sido denunciadas y el autor y año en que fueron citadas.

La focha común, ha sido una de las especies más estudiadas helmintológicamente dentro del género *Fulica*. Además de comparar nuestros resultados con los obtenidos por diversos autores en esta especie hospedadora, también efectuaremos un estudio comparado con otros representantes del género.

Seis especies del género *Fulica* han sido estudiadas helmintológicamente en América del Norte, América del Sur, África, Europa y Asia. Sin duda, la especie más estudiada ha sido *F. atra*. (Tabla 3.3.4). En todos estos hospedadores han sido denunciadas 75 especies de helmintos (38 especies de trematodos digénidos, 12 especies de cestodos y 5 especies de nematodos). En la antigua Checoslovaquia ha sido hallada también una especie de acantocéfalo, *Phillicolis anatis* (Babicka & Vogtek, 1972), siendo el único acantocéfalo citado en *Fulica* spp.

En Canarias, habían sido ya citadas dos especies de Trematodos, *Harrahium halli* y *Transcoelum oculeum* (Gijón Botella & López Román, 1986; López Román y cols., 1982).

No existe ninguna denuncia de un notocotílido en *F. atra* con las características morfológicas y morfométricas halladas en nuestros ejemplares. Entre los notocotílicos aislados de *F. atra* se han detectado muy pocas especies del género *Paramonostomum*. La primera denuncia, realizada por Kuc (1938), para este hospedador fue la de *P. macrostomum* Kuc, 1938 en *Fulica atra atra* de China. La segunda cita de digénidos de este género fue *P. fulicai* (Baugh, 1958) en la India. Posteriormente, la especie *P. bucephalae* fue detectada en Hungría (Matskási, 1974).

En todas las especies del género *Fulica* nos aparecen representantes de la familia Notocotyliidae, excepto en *F. rufifron*. Sin embargo, sólo en *F. atra* aparecen los del género *Paramonostomum*. A pesar de que en nuestro estudio no hemos hallado ninguna especie de cestodo, las especies que han sido citadas parasitando a *Fulica* spp. son fundamentalmente representantes de la familia Hymenolepididae del género *Diorchis*. Sólo han sido citados capilarinos parasitando a *F. americana* y *F.*

cristata, en estos casos dichos ejemplares quedaron innominados por lo cual desconocemos si se trata de la misma especie hallada por nosotros en Canarias.

Especies		Localización	Autor
<i>Fulica americana</i>			
Trematoda	<i>Amidostomum fulicae</i>	USA	Eley, 1976
	<i>Conspicuum icteridorum</i>	USA	Kinsella, 1973
	<i>Cyclocoelum mutabile</i>	USA	Eley, 1976
	<i>Cyclocoelum oculeum</i>	USA	Taft, 1972
		USA	Dyer, 1977
		USA	Branton, 1985
		Canadá	McLaughlin, 1986
	<i>Echinostoma chloropodis</i>	USA	Eley, 1976
	<i>Echinostoma revolutum</i>	USA	Eley, 1976
	<i>Notocotylus pacifer</i>	USA	Eley, 1976
	<i>Pelecitus fulicatrae</i>	Canadá	Bartlett & Anderson, 1987b
		Canadá	Anderson & Bartlett, 1994
	<i>Philophthalmus</i> sp.	USA	Alicata & Noda, 1960
	<i>Polimorphus minutus</i>	USA	Eley, 1976
	<i>Polimorphus trochus</i>	USA	Eley, 1976
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	USA	Kinsella, 1973	
Cestoda	<i>Cloacotaenia megalopes</i>	USA	Eley, 1976
	<i>Diorchis inflata</i>	USA	Eley, 1976
Nematoda	<i>Capillaria</i> sp.	USA	Kinsella, 1973
	<i>Chandlerella bushi</i>	Canadá	Bartlett & Anderson, 1987a
	<i>Hystrichis tricolor</i>	USA	Kinsella, 1973
	<i>Splendidofilaria caperata</i>	Canadá	Bartlett & Anderson, 1987a
<i>Fulica armillata</i>			
Cestoda	<i>Diorchis pararansoni</i>	Argentina	Tanzola, 1992
<i>Fulica atra</i>			
Trematoda	<i>Amidostomum fulicae</i>	Hungria	Sey, 1966
		Checoslov.	Babicka & Vojtek, 1972
		España	Acosta y cols., 1984
	<i>Cotylurus hebraicus</i>	Italia	Ricci & Carrescia, 1961
		Hungria	Sey, 1966
	<i>Cyathocotyle prussica</i>	Hungria	Sey, 1966
	<i>Cyclocoelium mutabile</i>	España	Acosta y cols., 1988
<i>Cyclocoelium microstomum</i>	Hungria	Sey, 1966	

	Checoslov.	Babicka & Vojtek, 1972
<i>Cyclocoelium bikanerensis</i>	India	Gupta, 1970
		Duggal & Toor, 1985
<i>Dendritobilharzia pulvurulenta</i>	Italia	Ricci & Carrescia, 1961
	Hungria	Sey, 1966
	Polonia	Khalifa, 1976
<i>Dendritobilharzia anatarum</i>	Berlin	Palm, 1965
	Rusia	Borgarenko, 1970
<i>Echinochasmus beleocephalus</i>	Eslovenia	Brglez, 1976
<i>Echinoparyphium aegyptiacus</i>	Egipto	Sakla, 1985a
<i>Echinostoma</i> sp.	Egipto	Sakla, 1985b
<i>Echinostoma chloropodis</i>	Lituania	Kiselene, 1976; 1978
<i>Echinostoma danubiana</i>	Danubio	Olteanu y cols., 1968
<i>Echinostoma dietzi</i>	Berlín	Palm, 1965
<i>Echinostoma sarcinum</i>	Italia	Ricci & Carrescia, 1961
	Hungria	Sey, 1966
<i>Harrahium halli</i>	Canarias, Esp.	López-Román y cols., 1982
<i>Leucochloridium turanicum</i>	Bulgaria	Kamburov, 1966
<i>Levinseniella</i> sp.	Báltico	Reimer, 1963
<i>Lyperosomum coracii</i>	URSS	Sultanov, 1962
<i>Metorchis xanthosomus</i>	Egipto	Sakla, 1984
<i>Neoleucochloridium holostomum</i>	Polonia	Ponjmanska, 1975
<i>Notocotylus</i> sp.	Checoslov.	Babicka & Vojtek, 1972
<i>Notocotylus barmerensis</i>	India	Gupta, 1970
<i>Notocotylus gibbus</i>	Italia	Ricci & Carrescia, 1961
<i>Notocotylus pacifer</i>	Berlin	Odening, 1966
<i>Opisthorchis schikhobalovi</i>	URSS	Sultanov, 1962
<i>Paramonostomum bucephale</i>	Hungria	Matskasi, 1974
<i>Paramonostomum fulicai</i>	India	Baugh, 1958
<i>Paramonostomum macostomum</i>	China	Kuc, 1938
<i>Pelecitus fulicaeatrae</i>	Checoslov.	Barus, 1992
<i>Philophthalmus</i> sp.	URSS	Stuge, 1963
<i>Philophthalmus stugii</i>	Mar Negro	Iskova, 1967
<i>Psilostomum fulicae</i>	Italia	Ricci & Carrescia, 1961
<i>Psilostomum brevicolle</i> var <i>fulicae</i>	Egipto	Sakla, 1984
<i>Psilotrema spiculigerum</i>	Yugoslavia	Brglez & Hristovski, 1982
<i>Psilotrema simillimum</i>	Yugoslavia	Brglez & Hristovski, 1982
<i>Tanaisia longivitellata</i>	China	Lee y cols., 1973
<i>Transcoelum oculeum</i>	España	Palm, 1963
	Canarias, Esp.	López-Román y cols., 1982

		Canarias, Esp.	Gijón-Botella & L.R. 1986a
Cestoda	<i>Aploparakis furcigera</i>	URSS	Stuge, 1963
	<i>Diorchis</i> spp.	Checoslov.	Babicka & Vojtek, 1972
	<i>Diorchis acuminata</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Diorchis balacea</i>	India	Johri, 1960
	<i>Diorchis brevis</i>	Berlín	Palm, 1965
		Hungria	SEY, 1966
		Slovakia	Macko, 1968
		?	Olszewska, 1975
		Polonia	Ponjmanska, 1982
		Suiza	Szelenbaum y cols., 1988
		Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Diorchis gigantocirrosa</i>	India	Singh, 1960
	<i>Diorchis inflata</i>	Hungria	Sey, 1966
		Slovakia	Macko, 1968
		?	Olszewska, 1975
		URSS	Nicogosyan & M., 1981
		Polonia	Ponjmanska, 1982
		Suiza	Szelenbaum y cols., 1988
		España	Cordero del Campillo y cols., 1994
		Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Diorchis maroccana</i>	Marruecos	Dollfus, 1975
	<i>Diorchis ransomi</i>	Hungria	Sey, 1966
		Slovakia	Macko, 1968
		?	Olszewska, 1975
		URSS	Nikogosyan & M., 1981
		Polonia	Ponjmanska, 1982
		Suiza	Szelenbaum y cols., 1988
		Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Drepanidolepis anatina</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Retinometra fulicatrae</i>	Polonia	Czaplinski & C., 1972
	<i>Tatria biremis</i>	URSS	Stuge, 1963
Nematoda	<i>Amidostomum fulicae</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Avioserpens mosgovoyi</i>	Rusia	Supryaga, 1965
		España	Acosta y cols., 1988
	<i>Eustrongylus mergosum</i>	España	Acosta y cols., 1988
	<i>Syncuaria decocata</i>	Checoslov.	Michalek, 1985
Acantoceohala	<i>Filicollis anatis</i>	Checoslov.	Babicka & Vojtek, 1972
<i>Fulica cristata</i>			
Trematoda	<i>Cyclocoelum oculeum</i>	Sudafrica	McLaughlin, 1986

	<i>Notocotylus</i> sp.	Sudafrica	McLaughlin, 1986
Cestoda	<i>Diorchis brevis</i>	Sudafrica	McLaughlin, 1986
Nematoda	<i>Capillaria</i> sp.	Sudafrica	McLaughlin, 1986
	<i>Tetrameres</i> sp.	Sudafrica	McLaughlin, 1986
<i>Fulica leucoptera</i>			
Trematoda	<i>Notocotylus chionis</i>	Brasil	Szidat & Szidat, 1961
	<i>Notocotylus gibbus</i>	Brasil	Szidat & Szidat, 1961
	<i>Notocotylus tachyeretis</i>	Brasil	Szidat & Szidat, 1961
	<i>Tanaisia serrata</i>	Argentina	Szidat & Szidat, 1961
<i>Fulica rufifrons</i>			
Trematoda	<i>Dendritobilharzia rionegrensis</i>	Argentina	Martorelli, 1981

Tabla 3.3.4- Helmintofaunas parásitas de *Fulica* spp. Especies denunciadas, localización geográfica y referencia

3.3.5- SOBRE LA HELMINTOFAUNA DE *LARUS CACHINNANS* PALLAS, 1826

El análisis helmintológico los treinta ejemplares de *L. cachinnans* estudiado ha permitido la detección de 3 especies de helmintos parásitos, dos especies de cestodos y una especie de nematodo.

CESTODA

Tetrabothrius (Oriana) erostris
Tetrabothrius (Neotetraobthrius) sp.

NEMATODA

Cosmocephalus sp.

3.3.5.1- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS HALLADOS EN *LARUS CACHINNANS* PALLAS, 1826

A continuación se detalla la distribución geográfica de los helmintos encontrados en *Larus cachinnans*, junto con la relación de las especies de hospedadores que las han presentado.

3.3.5.1.1- *TETRABOTHRIUS (ORIANA) EROSTRIS*

En los ecosistemas pelágicos los representantes de la familia Tetrabothriidae son un grupo de cestodos muy predominantes en aves marinas (Procellariiformes, Sphenisciformes, Pelecaniformes y Charadriiformes) así como en algunos cetáceos y pinnípedos (Baer, 1954; Temirova & Skrjabin, 1978).

Tetrabothrius (O.) erostris ha sido detectado en diversos representantes de la familia Laridae. Rawson (1964) lo encontró en *L. argentatus*; Williams & Harris (1965) en *L. argentatus*, *L. fuscus* y *L. marinus*; y Threlfall (1967) en *L. argentatus*. En el Mediterráneo occidental se denuncia en una colonia de gaviotas de patas amarillas (*L. cachinnans*) (Bosch y cols., 2000). En Gran Bretaña fue citado por Elce (1962) en *L. marinus*. En Checoslovaquia fue citado por Rysavy & Sitko (1995) en *L. ridibundus*. Otras denuncias de interés son las de Galkin y cols. (1995) en *L. argentatus*, *L. hyperboreus* y *Rissa tridactyla* en Rusia. Galkin (1996) cita a esta

especie en la gaviota *Rissa tridactyla* en el Océano Ártico. Y en Canadá lo encontraron Sagerup y cols. (2000) en *L. hyperboreus*.

La especie en cuestión ha sido denunciada en *L. argentatus* en Canarias (Castillo-Remiro & López-Román, 1989 y Castillo-Remiro y cols., 1989).

3.3.5.1.2- TETRABOTHRIUS (NEOTETRABOTHRIUS) SP.

Por la similaridad morfológica de nuestra especie con *Tetrabothrius (Neotetrabothrius) cylindraceum* (Rudolphi, 1819) en este apartado nos referimos a la distribución geográfica que presenta esta última. *T. (N.) cylindraceum* es un cestodo generalista de gaviotas, ya que ha sido citado sólo para estos láridos (Lafuente, 1995). Odening (1982) cita por primera vez a esta especie en la región Antártica y sub-Antártica parasitando, también por primera vez, a la gaviota *L. dominicanus* y a *Catharacta skua lonnbergi*. Recientemente, Lafuente y cols. (1999) denunciaron la infestación de la especie *T. (C.) cylindraceum* en la gaviota de Audouin (*L. audouinii*) procedentes de las islas Chafarinas (Roca y cols., 1999).

3.3.5.1.3- COSMOCEPHALUS SP.

No es posible determinar la distribución geográfica de esta especie por quedar innominada. Sin embargo, como ya se ha mencionado, parasitando a *Larus* spp. la especie del género *Cosmocephalus* denunciada en todos los casos ha sido *C. obvelatus*, y es a ella a la que hacemos referencia en cuanto a la distribución geográfica. Se trata de un nematodo de amplia distribución mundial que parasita el esófago de diversas especies de Aves, cuya dieta se basa principalmente en peces. En Europa ha sido denunciado en representantes de las familias Laridae, Sternidae, Podicipedidae, Phalacrocoridae, Gaviidae, Arderidae, Anatidae y Stercoridae (Skrjabin y cols., 1965 y Barus y cols., 1978).

C. obvelatus ha sido hallada parasitando a miembros de la familia Laridae tanto en Europa como en Asia. Entre las citas correspondientes podemos citar a Macko (1964) en *L. ridibundus* en Eslovaquia; Therlfall (1966) en *L. argentatus* en Gran Bretaña; Brglez (1989) en *L. canus*, *L. argentatus* y *L. ridibundus* en la ex-República Checa; Lepojev y cols. (1990) en *L. ridibundus* en la antigua Yugoslavia. Lafuente y cols. (1995, 1999, 2000) y Roca y cols. (1999) lo denuncian en *L.*

audouinii en las islas Chafarinas. También en el Mediterráneo occidental lo citan Bosch y cols. (2000) en una colonia de gaviotas de patas amarillas (*L. cachinnans*). Recientemente, Matsumoto & Asakawa (2001) lo encuentran en Japón parasitando a *L. crassirostris*.

3.3.5.2- BIOGEOGRAFÍA DE LOS HELMINTOS DE *LARUS* SPP.

En este apartado, comentaremos los resultados sobre composiciones cualitativas encontradas por diversos autores en distintas especies del género *Larus*. En la tabla 3.3.5 se indican las especies halladas en cada una de las especies hospedadoras, la localización geográfica donde han sido denunciadas y el autor y año en que fueron citadas.

Se han realizado muchos estudios sobre parasitofauna de gaviotas del género *Larus* en Europa, Asia y América (Tabla 3.3.5). En total se han analizado 20 especies, aunque sin duda las más estudiadas han sido *L. cachinnans*, *L. dominicanus* y *L. ridibundus*.

La riqueza helmintiana que se presenta en este género de aves está formada por un total de 129 especies, a las que habría que añadir aquéllas que no han sido determinadas a nivel específico que podrían tratarse de especies ya denunciadas, por pertenecer a géneros y familias con citas de otros representantes. En general, se observa un mayor número de especies de trematodos, habiendo sido citadas 69 especies, seguido por los cestodos (42 especies). Los nematodos aparecen con un menor número de representantes (17 especies).

Larus spp. con un mayor número de especies de helmintos son *L. ridibundus* (50) y *L. cachinnans* (41). Otras especies de *Larus*, sin embargo, aparecen con una riqueza extremadamente baja, incluso de una sola especie. Es posible que esto sea debido a la gran diferencia en cuanto al número y la intensidad de los estudios llevados a cabo para cada una de las especies.

En Canarias se han llevado a cabo varios estudios previos al nuestro *L. cachinnans*. En total han sido citadas cuatro especies de trematodos: *Aporchis massiliensis* (Gijón-Botella y cols., 1985) *Cardiocephalus longicolis*, *Cardiocephalus hillii* (Gijón-Botella y cols., 1981) y *Ornithobiliarzia intermedia* (Gijón-Botella y cols., 1982). Sin embargo, en nuestro estudio no se encontró ninguna especie de trematodo. En cuanto a los cestodos, de las dos especies del género *Tetrabothrius* encontradas por nosotros, una de

ellas, *T. erostris*, ya había sido citada en Canarias por Castillo Remiro y cols., (1989). Estos autores encontraron también *Paricterotaenia porosa*. La segunda especie, *T. (N.) sp.*, que detectamos, no corresponde con ninguna de las descripciones de especies de este género realizadas hasta la actualidad, pareciendo tratarse de una nueva especie. Respecto a los nematodos de *L. cachinnans* no existe ninguna cita en Canarias previa a nuestro estudio.

En *L. cachinnans*, tanto *T. erostris* como *C. obvelatus*, ya habían sido denunciadas en la Península Ibérica con anterioridad. Esta misma especie hospedadora fue estudiada en Norte América y otros países de Europa, pero en ninguno de estos casos han aparecido estas especies de helmintos.

L. cachinnans ha presentado una riqueza global de 41 especies de helmintos con 34 especies de trematodos, 4 de cestodos y 3 de nematodos. En nuestro estudio, el número de especies detectado ha resultado ser mucho más baja que la citada en todos los estudios en este mismo hospedador en el resto de las zonas estudiadas. Es posible que esto se deba a que la mayoría de los individuos estudiados eran todavía juveniles, puesto que sólo los ejemplares adultos aparecieron parasitados.

	Especies	Localización	Autor
<i>Larus audouinii</i>			
Trematoda	<i>Acanthotrema armata</i>	España	Lafuente y cols., 1998; 2000
		España	Roca y cols., 1999
	<i>Aporchis sp.</i>	España	Lafuente y cols., 1995
	<i>Aporchis massiliensis</i>	España	Lafuente y cols., 1998; 1999
		España	Roca y cols., 1999
	<i>Brachylecithum microtesticulatum</i>	España	Lafuente y cols., 1998
	<i>Cardiocephalus longicollis</i>	España	Lafuente y cols., 1998; 1999
		España	Roca y cols., 1999
	<i>Condylcotyla pilodora</i>	España	Lafuente y cols., 1998; 1999
		España	Roca y cols., 1999
	<i>Knipowitschiatrema nicolai</i>	España	Lafuente y cols., 1998; 1999
		España	Roca y cols., 1999
	<i>Knipowitschiatrema</i>	España	Lafuente y cols., 1995
	<i>Ornithobilharzia sp.</i>	España	Lafuente y cols., 1995; 1998
	<i>Pachytrema calculus</i>	España	Lafuente y cols., 1995; 1998
<i>Renicola lari</i>	España	Lafuente y cols., 1998	
Schistosomatinae f. gen. sp.	España	Lafuente y cols., 1998	
Cestoda	Cyclophyllidea f. gen. sp.	España	Roca y cols., 1999
	<i>Hymenolepis sp.</i>	España	Lafuente y cols., 1995

	<i>Pseudophyllidea</i> f. gen. sp.	España	Lafuente y cols., 2000
	<i>Tetrabothrius</i> sp.	España	Lafuente y cols., 1995
	<i>Tetrabothrius cylindraceus</i>	España	Lafuente y cols., 1999; 2000
		España	Roca y cols., 1999
Nematoda	<i>Cosmocephalus obvelatus</i>	España	Lafuente y cols., 1995; 1999; 2000
		España	Roca y cols., 1999
	Habronematoidea f. gen. <i>larvae</i>	España	Lafuente y cols., 1995
	<i>Paracuaria adunca</i>	España	Lafuente y cols., 1999; 2000
		España	Roca y cols., 1999
	<i>Paracuaria tridentata</i>	España	Lafuente y cols., 1995
	Spiruridae f. gen. sp.1	España	Lafuente y cols., 2000
	Spiruridae f. gen. sp.2	España	Lafuente y cols., 2000
	Spiruridae f. gen. <i>larvae</i>	España	Lafuente y cols., 1995
<i>Larus atlanticus</i>			
Trematoda	<i>Maritrema bonaerensis</i>	Argentina	Etchegoin & Martorelli, 1997
	<i>Microphallus szidati</i>	Argentina	Etchegoin y cols., 1996
<i>Larus brunnicephalus</i>			
Trematoda	<i>Galactosomum ussuriense</i>	India	Mani & Madhavi, 1988
<i>Larus cachinnans (L. argentatus)</i>			
Trematoda	<i>Acanthotrema</i> sp.	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Aporchis massiliensis</i>	Canarias, España	Gijón-Botella y cols., 1985
		España	Bosch y cols., 2000
	<i>Aporchis rugosus</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Austrobilharzia variglandis</i>	USA	Barber & Caira, 1995
	<i>Brachylaima</i> sp.	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Brachylaima</i> sp.	España	Bosch y cols., 2000
	<i>Brachylecithum microtesticulatum</i>	Mar Negro	Kostadinova, 1996
		Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Cardiocephalus</i> sp.	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Cardiocephalus longicolis</i>	España	Bosch y cols., 2000
		Canarias, España	Gijón-Botella y cols., 1981
	<i>Cardiocephalus hillii</i>	Canarias, España	Gijón-Botella y cols., 1981
	<i>Cryptocotile concavum</i>	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Cryptocotile lingua</i>	España	Bosch y cols., 2000
		España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Diplostomum</i> sp.	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Diplostomum helveticum</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Diplostomum huronense</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Diplostomum nordmanni</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Diplostomum pseudospathaceum</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997

		España	Ribas y cols., 1999
		España	Bosch y cols., 2000
	<i>Diplostomum rutili</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Diplostomum shigini</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Galactosomum</i> sp.	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Gynaecotyia longiintestinata</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Himasthla</i> sp.	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Himasthla larina</i>	Rusia	Ishkulov, 1998
	<i>Knipowitschiatrema</i> sp.	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Maritrema</i> sp1	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Maritrema</i> sp2	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Maritrema echinocirrata</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Mesorchis denticulatus</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Microphallus piriformis</i>	?	McCarthy, 2000
	<i>Ornithobiliarzia canaliculata</i>	España	Bosch y cols., 2000
	<i>Ornithobiliarzia intermedia</i>	Canarias, España	Gijón-Botella y cols., 1982
	<i>Parorchis</i> sp.	España	Cordeiro y cols., 1995
	<i>Parvatrema</i> sp.	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Phagicola</i> sp.	España	Cordeiro y cols., 1995
Cestoda	<i>Diphyllobotrium dendriticum</i>	Rusia	Nekrasov y cols., 1988
	<i>Paricterotenia porosa</i>	Canarias, España	Castillo Remiro y cols., 1989
	<i>Polycercus porosa</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Tetrabothrius (T.) erostris</i>	?	Rawson, 1964
		?	Williams & Harris, 1965
		?	Threlfall, 1967
		Canarias, España	Castillo Remiro y cols., 1989
		Rusia	Galkin y cols., 1995
		España	Bosch y cols., 2000
Nematoda	<i>Cosmocephalus obvelatus</i>	España	Bosch y cols., 2000
	<i>Eucoleus contortus</i>	España	Bosch y cols., 2000
	<i>Paracuaria adunca</i>	España	Bosch y cols., 2000
<i>Larus cahinnans michaelis</i>			
Trematoda	<i>Brachylecithum microtesticulatum</i>	Francia	Bartoli & Mas-Coma, 1989
	<i>Longiductotrema scandolensis</i>	Francia	Deblock & Bartoli, 1988
<i>Larus canus</i>			
Trematoda	<i>Acanthotrema</i> sp.	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Himasthla elongata</i>	Rusia	Ishkulov, 2001
	<i>Mesorchis denticulatus</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
Cestoda	<i>Anomotaenia micracantha</i>	Noruega	Bakke, 1985
	<i>Choanotaenia larimarina</i>	Noruega	Bakke, 1985

	<i>Dilepis undula</i>	Noruega	Bakke, 1985
	<i>Dilepis ditremum</i>	Noruega	Bakke, 1985
	<i>Diphyllobothrium dendriticum</i>	Rusia	Nekrasov, 1988
		Noruega	Bakke, 1985
	<i>Hymenolepis cirrosa</i>	Noruega	Bakke, 1985
	<i>Hymenolepis ductilis</i>	Noruega	Bakke, 1985
	<i>Hymenolepis lateralis</i>	Noruega	Bakke, 1985
	<i>Parictenotaenia porosa</i>	Noruega	Bakke, 1985
	<i>Schistocephalus solidus</i>	Noruega	Bakke, 1985
	<i>Tetrabothrius</i> sp.	Noruega	Bakke, 1985
<i>Larus crassirostris</i>			
Trematoda	<i>Cercarioides (E.) hoepflii</i>	China	Tang & Tang, 1992
Nematoda	<i>Cosmocephalus obvelatus</i>	Japón	Matsumoto & Asakawa, 2001
	<i>Eucoleus contortus</i>	Japón	Matsumoto & Asakawa, 2001
<i>Larus cyrocephalus</i>			
Trematoda	<i>Stephanophora denticulata</i>	Chile	Labriola & Suriano, 2001
	<i>Tanaisia (Tanaisia) fedtschenkoi</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2001
Cestoda	<i>Alcataenia dominicana</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2001
	<i>Paricterotenia porosa</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2001
	<i>Tetrabothrius argentinus</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2001
<i>Larus delawarensis</i>			
Trematoda	<i>Austrobilharzia variglandis</i>	USA	Barber, 1995
	<i>Diplostomum</i> spp.	Canadá	Marcoglise, y cols., 2001
<i>Larus dominicanus</i>			
Trematoda	<i>Bartolius pierrei</i>	Argentina	Cremonte, 2001
	<i>Beaverostomum brachyrhynchus</i>	Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Cryptocotyle</i> sp.	Chile	Torres y cols., 1993
	<i>Diplostomum minutum</i>	Chile	Torres y cols., 1993
		Antártico	Niewiadomska y cols., 1989
		Argentina	Niewiadomska y cols., 1989
	<i>Maritrema orenensis</i>	Argentina	Cremonte & Martorelli, 1998
	<i>Maritrema bonaerensis</i>	Argentina	Cremonte y cols., 1999
	<i>Stephanophora denticulata</i>	Chile	Torres y cols., 1991
		Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Stephanophora dogieli</i>	Uruguay	Holcman-Spector & Olague, 1989
	<i>Stephanophora uruguayense</i>	Uruguay	Holcman-Spector & Olague, 1989
Cestoda	<i>Alcataenia denticulata</i>	Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Anomotaenia dominicanus</i>	Chile	Torres y cols., 1991
	<i>Microsomacanthus shetlandicus</i>	Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Paricterotenia porosa</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2001

	<i>Profilicollis antarcticus</i>	Chile	Torres y cols., 1991
	<i>Tetrabothrius argentinus</i>	Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Tetrabothrius (N.) cylindraceum</i>	Chile	Torres y cols., 1991
Nematoda	<i>Ancyracanthopis winegardi</i>	W Atlántico	Cremonte y cols., 1999; 2000
	<i>Capillaria</i> sp.	Chile	Torres y cols., 1991
	<i>Pectinospirura argentata</i>	Argentina	Cremonte y cols., 1999
		Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Sciadiocara haematopodi</i>	Argentina	Cremonte y cols., 1999
	<i>Skrjabinoclava</i> sp.	Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Skrjabinoclava andersoni</i>	Argentina	Cremonte y cols., 1999
<i>Larus fuscus</i>			
Trematoda	<i>Diplostomum huronense</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Mesorchis denticulatus</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
Cestoda	<i>Diphyllobothrium dendriticum</i>	Rusia	Sergeeva, 1988
	<i>Tetrabothrius erostris</i>	?	Williams & Harris, 1965
<i>Larus genei</i>			
Trematoda	<i>Diplostomum pseudospathaceum</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Diplostomum shigini</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Gynaecotyla longiintestinata</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Hymasthla leptosoma</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Mesorchis denticulatus</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
Cestoda	<i>Wardium grozdevi</i>	Checoslovaquia	Marksimova, 1988
<i>Larus hyperboreus</i>			
Trematoda	<i>Crypocotyle lingua</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
Cestoda	<i>Alcataenia dominicana</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
	<i>Anomotaenia micracantha</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
	<i>Aploparaksis larina</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
	<i>Microsomacanthus ductilis</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
	<i>Parictenotaenia porosa</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
	<i>Tetrabothrius erostris</i>	Rusia	Galkin y cols., 1995
		Canadá	Sagerup y cols., 2000
Nematoda	<i>Anisakis simplex</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
	<i>Contracaecum osculatatum</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
	<i>Paracuaria adunca</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
	<i>Stegophorus stellaepolaris</i>	Canadá	Sagerup y cols., 2000
<i>Larus maculipennis</i>			
Trematoda	<i>Beaverostomum brachyrhynchus</i>	Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Maritrema bonaerensis</i>	Argentina	Etchegoin & Martorelli, 1997
	<i>Psilochasmus oxyurus</i>	Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Stephanophora denticulata</i>	Argentina	Labriola & Soriano, 2001

Cestoda	<i>Tanaisia (Tanaisia) fedtschenkoi</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2001
	<i>Microsomacanthus shetlandicus</i>	Argentina	Labriola & Soriano, 2001
	<i>Paricterotenia porosa</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2001
	<i>Tetrabothrius argentinus</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2001
	<i>Wardium paucispinosum</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2001
	<i>Wardium paveispinosom</i>	Argentina	Labriola & Suriano, 2000
<i>Larus marinus</i>			
Trematoda	<i>Austrobilharzia variglandis</i>	USA	Barber & Caira, 1995
Cestoda	<i>Tetrabothrius erostris</i>	Gran Bretaña	Elce, 1962
		?	Williams & Harris, 1965
<i>Larus melanocephalus</i>			
Trematoda	<i>Diplostomum buronense</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Diplostomum pseudospathaceum</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Diplostomum shigini</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Gynaecotyla longiintestinata</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Longiductotrema</i> sp.	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Maritrema echinocirrata</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Maritrema oocysta</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Mesorchis reynoldi</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Parvatrema</i> sp.	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Plagiorchis mutationis</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Plagiorchis nanus</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Larus minutus</i>		
Trematoda	<i>Anocetabulitrema samarae</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Mesorchis denticulatus</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
	<i>Trichobilharzia ocellata</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1977
<i>Larus pacificus</i>			
Trematode	<i>Microphallus paragrapsi</i>	?	Bell, 1988
<i>Larus ridibundus</i>			
Trematoda	<i>Cardiocephalus longicolis</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Diplostomum</i> sp.	Yugoslavia	Kulisc y cols., 1992
	<i>Diplostomum chromatophorus</i>	Yugoslavia	Kulisc y cols., 1992
	<i>Diplostomum helveticum</i>	Yugoslavia	Kulisc y cols., 1992
	<i>Diplostomum huronense</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Diplostomum paraspathaceum</i>	Yugoslavia	Kulisc y cols., 1992
	<i>Diplostomum spathaceum</i>	España	Gijón-Botella & López-Román, 1986b
		Yugoslavia	Kulisc y cols., 1992
		Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Echinochasmus dietzevo</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994

	<i>Echinoparyphium recurvatum</i>	Rep. Checa	Sitko, 1993
	<i>Galactosomum ussuriensis</i>	Yugoslavia	Brglez, 1988
	<i>Gynaecotyla logiintestina</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Himasthla leptosoma</i>	Bulgaria	Kostadinova, 1997
	<i>Himasthla militaris</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Mesophorodiplostomum pricei</i>	España	Gijón-Botella & López-Román, 1986b
	<i>Microphallus similis</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Plagiorchis laricola</i>	Rep. Checa	Sitko, 1993
	<i>Plagiorchis moravicus</i>	Rep. Checa	Sitko, 1993
	<i>Spelotrema simile</i>	España	Cordero del Campillo y cols., 1994
	<i>Stephanoprora pseudoechinata</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994
Cestoda	<i>Anomotaenia hydrochelidonis</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Anomotaenia micracantha</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994
		Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Anomotaenia microrhyncha</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Aploparaxis</i> sp.	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Aploparaxis larina</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Dilepis undula</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Diphyllobothrium dendriticum</i>	Rusia	Nekrasov y cols., 1988
	<i>Dictymetra laevigata</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Diorchis inflata</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Echinocotile multiglandularis</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Echinocotile vojteki</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Hymenolepis</i> sp.	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Hymenolepis stelleriae</i>	Francia	Robert, 1991
	<i>Ligula intestinalis</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Microsomacanthus paracomressa</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Parictenotaenia porosa</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Parictenotaenia ransomi</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Passerilepis crenata</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Sobolevicanthus gracilis</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Tetrabothrius cylindraceus</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Tetrabothrius erostris</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Wardium filamentoovatum</i>	Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
	<i>Wardium fusa</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994
		Checoslov.	Rysavy & Sitko, 1995
Nematoda	<i>Aprocta turgida</i>	Yugoslavia	Lepojev y cols., 1990
	<i>Capillaria contorta</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Cosmocephalus obvelatus</i>	Eslovaquia	Macko, 1964
		Checoslovaquia	Brglez, 1989

		Yugoslavia	Lepojev y cols., 1990
		Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Heterakis</i> sp.	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Streptocara formosensis</i>	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Tetrameres</i> sp.	Italia	Stancampiano y cols., 1994
	<i>Tetrameres fissispina</i>	Yugoslavia	Lepojev y cols., 1990
	<i>Thomix contorta</i>	Yugoslavia	Lepojev y cols., 1990
<i>Larus scoresbii</i>			
Cestoda	<i>Tetrabothrius</i> sp	China	Tang & Tang, 1992

Tabla 3.3.5- Helmintofaunas parásitas de *Larus* spp. Especies denunciadas, localización geográfica y referencia

CONCLUSIONES

4- CONCLUSIONES

El estudio helmintológico de distintas especies de aves en Canarias ha aportado principalmente las siguientes conclusiones:

1.- En el ámbito faunístico, de las veinte especies de helmintos detectadas en nuestro estudio, dieciocho de ellas (*Paramonostomum* sp., *Choanotaenia infundibulum* (Bloch, 1779), Railliet, 1896, *Hispaniolepis villosa* Bloch, 1782, *Lyruterina nigropunctata* (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971, *Otiditaenia conoides* (Bloch, 1782), *Pseudidiogenes nana* Fuhrmann, 1925, *Tetrabothrius* (*Neotetrabothrius*) sp., *Aonchotheca* sp. en *Columba livia*, *Aonchotheca caudinflata* (Molin, 1858), *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790) Travassos, 1913, *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923, *Baruscapillaria obsignata* (Madsen, 1945), *Capillaria* sp. de *Fulica atra*, *Cosmocephalus* sp., *Eucoleus annulatus* (Molin, 1858) López Neyra, 1947, *Heterakis gallinarum* (Gmelin, 1790), *Synhimantus* (*Dispharynx*) *spiralis* (Molin, 1858), *Tetrameres* (*Tetrameres*) *fissispina* (Diesing, 1861) Travassos, 1915, constituyen primeras citas en Canarias.

2.- De las veinte especies de helmintos detectados en nuestro estudio, tres de ellas (*Paramonostomum* sp., *Tetrabothrius* (*Neotetrabothrius*) sp. y *Eucoleus annulatus* (Molin, 1858) López Neyra, 1947) son citadas por primera vez para España.

3.- De las especies citadas en nuestro estudio parasitando a *Alectoris barbara*, seis de ellas habían sido ya denunciadas en España, pero en otros hospedadores (*Choanotaenia infundibulum* (Bloch, 1779), *Lyruterina nigropunctata* (Crety, 1890), *Aonchotheca caudinflata* (Molin, 1858), *Baruscapillaria obsignata* (Madsen, 1945) y *Heterakis gallinarum* (Gmelin, 1790) en *Alectoris rufa*; y *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923 en *Gallus gallus* y *Columba livia*.

4.- Las especies parásitas de *Chlamydotis undulata* (*Hispaniolepis villosa* Bloch, 1782, *Otiditaenia conoides* (Bloch, 1782), *Pseudidiogenes nana* Fuhrmann, 1925) habían sido ya citadas en España parasitando a *Otis tarda*.

5.- En el ámbito sistemático cuestionamos la invalidación del género *Hofmonostomum* Harwood, 1939.

6.- Proponemos la creación de una nueva especie para *Tetrabothrius* (*Neotetrabothrius*) sp. diferenciada morfológica y genéticamente, cuando se disponga de más materiales para su descripción específica.

7.- Cuestionamos la validez del género *Lyruterina* Spasskaya & Spasskii, 1971 en cuanto que los caracteres morfológicos que sirvieron de base para su diferenciación del género *Rhabdometra* Cholodkowsky, 1906, nos parecen insuficientes a fin de separar grupos de especies de cyclophyllididos a nivel genérico.

8.- En el ámbito filogenético las relaciones halladas en nuestro estudio sugieren una revisión sistemática de las familias Dilepididae Fuhrmann, 1907 y Paruterinidae Skrjabin, 1940. Las especies incluidas actualmente en estas familias deberían ser estudiadas desde el punto de vista genético a fin de constatar la validez de ciertos caracteres morfológicos utilizados en su taxonomía clásica.

BIBLIOGRAFÍA

BIBLIOGRAFÍA

- Abebe, W.; Asfaw, T.; Genete, B.; Kassa, B. & Dorchie, P. 1997. Comparative studies of external parasites and gastrointestinal helminths of chickens kept under different management and around Addis Ababa (Ethiopia). *Revue de Médecine Vétérinaire*, **148** (6): 497-500.
- Ackert, J.E. 1917. A means of transmitting the fowl nematode *Heterakis papillosa* Bloch. *Science*, **66**: 394.
- Ackert, J.E. 1919. Studies on the development of *Ascaridia perspicillum*, parasitic of fowls. *Proceedings of the American Society of Zoology, 17th Annual Meetings, St. Louis, December*: 331-332.
- Ackert, J.E. 1922. The house fly and tapeworm transmission. *Trudy Kansas Academy of Science*, **30**: 202-204.
- Ackert, J.E. 1923a. On the habitat of *Ascaridia perspicillum* (Rud.). *Journal of Parasitology*, **10**: 101-103.
- Ackert, J.E. 1923b. On the life history of the fowl nematode, *Ascaridia perspicillum* (Rud.). *Anatomical Records*, **26**: 356.
- Ackert, J.E. 1931. The morphology and the life history of the fowl nematode *Ascaridia lineata* (Schneider). *Parasitology*, **23**: 360-379.
- Acosta, I.; Hernández-Rodríguez, S.; Martínez-Cruz, M.S. & Martínez-Gómez, F. 1988. Parasitoses of aquatic birds in Cordoba. En: *Erkrankungen der Zootiere. Verhandlungsbericht des 30. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere vom 11. Mai bis 15. Mai 1988 in Sofia*. Ippen, R. & Schröder, H.D. Ed.
- Acosta, I.; Gutiérrez-Palomino, P.N.; Martínez-Moreno, A.; Martínez-Moreno, F.J. & Hernández-Rodríguez, S. 1992. Parasites of Rallidae in wet zones of Cordoba Province. En: *Erkrankungen der Zootiere: Verhandlungsbericht des 34. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere from 27-31 May 1992 in Santander, Spain*. Ippen, R.; Schroder, H.D. Ed.
- Adams, B.J.; Burnell, A.M. & Powers, T.O. 1998. A phylogenetic analysis of *Heterorhabditis* (Nemata: Rhabditidae) based on internal transcribed spacer 1 DNA sequence data. *Journal of Nematology*, **30** (1): 22-39.
- Ahmed, I.P. 1987. *Dispharynx nasuta* Rudolphi, 1819 (Nematoda: Acuariidae) from birds of Pakistan with a new host record. *Proceedings of Parasitology*, **3**: 32-3.
- Ahmed, M.I. & Sinha, P.K. 1993. Prevalence of poultry helminthiasis in an arid-zone in Nigeria. *Indian Veterinary Journal*, **70** (8): 703-704.
- Akhumyan, K.S. 1968. Analysis of two paruterinid cestodes, *Rhabdometra nigromaculata* Dubinina, 1950 and *Rhabdometra nigropunctata* (Crety, 1890). En:

Papers on helminthology presented to Academician K.I. Skrjabin on his 90th birthday. Moscow: Izdatel'stvo Akademiya Nauk SSSR: 67-69

Akhumyan, K.S. 1978. New intermediate hosts of *Choanotaenia infundibulum* (Bloch 1779). En: *Materialy pervoi (I) Zakavkaazskoi Konferetsii po obshchei parazitologii 4-6 Maya 1977, Tbilisi.* 203-208.

Akhumyan, K.S. & Khanbegyan, R.A. 1982. The helminth fauna of wild Galliformes in Armenia (*Coturnix coturnix*, *Alectoris graeca*, *Perdix perdix*, *Lyrulus mlokosiewiczii* and *Tetraogallus caspius*). *Zoologicheskii Sbornik, Akademiya Nauk Armyanskoi SSR, Institut Zoologii (Fauna parazitov zhivotnykh i vyzhivaemye imi zabolevaniya)*, **18**: 9-45.

Akkaya, H. & Vurusaner, C. 1998. *Ascaridia columbae* ve *Capillaria obsignata* ile invaze Evcil güvencinlerin (*Columba livia* var. *domestica*) febantel (Rintal) ile tedavisi. *Acta Parasitologica turcica*, **22** (4): 438-441.

Al-Banna, L.; Williamson, V. & Gardner, S.L. 1997. Phylogenetic analysis of nematodes of the genus *Pratylenchus* using nuclear 26S rDNA. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **7** (1): 94-102.

Alberti, A.; Sanna, E.; Muzzeddu, M.; Garippa, G & Petrucci, V. 1996. Epizoi ed elminti in alcuni rapaci della Sardegna. En: *Atti del Convegno Nazionale: Ecopatologia della Fauna Selvatica, Bologna, Italy, 15-17 dicembre 1994.* Spagnesi, M.; Guberti, V. & De Marco, M.A. Ed.

Alicata, J.E. 1947. Parasites and parasitic diseases of domestic animals in the hawaiian Islands. *Pacific Science*, **1** (2): 69-84.

Alicata, J.E. & Noda, K. 1960. Observations on the life history of *Philophthalmus*, a species of eye-fluke of birds in Hawaii. Libro Homenaje al Dr. Eduardo Caballero y Caballero, Jubileo 1930-1960: 67-73.

Aleshin, V.V.; Kedrova, O.S.; Milyutina, I.A.; Vladychenskaya, N.S. & Petrov, N.B. 1998. Secondary structure of some elements of 18S rRNA suggests that strongylid and a part of rhabditid nematodes are monophyletic. *FEBS Letters*, **429** (1): 4-8.

Aleshin, V.V.; Milyutina, I.A.; Kedrova, O.S.; Vladychenskaya, N.S. & Petrov, N.B. 1998. Phylogeny of Nematoda and Cephalorhyncha derived from 18S rDNA. *Journal of Molecular Evolution*, **47** (5): 597-605.

Allen, R.W. 1949. Studies on the life history of *Capillaria annulata* (Molin, 1858) Cram, 1926. *Journal of Parasitology (Suppl.)*, **35**: 35.

Allen, R.W. & Wehr, E.E. 1942. Earthworms as possible intermediate hosts of *Capillaria caudinflata* of chickens and turkeys. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, **9**: 72-73.

Alosi, C.; Campagna, A.; Ilacqua, G. & Zurlo, F. 1976. Su di un grave episodio di salmonellosi da *Salmonella pullorum gallinarum* in un allevamento razionale di

galline ovaiole, associato a malattie cronica respiratoria, a verminosi (*Ascaridia galli*) ed al complesso leucemico. *Annali della Facoltà di Medicina Veterinaria, Università di Messina*, **13**: 171-200.

Amin- Babjee, S.M.; Lee, C.C. & Mahmood, A.A. 1997. Prevalence of cestode and trematode in different age groups of village chickens. *Jurnal Veterinar Malaysia*, **9** (2): 61-65.

Amin-Babjee, S.M.; Lee, C.C. & Mohna, S.S. 1993. Parasites of the house crow (*Corvus splendens*). *Jurnal Veterinar Malaysia*, **5** (1): 59-60.

Anadon, E. 1954. Estudio de la distribución de longitudes y volúmenes de las especies españolas del orden Acaridata (Raill.) y la clase Acantocephala (Rudol.). *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural (Biología)*, **52**: 137.

Anandi, Y.; Binodkumari, K. & Dhanachand, C. 1994. Pattern of infestation of intestinal helminth parasites of chicken in Imphal district. *Indian Journal of Hill Farming*, **7** (2): 206.

Anderson, R.C. 2000. Subfamily Capillariinae. En: CABI Publishing (Ed.) *Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission*. Wallingford, U.K.: CAB International: 609-615.

Anderson, G.R. & Barker, S.C. 1998. Inference of phylogeny and taxonomy within the Didymozoidae (Digenea) from the second internal transcribed spacer (ITS2) or ribosomal DNA. *Systematic Parasitology*, **41** (2): 87-94.

Anderson, R.C. & Bartlett, C.M. 1994. Ephemerality and reproductive senescence in avian filarioids. *Parasitology Today*, **10** (1): 33-35.

Anderson, R.C.; Chabaud, A.G. & Willmott, S. edit. 1975. Keys to genera of the order Spirurida. Part 2. Spiruroidea, Habronematoidea and Acuarioidea. En: *CIH keys to the nematode Parasites of Vertebrates*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, Bucks, n°3: 29-58.

Anderson, R.C.; Chabaud, A.G. & Willmott, S. edit. 1978. Keys to genera of the Superfamilies Cosmoceroidea, Seuratoidea, Heterakoidea and Subuluroidea. En: *CIH keys to the Nematode Parasites of Vertebrates*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, Bucks, n°6, 71 pp.

Anderson, R.C.; Chabaud, A.G. & Willmott, S. edit. 1982. Keys to genera of the superfamilies Rhabditoidea, Dioctophymatoidea, Trichinelloidea and Muspiceoidea. En: *SIH keys to the Nematode Parasites of Vertebrates*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, Bucks, **9**: 1-26.

Anderson, R.C. & Wong, P.L. 1981. Redescription of *Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825) (Nematoda: Acuaroidea) from *Larus delawarensis* Ord (Laridae). *Canadian Journal of Zoology*, **59** (10): 1897-1902.

Andrews, R.H. & Chilton, N.B. 1999. Multilocus enzyme electrophoresis: a valuable technique for providing answers to problems in parasite systematics. *International Journal Parasitology*, **29**: 213-253.

Araki, J.; Kuramochi, T.; Machida, M.; Nagasawa, K. & Uchida, A. 1997. A note on the parasite fauna of the western North Pacific minke whale (*Balaenoptera acutorostrata*). *Report of the International Whaling Commission* **0** (47): 565-567.

Araujo, P. & Bressan, M.C.R.V. 1977. Considerations sur la deuxième mue des larves d'*Ascaridia galli*. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, **52**: 531-537.

Arnizaut, A.B.; Hayes, L.; Olsen, G.H.; Torres, J.S.; Ruiz, C. & Pérez-Rivera, R. 1992. An epizootic of *Tanaisia bragai* in a captive population of Puerto Rican plain pigeon (*Columba inornata wetmorei*). *Annals of the New York Academy of Sciences*, **653**: 202-205.

Audebert, F.; Durette, M.C. & Chilton, N.B. 2000. Internal transcribed spacer rDNA can be used to infer the phylogenetic relationships of species within the genus *Nematodirus* (Nematoda: Molineoidea). *International Journal for Parasitology*, **30** (2): 187-191.

Augustine, P.C. & Lund, E.E. 1974. The fate of eggs and larvae of *Ascaridia galli* in earthworms. *Avian Diseases*, **18**: 394-398.

Avancini, R.M.P. & Ueta, M.T. 1990. Manure breeding insects (Diptera and Coleoptera) responsible for cestodiosis in caged layer hens. *Journal of Applied Entomology*, **110** (3): 307-312.

Avdeev, V.V. & Avdeeva, N.V. 1986. Vstrechaemost tsestod otriada Tetrphyllidea v morskikh bespozbonochnykh rybakh i predpolagaemye skemy ikh razvitiia. *Parazitologiya*, **20**: 448-454.

Avsatthi, B.L. & Varghese, K. 1980. Efficacy of compound SRC-4402 against poultry cestodes. *Indian Journal of Poultry Science*, **16** (1): 76-81.

Ba, C.T. & Marchand, B. 1994. Similitude ultrastructurale des spermatozoides de quelques Cyclophyllidea. *Parasite*, **1**: 51-55.

Babicka, C. & Vojtek, J. 1972. Príspevek k poznání helmintofauny lysky černé (*Fulica atra* L.). *Folia Facultatis Scientiarum Naturalium Universitatis Purkynianae Brunensis, Biologia* 36, **13** (7): 3-20.

Badawy, B.A. 2000 House sparrows (*Passer domesticus niloticus*) as a source of some parasitic diseases to the domesticated birds at Giza Governorate, Egypt. *Assiut Veterinary Medical Journal*, **42** (84): 272-285.

Baer, J.G. 1950. Phylogénie et cycles évolutifs des cestodes. *Revue Suisse de Zoologie*, **57**: 553-559.

- Baer, J.G. 1954. Revision taxonomique et étude biologique des cestodes de la famille des tetrabothriidae, parasites d'Oiseaux de haute mer et des Mammifères marins. *Mém. Univ. Neuchâtel ser. in-Quarto*, **1**: 1-20.
- Baer, J.G. 1955. Revision critique de la sous-famille Idiogeninae Fuhrmann 1907 (Cestodes: Davaineidae) et étude de la distribution des espèces. *Revue Suisse de Zoologie*, **62**: 4-48.
- Baert, L.; Poucke, S. van; Vermeersch, H.; Remon, J.P.; Vercruyse, J.; Bastiaensen, P. & Backer, P. De. 1993. Pharmacokinetics and anthelmintic efficacy of febantel in the racing pigeon (*Columba livia*). *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, **16** (2): 223-231.
- Bailey, R. 1987. The use of frozen carcasses in parasite surveys: critical comment. *Journal of Parasitology*, **73**: 1115.
- Bake, T.A. 1985. Studies of the helminth fauna of Norway XL: the common gull, *Larus canus* L., as final host for Cestoda (Platyhelminthes). *Fauna Norvegica*, **6**: 42-54.
- Baker, A.D. 1933. Some observations on the development of the caecal worm, *Heterakis gallinae* (Gmelin, 1790) Freeborn, 1923, in the domestic fowl. *Scientific Agriculture*, **13**: 356-363.
- Bakke, T.A. 1970a. Tetrameriasis i Norge. *Nordical Veterinary Medical*, **22** (1): 8-12.
- Bakke, T.A. 1970b. Observations on tetrameriasis in the common gull (*Larus canus* L.). *Nytt Magasin for Zoologie*, **18** (1): 107.
- Balicka, R.A.; Ramisz, A. & Rolicz, B. 2000. Parasitofauna of wild and domestic geese in the Slonsk Nature Reserve. *Biological Bulletin of Poznan*, **37** (2): 267-271.
- Bannerman, D.A. 1963. *Birds of the Atlantic Islands. Vol. 1. A History of the Birds of the Canary Island and of the Salvages*. Oliver & Boyd. Edinburgh & London. 358 pp.
- Barak, G.; Lauzao, Z & Cruz, C.A. 1985. Helminthofauna de *Gallus gallus* familia doméstica en las granjas del sector estatal de la provincia de Holguín. *Revista Cubana de Ciencias Veterinarias*, **16** (2): 157-163.
- Barber, K.E. & Caira, J.N. 1995. Investigation of the life cycle and adult morphology of the avian blood fluke *Austrobilharzia variglandis* (Trematoda: Schistosomatidae) from Connecticut. *Journal of Parasitology*, **81** (4): 584-592.
- Barker, S.C. & Blair, D. 1996. Molecular phylogeny of *Schistosoma* species supports traditional groupings within the genus. *Journal of Parasitology*, **82** (2): 292-298.

- Barker, S.C.; Blair, D.; Cribb T.H. & Tonion, K. 1993. Phylogenetic position of *Heronimus mollis* (Digenea): Evidence from 18S ribosomal RNA. *International Journal for Parasitology*, **23**: 533-536.
- Bartlett, C.M. 1992. New, Known and unidentified species of *Eulimda* (Nematoda): Additional information on biologically unusual filaroids of charadriiform birds. *Systematic Parasitology*, **23** (3): 209-230.
- Bartlett, C.M. & Anderson, R.C. 1987a. *Chandlerella bushi* n. sp. and *Splendidofilaria caperata* Hibler, 1964 (Nematoda: Filarioidea) from *Fulica americana* (Gruiformes: Rallidae) in Manitoba, Canada. *Canadian Journal of Zoology*, **65** (11): 2799-2802.
- Bartlett, C.M. & Anderson, R.C. 1987b. *Pelecitus fulicaeatrae* (Nematoda: Filarioidea) of coots (Gruiformes) and grebes (Podicipediformes): skin-inhabiting microfilariae and development in Mallophaga. *Canadian Journal of Zoology*, **65** (11): 2803-2812.
- Bartoli, P. & Mas-Coma, S. 1989. Dicrocoeliose pancréatique des goélands leucophées en Corse. Données nouvelles sur *Brachylecithum microtesticulatum* (Digenea, Dicrocoeliidae) parasite de *Larus cachinnans michallis*. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, **64** (2): 100-109.
- Barus, V. 1969. Resumen sobre la fauna de los nematodos en las aves del orden Columbiformes. *Torres*, **19**: 3-16.
- Barus, V. 1970. *Pseudaspidodera morenoi* n. sp. and other nematodes parasitizing *Pavo cristatus* L. in Cuba. *Folia Parasitologica*, **17** (2): 111-112.
- Barus, V. 1992. List of filariids (Nematoda: Filariata) parasitic in vertebrates of the Czech and Slovak Federative Republic (systematics, hosts, comments to biology, bibliography). *Helminthologia*, **29** (3): 101-107.
- Barus, V.; Gvozdev, E.V. & Sonin, M.D. 1977. On two nematode species of the genus *Cyrnea* Seurat, 1914 from Palearctic gallinaceous birds. *Folia Parasitologica*, **24** (3): 229-236.
- Barus, V. & Herrera-Rodríguez, R. 1969. Sobre la presencia del nematodo *Eucoleus annulatus* (Molin, 1858) en Cuba. *Serie Monográfica del Instituto Nacional de Medicina Veterinaria, Habana*, **9**: 3-7.
- Barus, V. & Jurasek, V. 1971. New intermediate hosts of some Spirurata parasitizing the chicken in Cuba. *Helminthologia*, **10**: 321-327.
- Barus, V. & Lorenzo Hernández, N. 1971. Nematodos parásitos de aves en Cuba. Parte IV. *Poeyana, serie A*, **88**: 1-15.
- Barus, V. & Sergejeva, T.P. 1989. Capillariids parasitic in birds in the Palearctic region (2) Genera *Eucoleus* and *Echinocoleus*. *Prirodovedne Prace Ustavu Ceskoslovenske Akademie Ved e Brne*, **23** (6): 1-47.

- Barus, V. & Sergejeva, T.P. 1990a. Capillariids parasitic in birds in the Palearctic region (3) genus *Baruscapillaria*. *Prirodovedne Prace Ustavu Ceskoslovenske Akademie Ved e Brne*, **24 (10)**: 53.
- Barus, V. & Sergejeva, T.P. 1990b. Capillariids parasitic in birds in the Palearctic region (4). Genera *Pterothominx* and *Aonchotheca*. *Prirodovedne Prace Ustavu Ceskoslovenske Akademie Ved e Brne*, **24 (12)**: 48.
- Barus, V.; Sergejeva, T.P.; Sonin, M.D. & Ryzhikov, K.M. 1978. *Helminths of fish-eating birds of the Palearctic region*. I. Praha, Academia, 320 pp.
- Baugh, S.C. 1958. Contributions to our knowledge of digenetic trematodes. III. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. India, Section B, **28 (3)**: 205-226.
- Baverstock, P.R.; Fielke, R.; Johnson, A.M.; Bray, R.A. & Beveridge, I. 1991. Conflicting phylogenetic hypotheses for the parasitic platyhelminths tested by partial sequencing of 18S ribosomal RNA. *International Journal for Parasitology*, **21**: 329-339.
- Baylis, H.A. 1931. On the structure and relation-ships of the nematode *Capillaria (Hepaticola) hepatica* (Brancoft). *Parasitology*, **23**: 533-544.
- Bazalar, H. & Guerrero, C. 1981. Nota previa de los avances sobre el diagnóstico situacional de la helmintiasis (*Ascaridia galli*, *Heterakis galliarum* y *Capillaria* sp.) en los Departamentos de Lima e Ica. *Veterinaria y Zootecnia*, **33 (94/100)**: 13.
- Beaubrun, P.C. 1993. Status of yellow-legged Gull (*Larus cachinnans*) in Morocco and in the Western Mediterranean. En: Aguilar, J.S.; Monbailliu, X. & Peterson, A.M. (eds.) *Estatus y Conservación de Aves Marinas (Actas del II Simposio MEDMARAVIS)*. SEO, Madrid: 47-56.
- Begum, N & Shaikh, F. 1991. Abundance and correlations of helminth parasites with age and sex of pigeon *Columba livia* in Bangladesh. *Pakistan Journal of Scientific and Industrial Research*, **34 (10)**: 387-390.
- Bell, P.J. 1988. A study of the history of *Microphalus paragrapsi* Smith, 1983 Trematoda Microphallidae. *Papers and Proceedings of the Royal Society of Tasmania*, **122 (2)**: 119-126.
- Belleau, E. & Léonard, P. 1991. Le parasitisme digestif chez la perdrix bartavelle (*Alectoris graeca saxatilis*), le lagopède alpin (*Lagopus mutus*), letétras-lyre (*Tetrao tetrix*), dans le département des Hautes-Alpes. *Gibier Faune Sauvage*, **8**: 161-174.
- Berdia, R. & Johnson, S. 1989. Sex structure of natural populations of *Ascaridia galli* in the domestic fowl *Gallus gallus*. *Indian Journal of Helminthology*, **41 (Suppl.)**: 83-88.

Bernard, J & Biesemans, W. 1987. Helminthes endoparasites des pigeons de l'agglomération bruxelloise. *Bulletin des Recherches Agronomiques de Gembloux*, **22** (1): 81-85.

Berney, C.; Pawlowski, J. & Zaninetti, L. 2000. Elongation factor 1-alpha sequences do not support an early divergence of the Acoela. *Molecular Biology and Evolution*, **17** (7): 1032-1039.

Betlejewska, K.M. 2000. Nematodes of esophagus, proventriculus and ventriculus in mallards (*Anas platyrhynchos*) of Northwestern Poland. *Acta Parasitologica*, **45** (3): 165-166.

Blair, D. 1993. The phylogenetic position of the Aspidobothrea within the parasitic flatworms inferred from ribosomal RNA sequence data. *International Journal for Parasitology*, **23**: 169-178.

Blair, D. & Barker, S.C. 1993. Affinities of the Gyliachenidae: Utility of the 18S rRNA gene for phylogenetic inference in the Digenea (Platyhelminthes). *International Journal for Parasitology*, **23**: 527.

Blair, D.; Campos, M.P.; Cummings, M.P. & Lacleste, J.P. 1996. Evolutionary biology of parasitic Platyhelminthes: The role of molecular phylogenetics. *Parasitology Today*, **12**: 66-71.

Birova, V. 1960. Helminthofauna morčiek domácej (*Meleagris gallopavo domesticus* L.) na Slovensku-CSR. *Biológia, Bratislava*, **15** (6): 427-437.

Birova, V. 1965. Sturdium vyvinu vajcok *Heterakis gallinarum* v laboratorných podmienkach. *Biológia, Bratislava*, **20**: 122-126.

Birova, V. & Calvo, A. 1977. Posibles vías de diseminación de Nematodos parásitos de las gallinas. *Revista Cubana de Ciencia Avícola*, **4** (1): 51-52.

Birova, V., Calvo, A. & Ovies, D. 1977. Variaciones de la presencia de larvas invasoras de *Dispharynx nasuta* y *Tropisurus confusus* en las condiciones naturales. *Revista Cubana de Ciencia Avícola*, **4** (2): 185-190.

Birova, V & Macko, J.K. 1983. Variability of some characteres in organophenotes of *Heterakis gallinarum* during the seasonal dynamics of the invasion cycle. *Helminthologia*, **20** (1): 21-32.

Birova, V.; Spakulova, M & Macko, J.K. 1990. Seasonal dynamics of the invasive cycle of nematodes and acanthocephalans in the wild (*Anas platyrhynchos*, L.) and domestic duck (*Anas platyrhynchos* f. dom.) *Helminthologia*, **27** (4): 291-301.

Blair, D. 1993. The phylogenetic position of the Aspidobothrea within the parasitic flatworms inferred from ribosomal RNA sequence data. *International Journal for Parasitology*, **23** (2): 169-178.

- Blaxter, M.; Dorris, M. & De Ley, P. 2000. Patterns and processes in the evolution of animal parasitic nematodes. *Nematology*, **2** (1): 43-55.
- Boado, E.; Laurent, R.E.; Acebal, N. & Rojas, G. 1991. Diagnóstico y estudio anatomopatológico de las enfermedades del ganso. II. *Revista Cubana de Ciencia Avícola*, **18** (1): 40-46.
- Bohumil, R. & Sitko, J. 1995. New findings of tapeworms (Cestoda) of birds from Moravia and Synopsis of bird Cestodes from Czech Republic. *Acta Scientiarum Naturalium Academiae Scientiarum Bohemicae Brno*, **39** (5): 58-59.
- Bolette, D.P. 1998a. Dispharynxiasis in a captive princess parrot. *Journal of Wildlife Diseases*, **34** (2): 390-391.
- Bolette, D.P. 1998b. Dispharynxiasis a least flycatcher *Empidonax minimus* (Passeriformes: Tyrannidae), and a golden-breasted starling, *Cosmopsarus regius* (Passeriformes: Sturnidae). *Journal of the Helminthological Society of Washington*, **65** (1): 117-118.
- Bolette, D.P. 1998c. Gastrointestinal helminths of some yellow-shafted flickers, *Colaptes auratus luteus* (Aves: Picidae), from Allegheny County, Pennsylvania. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, **65** (1): 114-116.
- Bona, F. 1955. Istologia delle capsule uterine di *Choanotaenia marchalli* (Mola, 1907) e considerazioni sul genere *Monopylidium* Fuhrmann, 1899 (Cestoda: Dilepididae). *Bolletino del Museo di Zoologia dell'Universita di Torino*, **5**: 1-33.
- Bona, F. 1975. Etude critique et taxonomique des Dilepididae Fuhrmann, 1907 (Cestoda) parasites des Ciconiiformes. *Monitore Zoologia Italiano Monografia*, **1**: 1-750.
- Bona, 1994. Family Dilepididae Railliet & Henry, 1909. En: Khalil, L.F., Jones, A. & Bray, R.A. (Ed.) *Keys to the cestode parasites of vertebrates*. Wallingford, U.K.: CAB International, 443-554.
- Borchert, A. 1964. *Parasitología Veterinaria*. Ed. Acribia. Zaragoza. 745 pp.
- Borgarenko, L.F. 1970. Trematodes of Rallidae in Tadzhikistan. *Izvestiya Akademii Nauk Tadzhikskoi SSR, Biologiya (Ahboroti Akademijai Fanhoi RSS Tocikiston)*, **2** (39): 47-55.
- Borgarenko, L.F. 1981. Nematodes from the family Thelaziidae in birds in Tadzhikistan. Gel'mintozy cheloveka, zhivotnykh, rastenii i mery bor'by s nimi. Tezisy dokladov konferentsii vsesoyuznogo obshchestva gel'mintologov AN SSSR, 27-29.
- Borgarenko, L.F. 1984a. New and rare species of bird nematodes in Tajikistan. *Izvestiya Akademii Nauk Tadzhikskoi SSR, Biologicheskie Nauki*, **2**: 12-19.

- Borgarenko, L.F. 1984b. *Histiocephalus otidis* n. sp., a new spiruroid from a bustard in Tajikistan. *Doklady Akademii Nauk Tadzhikskoi SSSR*, **27**: 107-109.
- Bosch, M. 1996. Sexual size dimorphism and determination of sex in Yellow-legged Gulls. *J. Field Ornithol.*, **67**: 534-541.
- Bosch, M.; Oro, D. & Ruiz, X. 1994. Dependence of Yellow-legged Gulls (*Larus cachinnans*) on food from human activity in two Western Mediterranean colonies. *Avocetta*, **18**: 135-139.
- Bosch, M.; Pedrocchi, V.; Gonzalez-Solis, J. & Jover, L. 1994. Densidad y distribución de los nidos de la gaviota patiamarilla (*Larus cachinnans*) en las Islas Medes. Efectos asociados al hábitat y al descaste. *Doñana, Acta Vertebrata*, **21**: 39-51.
- Bosch, M.; Torres, J. & Figuerola, J. 2000. A helminth community in breeding Yellow legged Gulls (*Larus cachinnans*): Pattern of association and its effect on host fitness. *Canadian Journal of Zoology*, **78** (5): 777-786.
- Bourne, W.R.P. 1993. The distribution of birds at sea in the Mediterranean sea. En: Aguilar, J.S.; Monbaillu, X. & Peterson, A.M. (eds.) *Status and conservation of seabirds, Proceedings of the 2nd Mediterranean seabird Symposium*. SEO, Madrid: 195-202.
- Boutsika, K.; Blok, V.C.; Phillips, M.S. & Brown, D.J.F. 2001. A molecular phylogeny of selected *Paratrichodorus* and *Trichodorus* species. *Phytopathology*, **91** (6 Suppl.): S10.
- Bowen, B.W.; Meylan, A.B. & Avise, J.C. 1989. An odyssey of the green sea turtle ascension island revisited. *Proceedings of the National Academy of Science of the United States of America*, **86** (2): 573-576.
- Bowles, J.; Blair, D. & McManus, D.P. 1995. A molecular phylogeny of the human schistosomes. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **4** (2): 103-109.
- Brandl, R.; Mann, W. & Sprinz, M. 1992. Mitochondrial trna and the phylogenetic position of nematoda. *Biochemical Systematics and Ecology*, **20** (4): 325-330.
- Branton, S.L.; Deaton, J.W.; Gerlach, H. & Ruff, M.D. 1985. *Cyclocoelum mutabile* infection and aortic rupture in an American coot (*Fulica americana*). *Avian Diseases*, **29** (1): 246-249.
- Bratney, J. & Stenson, G.B. 1995. Helminth parasites of the alimentary tract of the harbor porpoise, *Phocoena phocoena* (L.), from Newfoundland and Labrador. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, **62** (2): 209-216.
- Brglez, J. 1976. *Echinochasmus* (*Echinochasmus*) *belecephalus* (Linstov, 1873) in *Echinochasmus* (*Echinochasmus*) *dietsevi* Issaitschikoff, 1927 – dve vrsti ehinostomatid (Echinostomatidae Dietz, 1909) pri nekaterih pticah v Sloveniji. *Zbornik Biotehniške Fakultete Univerze v Ljubljani, Veterinarstvo*, **13** (1): 93-98.

- Brglez, J. 1988. *Galactosomum ussuriensis* new record Oshmarin 1963 Heterophyidae Odhner 1914 in black headed gull *Larus ridibundus* L. *Zbornik Biotehniske Fakultete Univerze Edvarda Kardelja v Ljubljani Veterinarstvo*, **25 (2)**: 247-250.
- Brglez, J. 1989. Prevalence of *Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825) and *Synhimantus robertdollfussi* Deportes, 1947, Acuariidae Seurat, 1913, in Yugoslavia. *Zbornik Biotehniske Fakultete Univerze Edvarda Kardelja v Ljubljani, Veterinarstvo*, **26 (2)**: 199-202.
- Brglez, J.; Hribar, H. & Brelih, S. 1967. Prilog poznavanju parazitske faune tetrijeba gluhana (*Tetrao urogallus*, L.) *Acta Veterinaria (Beograd)*, **17 (3)**: 305-308.
- Brglez, J. & Hristovski, N. 1982. Sesaci iz družine Psilostomatidae Odhner, 1913, pri pticah v Jugoslaviji. *Zbornik Biotehniske Fakultete Univerze Edvarda Kardelja v Ljubljani Veterinarstvo*, **19 (1)**: 79-86.
- Brooks, D.R.; Hoberg, E.P. & Weekes, P.J. 1991. Preliminary phylogenetic systematic analysis of the major lineages of the Eucestoda (Platyhelminthes: Cercomeria). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, **104**: 651-668.
- Brooks, D.R. & McLennan, D.A. 1993. *Parascript, parasites and the language of evolution*. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C. 429 p.
- Brown, W.M.; Prager, E.M.; Wang, A. & Wilson, A.C. 1982. Mitochondrial DNA sequences of primates: Tempo and mode of evolution. *Journal of Molecular Evolution*, **18**: 225-239.
- Buriro, S.N.; Mughal, F.A.; Wagan, M.P.; Abbassi, T.A. & Bhutto, M.N. 1985. Incidence of cestodes in poultry. *Pakistan Veterinary Journal*, **5 (1)**: 12- 15.
- Buriro, S.N.; Bughio, M.P.; Abro, A.A. & Khuhro, I.U. 1989. Worm infestation in poultry in Sindh. *Pakistan Veterinary Journal*, **9 (3)**: 143-145.
- Buriro, S.N.; Wagan; M.P.; Bhutto, M.N. & Kumbhar, M.I. 1992. Incidence of helminth parasites in poultry. *Pakistan Veterinary Journal*, **12 (1)**: 25-27.
- Busa, V. & Hernández, N.L. 1970. Ecología, biología y epizootiología de helmintos de la gallina doméstica (*Gallus gallus f. domestica*). *Revista Cubana de Ciencias Veterinarias*, **1**: 41-59.
- Cable, J.; Harris, P.D.; Tinsley, R.C. & Lazarus, C.M. 1999. Phylogenetic analysis of *Gyrodactylus* spp. (Platyhelminthes: Monogenea) using ribosomal DNA sequences. *Canadian Journal of Zoology*, **77 (9)**: 1439-1449.
- Calvo, A.; Birova, V. & Ovies, D. 1983. Dinámica de invasión de cestodos parásitos de la gallina (*Gallus gallus f. domestica*) en las condiciones de una crianza doméstica. *Revista Avicultura*, **27 (3)**: 149-160.

Campos, A.; Cummings, M.P.; Reyes, J.L. & Lacleste, J.P. 1998. Phylogenetic relationships of platyhelminthes based on 18S ribosomal gene sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **10** (1): 1-10.

Carballeira Tella, D.; Vázquez Paredes, L.E. & Del Río Lozano, J. 1957. Acerca de la clasificación y conservación de parásitos. *Supl. Cient. Bol. Inf. Cons. Gral. Col. Vet. España*, **2** (117): 27-34.

Carranza, S.; Baguna, J. & Riutort, M. 1997. Are the Platyhelminthes a monophyletic primitive group? An assessment using 18S rDNA sequences. *Molecular Biology and Evolution*, **14** (5): 485-497.

Carranza, S.; Ruiz, T.I.; Littlewood, D.T.J.; Riutort, M. & Baguna, J. 1998. A reappraisal of the phylogenetic and taxonomic position of land planarians (Platyhelminthes, Turbellaria, Tricladida) inferred from 18S rDNA sequences. *Pedobiologia*, **42** (5-6): 433-440.

Carrera, E.; Monbailliu, X. & Torre, A. 1993. Ringing recoveries of yellow-legged Gulls in northern Europe. En: Aguilar, J.S., Monbailliu, X. & Paterson, A.M. (eds.) *Estatus y conservación de Aves marinas, Acta del II Simposio MEDMARAVIS*. SEO, Madrid: 181-194.

Carrera, E. & Vilagrassa, X. 1984. La colonia de gavia argentat (*Larus argentatus michaellis*) de les Illes Medes. En: Ros, J.; Olivella, I. & Gili, J.M. (eds.) *Sitemes naturals de les Illes Medes*. Institut d'estudis Catalans, Barcelona: 131-208.

Carvalho Varela, M. 1975. Contribucao para o estudo de helmintofauna da perdiz vermelha (*Alectoris rufa* L.) em Portugal. *XII Congr. Da Uniao Inst. Biol. Da caca. Lisboa*

Carvalho, B.M. De & Bencke, A.S. 1992. Faunistic analysis of the helminths of sparrows (*Passer domesticus* L. 1758) captured in Campo Grande, Rio de Janeiro, RJ. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz Rio de Janeiro*, **87** (1 Suppl.): 43-48.

Case, A.A. & Ackert, J.E. 1940. New intermediate hosts of fowl cestodes. *Tr. Kansas Academy of Science*, **43**: 393-396.

Casanova, J.C. 1993. Análisis ecológico de las helmintofaunas de mamíferos silvestres. *Genetta genetta* Linnaeus, 1758 (Carnivora: Viverridae), *Clethrionomys glareolus* Schreber, 1790 (Rodentia: Arvicolidae) y *Talpa occidentalis* Cabrera, 1907 (Insectivora: Talpidae). Tesis Doctoral. Fac. Farmacia, Univ. Barcelona, 708 pp.

Casanova, J.C.; Díez-Baños, N.; Hidalgo, M.R. & Prieto, M.E. 1997. Helmintofauna parásita de *Otis tarda* (Otídifomes) en la Reserva Natural de Villafáfila (Zamora, España). *Revista da Sociedade Portuguesa de Parasitologia*, **4** (1/2): 142.

Casanova, J.C.; Santalla, F.; Ribas, A. & Feliu, C. 2002. Isozyme diversity among South European populations of the tapeworm *Hymenolepis diminuta*. *International Symposium. Phylogeography in Southern European Refugia: Evolutionary perspectives on the origins and conservation of European biodiversity*, Portugal: 68.

- Castagnone, S.P.; Semblat, J.P.; Leroy, F. & Abad, P. 1998. A new AluI satellite DNA in the root-knot nematode *Meloidogyne fallax*: Relationships with satellites from the sympatric species *M. hapla* and *M. chitwoodi*. *Molecular Biology and Evolution*, **15** (9): 1115-1122.
- Castañón-Ordóñez, L. 1983. Tetramerosis en paloma doméstica (*Columba livia* L.) por *Tetrameres* (*Petrowimeres*) *fissispina* Diesing, 1861 (Nematoda, Tetrameridae): *Annales de la Facultad de León*, **29**: 287.
- Castañón Ordoñez, L.; Pereira Bueno, J.M.; Corez, I. Cordero del Campillo, M.; Menes Alvarez & Escudero Díez, A. 1983. Tetramerosis en paloma doméstica (*Columba livia* L.) por *Tetrameres* (*Petrowimeres*) *fissispina* Diesing, 1861 (Nematoda, Tetrameridae). *Annales de la Facultad Veterinaria de León*, **29**: 287-299.
- Castejón, R. 1922. Parasitismo de las aves. Heterakosis del palomo. *Rev. Hig. San. Pec.*, **12**: 1.
- Castillo-Remiro, A. del; Gijón-Botella, H. & López-Román, R. 1989. Cestodes de *Larus argentatus* de Canarias. *VI Congreso Nacional y I Congreso Ibérico de Parasitología*. Cáceres, España.: 323.
- Castillo-Remiro, A. del & López-Román, R. 1989. Aportación al catálogo de Cestodos de Aves de Canarias. *Revista Ibérica de Parasitología*, **49**: 43.
- Catelli, E.; Poglayen, G.; Terregino, C.; Orlando, C.; Tonelli, A; Issa Gadale, O.; Roda, R. & Agnoletti, A. 1999. Indagine sui parassiti dell'apparato digerente di *Columba livia* (Gmelin, 1789) nella città di Firenze. *Selezione Veterinaria*, **2**: 75-85.
- Chabaud, A.G. & Peter, A.J. 1959. Essai de classification des Nematodes Acuariidae. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, **34**: 331-349.
- Chand, K. 1970. Preliminary studies on some common tapeworms of the fowl. *Punjab Veterinarian*, **9** (1): 31-35.
- Chandler, R.E. 1970. Helminth parasites of California quail (*Lophortyx californicus*) from the Okanagan Valley, British Columbia. *Canadian Journal of Zoology*, **48** (4): 741-744.
- Chen, P.C.; Roberts, P.A.; Metcalf, A.E. & Hyman, B.C. 2001. Patterns of nucleotide substitution within the *Meloidogny* rDNA D3 region. *Phytopathology*, **91** (6 Suppl.), S131-S132.
- Chilton, N.B. & Gasser, R.B. 1999. Sequence differences in the internal transcribed spacers of DNA among four species of hookworm (Ancylostomatoidea: *Ancylostoma*). *International Journal for Parasitology*, **29** (12): 1971-1977.
- Chilton, N.B.; Hoste, H.; Hung, G.C.; Beveridge, I. & Gasser, R.B. 1997. The 5.8S rDNA sequences of 18 species of bursate nematodes (order Strongylida):

Comparison with rhabditid and tylenchid nematodes. *International Journal for Parasitology*, **27** (1): 119-124.

Chilton, N.B.; Newton, L.A.; Beveridge, I. & Gasser, R.B. 2001. Evolutionary relationships of trichostrongyloid nematodes (Strongylida) inferred from ribosomal DNA sequence data. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **19** (3): 367-386.

Ching, H.L. 1993. Helminths of varied thrushes, *Ixoreus naevius*, and robins, *Turdus migratorius*, from British Columbia. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, **60** (2): 239-242.

Chiriac, E.; Manolache, L. & Constantinescu, Z. 1972. Contributii la studiul helmintofaunei potirnicirii (*Perdix perdix* L.) din Romania. *Studii si Cercetari de Biologie, Sera Zoologie*, **24** (2): 101-104.

Chirinos, N.I.M. de. 1982. Presencia de *Heterakis gallinae* en gallinas (*Gallus gallus domesticus*) del Dtto. Maracaibo. *Ciencias Veterinarias*, **6** (4): 203-206.

Chitwood, B.G. & Wehr, E.E. 1934. The value of cephalic structures as characters in nematode classification, with special reference to the superfamily Spiruroidea. *Z. Parasitenkd.*, **17**: 73-92.

Chitwood, M.B. 1967. Tetrameres Creplin, 1846 (Nematoda: Spiruroidea). Proposed validation under the plenary powers. *Z. N. 1783. Bull. Zool. Nom.*, **24**: 57-59.

Choudhury, S.; Gogoi, A.R. & Das, M.R. 1995. Occurrence of *Heterakis brevispiculum*, *Strongyloides avium* and *Subulura brumpti* in fowls in Assam. *Indian Veterinary Journal*, **72** (5): 519-520.

Chute, A.M. & Lund, E.E. 1974. *Heterakis gallinarum* in the guinea fowl *Numida meleagris*. Survival and comparative potential for transmitting *Histomonas meleagridis*. *Experimental Parasitology*, **35** (1): 102-109.

Cielecka, D.; Wojciechowska, A. & Zdzitowiecki, K. 1992. Cestodes from penguins on King George Island (South Shetlands, Antarctica). *Acta Parasitologica Polonica*, **37** (2): 65-72.

Clapham, P.A. 1933. On the life-history of *Heterakis gallinae*. *Journal of Helminthology*, **11**: 67-86.

Clapham, P.A. 1934. Some observations on the response of chicken to infestation with *Heterakis gallinae*. *Journal of Helminthology*, **12**: 71-78.

Coates, J.W.; Siegert, T.; Bowes, V.A. & Steer, D.G. 1995. Encephalitic nematodiasis in a Douglas squirrel and a rock dove ascribed to *Baylisascaris procyonis*. *Canadian Veterinary Journal*, **36** (9): 566-569.

Collar, N.J. 1983. A History of the Houbara in the Canaries. *Bustard Studies*, **1**: 9-30.

- Concepción, D. 1992. *Avifauna del Parque Nacional de Timanfaya. Censo y Análisis*. Red de Parques Nacionales. ICONA. Madrid. 256 pp.
- Conn, D.B.; Etges, F.J. & Sidner, R.A. 1984. Fine structure of the gravid paruterine organ and embryonic envelopes of *Mesocestoides lineatus* (Cestoda). *Journal of Parasitology*, **70**: 68-77.
- Cordeiro, J.A.; Barreiro-Gallego, G.J.; Álvarez-Mascato, M.F.; Bárcena, F. & Sanmartín, M.L. 1995. Estudio preliminar de los trematodos intestinales de la gaviota patiamarilla, *Larus cachinnans*, en Galicia, Norte de España. *IV Congreso Ibérico de Parasitología*. Santiago de Compostela, España.
- Cordero del Campillo, M.; Rojo, F.A; Martínez, A.R.; Sánchez, M.C.; Hernández, S.; Navarrete, I.; Diez, P.; Quiroz, H. & Carvalho, M. 1999. *Parasitología Veterinaria*. McGraw-Hill-Interamericana de España, S.A.U. Madrid 968 pp.
- Cordero del Campillo, M; Castañón Ordóñez, L. & Reguera Feo, A. 1980. *Índice catálogo de zooparásitos ibéricos*. 2ª ed. Universidad de León, Secretariado de Publicaciones. León. 650 pp.
- Cotteleer, C. 1964. Un cas d'acuariose du ventricule succenturié, dú a *Dispharynx spiralis* chez un pigeon. Anderson, R.C.; Chabaud, A.G. & Willmott, S. Edit., **39 (4)**: 509-510.
- Cotteleer, C. & Fameree, L. 1978. Parasites intestinaux et anticorps antitoxoplásmiques chez les colombins en Belgique. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde*, **120 (4)**: 181-187.
- Cram, 1927. Bird parasites of the nematode suborders Strongylata, Ascaridata and Spirurata. *Bull. U. S. Nat. Mus.*, **140**: 465.
- Cremonte, F. 2001. *Bartolius pierrei* n. g., n. sp. (Digenea: Gymnophallidae) from the Peninsula Valdes, Argentina. *Systematic Parasitology*, **49 (2)**: 139-147.
- Cremonte, F.; Etchegoin, J.A. & Martorelli, S.R. 1999. Nuevos hospedadores de los digeneos *Maritrema bonaerensis* (Microphallidae) y *Stephanoprora podicippei* (Echinostomatidae) en Argentina. *Stephanoprora manei* Holcman-Spector y Olagüe, 1986 como un *nomen nudum*. *Neotrópica*, **45 (113/114)**: 105-107.
- Cremonte, F. & Martorelli, S.R. 1998. Description of a new species of *Maritrema* (Digenea: Microphallidae) from *Larus dominicanus* (Aves: Laridae) in Buenos Aires coast, Argentina. *Folia Parasitologica*, **45 (3)**: 230-232.
- Cremonte, F. & Navone, G.T. 1999. Co-occurrence of *Pectinospirura argentata* Wehr, 1933, *Skrjabinoclava andersoni* n. sp. and larvae (Nematoda: Acuariidae) in the proventriculus of *Larus dominicanus* Lichtenstein (Aves: Laridae), with notes on their attachment. *Systematic Parasitology*, **42 (3)**: 203-211.

Cremonte, F.; Navone, G.T. & Etchegoin, J.A. 1999. A new species of *Sciadiocara* Skrjabin, 1916 (Nematoda: Acuariidae) parasitic in shorebirds in Argentina. *Systematic Parasitology*, **42** (3): 213-217.

Cremonte, F.; Navone, G.T. & Etchegoin, J.A. 2000. Morphological studies of *Ancyracanthopsis winegardi* Wong & Anderson, 1990 (Nematoda: Acuarioidea) and larval stages of acuariid nematodes parasitic in *Larus dominicanus* Lichtenstein (Aves: Laridae) from Argentina. *Systematic Parasitology*, **45** (2): 135-140.

Creplin, F. 1839. Eingeweidewürmer, Binnenwürmer, Thierwürmer. *All. Eneyel. Wissensch. U Künste*, Ersch u Gruber, Leipzig, sect. 1, **32**: 277-302.

Creplin, F. 1846. Nachträge zu Gurlt's Verzeichniss der Thiere, bei welchen Entozoen gefunden worden sind. *Arch. Nat.*, Berlin, **12**: 129-160.

Cribb, T.H. 1991. Synonymy of *Hofmonostomum* Harwood 1939 with *Paramonostomum* Luehe, 1909 Digenea Notocotyliidae. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, **58** (1): 116-117.

Cuezva Samaniego, J.; de la Encina, J. & Palenzuela, F. 1954. Los Tetrámeros de la paloma. *Avícola Española*, **2**: 2-28 y 42.

Cunningham, C.O.; Aliesky, H. & Collins, C.M. 2000. Sequence and secondary structure variation in the *Gyrodactylus* (Platyhelminthes: Monogenea) ribosomal RNA gene array. *Journal of Parasitology*, **86** (3): 567-576.

Cunningham, C.O.; McGillivray, D.M.; & MacKenzie, K. 1995. Phylogenetic analysis of *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 based on the small subunit (18S) ribosomal RNA gene. *Molecular and Biochemical Parasitology*, **71** (1): 139-142.

Cutler G. C.; Stock S. P. & Webster J.M. 2001. Morphological and molecular characterization of a new *Steinernema* sp. from China. *Phytopathology*, **91** (6 Suppl.): S132.

Czaplinski, B. 1962. Nematodes and acanthocephalans of domestic and wild Anseriformes in Poland. II. Nematoda (excl. *Amidostomum*) and Acanthocephala. *Acta Parasitologica Polonica*, **10** (12/20): 277-319.

Czaplinska, D. & Czaplinski, B. 1972. *Retinometra fulicatrae* n. sp. (Cestoda, Hymenolepididae) from *Fulica atra* L. *Acta Parasitologica Polonica*, **20** (12/25): 229-232.

Czaplinski, B. & Vaucher, C. 1994. Family Hymenolepididae Ariola, 1899. En: Khalil, L.F., Jones, A. & Bray, R.A. (Ed.) *Keys to the cestode parasites of vertebrates*. Wallingford, U.K: CAB International: 595-664.

Das, U. & Biswas, G. 1997. Prevalence of endoparasitic infection in duck (*Anas platyrhynchos domesticus*) vis a vis its public health significance in West Bengal. *Indian Veterinary Journal*, **74** (9): 743-745.

- Davidson, W.R.; Kellogg, F.E.; Doster, G.L. & Moore, C.T. 1991. Ecology of helminth parasitism in bobwhites from northern Florida. *Journal of Wildlife Diseases*, **27** (2): 185- 205.
- Dawe, D.L.; Brown, J.; Davis, R.B. & Kellogg, F.E. 1969. Effectiveness off Marentin and Meldane as treatments for capillariasis in bobwhites. *Avian Diseases*, **13** (3): 662-667.
- De Bellocq, J.G.; Ferte, H.; Depaquit, J.; Justine, J.L.; Tillier, A. & Durette, D.M.C. 2001. Phylogeny of the Trichostrongylina (Nematoda) inferred from 28s rDNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **19** (3): 430-442.
- De Ley, P.; Felix, M.A.; Frisse, L.M.; Nadler, S.A.; Sternberg, P.W. & Thomas, W.K. 1999. Molecular and morphological characterisation of two reproductively isolated species with mirror-image anatomy (Nematoda: Cephalobidae). *Nematology*, **1** (6): 591-612.
- Deblock, S. & Bartoli, P. 1988. Contribution to the study of Microphallidae Travassos, 1920 Trematoda XL. Description of *Longiductotrema scandolensis* new species parasite of herring gulls from Corsica France. *Systematic Parasitology*, **12** (3): 199-210.
- Debry, R.W. & Abele, L.G. 1995. The relationship between parsimony and maximum-likelihood analyses: Tree scores and confidence estimates for three real data sets. *Molecular Biology and Evolution*, **12** (2): 291-297.
- Deem, S.L. 1999. Infectious and parasitic diseases of raptors. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, **21** (4): 329-338.
- Denslow, J.S. 2001. The ecology of insular biotas. *Trends in Ecology and Evolution*, **16** (8): 423-424.
- Deo, P.G. & Srivastava, H.D. 1955. Studies on the biology and the life-history of *Ascaridia galli*, Schrank, 1788 (Abstract): *Proceedings of the 42nd Indian Science Congress Part III.*: 282-283.
- Desdevises, Y. 2001. The phylogenetic position of *Furnestinia echeneis* (Monogenea, Diplectanidae) based on molecular data: A case of morphological adaptation?. *International Journal for Parasitology*, **31** (2): 205-208.
- Desdevises, Y.; Jovelin, R.; Jousson, O. & Morand, S. 2000. Comparison of ribosomal DNA sequences of *Lamellodiscus* spp. (Monogenea, Diplectanidae) parasitising Pagellus (Sparidae, Teleostei) in the North Mediterranean Sea: Species divergence and coevolutionary interactions. *International Journal for Parasitology*, **30** (6): 741-746.
- Despres, L.; Imbert, E.D.; Combes, C. & Bonhomme, F. 1992. Molecular evidence linking hominid evolution to recent radiation of schistosomes (Platyhelminthes: Trematoda). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **1** (4): 295-304.

Despres, L.; Imbert, E.D. & Monnerot, M. 1993. Molecular characterization of mitochondrial DNA provides evidence for the recent introduction of *Schistosoma mansoni* into America. *Molecular and Biochemical Parasitology*, **60** (2): 221-229.

Diesing, K.M. 1835. *Tropisurus* und *Thysanosoma*, zwei neue Gattungen von Binnenwürmern (Entozoen) aus Brasilien. *Med. Jahrb. K. K. Oesterr. Staates*, **16** (n.F.7) (1): 83-116.

Dimitrova, Z. & Genov, T. 1992. Acanthocephalans from some aquatic birds from the Bulgarian Black Sea coast. *Folia Parasitologica*, **39** (3): 235-247.

Dokholyan, N.V.; Buldyrev, S.V.; Havlin, S. & Stanley, H.E. 2000. Distributions of dimeric tandem repeats in non-coding and coding DNA sequences. *Journal of Theoretical Biology*, **202** (4): 273-282.

Dollfus, R.P. 1975. Miscellanea helminthologica marocana. XLII. Cestodes d'oiseaux et de mammifères. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 3^e série. 302, *Zoologie* **212**: 659-684.

Dorman, H.P. 1928. Studies on the life cycle of *Heterakis papillosa* Bloch. *Transactions of the American Microscopical Society*, **47**: 379-413.

Dorny, P.; Berghen, P. & Vercruyssen, J. 1987. Morphological changes in *Capillaria obsignata* (Nematoda: Trichuridae) eggs after treatment with cambendazole. *Parasitology Research*, **74** (2): 196-197.

Dorrestein, G.M.; Korbel, R. & Schneegans, D. 1990. Observation on the health of feral urban pigeons. En: *VII. Tagung über Vogelkrankheiten, München, 1 und 2 März 1990*. Giessen, Germany: 77-87.

Dowell, J.H.; Warren, R.J. & Pence, D.B. 1983. Helminth fauna of ring-necked pheasants from the Texas high plains. *Journal of Wildlife Diseases*, **19** (2): 152-153.

Draycott, R.A.H.; Parish, D.M.B.; Woodburn, M.I.A. & Carroll, J.P. 2000. Spring survey of the parasite *Heterakis gallinarum* in wild-living pheasant in Britain. *Veterinary Record*, **147** (9): 245-246.

Duarte, M.J. de F. & Dórea, E.M.A. 1987. Ocorrência de *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) Stiles & Hassal, 1920 em pavao (*Pavo cristatus*) no Brasil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, **39** (3): 445-45.

Dubinina, M.M. 1980. Znachenie organov prikrepleniia v filogenii lencitov chervei. *Parazitologicheskii Sbornik*, **29**: 65-83.

Duggal, C.L. & Gupta, S. 1987. On one new and one already known cestodes parasitizing blue rock pigeon, *Columba livia* at Chandigarh, India. *Research Bulletin of the Panjab University, Science*, **38** (3-4): 87-90.

Duggal, C.L. & Toor, J.K. 1985. On some cyclocoelid trematodes from Aves in Punjab. *Research Bulletin of the Panjab University, Science*, **36** (3-4): 187-190.

- Duncan, L.W.; Inserra, R.N.; Thomas, W.K.; Dunn, D.; Mustika, I.; Frisse, L.M.; Mendes, M.L.; Morris, K. & Kaplan, D.T. 1999. Molecular and morphological analysis of isolates of *Pratylenchus coffeae* and closely related species. *Nematropica*, **29** (1): 61-80.
- Dushkin, V.A. 1972. Intermediate host of *Skrjabinia cesticillus* and *Choanotaenia infundibulum* of chickens. *Veterinariya, Moscow*, **49** (3): 65-66.
- Dushkin, V.A. 1973. On the diagnosis of *Skrjabinia* and *Choanotaenia* infections in chickens. *Veterinariya, Moscow*, **1**: 66-68.
- Dyer, W.G. 1977. *Cyclocoelum mutabile* (Zeder 1800) Dubois 1959 (Trematoda: Cyclocoelidae) in *Fulica americana* (Gmelin) from southern Illinois. *Transactions of the Illinois State Academy of Science*, **70** (3/4): 391-392.
- Dyk, V. 1971. Parasitological and epidemiological significance of the collared turtle dove. *Veterinárství*, **21** (8): 370-371.
- Dzido, T. 1973. Parasitic infection of the alimentary tract of broilers fattened under commercial conditions. *Medycyna Weterynaryjna*, **29** (4): 207-208.
- Ehlers, U. 1985. *Das phylogenetische System der Platyhelminthes*. G. Fischer Verlag, Stuttgart, Germany, 317 p.
- Ehlers-Bhodigen, S. 1985. Survey of parasitic helminths of poultry. *Journal of Veterinary Medicine*, **15** (4): 267-276.
- Elce, J.B. 1962. On a new cestode, *Choanotaenia larimarina* sp. nov., from the greater black-backed gull, *Larus marinus* L. *Journal of Helminthology*, **36** (4): 365-374.
- Eley, T.J.Jr. 1976. Helminth parasites in American coots from the lower Colorado river. *California Fish and Game*, **62** (2): 156-157.
- Ellis, C. & Williams, I.C. 1973. The longevity of some species of helminth parasites in naturally acquired infections of the lesser black-backed gull, *Larus fuscus* L. In Britain. *Journal of Helminthology*, **37**: 329-338.
- Elowni, E.E. & Elbihari, S. 1979. Natural and experimental infection of the beetle, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) with *Choanotaenia infundibulum* and other chicken tapeworms. *Veterinary Science Communications*, **3** (2): 171-173.
- Elowni, E.E. 1982. Tapeworm infections in the domestic fowl in the Sudan. *Sudan Journal of Veterinary Science and Animal Husbandry*, **23** (2): 88-93.
- Endo, M. & Inoue, I. 1989. Observations on tetrameriasis in race pigeons *Columba livia* var *domestica*. *Bulletin of the College of Agriculture and Veterinary Medicine Nihon niversity*, **46**: 83-88.

Eom, K.S.; Rim, H.J. & Jang, D.H. 1984. A study on the parasitic helminths of domestic duck (*Anas platyrhynchos* var. *domestica* Linnaeus) in Korea. *Korean Journal of Parasitology*, **22** (2): 215-221.

Eshetu, Y.; Mulualem, E.; Ibrahim, H.; Berhanu, A. & Aberra, K. 2001. Study of gastro-intestinal helminths of scavenging chickens in four rural districts of Amhara Region, Ethiopia. *Revue Scientifique et Technique Office International des Epizooties*, **20** (3): 791-796.

Etchegoin, J.A. & Martorelli, S.R. 1997. Description of a new species of *Maritrema* (Digenea: Microphallidae) from Mar Chiquita coastal lagoon (Buenos Aires, Argentina) with notes on its life cycle. *Journal of Parasitology*, **83** (4): 709-713.

Etchegoin, J.A.; Martorelli, S.R. & Sardella, N.H. 1996. Nuevo registro de *Microphallus szidati* Martorelli, 1986 (Digenea: Microphallidae) en Mar Chiquita (Buenos Aires, Argentina) *Neotrópica*, **42** (107/108): 117-118.

Euzet, L. 1959. *Recherches sur les cestodes tétraphyllides des sélaciens des cotes de France*. Thèse. Université de Montpellier. Montpellier, France, 263 p.

Euzet, L. 1974. Essai sur la phylogénèse des cestodes à la lumière de faits nouveaux. Proceedings of the Third International Congress of Parasitology, Vol 1. *Facta Publications*, Vienna, Austria: 378-379.

Euzet, L.; Swiderski, Z. & Mokhtar-Maamouri, F. 1981. Ultrastructure comparée du spermatozoïde des cestodes. Relations avec la phylogénèse. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, **56**: 247-259.

Evans, D.W.; Irwin, S.W.B. & Fitzpatrick, S.M. 1997. Metacercarial encystment and in vivo cultivation of *Cercaria lebouri* Stunkard 1932 (Digenea: Notocotylidae) to adults identified as *Paramonostomum* Chabaudi Van Strydonck 1965. *International Journal for Parasitology*, **27** (11): 1299-1304.

Eydal, M.; Gunnlaugsdóttir, B. & Ólafsdóttir, D. 1996. Gulls (Laridae) in Iceland as final hosts for digenean trematodes. *Bulletin of the Scandinavian Society for Parasitology*, **6** (2): 120-121.

Fakae, B.B.; Umeorizu, J.M. & Orajaka, L.J.E. 1991. Gastrointestinal helminth infection of the domestic fowl (*Gallus gallus*) during the dry season in eastern Nigeria. *Journal of African Zoology*, **105** (6): 503-508.

Faria Duarte, M.J. de & Dórea, E.M.A. 1987. Ocorrência de *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) Stilles & Hassal, 1920, em pavao (*Pavo cristatus*) no Brasil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, **39** (3): 445-450.

Fasola, M.; Bogliani, G.; Saino, N. & Canova, L. 1989. Foraging, feeding and time-activity niches of eight species of breeding seabirds in the coastal wetlands of Adriatic Sea. *Boll. Zool.*, **56**: 61-72.

- Fatih, M.Y.; Ogbogu, V. C.; Njoku, C.O. & Saror, D.I. 1992. Observations of lesions associated with some gastrointestinal nematodes of chickens in Zaira, Nigeria. *Bulletin of Animal Health and Production in Africa*, **40** (1): 15-18.
- Fedynichi, A.M. & Pence, D.B. 1994. Helminth community structure and pattern in a migratory host (*Anas platyrhynchos*). *Canadian Journal of Zoology*, **72** (3): 496-505.
- Felsenstein, J. 1985. Confidence limits on phylogenies: An approach using the bootstrap. *Evolution*, **39**: 783-791.
- Feng, L. & Liao, X.H. 2000. Phylogenetic relationship of bothriocephalid tapeworm (Cestoda: Pseudorhynchidae) parasitic in grass carp and common carp in China. *Acta Zoologica Sinica*, **46** (4): 385-391.
- Fernandez, M.; Aznar, F.J.; Raga, J.A. & Latorre, A. 2000. The origin of *Lecithodesmus* (Digenea: Campulidae) based on ND3 gene comparison. *Journal of Parasitology*, **86** (4): 850-852.
- Fernandez, M.; Littwood, D.T.J.; Latorre, A.; Raga, J.A. & Roolinson, D. 1998. Phylogenetic relationships of the family campulidae (Trematoda) based on 18S rRNA sequences. *Parasitology*, **117** (4): 383-391.
- Ferris, V.R.; Krall, E; Faghihi, J. & Ferris, J.M. 1999. Phylogenetic relationships of *Globodera millefolii*, *G. artemisiae*, and *Cactodera salina* based on ITS region of ribosomal DNA. *Journal of Nematology*, **31** (4): 498-507.
- Filkovic, K.; Bosnjak, M. & Greguric, J. 1989. Endoparasite findings in carrier pigeons. *Veterinarski Glasnik*, **43** (12): 1193-1196.
- Fitch, D.H.A.; Bugaj, G.B. & Emmons, S.W. 1995. 18S Ribosomal RNA gene phylogeny for some Rhabditidae related to *Caenorhabditis*. *Molecular Biology and Evolution*, **12** (2): 346-358.
- Fix, A.S.; Waterhouse, C.; Greiner, E.C. & Stoskopf, M.K. 1988. *Plasmodium relictum* as a cause of avian malaria in wild caught magellanic penguins *Spheniscus magellanicus*. *Journal of Wildlife Diseases*, **24** (4): 610-619.
- Foronda, P., Del Castillo, A., Piñero, J. & Casanova, J.C. 2000. Helminths and virus infections of wild rabbit in Tenerife (Canary archipel). *VIII European Multicolloquium of Parasitology* Poznan, Poland. 10-14 Sept 2000.
- Fotedar, D.N. & Chishti, M.Z. 1974. Redescription of *Choanotaenia orioli* Joyeux et Baer, 1955 and *C. infundibulum* (Bloch, 1779) with a note on the synonymy of *C. dutti* Mukherjee, 1964. *Journal of Science, University of Kashmir*, **2** (1/2): 73-78.
- Foster, G.W.; Kinsella, J.M.; Price, R.D.; Mertins, J.W. & Forrester, D.J. 1996. Parasitic helminths and arthropods of greater shearwaters (*Puffinus gravis*) from Florida. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, **63** (1): 83-88.

- Freeman, R.S. 1973. Ontogeny of cestodes and its bearing on their phylogeny and systematics. *Advances in Parasitology*, **11**: 481-557.
- Freitas, T.J.F. 1959. Escobo de novo arranjo sistemático para os Nematódeos Capilariíneos (Trichuroidea). *Atlas Soc. Biol. Rio de Janeiro*, **3 (5)**: 4-6.
- Friend, M.; McLean, R.G. & Dein, F.J. 2001. Disease emergence in birds: Challenges for the twenty first century. *Auk*, **118 (2)**: 290-303.
- Frosio, G.D.; Sala, M.; Lanfranchi, P. & Galazzi, D. 2000. Elmintofauna intestinale in galliformi autoctoni delle alpi Orobie e relative implicazioni gestionali. En: *XXXVIII Convegno della Società Italiana di Patologia Aviaria 'Risposta immunitaria in funzione di età e tipo genetico' Forlì, Italy, 30 settembre - 1 ottobre 1999. Selezione Veterinaria*, **8/9**: 817-825.
- Fuhrmann, O. 1925. Sur le development et la reproduction asexuée des *Idiogenes otidis*. *Anales de Parasitologie*, **3**: 143-150.
- Fuhrmann, O. 1931. Dritte Klasse des Cladus Plathelminthes. Cestoidea. En: *Handbuch der Zoologie*. Zweiter Band. Walter de Gruyter and Co. Berlin, Germany: 141-416.
- Fuhrmann, O. 1932. *Lés ténias des osieaux*. Mémoires de l'Université de Neuchâtel **8**: 381.
- Gafurov, A.K. & Il'yasov, I.N. 1973. New data on the intermediate hosts of *Choanotaenia infundibilum* (Cestoda, Choanotaeniidae) in Tadzhikistan. *Doklady Akademii Nauk Tadzhikskoi SSR*, **16 (2)**: 74-75.
- Galkin, A.K. 1987. Origin of non-cyclophyllidean cestodes-parasites of gulls. *Trudy Zoologicheskogo Instituta, Akademiya Nauk SSSR (Sistematika, faunistika, morfologiya paraziticheskikh organizmov)*, **161**: 3-23.
- Galkin, A.K. 1996. Post larval development of the scolex of *Tetrabothrius erostris* (Cestoda: Tetrabothriidea) and the phylogenetic bases of this process. *Parazitologiya*, **30 (4)**: 315-323.
- Garcia, J.; Marti, M.E.; Thomas, F.J. & Carrera, E. 1986. Urban nesting of Yellow-legged gulls in Barcelona (Spain). En: MEDMARAVIS & Monbailliu, X. (eds.) *Mediterranean Marine Avifauna*. NATO ASI Serie G: Ecological Sciences, 12. Springer-Verlag, Berlin: 509-511.
- Garcia, V.M.; Leon, G.P.P.; Torre, P.; Cummings, M.P.; Sarma, S.S.S & Laclette, J.P. 2000. Phylogenetic relationships of acanthocephala based on analysis of 18S ribosomal RNA gene sequences. *Journal of Molecular Evolution*, **50 (6)**: 532-540.
- García del Escobal, J.A. 1960. Acuariosis de la paloma. *Avigán*, **8**: 42.
- Garey, J.R. & Campbell, T.G. 2000. Acanthocephelan and rotifer relationships revisited. *American Zoologist*, **40 (6)**: 1025.

- Geeraerts, J. & Berghen, P. 1965. Onderzoek op parasitaire besmettingen bij stadsduiven. *Vlaams diergeneesk. Tijdschr.*, **34** (3): 131-135.
- Georgi, L.L. & Abbott, A.G. 1998. Variation in ribosomal genes in *Meloidogyne arenaria*. *Fundamental and Applied Nematology*, **21** (6): 685-694.
- Georgiev, B. 1961. The epizootiology of ascariidiasis in poultry in the Plovdiv area. *Izvestiya na Tsentralniya Veterinaren Institut za Zarazni i Parazitni Bolesti. Sofia*, **1**: 433-444.
- Georgiev, B.B. & Korniyushin, V.V. 1994. Family Paruterinidae Fuhrmann, 1907 (sensu lato). En: Khalil, L.F., Jones, A. & Bray, R.A. (Ed.) *Keys to the cestode parasites of vertebrates*. Wallingford, U.K: CAB International: 559-584.
- Gerbod, D.; Edgcomb, V.P.; Noël, C.; Zenner, L.; Wintjens, R.; Delgado-Viscogliosi, P.; Holder, M.E.; Sogin, M.L. & Viscogliosi, E. 2001. Phylogenetic position of the trichomonad parasite of turkeys, *Histomonas meleagridis* (Smith) Tyzzer, inferred from small subunit rRNA sequence. *Journal of Eukariotic Microbiology*, **48** (4): 498-504.
- Getler, K. 1974. The status of parasitic fauna of poultry in Warsaw province. *Weterynaryjna*, **30** (1): 36-38.
- Ghafoor, A.; Iqbal, J. & Salim, M. 1989. Monthly fluctuations in population of earthworms in faisalabad Fakistan division. *Pakistan Veterinary Journal*, **9** (3): 138-140.
- Ghosh, J.D. & Singh, J. 1994. Acute ascariidiosis in chickens: A report. *Indian Veterinary Journal*, **71** (7): 717-719.
- Gibbs, B.J. 1962. The occurrence of the protozoan parasite *Histomonas meleagridis* in the adults and eggs of the cecal worm *Heterakis gallinae*. *Journal of Protozoology*, **9**: 288-293.
- Gibson, D.I.; Harris, E.A.; Bray, R.A.; Jepson, P.D.; Kuiken, T.; Baker, J.R. & Simpson, V.R. 1998. A survey of the helminth parasites of cetaceans stranded on the coast of England and Wales during the period 1990-1994. *Journal of Zoology London*, **244** (4): 563-574.
- Gicik, Y. 1998. *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) in a pigeon (*Columba livia*). *Veteriner Fakültesi Dergisi, Ankara Üniversitesi*, **44** (1): 93-95.
- Gijón-Botella, H.; Del Castillo-Remiro, J.A.; López-Román, R. 1989. Estudio al M.E.B. de *Raillietina (Raillietina) micracantha* Fuhrmann, 1908 parásito de *Columba livia domestica* capturadas en las Islas Canarias. *Revista Ibérica de Parasitología*, **49** (1): 37-40.
- Gijón-Botella, H. & López-Román, R. 1986a. *Transcoelum oculeum* (Kossack, 1911) Witenberg, 1923 (Cyclocoelidae, Cyclocoelinae Stossich, 1902) parásito de las fosas

nasales de *Fulica atra* L. capturadas en Granada, España. *Revista Ibérica de Parasitología*, **46** (2): 149-152.

Gijón-Botella, H. & López-Román, R. 1986b. Scanning Electronic Microscopy (SEM) study of *Mesophorodiplostomum priedi* and *Diplostomum spathaceum*. *VI Int. Cong. Parasitol.*, 25-29 ago., Brisbane: 138.

Gijón-Botella, H.; López-Román, R. & Valladares, B. 1982. Digenea parásitos de aves de la provincia de Granada y del Archipiélago de Canarias. *Tercera Reunión Anual de la Asociación de Parasitólogos Españoles*, Madrid. España.

Gijón-Botella, H.; López-Román, R. & Valladares, B. 1985. Aportación al catálogo de digenea de aves de las islas Canarias. *Revista Ibérica de Parasitología*, **45**: 263.

Gijón-Botella, H.; López-Román, R.; Valladares, B. & De Armas, F. 1981. Strigeidae parásitos de aves capturadas en las Islas Canarias. En: *Conferencia Mediterránea de Parasitología*. Granada, 29-30 de septiembre, 1-2 de octubre

Gitao, C.G. & Beborá, L.C. 1992. Histomoniasis in a peafowl (*Pavo cristatus*). *Indian Veterinary Journal*, **69** (10): 944-945.

Githkopoulos, P.R. 1984. *Capillaria phasianina* in pheasants (*Phasianus colchicus mongolicus*) and partridges (*Alectoris chukar*). *Hellenike Kteniatrike*, **27** (1): 8-13.

Githkopoulos, P.R. & Liakos, V.D. 1987. Parasites of the alimentary tract of pigeons in Greece. *Deltion tes Ellenikes Kteniatrikes Etaireias*, **38** (2): 79-83.

Githkopoulos, P.R.; Liakos, V.D.; Panagiotidou-Mamaloka, V. & Lekkas, S. 1983. Capillariasis of the crop and esophagus in quails (*Colinus virginianus*), partridges (*Alectoris chukar*) and pheasant (*Phasianus colchicus mongolicus*). *Hellenike Kteniatrike*, **260**: 287-299.

Goble, F.C. & Kutz, H.L. 1945. The genus *Dispharynx* (Nematoda: Acuariidae) in galliform and passeriform birds. *Journal of Parasitology*, **31** (5): 323-331.

Goldberg, S.R.; Bursey, C.R. & Tawil, R. 1993. Gastrointestinal helminths of five horned lizard species, *Phrynosoma* (Phrynosomatidae) from Arizona. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, **60** (2): 234-238.

González, E.; Díaz, V.; Yañez, L. & Torres, P. 1974. *Capillaria obsignata* (Madsen, 1945) (Nematode, Trichuroidea) en *Gallus gallus domesticus* de Chile. *Boletín Chileno de Parasitología*, **29** (1/2): 45-50.

González Acuña, D.A. 1997. *Examinations of the parasite fauna of the three most important hunted wild bird species in Ñuble (Chile)*. Thesis, Hannover, Chile.

Gouther, V. 1992. Habitat use in yellow-legged Gull (*Larus cachinnans michaelis*) coastal wetlands colonies of North-East Greece. *Avocetta*, **16**: 81-85.

- Govoni, S. & Maestrini, N. 1979. Considerazioni sulle forme morbose dell'avifauna allevata intensivamente a scopo venatoria, riscontrate presso l'Istituto di Patologia Aviaria di Bologna nel periodo 1..8.1976-31.8.1978. *Clinica Veterinaria*, **102** (4): 309-314.
- Grabda, B.; Borsuk, Z. & Mone, H. 1998. A phylogenetic analysis of trematodes of the genus *Echinoparyphim* and related genera based on sequencing of internal transcribed spacer region of rDNA. *Acta Parasitologica*, **43** (3): 116-121.
- Granovitch, A. & Johannesson, K. 2000a. Digeneans from intertidal molluscs of SW Iceland. *Systematic Parasitology*, **47** (2): 87-101.
- Granovitch, A. & Johannesson, K. 2000b. Digenetic trematodes in four species of *Littorina* from the west coast of Sweden. *Ophelia*, **53** (1): 55-56.
- Graubmann, D.H. & Grafner, G. 1967. Zur Pathogenität von *Tetrameres fissispina* (Diesing, 1861) und Histopathologie der Tetramerose. *Archival experimental of Veterinary Medicine*, **21** (3): 789-793.
- Graybill, H.W. 1921. Data on the development of *Heterakis papillosa* in the fowl. *Journal of Experimental Medicine*, **34**: 259-270.
- Graybill, H.W. 1924. *Capillaria columbae* (Rud.) from the chicken and turkey. *Journal of Parasitology*, **10**: 205-207.
- Graybill, H.W. & Smith, T. 1920. Production of fatal blackhead in turkeys by feeding embryonated eggs of *Heterakis papillosa*. *Journal of Experimental Medicine*, **31**: 647-655.
- Groschaft, J. & F. Tenora. 1981. Reorganisation of suborder Notocotylata (Trematoda). *Acta Scientiarum Naturalium Academiae Scientiarum Bohemoslovaca Brno* **15**: 1-46.
- Guberlet, J.E. 1924. Notes on the life history of *Ascaridia perspicillum* (Rud.). *Transactions of the American Microscopical Society*, **44**: 152-156.
- Guevara, D. & Galdón, V. 1960. Encuesta parasitológica sobre *Ascaridia galli* (Schrank) en *Gallus gallus* L. de la región granadina. *Revista Ibérica de Parasitología*, **20** (3): 411-423.
- Gumbrell, R.C. *Capillaria* in game birds. *Surveillance, New Zealand*, **13** (2): 24.
- Gupta, P.D. 1970. Fauna of Rajasthan, India. Part 8. Trematoda. *Rec. Zool. Surv. India*, **62** (3/4): 171-190.
- Gupta, N.K. & Acharya, A.K. 1971. Some ascarids of poultry from North Indian. *Research Bulletin of the Panjab University*, **21** (3/4): 379-391.

Gupta, N.K. & Acharya, A.K. 1971. Morphology of *Heterakis gallinae* (Gmelin,1790) Freebor, 1923 (Nematoda: Oxyuroidea). *Research Bulletin of the Panjab University*, **21 (3/4)**: 285-289.

Gupta, N.K. & Kapoor, M. 1984. On a cestode of poultry from Chandigarh. *Research Bulletin of the Panjab University*, **35 (3/4)**: 227- 228.

Gurchenko, R.N. 1970a. Development of *Ascaridia galli* in earthworms. *Veterinariya, Moscow*, **47**: 72-73.

Gurchenko, R.N. 1970b. The longevity of *Ascaridia galli* larvae in eathworms. *Byulleten Vsesoyuznogo Instituta Gel'mintologii im. K.I. Skrjabin*, **4**: 33-34.

Gutiérrez, P.N.; Martínez Gómez, F.; Navarrete, I. & Acosta, I. 1982. Parásitos de Corvidae (Aves: Passeriformes) en el Valle de los Pedroches (Córdoba). *Revista Ibérica de Parasitología*, **vol. Especial**: 95-100.

Gvozdev, E.V. 1956. Parasitic worms of *Alectoris graeca* Meisner, 1804 in south-eastern Kazakhstan. *Trudi Instituta Zoologii Akadeiya Nauk Kazakhskoi SSR.*, **5**: 61-76.

Hall, K.A.; Cribb, T.H. & Barker, S.C. 1999. V4 region of small subunit rDNA indicates polyphyly of the Fellodistomidae (Digenea) which is supported by morphology and life-cycle data. *Systematic Parasitology*, **43 (2)**: 81-92.

Harwood, P.D. 1939. Notes on Tennessee helminths. IV. North American trematodes of the subfamily Notocotylineae. *Journal of the Tennessee Academy of Science*, **14**: 332-340, 421-437.

Hasegawa, M.; Hashimoto, T.; Adachi, J.; Iwabe, N. & Miyata, T. 1993. Early branching in the evolution of eucaryotes: Ancient divergence of entamoeba that lacks mitochondria revealed by protein sequence data. *Journal of Molecular Evolution*, **36**: 380-388.

Hasegawa, M.; Kishino, H. & Yano, T. 1985. Dating the human-ape split by a molecular clock of mitochondrial DNA. *Journal of Molecular Evolution*, **22**: 160-174.

Hausdorf, B. 2000. Early evolution of the Bilateria. *Systematic Biology*, **49 (1)**: 130-142.

Hayat, C.S.; Maqbool, A.; Hayat, B.; Badar, N. & Ayub, S. 1999. Prevalence of various endoparasites of domestic pigeons. *Indian Veterinary Medical Journal*, **23 (1)**: 55-56.

Haziev, G.Z. & Khan, S.A. 1991. Helminths of guinea fowl (*Numida meleagris*) in Bashkir ASSR. *Veterinary Parasitology*, **38 (4)**: 349-353.

- Helfer, D.H. & Dickinson, E.O. 1976a. Parasitic encephalitis in pigeons. En: *Proceedings of 25th Western Poultry Diseases Conf. And 10th Poultry Health Symposium*, Davis (California, U.S.A.).
- Helfer, D.H. & Dickinson, E.O. 1976b. Parasitic encephalitis in pigeons. *Avian Diseases*, **20** (1): 209-210.
- Hemalatha, E.A.; Rahmans, S.A. & Jagannath, M.S. 1987. Helminthic infection in domestic fowls reared on deep litter and cage system. *Mysore Journal of Agricultural Sciences*, **21** (3): 338-341.
- Herd, R.P. & McNaug, D.J. 1975. Arrested development and the histiotropic phase of *Ascaridia galli* in the chicken. *International Journal for Parasitology*, **5**: 401-406.
- Hillis, D.M. & Dixon, M.T. 1991. Ribosomal DNA: Molecular evolution and phylogenetic inference. *Quarterly Review of Biology*, **66**: 411-453.
- Hinz, C. & Heiss, E.M. 1989. The activity patterns of Hubara Bustard: Aspects of a field study in the Canary Islands. *Bustard Studies*, **4**: 68-79.
- Hirani, N.D.; Patel, A.I.; Hasnani, J.J. & Prajapati, K.S. 1999. Prevalence of gastrointestinal parasitism in commercial poultry in Kheda district of Gujarat. *Cheiron*, **28** (6): 225-227.
- Hirose, H.; Yabu, T.; Hirono, I. & Aoki, T. 1998. The phylogeny of *Anguillicola crassus* and *A. globiceps* based on partial 18S ribosomal RNA sequences. *Journal of Fish Diseases*, **21** (4): 265-271.
- Hoberg, E.P. 1986. Evolution and historical biogeography of a parasite host assemblage: *Alcataenia* spp. (Cyclophyllidea: Dilepididae) in Alcidae (Charadriiformis). *Canadian Journal of Zoology*, **64**: 2576-2589.
- Hoberg, E.P. 1987. Recognition of larvae of the Tetrabothriidae (Eucestoda): implications for the origin of tapeworms in marine homeotherms. *Canadian Journal of Zoology*, **65** (4): 997-1000.
- Hoberg, E.P. 1989. Phylogenetic relationships among genera of the Tetrabothriidae Eucestoda. *Journal of Parasitology*, **75** (4): 617-626.
- Hoberg, E.P. 1994. Order Tetrabothriidea Baer, 1954. En: Khalil, L.F., Jones, A. & Bray, R.A. (Ed.) *Keys to the cestode parasites of vertebrates*. Wallingford, U.K: CAB International: 295-304.
- Hoberg, E.P. 1996. Faunal diversity among avian parasite assemblages: the interaction of history, ecology, and biogeography in marine systems. *Bulletin of the Scandinavian Society for Parasitology*, **6**: 65-89.
- Hoberg, E.P. 1997. Phylogeny and historical reconstruction: host parasite systems as keystones in biogeography and ecology. En: Reaka-Kudla, M.L., Wilson, D.E. &

Wilson, E.O. (Ed.) *Biodiversity II: Understanding and protecting our biological resources*. Washington: Joseph Henry Press, National Academy of Science: 243-261.

Hoberg, E.P.; Adams, A.M. & Rausch, R.L. 1991. Revision of the genus *Anophryocephalus* Baylis 1922 from pinnipeds in the holarctic with descriptions of *Anophryocephalus nunivakensis* new species and *Anophryocephalus eumetopii* new-species Tetrabothriidae and evaluation of records from the Phocidae. *Canadian Journal of Zoology*, **69** (6): 1653-1668.

Hoberg, E.; Jones, A. & Bray, R.A. 1999. Phylogenetic analysis among the families of the Cyclophyllidea (Eucestoda) based on comparative morphology, with new hypotheses for co-evolution in vertebrates. *Systematic Parasitology*, **42**: 51-73.

Hoberg, E.P.; Mariaux, J.; Justine, J.L.; Brooks, D.R. & Weekes, P.J. 1997. Phylogeny of the orders of the Eucestoda (Cercomeromorphae) based on comparative morphology: Historical perspectives and a new working hypothesis. *Journal of Parasitology*, **83**: 1128-1147.

Hoberg, E.P. & Ryan, P.G. 1989. Ecology of helminth parasitism in *Puffinus gravis* Procellariiformes on the breeding grounds at Gough Island South Atlantic Ocean. *Canadian Journal of Zoology*, **67** (1): 220-225.

Hoberg, E.P., Sims, D.E. & Odense, P.H. 1995. Comparative morphology of the scolices and microtriches among five species of *Tetrabothrius* (Eucestoda: Tetrabothriidae). *Journal of Parasitology*, **81** (3): 475-481.

Holcman, S.B. & Olagüe, G. 1989. Digenetic trematodes of the genus *Stephanoprora* Odhner, 1902 of birds of Uruguay with the description of two new species. *Acta Parasitologica Polonica*, **34** (4): 311-317.

Holmes, J.C. & Bethel, W.M. 1972. Modifications of intermediate host behaviors by parasites. *Zool. J. Linn. Soc.*, **51** (1 Suppl.): 123-149.

Hopkins, B.A.; Skeeles, J.K.; Houghten, G.E.; Slagle, D. & Gardner, K. 1990. A survey of infectious diseases in wild turkeys (*Meleagris gallopavo silvestris*) from Arkansas. *Journal of Wildlife Diseases*, **26** (4): 468-472.

Hospes, R. 1996. *Parasites of free living pheasants*. Thesis, Giesen, Germany. 132 pp.

Hoyo, J. del; Elliot, A. & Sargatal, J. 1994. Handbook of the birds of the world. *Llynx* Edicions. Barcelona.

Hudina, V. & Pavlovic, I. 1989. Finding of the nematod *Tetrameres fissispina* in carrier pigeons and its control. *Veterinarski Glasnik*, **0**: 1063-1066.

Hung, G.C.; Chilton, N.B.; Beveridge, I. & Gasser, R.B. 1999. Secondary structure model for the ITS-2 precursor rRNA of strongyloid nematodes of equids:

Implications for phylogenetic inference. *International Journal for Parasitology*, **29** (12): 1949-1964.

Hung, G.C.; Chilton, N.B.; Beveridge, I. & Gasser, R.B. 2000. A molecular systematic framework for equine strongyles based on ribosomal DNA sequence data. *International Journal for Parasitology*, **30** (1): 95-103.

Hurst, G.A.; Turner, L.W. & Tucker, F.S. 1979. Capillariasis in penned wild turkeys. *Journal of Wildlife Diseases*, **15** (3): 395-397.

Hwang, J.G.; Tolgay, N.; Shalkop, W.T. & Jaquette, D.S. 1961. Case report *Dispharynx nasuta* causing severe proventriculitis in pigeon. *Avian Diseases*, Ithaca, **5** (1): 60-65.

Hwang, J.C. & Wehr, E.E. 1962. Observations on the life history of *Ascaridia columbae*. *Journal of Parasitology*, **48** (2, sec.2): 40

Ibrahim, A.I.; Hassann, H.H.; Aly, S.E.M & Abdel Aal, A.A. 1995. A study on some parasitic affections in domestic pigeons in Ismailia province. *Assiut Veterinary Medical Journal*, **34** (67): 153-161.

Ikeme, M.M. 1970. Retarded metamorphosis in larvae of *Ascaridia galli* following repeated challenge of poultry with infective eggs. *Veterinary Record*, **87**: 725-726.

Illescas-Gómez, P. 1977. *Helminos parásitos de las aves de la provincia de Granada*. Tesis Doctoral. Granada, 210 pp.

Illescas-Gómez, M.P. 1981. *Idiogenes otidis* Krabbe, 1868; parásito intestinal de *Otis tarda* L. *Revista Ibérica de Parasitología*, **41**: 475.

Illescas-Gómez, M.P. 1981. *Schistometra conoides* (Bloch, 1782), Skrjabin, 1914, parásito intestinal de *Otis tarda* L. *Revista Ibérica de Parasitología*, **41** (2): 163-174.

Illescas-Gómez, M.P.; Rodríguez Osorio, M. & Aranda Maza, F. 1994. Parasitacion of falconiform, strigiform and passeriform (Corvidae) birds by helminths in Spain. *Research and Reviews in Parasitology*, **53** (3-4): 129-135.

Illescas-Gómez, P. & Gómez García, V. 1987. A propósito de un nuevo hallazgo de *Raillietina* (*Paroniella*) *bolivari* López-Neyra, 1929 (Davaineidae) en la perdiz roja (*Alectoris rufa* L.) en España. *Revista Ibérica de Parasitología*, **47** (1): 53-55.

Il'yasov, I.N. 1971. *Heterakis gallinae* in chickens in Tadzhikistan. *Doklady Akademii Nauk Tadzhikskoi SSR*, **14** (7): 71-73.

Il' yasov, I.N. 1975. The biology of cestodes of chickens. In *Problemy Parazitologii. Materialy VIII nauchnoi konferensii parazitologov UKSSR. Chast' 1*: 194-195.

Inglis, W.G. & Coles, J.W. 1963. Miscellanea nematodologica III. *Capillaria kabatai* nov. sp. *Z. Parasitenkd.*, **22**: 518-520.

Institut National des Recherches Veterinaires, Belgium, 1984-85. *Parasitologie*. Rapport d'activité: 187-195.

Ishkulov, D.G. 2001. On the taxonomic status of the trematode larvae of the genus *Himasthla* (Trematoda: Echinostomatidae) from the intertidal whelk *Littorina saxatilis* living in Kandalaksha Bay of the white Sea. *Parazitologiya*, **35 (1)**: 81-85.

Iskova, N.I. 1967. *Philophthalmus stugii* n.sp. (Trematoidea, Philophthalmidae) from *Fulica atra* L. *Dopov. Akad. Nauk ukr. RSR, Ser. B.*, **2**: 164-166.

Ishkulov, D.G. & Kuklin, V.V. 1998. *Himasthla* fauna in East Murman. *Parazitologiya* **32 (1)**: 84-94.

Iskova, N.I. & Smogorzhevskaya, L.A. 1969. Helminth fauna of *Fulica atra* from the shores of the Black Sea. *Problemy Parazitologii*, **1**: 112-114.

Itagaki, S. 1927. On the life history of the chicken nematode, *Ascaridia perspicillum*. *Proceedings of the World's Poultry congress (Ottawa, Canada)*: 339-344.

Itagaki, S. 1930. The nature of the parasitic nodules in the caecal wall of fowls and the development of *Heterakis vesicularis*. *Report of the Proceedings of the World's Poultry Congress (London, England)*: 517-520.

Iwagami, M.; Ho, L.Y.; Su, K.; Lai, P.F.; Fukushima, M.; Nakano, M.; Blair, D.; Kawashima, K. & Agatsuma, T. 2000. Molecular phylogeographic studies on *Paragonimus westermani* in Asia. *Journal of Helminthology*, **74 (4)**: 315-322.

Iwahori, H.; Tsuda, K.; Kanzaki, N.; Izui, K. & Futai, K. 1998. PCR-RFLP and sequencing analysis of ribosomal DNA of *Bursaphelenchus* nematodes related to pine wilt disease. *Fundamental and Applied Nematology*, **21 (6)**: 655-666.

Jacob, P.D.; Varghese, C.G.; Georgekutty, P.T. & Peter, C.T. 1970. A preliminary study on the role of grasshoppers (*Oedaleus abruptus* and *Spathosternum parasiniferum*) in the transmission of *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923 in poultry. *Kerala Journal of Veterinary Science*, **1**: 65-70.

James, B.L. 1968. The occurrence of larval digenea in ten species of intertidal prosobranch molluscs in Cardigan Bay. *Journal of Natural History*, **2**: 329-343.

James, B.L. 1971. Host selection and ecology of marine digenean larvae. *European Marine Biology Symposium*, **4**: 179-196.

Jan, A.H.; Nisar, M. & Zahid, M. 2001. Intestinal infections in domestic birds (pigeon, chicken, and sparrow) of district Swabi (N.W.F.P) Pakistan. *Scientific Khyber*, **14 (1)**: 85-88.

Jansen, J. & Pandey, V.S. 1989. Observations on helminth parasites of domestic fowls in Zimbabwe. *Zimbabwe Veterinary Journal*, **20 (1)**: 15-17.

- Jarecka, L. 1975. Ontogeny and evolution of cestodes. *Acta Parasitologica Polonica*, **23**: 93-114.
- Jehan, M. 1974. On some spirurid nematodes. *Indian Journal of Helminthology*, **24** (1): 94-124.
- Jha, G.J. 1977. A note on *Capillaria obsignata* (Madsen, 1945) in the naturally infected Jacobin pigeon. *Indian Journal Veterinary of Pathology*, **2**: 42.
- Johal, M & Bala, M. 1986. Comparative incidence of external and internal parasites in two common varieties of *Gallus domesticus*. *Indian Zoologist* **7** (1/2): 173-175.
- Johri, G.N. 1960. Studies on some cestode parasites. IV. On four new species including a new genus belonging to the family Hymenolepididae. *Proceedings of the National Academy of Sciences, India. Section B*, **30** (3): 192-202.
- Johri, G.N. 1960. Studies on some cestode parasites. V. Two new species of cestodes belonging to the family Hymenolepididae Fuhrmann, 1907. *Journal of Parasitology*, **46** (2): 251-255.
- Jones, H.I. 1988. Notes on the parasites in penguins (Spheniscidae) and petrels (Procellariidae) in the Antarctic and Sub-antarctic. *Journal Wildlife Diseases*, **24**: 166-167.
- Jones, A.; Bailey, T.A.; Nicholls, P.K.; Samour, J.H. & Naldo, J. 1996a. Cestode and acanthocephalan infections in captive bustards: new host and location records, with data on pathology, control, and preventive medicine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, **27** (2): 201-208.
- Jones, A.; Bailey, T.A.; Nothelfer, H.B.; Gibbons, L.M.; Samour, J.H.; Al-BowardI, M. & Osborne, P. 1996b. Parasites of wild houbara bustards in the United Arab Emirates. *Journal of Helminthology*, **70** (1): 21-25.
- Jones, A. & Bray, R.A. 1994. Family Davaineidae Braun, 1900. En: Khalil, L.F., Jones, A. & Bray, R.A. (Ed.) *Keys to the cestode parasites of vertebrates*. Wallingford, U.K: CAB International: 407-441.
- Jones, A.; Bray, R.A. & Khalil, L.F. 1994. Order Cyclophyllidea van Beneden in Braun, 1900. En: Khalil, L.F., Jones, A. & Bray, R.A. (Ed.) *Keys to the cestode parasites of vertebrates*. Wallingford, U.K: CAB International: 305-307.
- Jones, N.D.; Brooks, D.R. & Harris, R.L. 1980. *Macaca mulatta*-a new host for *Choanotaenia* cestodes. *Laboratory Animal Science*, **30** (3): 575-577.
- Jones, M.F. & Horsfall, M.W. 1935. Ants as intermediate hosts for two species of *Raillietina* parasitic in chickens. *Journal of Parasitology*, **21**: 442-443.
- Jousson, O.; Bartoli, P. & Pawlowski, J. 1998. Molecular phylogeny of Mesometridae (Trematoda, Digenea) with its relation to morphological changes in parasites. *Parasite*, **5** (4): 365-369.

Jovelin, R. & Justine, J.L. 2001. Phylogenetic relationships within the polyopisthocotylean monogeneans (Platyhelminthes) inferred from partial 28S rDNA sequences. *International Journal for Parasitology*, **31** (4): 393-401.

Joyeux, C. & Baer, J.G. 1936. Cestodes. En: *Faune de la France*. Paul Lechevalier et Fils. Paris. 613 pp.

Joyeux, C. & Baer, J.G. 1961. Classe des Cestodes (Cestoidea, Rudolphi). En: *Traité de Zoologie. Anatomie, Systématique, Biologie*. Grasse P.P., edit. Masson et Cie Edit., Paris, **4** (1): 345-560.

Joyeux, C.; Baer, J.G. & Gendre, E. 1928. Recherches sur les helminthes de l'Afrique Occidentale Française. *Bulletin de la Societe de pathologie exotique*. Monographie II, 1-117.

Jurasek, V.; Tokrev, V.I. & Ovies Díaz, D. 1977a. Cycle of *Heterakis gallinae* infection in domestic in domestic fowl in Cuba in 1970/71. *Folia Veterinaria*, **18** (3/4): 713-731.

Jurasek, V.; Tokrev, V.I. & Ovies Díaz, D. 1977b. Cycle of *Choanotaenia infundibulum* infection in domestic fowl in Cuba in 1970/71. *Folia Veterinaria*, **18** (3/4): 779-795.

Justine, J.L. 1991. Phylogeny of parasitic platyhelminthes: A critical study of synapomorphies proposed on the basis of the ultrastructure of spermiogenesis and spermatozoa. *Canadian Journal of Zoology*, **69**: 1421-1440.

Kabilov, T. 1969. Biology of *Choanotaenia infundibulum* infecting Galliformes in Uzbekistan. *All-Union Conference (7th) on the natural focal occurrence of diseases and general problems in animal parasitology, Alma-Ata. 1969. General Helminthology*: 38-39.

Kagei, N.; Suzuki, H. & Ooba, T. 1971. Two cases of *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923 in hen's eggs. *Bulletin of the Institute of Public Health, Tokyo*, **20** (2): 128-130.

Kamburov, P. 1966. *Fulica atra* and *Crex crex* as hosts of *Leucochloridium turanicum* Solovev, 1912. *Izvestiya na Tsentralniya Khelminologiy, Sofia*, **11**: 161-162.

Kaplan, D.T.; Thomas, W.K.; Frisse, L.M.; Sarah, J.L.; Stanton, J.M.; Speijer, P.R.; Marin, D.H. & Opperman, C.H. 2000. Phylogenetic analysis of geographically diverse *Radopholus similis* via rDNA sequence reveals a monomorphic motif. *Journal of Nematology*, **32** (2): 134-142.

Kasparsona, Z.V.; Lesin'sh, K.P. & Zarinya, R.K. 1982. Quantitative analysis of distribution of *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinae* and *Capillaria obsignata* in chickens on poultry farms in the Latvian SSR. En: *Aktual'nye problemy parazitologii v Pribaltike*. Vilnius, USSR: 135-136.

- Katayama, T.; Nishioka, M. & Yamamoto, M. 1996. Phylogenetic relationships among turbellarian orders inferred from 18S rDNA sequences. *Zoological Science (Tokyo)*, **13**: 747-756.
- Keddie, E.M.; Higazi, T. & Unnasch, T.R. 1998. The mitochondrial genome of *Onchocerca volvulus*: Sequence, structure and phylogenetic analysis. *Molecular and Biochemical Parasitology*, **95** (1): 111-127.
- Kedra, A.H.; Swiderski, Z.; Tkach, V.V.; Dubinsky, P.; Pawlowski, Z.; Stefaniak, J. & Pawlowski, J. 1999. Genetic analysis of *Echinococcus granulosus* from humans and pigs in Poland, Slovakia and Ukraine. A multicenter study. *Acta Parasitologica*, **44** (4): 248-254.
- Kendall, S.B. 1959. The occurrence of *Histomonas meleagridis* in *Heterakis gallinae*. *Parasitology*, **49**: 169-172.
- Kennedy, C.R. & Bakke, T.A. 1989. Diversity patterns in helminth communities in common gulls, *Larus canus*. *Parasitology*, **98** (3): 439-445.
- Kerr, K.B. 1955. Age of chickens and the rate of maturation of *Ascaridia galli*. *Journal of Parasitology*, **41**: 233-235.
- Khalifa, R. 1976. Studies on Schistosomatidae looss, 1899 (Trematoda) of aquatic birds of Poland. III. Notes on the morphology and life cycle of *Dendritobilharzia pulverulenta* (Braun, 1901). *Acta Parasitologica Polonica*, **24** (1/10): 1-9.
- Khalil, L.F.; Jones, A. & Bray, R.A. 1994. *Keys to the cestodes parasites of vertebrates*. CAB International. Wallingford, U.K., 751 pp.
- Khan, R.W.; Khan, M.M. & Khan, S.A. 1994. Prevalence and gross pathology of helminth infection in domestic fowls of Hyderabad District. *Proceedings of Parasitology*, **17**: 4-7.
- Khaziev, G.Z. 1972. The role of earthworms in the epizootiology of *Ascaridia* and *Heterakis* of chickens and guinea fowl. *Trudi Bashkirskogo Sel'skokhozyaistvennogo Instituta*, **17**: 97-112.
- Khoury, S.R. & Pande, B.P. 1970. Observations on post-embryonic development in relation to tissue-phase of *Ascaridia galli* in laboratory-raised chicks. *Indian Journal of Animal Science*, **40**: 61-72.
- Kikuchi, S. 1976. Scanning electron microscopy of nematodes of mammals and birds. *Ascaridia columbae*. *Journal of Veterinary Medicine*, **660**: 419-422.
- Kikuchi, S. & Oshima, T. 1977. Morphological studies of *Ascaridia columbae* by scanning electron microscope. *Japanese Journal Parasitology*, **26** (1 Suppl.): 9.

Kimura, M. 1980. A simple method for estimating evolutionary rate of base substitution through comparative studies of nucleotide sequences. *Journal of Molecular Evolution*, **16**: 111-120.

Kinsella, J.M. 1973. Helminth parasites of the American coot, *Fulica americana americana*, on its winter range in Florida. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, **40** (2): 240-242.

Kinsella, J.M. & Forrester, D.J. 1999. Parasitic helminths of the common loon, *Gavia immer*, on its wintering grounds in Florida. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, **66** (1): 1-6.

Kiselene, V. 1976. The developmental cycle of *Echinostoma chloropodis* Zeder, 1800 (Trematoda: Echinostomatidae). En: *Parazitologicheskie issledovaiya v Pribaltike*. Riga, USSR; Izdatel'stvo "ZINATNE": 153-154.

Kiselene, V. 1978. Biological features of the trematode *Echinostoma chloropodis* (Zeder, 1800) (Echinostomatidae). *Acta Parasitologica Lituanica (Biologicheskie osobennosti parazitov)*, **16**: 63-70.

Koie, M. 1999. Metazoan parasites of flounder *Platichthys flesus* (L.) along a transect from the southwestern to the northeastern Baltic Sea. *ICES Journal of Marine Science*, **56** (2): 157-163.

Kojima, S.; Hashimoto, T.; Hasegawa, M.; Murata, S.; Ohta, S.; Seki, H. & Okada, N. 1993. Close phylogenetic relationship between Vestimentifera (tube worms) and Annelida revealed by the amino acid sequence of elongation factor-1-alpha. *Journal of Molecular Evolution*, **37** (1): 66-70.

Kopschitz, M.M. 1976. Incidence of infection diseases in feral pigeons in Vienna. *Wiener Tierarzliche Monatsschrift*, **63** (19): 304-306.

Köroglu, E. & Tasan, E. 1996. Distribution of helminths in quails (*Coturnix coturnix*) and partridges (*Alectoris graeca*) in the Elazig and Tunceli areas. *Türk Veterinerlik ve Hayvancilik Dergisi*, **20** (4): 241-249.

Kostadinova, A. 1996. Morphological variability of *Brachylecithum microtesticulatum* (Digenea: Dicrocoeliidae) in the Black Sea region. *Folia Parasitologica*, **43** (1): 47-51.

Kostadinova, A.K. 1997. Trematodes of birds of the family Laridae from the Bulgarian Black Sea coast. *Acta Zoologica Bulgarica*, **49**: 78-85.

Král'ová, I.; Van de Peer, Y.; Jirku, M.; Van Ranst, M.; Schloz, T. & Likes, J. 1997. Phylogenetic analysis of a fish tapeworm, *Proteocephalus exiguus*, based on the small subunit rRNA gene. *Molecular and Biochemical Parasitology*, **84**: 263-266.

Kublitskene, O. & Shloikas, A. 1993. Micromorphological changes in the intestine of birds infected with nematodes from the family Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936. *Biologija*, **1**: 89-90.

- Kuc, T. 1938. New Trematodes from Chinese Birds. *Peking Nat. Hist. Bull.*, V, **13** (2): 129-136.
- Kuczynska, E.; Ziomko, I. & Cencek, T. 1994. Intestinal roundworm infections in broilers and hens. *Medycyna Weterynaryjna*, **50** (1): 30-31.
- Kugi, G. 1992. *Raillietina* (*Raillietina*) beppuensis sp. n. from a pigeon, *Columba livia domestica*. *Japanese Journal of Parasitology*, **41** (2): 105-107.
- Kugi, G. 1992. Two new species of *Raillietina* (Cestoda: Davaineidae) from Columbiformes of Beppu City, Japan. *Japanese Journal of Parasitology*, **41** (4): 322-326.
- Kuklin, V.V. 2000. The comparative ecological analysis of the helminthofauna of seabirds of Novaya Zemlya and East Murman (East Barrents Sea). *Doklady Akademii Nauk*, **371** (1): 139-141.
- Kulachkova, V. G. 1954. Trudi Problemnikh Trematisheskikh Soveshchani Akad. Nauk SSSR, **4**: 118-122.
- Kulisic, Z. 1988. Endoparasite fauna of pigeons (*Columba livia*) as detected in the city of Belgrade. *Acta Veterinaria*, **38** (1): 37-42.
- Kulisic, Z. 1989a. Parasite fauna of pigeons (*Columba livia*) in the Belgrade area. *Vetrinarski Glasnik*, **43** (10): 847-852.
- Kulisic, Z. 1989b. Parasitological infection among pigeons *Columba livia* of different ages in the area of Belgrade Yugoslavia. *Acta Veterinaria Belgrade*, **39** (2-3): 155-162.
- Kulisic, Z.; Pavlovic, I. & Milutinovic, M. 1996. Contribution to knowledge of parasitofauna of pigeons in Belgrade from 1990-1994. *Veterinarski Glasnik*, **50** (9-10): 785-790.
- Kulisic, Z.; Shigin, A.A.; Lepojev, O. & Brglez, J. 1992. Trematodes of the genus *Diplostomum* (Nordmann, 1832) in gulls (*Larus ridibundus* L.) in the Belgrade area. *Acta Veterinaria (Beograd)*, **42** (2-3): 161-165.
- Kumar, S.; Tamura, K.; Jakobsen, I.B. & Nei, M. 2001. MEGA2: Molecular Evolutionary Genetic Analysis software. Bioinformatics (submitted).
- Kumari, R. & Thakur, S. 1999a. Survey of gastrointestinal nematodes among *Gallus gallus domesticus*. *Journal of Ecobiology*, **11** (3): 219-224.
- Kumari, R. & Thakur, S. 1999b. Infection pattern of nematode *Ascaridia galli* in *Gallus gallus domesticus*. *Journal of Ecobiology*, **11** (4): 277-283.
- Kurkure, N.V.; Kolte, S.W.; Ganorkar, A.G. & Bhandarkar, A.G. 1998. *Raillietina cesticillus* in pigeon (*Columba livia*). *Indian Veterinary Journal*, **75** (9): 835-836.

Labriola, J.B. & Suriano, D.M. 2000. *Wardium paucispinosum* n. sp. (Eucestoda: Hymenolepididae), parasite of *Larus maculipennis* (Aves: Laridae) in Mar del Plata, Argentina; with comments on *Wardium semiductilis* (Szidat, 1964) comb. n. *Folia Parasitologica Ceske Budejovice*, **47** (3): 205-210.

Labriola, J.B. & Suriano, D.M. 2001. Community structure of parasitic helminths of birds of the genus *Larus* from Mar del Plata, Argentina. *Vie et Milieu*, **51** (1-2): 67-76.

Lafuente, M.; Roca, V. & Carbonell, E. 1995. Primeros datos acerca de la fauna parásita de la gaviota de audouin en las Islas Chafarinas (Mediterráneo Occidental). *IV Congreso Ibérico de Parasitología*. Santiago de Compostela, España.

Lafuente, M.; Roca, V. & Carbonell, E. 1998. Trematodes of Audouin's gull, *Larus audouinii* (Aves, Laridae), from Chafarinas Islands (W Mediterranean). *Miscellanea Zoologica Barcelona*, **21** (2): 105-112.

Lafuente, M.; Roca, V. & Carbonell, E. 1999. Cestodes and Nematodes of Audouin's Gull, *Larus audouinii* Payraudeau, 1826 (Aves, Laridae) in Chafarinas Islands (Southwest Mediterranean). *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural Sección Biológica*, **95** (3-4): 13-20.

Lafuente, M.; Roca, V. & Carbonell, E. 2000. Description of *Acanthotrema armata* n. sp. (Trematoda: Heterophyidae) from *Larus audouinii* (Aves: Laridae), with an amended diagnosis of the genus *Acanthotrema* Travassos, 1928. *Systematic Parasitology*, **45** (2): 131-134.

Le-Thanh, H.; Blair, D. & McManus, D.P. 2000. Mitochondrial genomes of human helminths and their use as markers in population genetics and phylogeny. *Acta Tropica*, **77** (3): 243-256.

Led, J.E. & Brandetti, E. 1970. Presencia de *Capillaria burasata* (Freita y Almeidas, 1934) en *Gallus gallus*. *Revista de Medicina Veterinaria*, **51** (2): 139-140.

Led, J.E.; Brandetti, E. & Panettieri, G.H. 1970. Determinación del ciclo biológico de *Capillaria burasata*. *Analecta Veterinaria*, **2** (1/3): 57-60.

Lee, D.L. 1969. The structure and development of *Histomonas meleagridis* (Mastigamoebidae: Protozoa) in the female reproductive tract of its intermediate host, *Heterakis gallinarum*. *Parasitology*, **59**: 877-884.

Lee, D.L. 1971. The structure and development of *Histomonas meleagridis* in the male reproductive tract of its intermediate host, *Heterakis gallinarum* (Nematoda). *Parasitology*, **63**: 439-445.

Lee, M.M.; Tso, H. & Ku, C.T. 1973. Three eucotylids (family Eucotylidae) from birds in Bai-Yang-Dien Lake, Hopeh province, China. *Acta Zoologica Sinica*, **19** (3): 267-271.

Leitao da Silva, J.L. 1963. *Parásitos dos animais domésticos em Portugal metropolitano*. Inst. Alta Cult. Fundacao Galouste-Gulbekian. Lisboa.

Leitao da Silva, J.L.; Oliveira Rodrigues, H. & Varela, M.C. 1969. Subsidio para o estudo da fauna helmintológica da galinha doméstica (*Gallus gallus* L.) em Portugal metropolitano. *Anais da Escola Sup. Med. Vet.*, **11**: 73-91

Leka, A. 1985. Parasites of poultry in Albania. *Zooteknike e Veterinare*, **3**: 85-87.

León, D.D. & Soldevila, M. 1978. *Capillaria annulata* and *Heterakis gallinarum* infections in guinea fowl in Puerto Rico- a case report. *Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico*, **62 (4)**: 428-430.

Leon, R.V.; Brooks, D.R. & Perez, G. 1999. Differentiation of Mexican species of *Haematoloechus* Looss, 1899 (Digenea: Plagiorchiformes): Molecular and morphological evidence. *Journal of Parasitology*, **85 (5)**: 935-946.

Lepojev, O.; Kulisic, Z.; Aleksic, N. & Dimitrijevic, S. 1990. Nematodes of gulls (*Larus ridibundus* L.) in the Belgrade area Yugoslavia. *Acta Veterinaria (Beograd)*, **40 (2-3)**: 159-161.

Leuckart, R. 1876. Die menschlichen Parasiten und die von ihnen herruhrenden Krankheiten. Leipzig Vol. 2,3: 513-882.

Levine, P.P. 1938. Infection of the chicken with *Capillaria columbae* (Rud.). *Journal of Parasitology*, **24**: 45-52.

Li Shu Rong; Luo FuCheng & Li YinLu. 1998. Parasitics worms of *Chrysolophus amherstiae*. *Chinese Journal of Zoology*, **33 (1)**: 5-8.

Lindquist, W.D. 1963. Early infections of *Ascaridia columbae* and *Capillaria obsignata* in squabs. *Journal of Parasitology*, **49 (2)**: 208.

Little, R.M.; Earlé, R.A.; Crowe, T.M. & Huchzermeyer, F.W. 1993. Mortality caused by histomoniasis in young greywing francolin. *South African Journal of Wildlife Research*, **23 (2)**: 57-58.

Littlewood, D.T.J.; Olson, P.D.; Telford, M.J.; Herniou, E.A & Riutort, M. 2001. Elongation factor 1-alpha sequences alone do not assist in resolving the position of the Acoela within the Metazoa. *Molecular Biology and Evolution*, **18 (3)**: 437-442.

Littlewood, D.T.J.; Rohde, K. & Clough, K.A. 1998. The phylogenetic position of *Udonella* (Platyhelminthes). *International Journal for Parasitology*, **28 (8)**: 1241-1250.

Littlewood, D.T.J.; Rohde, K. & Clough, K.A. 1999. The interrelationships of all major groups of Platyhelminthes: Phylogenetic evidence from morphology and molecules. *Biological Journal of the Linnean Society*, **66 (1)**: 75-114.

- Liu, J.; Berry, R.E. & Moldenke, A.F. 1997. Phylogenetic relationships of entomopathogenic nematodes (Heterorhabditidae and Steinernematidae) inferred from partial 18S rRNA gene sequences. *Journal of Invertebrate Pathology*, **69** (3): 246-252.
- Liu, D.W.; Kato, H. & Sugane, K. 1997. The nucleotide sequence and predicted secondary structure of small subunit (18S) ribosomal RNA from *Spirometra erinaceieuropaei*. *Gene*, **184**: 221-227.
- Loennberg, E. 1897. Beitrage zur Phylogenie der Pltyhelminthen. *Centralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten*, **21**: 674-684; 725-731.
- Lomakin, V.V. & Romashov, B.V. 1987. Morphological taxonomic analysis and phylogenetic relationships in nematodes of the family Capillariidae Railliet, 1915. *Trudy Gel'mintologicheskoi Laboratorii*, **35**: 87-95.
- López Neyra, C.R. 1931. *Revisión del género Davainea*. Memoria de la Real Academia de las Ciencias Exactas, Física y Naturales, Madrid.
- López Neyra, C. R. 1941. Especies nuevas o insuficientemente conocidas correspondientes al género *Hymenolepis* Weinland (s.l.). *Revista Ibérica de Parasitología*, **1**(2): 2-159-169.
- López Neyra, C.R. 1944. Compendio de Helminología Ibérica (Cont.) *Revista Ibérica de Parasitología*, **4**: 75, 138, 209 y 403.
- López Neyra, C.R. 1946. Compendio de Helminología Ibérica. *Revista Ibérica de Parasitología*, **6**: 346.
- López Neyra, C.R. 1947a. *Helmintos de los vertebrados ibéricos*. Imprenta Urania, Granada.
- López Neyra, C.R. 1947b. *Los Capillarinae*. Memoria de la Real Academia de las Ciencias Exactas, Física y Naturales, Madrid.
- López Román, R.; Gijón Botella, H. & De Armas, F. 1982. Algunos Cyclocoelidae de Aves. *Tercera Reunión Anual de la Asociación de Parasitólogos Españoles*, Madrid. España.
- Lorenzo, J.A. & González, J. 1993. Las aves de El Médano (Tenerife, Islas Canarias). *Asociación Tinerfeña de Amigos de la Naturaleza*. Santa Cruz de Tenerife.
- Louzis, C.; Ledoujet, C.; Thiebaud, M.; Laroche, M.; Capafons, M.; Paniaga, E. & Barre, N. 1988. The pathology of small game in its natural habitat an evaluation of the work carried out by the Central Veterinary Research Laboratories between 1972 and 1984. *Recueil de Medecine Veterinaire de l'Ecole d'Alfort*, **164** (11): 919-928.
- Lumb, S.M.; Bray, A. & Rollinson, D. 1993. Partial small subunit (18S) rRNA gene sequences from fish parasites of the families Lepocreadiidae and Fellodistomidae

- (Digenea) and their use in phylogenetic analyses. *Systematic Parasitology*, **26**: 141-149.
- Lund, E.E. 1957. Growth and development of *Heterakis gallinae* in turkeys and chickens infected with *Histomonas meleagridis*. *Journal of Parasitology*, **43**: 297-301.
- Lund, E.E. 1960. Factors influencing the survival of *Heterakis* and *Histomonas* on soil. *Journal of Parasitology*, **46**: 38.
- Lund, E.E. 1966. The significance of earthworm transmission of *Heterakis* and *Histomonas*. *Proceeding of the First International. Congress of Parasitology, Rome, 1964*, **1**: 371-372.
- Lund, E.E. 1968. Acquisition and liberation of *Histomonas wenrichi* by *Heterakis gallinarum*. *Experimental Parasitology*, **22**: 62-67.
- Lund, E.E. 1974. The reproductive potential of *Heterakis gallinarum* in various species of galliform birds; implications for survival of *H. gallinarum* and *Histomonas meleagridis* in recent times. *International Journal for Parasitology*, **4**: 455-461.
- Lund, E.E. & Chute, A.M. 1973. Two consecutive transfers of *Heterakis gallinarum*: effect on caecal worm and on histomonads. *Journal of Helminthology*, **47**: 141-153.
- Lund, E.E.; Chute, A.M. & Wilkins, G.C. 1975. The wild turkey as a host for *Heterakis gallinarum* and *Histomonas meleagridis*. *Journal of Wildlife Diseases*, **11** (3): 376- 381.
- Lund, E.E.; Wehr, E.E. & Ellis, D.J. 1966. Earthworm transmission of *Heterakis* and *Histomonas* to turkeys and chickens. *Journal of Parasitology*, **52**: 899-902.
- Luzhkov, A.D. 1973. The epizootiology of *Tetrameres* infection in domestic ducks. *Sbornik Nauchnykh Trudov Vsesoyuznyi Nauchno-Issledovatel'skii Institut po Bolezniam Ptits*, **9** (2): 242-245.
- Macchioni, G. & Marconcini, A. 1982. Indagini sulla recettività dei volatili all'infestazione sperimentale con *Ascaridia compar* (Schränk, 1970). *Atti della Società Italiana delle Scienze Veterinarie*, **36**:670-672.
- Macko, J.K. 1964. On the Cestode Fauna of Laridae from migration roads in Slovakia (CSSR). *Helminthologia*, **5** (1-4): 53-71.
- Macko, J.K. 1968. O niektorých morfológických zvláštnostiach a abnormalitách pri druhoch rodu *Diorchis* Clerc, 1903 (Cestoda) z hostiteľa *Fulica atra*. *Biológia, Bratisl.*, **23** (2): 148-153.
- Machado, R.Z.; Costa, J.O.; Kasai, J.N. & Costa A.J. 1980. Helminthos parasitos de *Gallus gallus domesticus* (L.) do município de Jaboticabal, Sao Paulo. *Archivos da Escola de Veterinaria da Universidade Federal de Minas Gerais*, **32** (2): 241-243.

Madsen, H. 1926. The so-called tissue phase in nematodes. *Journal of Helminthology*, **36**: 143-148.

Madsen, H. 1945. The species of *Capillaria* (Nematoda: Trichinelloidea) parasitic in the digestive tract of Danish gallinaceous and anatine game birds with a revised list of species of *Capillaria* in birds. *Danish Review Game Biology*, **1**: 1-112.

Madsen, H. 1951. Notes on the species of *Capillaria* Zeder, 1800 known from gallinaceous birds. *Journal of Parasitology*, **37** (3): 257-265.

Madsen, H. 1952. A study on the nematodes of Danish gallinaceous game-birds. *Danish Review Game Biology*, **2** (1): 1-126.

Madsen, H. 1962a. On the interaction between *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli*, "Black head" and the chicken. *Journal of Helminthology*, **36**: 107-142.

Madsen, H. 1962b. The so-called tissue phase in nematodes. *Journal of Helminthology*, **36**: 143-148.

Magalhaes P, R.; Júlio V, J.; Noronha, D. & Fabio, S.P. de. 1993. New records for the nematodes *Ascaridia columbae* (Gmelin) Travassos, *Acuaria mayori* Lent, Freitas & Proença and *Aproctella stoddardi* Cram in Brazilian birds, with redescription of the species. *Revista Brasileira de Zoologia*, **8** (1-4): 1-6.

Mahmoud, S.S. & Mohammad, M.K. 1989. Helminth parasite of *Fulica atra* L. Aves Rallidae in Baghdad area Iraq. *Bulletin of the Iraq Natural History Museum*, **8** (2): 131-146.

Majumdar, G. 1975. New records of nematodes from Indian birds. *Vestnik Ceske Spolec. Zoologického*, **39** (2): 120-125.

Maksimova, A.P. 1988. A new cestode *Wardium gvozdevi* new species Cestoda Hymenolepididae and its biology. *Folia Parasitologica Ceske Budejovice*, **35** (3): 217-222.

Malhotra, S.K.; Kapoor, V.N.; Bhalya, A. & Seth, A. 1982. Influence of sex and weight of poultry on *Heterakis gallinae* infection in a sub humid region. *Bulletin of Pure and Applied Sciences*, **1**: 133-139.

Malkinson, M.; Machany, S.; Aronovici, A.; Davidov, K. & Weisman, Y. Mixed infection. 1987. *Veterinary Record*, **120** (9): 461-462.

Mani, G.G. 1988. First report of *Galactosomum ussuriense* Oshmarin, 1963 Trematoda Heterophyidae from the shore birds of Visakhapatnam India. *Journal of Helminthology*, **62** (3): 233-234.

Mani, G.G. & Madhavi, R. 1988. First report of *Galactosomum ussuriense* Oshmarin, 1963 Trematoda Heterophyidae from the shore birds of Visakhapatnam India. *Journal of Helminthology*, **62** (3): 233-234.

- Maqbool, A.; Ahmad, M. & Raza, A. 1998. Prevalence of helminth parasites of poultry under different management conditions. *Journal of the Faculty of Veterinary Medicine, University of Theran*, **53** (1/2): 102-103.
- Marcogliese, D.J.; Dumont, P.; Gendron, A.D.; Mailhot, Y.; Bergeron, E. & McLaughlin, J.D. 2001. Spatial and temporal variation in abundance of *Diplostomum* spp. in walleye (*Stizostedion vitreum*) and white suckers (*Catostomus commersoni*) from the St. Lawrence River. *Canadian Journal of Zoology*, **79** (3): 355-369.
- Marcogliese, D.J.; Compagana, S.; Bergeron, E. & McLaughlin, J.D. 2001. Population biology of eyeflukes in fish from a large fluvial ecosystem: The importance of gulls and habitat characteristics. *Canadian Journal of Zoology*, **79** (6): 1102-1113.
- Mariaux, J. 1996. Cestode systematics: Any progress?. *International Journal for Parasitology*, **26**: 231-243.
- Mariaux, J. 1998. A molecular phylogeny of the Eucestode. *Journal of Parasitology*, **84**: 114-124.
- Markov, G.E. 1976. A study of helminths of animals in the southeast of the USSR (1971-1975). Mat. *Nauchnoi Konferetsii Vsesoyuznogo Obshchestva Gel'mintologov (Teoreticheskie i priladnye problemy gel'mintologii)*, **28**: 90-95.
- Martín, A. 1987. *Atlas de las aves nidificantes en la isla de Tenerife*. Instituto de Estudios Canarios. Monografía 32. 275 pp.
- Martín, A. & Lorenzo, J.A. 1997. Presents status of the Canarian Houbara Bustard (*Chlamydotis undulata fuerteventurae*). Houbara News. *Newsletter of the IUCN/SSC Houbara Specialist Group*, **2**: 6-7.
- Martín, A. & Lorenzo, J.A. 2001. *Aves del Archipiélago Canario*. Francisco Lemus Ed. La Laguna. 787 pp.
- Martín, A.; Nogales, M.; Hernández, M.A.; Lorenzo, J.A.; Medina, F.M. & Rando, J.C. 1996. Status, conservation and habitat selection of the Houbara Bustard *Chlamydotis undulata fuerteventurae* on Lanzarote (Canary Islands). *Bird Conserv. Int.* **6**: 229-239.
- Martínez Gómez, F.; Hernández Rodríguez, S.; Calero Carretero, R. & Becerra Martell, C. 1974. Contribución al conocimiento de los zooparásitos en la provincia de Córdoba. III Nematodos. *III Reunión Nacional de Centros de Investigación Ganadera C.S.I.C., Córdoba*.
- Martínez-Moreno, F.J.; Martínez-Moreno, A.; Becerra-Martell; C. & Martínez-Cruz, M.S. 1989. Parasitofauna of pigeon *Columba livia* in the province of Cordoba Spain. *Revista Ibérica de Parasitología*, **49** (4): 279-282.

Martorelli, S.R. 1981. *Dendritobilharzia rionegrensis* nov. sp. (Digenea Schistosomatidae). Parasita de las venas mesentericas de *Fulica rufifrons* (Aves Rallidae). *Neotropica*, **27 (78)**: 171-177.

Masala, S.; Garippa, G. & Leoni, A. 1986. Indagine conoscitiva sull'elmintofauna della pernice sarda (*Alectoris barbara*). *Parasitologia*, **28 (2-3)**: 282-283.

Mas-Coma, S.; Galán-Puchades, M.T.; Fuentes, M.V.; Valero, M.M. & Jiménez, A.M. 1987. Sobre la composición cuantitativa de las parasitofaunas insulares: Posible efecto regulador de las especies parásitas sobre las poblaciones de sus hospedadores. En Sans-Coma, Mas-Coma & Gosálbez (Ed.) *Mamíferos y Helmintos*. Vol. Homenaje al Prof. Dr. Herman Kahamann en su 81 aniversario. Barcelona: Ketres, 217-251.

Matta, S.C. & Ahluwalia, S.S. 1980. Studies on effect of *Ascaridia galli* infection on growth rates of chicks. *Indian Journal of Poultry Sciences*, **15 (1)**: 1-4.

Matevosian, E.M. 1953. Revision of cestode dilepid system. En: Petrov, A.M. (Ed.) *Contribution to helminthology to commem-orate the 75th birthdaay of K.I. Skrjabin*. Moskva: Izdatel'stvo Nuka. (English Translation, 1966. Israel Program for Scientific Translations, Jerusalem: 395-400).

Matskási, I. 1974. Trematodes of birds in Hungary. III. *Parasitologia Hungarica*, **7**: 91-97.

Matsumoto, K. & Asakawa, M. 2001. Report on the internal parasites of Black-tailed gulls, *Larus crassirostris* (Charadriiformes: Laridae), collected on Rishiri I. In Hokkaido, Japan. *Rishiri Studies*, **20**: 9-18.

Mayaudon Tarbes, H. & Cedeño, H. 1967/1968. Contribución al estudio de la fauna parasitaria de las aves en Venezuela. II. Con la descripción de cuatro nuevas especies para Venezuela. *Revista de Medicina Veterinaria y Parasitología, Maracay, Venezuela*, **22 (1/8)**: 39-50.

Mayaudon Tarbes, H. & Montoya, F. 1969/1970. Contribución al estudio de la fauna parasitaria de las aves en Venezuela. III. Señalando seis nuevas especies para Venezuela. *Revista de Medicina Veterinaria y Parasitología, Maracay, Venezuela*, **23 (1/8)**: 227-230.

Mbise, A.N.; Nyange, J.F.C. & Aletia, G. 1985. *Dispharynx nasuta* in domestic fowl, (*Gallus gallus domesticus*): a case of report from Arusha, Tanzania. *Bulletin of Animal Health and Production in Africa*, **33 (1)**: 25-27.

McCarthy, H.O.; Fitzpatrick, S. & Irwin, S.W.B. 2000. A transmissible trematode affects the direction and rhythm of movement in a marine gastropod. *Animal Behaviour*, **59 (6)**: 1161-1166.

McDonnell, A.; Love, S.; Tait, A.; Lichtenfels, J.R. & Matthews, J.B. 2000. Phylogenetic analysis of partial mitochondrial cytochrome oxidase c subunit I and large ribosomal RNA sequences and nuclear internal transcribed spacer I sequences

from species of Cyathostominae and Strongylinae (Nematoda, Order Strongylida), parasites of the horse. *Parasitology*, **121** (6): 649-659.

McLaughlin, J.D. 1976. Experimental studies on the life cycle of *Cyclocoelum mutabile* (Zeder) (Trematoda: Cyclocoelidae). *Journal of Zoology*, **54** (1): 48-54.

McLaughlin, J.D. 1980. Parenteral infections of coots, *Fulica americana* (Gm.), with *Cyclocoelum mutabile* (Zeder, 1800) and *Cyclocoelum oculeum* (Kossack, 1911) (Cyclocoelidae). *Canadian Journal of Zoology*, **58** (1): 71-74.

McLaughlin, J.D. 1983. Growth and development of *Cyclocoelum mutabile* (Cyclocoelidae) in coots, *Fulica americana* (Gm.). *Journal of Parasitology*, **69** (3): 617-620.

McLaughlin, J.D. 1986. Helminths of the red- knobbed coot (*Fulica cristata*) from Barberspan, Republic of South Africa. *Journal of Wildlife Diseases*, **22** (4): 577-579.

McLaughlin, J.D. 1986. The biology of *Cyclocoelum mutabile* (Trematoda) infections in American coots. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, **53** (2): 177-181.

Meade-Waldo, E.G.B. 1893. List of the birds observed in the Canary Islands. *Ibis*, **6** (5):185-207.

Meggitt, F.T. 1927. Report on a collectic of cestodes mainly from Egipt. I. Family Anoplocephalidae, Davaineidae. *Parasitology*, **19**: 314-327.

Meléndez, R.D. & Lindquist, W.D. 1979. Experimental life cycle of *Ascaridia columbae* in intravenously infected pigeons *Columba livia*. *Journal of Parasitology*, **65** (1): 85-88.

Méndez, V.; García, N.W. & Soto, M. 1998. Proventriculitis parasitarias por *Dispharynx nasuta* y *Tropisurus confusus* en palomas (*Columba livia domestica*). *Revista Cubana de Ciencia Avícola*, **22** (1): 49-51.

Menezes, R.C.; MattosJunior, D.G. de & Tortelly, R. 2001. Frequência e patologia das infeccoes causadas por nematóides e cestóides em galinhas-d'angola (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) criadas extensivamente no estado do Rio de Janeiro. *Revista Brasileira de Ciencia Veterinária*, **8** (1): 35-39.

Mercer, E.H. & Birbeck, M.S.C. 1979. *Manual de microscopia electrónica para biólogos*. Blackwell Scientific Publications, Madrid, 134 pp.

Merzaakhmedov, I.A. 1985. Development biology of the principal cestodes of domestic chickens in southern Kazakhztan. *Gel'minty zhivotnykh v ekosystemakh Kazakhstana*: 164-168.

Methling, W.; Heinecke, A. & Kersten, A. 1994. Development of infectious pressure by intestinal parasites in alternative voletage housing system for laying

hens. In *Proceedings of the 8th International Congress on Animal Hygiene, St. Paul, Minnesota, USA, 12-16 September 1994*.

Mhaisen, F.T.; Khamees, N.R. & Al Sayab, A.A. 1990. Flat worms plathyhelminthes of two species of gull *Larus ichthyaetus* and *Larus canus* from Basrah Iraq. *Zoology in the Middle East*, **4**: 113-116.

Michalek, J. 1985. First record of *Syncuaria decorata* (Cram, 1927) in *Fulica atra*. *Folia Parasitologica*, **32 (2)**: 138.

Miquel, J. & Marchand, B. 1998. Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Anoplocephaloides dentata* (Cestoda, Cyclophyllidea, Anoplocephalidae), an intestinal parasite of Arvicolidae rodents. *Journal of Parasitology*, **84**: 1128-1136.

Miquelis, A.; Martin, J.F.; Carson, E.W.; Brun, G. & Gilles, A. 2000. Performance of 18S rDNA helix E23 for phylogenetic relationships within and between the Rotifera-Acanthocephala clades. *Comptes Rendus de l'Academie des Sciences Serie III Sciences de la Vie*, **323 (10)**: 925-941.

Mir, A.S.; Shahardar, R.A.; Pandit, B.A. & Ahmed, M.A. 1996. Occurrence of histomoniasis (enterohepatitis) in hen reared partridge (*Gracia electoris* [sic *Alectoris graeca*]) in Kashmir. *Indian Veterinary Journal*, **73 (1)**: 98-99.

Mollaret, I.; Jamieson, G.M. & Justine, J.L. 2000. Phylogeny of the Monopisthocotylea and Polyopisthocotylea (Platyhelminthes) inferred from 28S rDNA sequences. *International Journal for Parasitology*, **30 (2)**: 171-185.

Mollaret, I.; Lim, L.H.S. & Justine, J. L. 2000. Phylogenetic position of the monogeneans *Sundanonchus*, *Thaparocleidus*, and *Cichlidogyrus* inferred from 28S rDNA sequences. *International Journal for Parasitology*, **30 (5)**: 659-662.

Moore, J.; Freehling, M.; Crawford, J. & Cole, P. 1988. *Dispharynx nasuta* (Nematoda) in California quail (*Callipepla californica*) in western Oregon. *Journal of Wildlife Diseases*, **24 (3)**: 564-567.

Moore, J.; Freehling, M.; Platenberg, R.; Measures, L. & Crawford, L.J.A. 1989. Helminths of California quail *Callipepla californica* and mountain quail *Oreortyx pictus* in Western Oregon USA. *Journal of Wildlife Diseases*, **25 (3)**: 422-424

Moore, J. & Simberloff, D. 1990. Gastrointestinal helminth communities of bobwhite quail. *Ecology Washington D.C.*, **71 (1)**: 344-359.

Moravec, F. 1982. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. *Folia Parasitologica*, **29**: 119-132.

Moravec, F. & Barus, V. 1991. Systematic status of *Thominx platyrrhinorum* Barus, 1961. Nematoda Capillariidae. *Folia Parasitologica Ceske Budejovice*, **38 (2)**: 155-162.

- Moravec, F.; Prokopic, J. & Shlikas, A.V. 1987. The biology of nematodes of the family Capillaridae Neveu-Lemaire, 1936. *Folia Parasitologica*, **34** (1): 39-56.
- Morehouse, N.F. 1944. Life cycle of *Capillaria caudinflata*, a nematode parasite of the commoc fowl. *Iowa State College Journal of Science*, **18**: 217-253.
- Moretti, A.; Fioretti, D.P.; Tacconi, G. & Nobilini, N. 1992. Diffusione delle parassitosi in allevamenti semi- intensivi di selvaggina da penna in Umbria. *Obiettivi e Documenti Veterinari*, **13** (12): 53-55.
- Morgan, A.T. & Blair, D. 1998. Trematode and monogenean rRNA ITS2 secondary structures support a four-domain model. *Journal of Molecular Evolution*, **47** (4): 406-419.
- Mosgovoi, A.A. 1968. Ascaridiata of animals and man and the diseases caused by them. En: Skrjabin, K.I. (Ed.) Vol II. Part 1. *Essentials of Nematodology*. Moskva, 390 pp.
- Movsesyan, S.O. 1968. *Idiogenes skrjabini* n. sp. and *Raillietina (Raillietina) gvosdevi* n.sp. (Cestoidea: Idiogenidae and Davaineidae). *Parazitologiya*, **2**(5): 454-464.
- Movsesyan, S.O. 1970. Reorganization of the cestode system of the suborder Davaineata Skryabin, 1940. *Trudy Vsesoyuznogo Instituta Gel'mintologii imeni K.I. Skryabina*, **16**: 171-175.
- Movsesyan, S.O. 1971. Revision of the genus *Idiogenes* Krabbe, 1867 (cestoidea: Idiogenidae Mola, 1929). En: Yarnikh, A.M. (ed.) *Collected papers on helminthology presented to Academician K.I. Skryabin on his 90th Anniversary*. Moscow: Izdatel'stvo "Kolos": 227-247.
- Movsesyan, S.O. 1972. Study of cestodes of the family Idiogenidae (Mola, 1929) Skryabin, 1940. *Materialy Nauchnykh Issledovani Chlenov Vsesoyuznogo Obshchestva Gel'mintologov*, **24**: 122-131.
- Movsesyan, S.O. & Pkhrikian, L.V. 1994. Reciprocal infection of quails and hens with the nematodes *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) and *Heterakis gallinae* (Gmelin, 1790): Single and mixed infections. *Parazitologia Hungarica*, **27** (0): 83-85.
- Mozgovoi, A.A. Ascaridiata of Animals and Man and the Diseases Caused by Them. En: *Essentials of Nematodolgy*. Ed. K.I. Skrjabin Vol.II. Part I, Jerusalén.
- Mpoame, M. & Agbede, G. 1995. The gastrointestinal helminth infections of domestic fowl in Dschang, Westw Cameroon. *Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, **48** (2): 147-151.
- Mukaratirwa, S.; Hove, T.; Esmann, J.B.; Hoj, C.J.; Permin, A. & Nansen, P. 2001. A survey of parasitic nematode infections of chickens in rural Zimbabwe. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, **68** (3): 183-186.

- Muraleedharan, K.; Ziauddin, K.S. & Seshadri, S.J. 1988. Some observations on coccidial infection of common peafowl (*Pavo cristatus*). *Mysore Journal of Agricultural Sciences*, **22 (3)**: 363-365.
- Muraveva, S.I. 1969. Tetrabothriids of procellariiform birds in the Antarctic. *Materialy Nuachnykh Konferentsii Vsesoyuznogo Obshchestva Gel'mintologov*, **Part I**: 170-178.
- Mushi, E.Z.; Binta, M.G.; Chabo, R.G.; Ndebele, R. & Panzirah, R. 2000a. Helminth parasites of domestic pigeons (*Columbia livia domestica*) in Sebele, Gaborone, Botswana. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, **67 (1)**: 75-76.
- Mushi, E.Z.; Binta, M.G.; Chabo, R.G.; Ndebele, R. & Panzirah, R. 2000b. Parasites of domestic pigeons (*Columba livia domestica*) in Sebele, Gaborone, Botswana. *Journal of the South African Veterinary Association*, **71 (4)**: 249-250.
- Mushi, E.Z.; Binta, M.G.; Chabo, R.G.; Ndebele, R. & Thibanyane, T. 2000c. Helminth parasites of indigenous chickens in Oodi, Kgatleng District, Botswana. *Journal of the South African Veterinary Association*, **71 (4)**: 247-248.
- Mutafova, T. 1976. Some data on the biology of *Heterakis gallinae* (Schrank, 1788). *Khel'mintologiya, Sofia*, **1**: 69-77.
- Nadler, S.A. 1992. Phylogeny of some ascaridoid nematodes inferred from comparison of 18s and 28s rRNA sequences. *Molecular Biology and Evolution*, **9 (5)**: 932-944.
- Nadler, S.A. 1995. Advantages and disadvantages of molecular phylogenetics: A case study of ascaridoid nematodes. *Journal of Nematology*, **27**: 423-432.
- Nadler, S.A.; D'Amelio, S.; Fagerholm, H.P.; Berland, B. & Paggi, L. 2000. Phylogenetic relationships among species of *Contraecaecum* Railliet & Henry, 1912 and *Phocasaris* Host, 1932 (Nematoda: Ascaridoidea) based on nuclear rDNA sequence data. *Parasitology*, **121 (4)**: 455-463.
- Nadler, S.A.; Hoberg, E.P.; Hudspeth, D.S.S. & Rickard, L.G. 2000. Relationships of *Nematodirus* species and *Nematodirus battus* isolates (Nematoda: Trichostrongyloidea) based on nuclear ribosomal DNA sequences. *Journal of Parasitology*, **86 (3)**: 588-601.
- Nadler, S.A. & Hudspeth, D.S.S. 1998. Ribosomal DNA and phylogeny of the Ascaridoidea (Nematoda: Secernentea): Implications for morphological evolution and classification. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **10 (2)**: 221-236.
- Nadler, S.A. & Hudspeth, D.S.S. 2000. Phylogeny of the ascaridoidea (Nematoda: Ascaridida) based on three genes and morphology: Hypotheses of structural and sequence evolution. *Journal of Parasitology*, **86 (2)**: 380-393.
- Naem, S. 2000. Prevalence rate of intestinal parasitic nematodes of domestic fowls in Urmia, Iran. *Journal of Nematology*, **32 (4)**: 448-449.

Naidu, T.S.V. 1981. Studies on some species of nematode parasites of birds from Nagpur, India. *Rivista di Parassitologia*, **42** (2): 277-287.

Nakamura, S. & Asakawa, M. 2001. New records of parasitic nematodes from five species of the order Anseriformes in Hokkaido, Japan. *Japanese Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, **6** (1): 27-33.

Neefs, J.M.; Van de Peer, Y.; De Rijk, P.; Chapelle, S. & De Wachter, R. 1993. Compilation of small ribosomal subunit RNA structures. *Nucleic Acids Research*, **21**: 3025-3049.

Nekrasov, A.V.; Pronin, N.M.; Sanzhieva, S.D. & Timoshenko, T.M. 1988. Final host range of *Diphyllobothrium dendriticum* (Nitzsch, 1824) and the distribution of the imago hemopopulation in the Lake Baikal basin. *Meditinskaya Parazitologiya i Parazitarnye Bolezni*, **6**: 69-71.

Nesterov, V.I. 1973. Seasonal and age dynamics of *Ascaridia* and *Heterakis* infections of chicken at the State poultry farm "Alginskii" of the Aktyubin region, Kazakh SSR. *Trudy Kazakhskogo Nauchno-Issledovatel'skogo Veterinarnogo Instituta*, **15**: 389- 391.

Newton, L.A.; Chilton, N.B.; Beveridge, I. & Gasser, R.B. 1998. Systematic relationships of some members of the genera *Oesophagostomum* and *Chabertia* (Nematoda: Chabertiidae) based on ribosomal DNA sequence data. *International Journal for Parasitology*, **28** (11): 1781-1789.

Nickel, E.A. 1953. Ein Beitrag zur Biologie und Pathogenität des Geflügelhaarwurms *Capillaria caudinflata* (Molin, 1858). *Breimer und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*, **66**: 245-248.

Niewiadomska, K.; Zdzitowiecki, K. & Ostrowski de Nuñez, M. 1989. Redescription of *Diplostomum minutum* Szidat, 1964 (Digenea, Diplostomidae). *Acta Parasitologica Polonica*, **34** (3): 267-271.

Nikogosyan, M.A. & Movsesyan, S.O. 1981. The taxonomic position of some species of cestodes from the genus *Diorchis* Clerc, 1903 (Cestoidea: Hymenolepididae). *Biologicheskii Zhurnal Armenii*, **34** (1): 35-45.

Nimi, D. 1937. Studies on blackhead. II. Mode of infection. *Journal of the Japanese Society of Veterinary Science*, **16**: 23-26.

Norton, R.A.; Clark, F.D. & Beasley, J.N. 1999. An outbreak of histomoniasis in turkeys infected with a moderate level of *Ascaridia dissimilis* but no *Heterakis gallinarum*. *Avian Diseases*, **43** (2): 342-346.

Norton, R.A.; Ricke, S.C; Beasley, J.N.; Skeeles, J.K. & Clark, F.D. 1996. A survey of sixty turkey flocks exhibiting hepatic foci taken at time of processing. *Avian Diseases*, **40** (2): 466-472.

Odening, K. 1966. Physidae und Planorbidae als Wirte in den Lebenszyklen einheimischer Notocotylidae (Trematoda: Paramphistomida). *Z. ParasitKde*, **27 (3)**: 210-239.

Odening, K. 1982. Cestodes from flying birds of the South Shetlands (Antarctica) and the Falkland Islands (Malvinas). *Angewandte Parasitologie*, **23 (4)**: 202-223.

Okaeme, A.N. 1989. Mortality in helminth infected guineafowl *Numida meleagris galeata*, Pallas keets following ivermectin treatment. *Journal of Animal Production Research*, **9 (1-2)**: 53-60.

Okamoto, M.; Bessho, Y.; Kamiya, M.; Kurosawa, T. & Horii, T. 1995. Phylogenetic relationships within *Taenia taeniaeformis* variants and other taeniid cestodes inferred from the nucleotide sequence of the cytochrome c oxidase subunit I gene. *Parasitology-Research*, **81 (6)**: 451-458.

Okulewicz, A. & Kozak, B. 1987. Nematoda of Corvidae in Lower Silesia. *Wiadomosci Parazytologiczne*, **33 (2)**: 199-207.

Okulewicz, A. & Zlotorycka, J. 1985. Connections between *Ascaridia galli* and the bacterial flora in the intestine of hens. *Angewandte Parasitologie*, **26 (3)**: 151-155.

Oliveira, P.R. de; Mundim, M.J.S.; Cabral, D.D.; Almeida Ribeiro, S.C. de & Rosa, G.N. 2000. Levantamento da fauna parasitáira das pombas domesticas (*Columba livia domestica*) de Uberlandia, MG, Brasil. *Veterinária Notícias*, **6 (2)**: 53-56.

Olson, P.D. & Caira, J.N. 1999. Evolution of the major lineages of tapeworms (Platyhelminthes: Cestoidea) inferred from 18S ribosomal DNA and elongation factor-1alpha. *Journal of Parasitology*, **85 (6)**: 1134-1159.

Olson, P.D.; Ruhnke, T.R.; Sanney, J. & Hudson, T. 1999. Evidence for host-specific clades of tetraphyllidean tapeworms (Platyhelminthes: Eucestoda) revealed by analysis of 18S ssrDNA. *International Journal for Parasitology*, **29 (9)**: 1465-1476.

Olszewska, G.M. 1975. Topospecificity of three cestode species of the genus *Diorchis* (Clerc, 1903) parasitizing *Fulica atra* (L). *Acta Parasitologica Polonica*, **23 (26/40)**: 329-338.

Olteanu, G.; Lungu, V. & Popescu, S. 1968. New species of trematodes in the wild birds of the Danube Delta. *Helminthologia*, **8-9**: 437-456.

Opisov, A.N. 1957. The ability of *Heterakis gallinarum* eggs to survive in cold conditions. *Trudi Moskovskoi Veterinarnoi Akademii*, **19**: 350-355.

Opisov, A.N. 1958. Epizootiology of *Heterakis* in chickens. *Trudi Moskovskoi Veterinarnoi Akademii*, **27**: 196-218.

Oro, D.; Bosch, M. & Ruiz, X. 1995. Effects of trawling moratorium on the breeding success of the yellow-legged Gull *Larus cachinnans*. *Ibis*, **137**: 547-549.

- Ortiz de Rott, M.I.; Santa Cruz, A.M. & Resoagli, E.H. 1997. Acuariosis en *Numida meleagris* (Aves: Numididae). *Boletín Chileno de Parasitología*, **52 (3/4)**: 70-72.
- Osche, G. 1955. Ban, entwicklung und systematische bedeutung der cordons der Acuariidae (Nematoda) amb beispiel von *Stammerinema soricis* (Tiner, 1951) gen. nov. *Z. Parasitenkd.*, **17**: 73-92.
- Otify, Y.Z. 1989. Tapeworms of quails *Coturnix coturnix* in Egypt. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology*, **19 (1)**: 81-84.
- Oyeka, C.A. 1989. Prevalence of intestinal helminths in poultry farms in Anambra State, Nigeria. *Bulletin of Animal Health and Production in Africa*, **37 (3)**: 217-220.
- Padhi, B.C.; Mishra, S.C.; Panda, D.N. & Rao, A.T. 1987. Pathology of helminthiasis in deshi fowls. II. Nematode infection. *Indian Journal of Animal Health*, **26 (1)**:1-4.
- Palm, V. 1965. Ein Beitrag zur Helminthenfauna des Blesshuhns (*Fulica atra* L.) aus dem Raum von Potsdam. *Acta Parasitologica Polonica*, **13 (39/46)**: 425-444.
- Panigraphy, B.; Grimes, J.E.; Glass, S.E.; Naqi, S.A. & Hall, C.F. 1982. Diseases of pigeons and doves in Texas-clinical findings and recommendations for control. *Journal of American Veterinary Medicine Assay*, **181 (4)**: 384-386.
- Panin, V. Ya & Romanenko, L.G. 1978. The development cycle of *Corrigia corrigia* (Braun, 1901) (Trematoda: Dicrocoeliidae). In *Zhiznennye tsikly, ékologiya i morfologiya gel'mintov zhivotnykh Kazakhstana*. Alma-Ata, USSR; Nauka: 32-41.
- Patel, P.V.; Patel, A.I.; Sahu, R.K. & Raju, V. 2000. Prevalence of gastrointestinal parasites in captive birds of Gujarat zoos. *Zoos' Print*, **15 (7)**: 295-296.
- Pavlovic, I. 1991. Nesic-d parasitic fauna of poultry industry in the Republic of Serbia in 1989. *Veterinarski Glasnik*, **45 (3-4)**: 245-247.
- Pavlovic, I. 2001. Ascaridiosis in pheasant. *Zivinarstvo*, **36 (3/4)**: 74-75.
- Pavlovic, I.; Ivetic, V.; Kulisic, Z.; Valter, D.& Nesic-D. 1996. Importance of helminths for health problems of pheasants in artificial breeding conditions. *Veterinarski Glasnik*, **50 (3-4)**: 209-213.
- Pence, D.B. & Bickel, S. 1977. Helminths of wild turkeys in West texas. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, **44 (1)**: 104-105.
- Pence, D.B.; Young, V.E. & Guthery, F.S. 1980. Helminths of the ring-necked pheasant *Phasianus colchicus* (Gmelin) (Phasianidae), from the Texas Panhandle. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, **47 (1)**: 144-147.
- Pennicot, T.W. 1997. Ataxia in pheasants. *Veterinary Record*, **140 (12)**: 320.

Permin, A.; Bisgaard, M.; Frandsen, F.; Pearman, M.; Kold, J. & Nansen, P. 1999. Prevalence of gastrointestinal helminths in different poultry production systems. *British Poultry Science*, **40** (4): 439-443.

Permin, A.; Bojesen, M.; Nansen, P.; Bisgaard, M.; Frandsen, F. & Pearman M. 1997a. *Ascaridia galli* populations in chickens following single infections with different dose levels. *Parasitology Research*, **83** (6): 614-617.

Permin, A.; Magwisha, H; Kassuku, A.A.; Nansen, P.; Bisgaard, M.; Frandsen, F. & Gibbons, L. 1997. A cross-sectional study of helminths in rural scavenging poultry in Tanzania in relation to season and climate. *Journal of Helminthology*, **71** (3): 233-240.

Permin, A.; Nansen, P.; Bisgaard, M.; Frandsen, F. & Pearman, M. 1998. Studies on *Ascaridia galli* in chickens kept at different stocking rates. *Avian-Pathology*, **27** (4) 382-389.

Perrucci, S.; Marconcini, A.; Mani, P. & Macchioni, G. 1997. *Brachylaemus fuscatus*: un trematode parassita intestinale della pernice rossa (*Alectoris rufa*). *Selezione Veterinaria* (8/9): 833-836.

Peterson, M.J. 1996. The endangered Attwater's prairie chicken and an analysis of prairie grouse helminthic endoparasitism. *Ecography*, **19** (4): 424-431.

Peterson, M.J.; Purvis, J.R.; Lichtenfels, J.R.; Craig, T.M.; Silvy, N. & Jr. Dronenand, N.J. 1998. Serologic and parasitologic survey of the endangered Attwater's prairie chicken. *Journal of Wildlife Diseases*, **34** (1): 137-144.

Petricovic, S. & Dimitrijevic, S. 1997. Ascariidosis- importance and methods of prevention. *Veterinarski Glasnik*, **51** (11/12): 619- 624.

Petrova, K. 1978. Study of the helminth fauna of wild birds of Thrace. III. Cestodes. *Khelminтологиya, Sofia*, **5**: 69-78.

Pijuan Jiménez, M., 1949. Acuariosis. *Bolletín of Zootecnia*, **5**: 41.

Pisanu, B. & Bain, O. *Aonchotheca musimon* n. sp. (Nematoda: Capillarinae) from the mouflon *Ovis musimon* in the sub-Antartic Kerguelen archipelago, with comments on the relationships with *A. bilobata* (Bhalerao, 1933) Moravec, 1982 and other species of the genus. *Systematic Parasitology*, **43**: 17-24.

Pizarro, M.; Villegas, P.; Rodríguez, A.; González, M. & Flores, J.M. 2000. *Capillaria contorta* parasitism in red-legged partridge under farm conditions in Spain: histopathology of the upper digestive system. *World's Poultry Science Journal*, **56** (2): 159-166.

Pojmanska, T. 1975. Life cycle of *Neoleucochloridium holostomum* (Rudolphi, 1819) (Trematoda, Leucochloridiidae). *Acta Parasitologica Polonica*, **23** (1/11): 23-36.

- Pojmanska, T. 1982. The co-occurrence of three species of *Diorchis* Clerc, 1903 (Cestoda: Hymenolepididae) in the European coot, *Fulica atra* L. *Parasitology*, **84** (3): 419-429.
- Poulsen, J.; Permin, A.; Hindsbo, O.; Yelifar, L.; Nansen, P. & Bloch, P. 2000. Prevalence and distribution of gastro-intestinal helminths and haemoparasites in young scavenging chickens in upper eastern region of Ghana, West Africa. *Preventive Veterinary Medicine*, **45** (3-4): 237-245.
- Pouplrad, L. 1958. Les capillaires intestinaux chez la volaille en Belgique. *Annales de Medicine Veterinaire*, **102** (2): 89-98.
- Pozo-Lora, R. 1960. Aportaciones al inventario y ecología de los helmintos españoles: especies encontradas en Córdoba. *Revista Ibérica de Parasitología*, **20**:403.
- Prokopic, J. & Hulínská, D. 1983. Scanning electron microscopic study of the superficial cuticle of the nematodes *Heligmosomum costellatum* (Dujardin, 1845) and *H. mixtum* Schulz, 1954. *Folia Parasitologica*, **30**: 27-29.
- Purroy, F.J. 1975-1995. *Atlas de las aves de España*. Lynx Ed. Sociedad Española de Ornitología. Barcelona.
- Purvis, J.R.; Peterson, M.J.; Dronen, N.O.; Lichtenfels, J.R. & Silvy, N.J. 1998. Northern bobwhites as disease indicators for the endangered Attwater's prairie chicken. *Journal of Wildlife Diseases*, **34** (2): 348-354.
- Purwaningsih, E. 1993. Nematoda pada jenis-jenis burung di Indonesia. *Penyakit Hewan*, **25** (45): 29-33.
- Railliet, A. & Lucet, A. 1892. Observations et experiences sur quelques helminthes du genre *Heterakis* Dujardin. *Bulletin de las Societe Zoologique de France*, **17-19**: 117-120.
- Rando, J.C. 1995. Restos de hubara *Chlamydotis undulata* (Jacq, 1784) (Aves: Otidae), en la cueva del viento (Tenerife, Islas Canarias). *Vieraea*, **24**: 192.
- Raote, Y.V.; Sardey, M.R. & Bhagwat, S.S. 1992. Pathogenesis of *Ascaridia galli* infection in immunosuppressed chicks. *Indian Journal of Poultry Science*, **27** (4): 247-249.
- Ratanasethakul, C.; Pholpark, S.; Laopaiboon, B.; Polpark, M. & Tuntasuvan, D. 1985. Parasites of native chickens in northeast Thailand. *Journal of Veterinary Medicine*, **15** (3): 229-242.
- Rawson, D. 1964. Sequences in the maturation of the genitalia in *Tetrabothrius erostris* (Loennberg, 1889) from the intestine of *Larus argentatus argentatus* Pontoppidan. *Parasitology*, **54** (3): 453-465.

Rego, A.A.; de Chambrier, A.; Hanzelova, V.; Hoberg, E.; Scholz, T.; Weekes, P. & Zehnder, M. 1998. Preliminary phylogenetic analysis of subfamilies of the Proteocephalidea. *Systematic Parasitology*, **40**: 1-19.

Reid, W.M. 1959. Effects of temperature on the development of the eggs of *Ascaridia galli*. *Journal of Parasitology*, **46**: 63-67.

Reimer, L. 1963. Zur Verbreitung der Adulti und Larvenstadien der Familie Microphallidae Viana, 1924, (Trematoda, Digenea) in der mittleren Ostsee. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, **23** (3): 253-273.

Reina, D.; Navarrete, I.; Hernández-Rodríguez, S. & Habela, M. 1987. Contribución al conocimiento de la parasitofauna de Cáceres. Primera relación. II. Helmintos. *Revista Ibérica de Parasitología*, **Vol extra**: 85.

Reina, D.; Habela, M.; Serrano, F.; Nieto, C.G.; Breña, M.; Pérez, E. & Navarrete, I. 1992. Contribución al conocimiento de la parasitofauna de los animales silvestres y de vida libre en la provincia de Cáceres (España). En: *In memoriam al Profesor Doctor D. Francisco de Paula Martínez Gómez*. (ed. Hernández Rodríguez, S.): 407-428.

Ricci, M. & Carrescia, P.M. 1961. Contributo alla conoscenza dell'elmintofauna degli uccelli d'acqua dolce in Italia. I. Trematoda. *Rivista di Parassitologia*, **22** (4): 237-258.

Richter, S. 1965. Ingluvijalni oblik kapilariose kokosi. *Veterinarski Glasnik*, **19** (9): 707-709.

Rickard, M.D. & Pohl, R. 1969. Capillariasis in the domestic fowl in New Zeland. *New Zeland Veterinary Journal*, **17** (7): 130-136.

Riddell, C. & Gajadhar, A. 1988. Cecal and hepatic granulomas in chickens associated with *Heterakis gallinarum* infection. *Avian Diseases*, **32** (4): 836-838.

Rietschel, G. 1973. Untersuchungen zur Entwicklung einiger in Krähen (Corvidae) vorkommenden Nematoden. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, **42**: 243 - 250.

Riley, W.A. & James, L.G. 1921. Studies on the chicken nematode, *Heterakis papillosa* Bloch. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, **59**: 208-217.

Rizzoli, A.; Manfredi, M.T.; Rosso, F.; Rosà, R.; Cattadori, I & Hudson, P. 1997. A survey to identify the important macroparasites of rock partridge (*Alectoris graeca saxatilis*) in Trentino, Italy. In *Symposia of the VII European multicolloquium of parasitology, 2-6 September 1996, Parma, Italy*. *Parasitologia (Roma)*, **39** (4): 331-334.

Rizzoli, A.; Manfredi, M.T.; Rosso, F.; Rosa, R.; Cattadori, I. & Hudson, P. 1999. Intensity of nematode infections in cyclic and non-cyclic rock partridge (*Alectoris graeca saxatilis*) populations. *Parassitologia Rome*, **41** (4): 561-565.

- Roberts, F.H.S. 1937a. Studies on the life history and economic importance of *Heterakis gallinae* (Gmelin, 1790) Freeborn, 1923, the caecum worm of fowls. *Australian Journal of Experimental Biology and Medicine*, **15**: 429-439.
- Roberts, F.H.S. 1937b. Studies on the biology and control of the large roundworm of fowls *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923. *Queensland Department of Agriculture and Stock Bulletin*, **2**: 1-106.
- Robert, F. & Gabrion, C. 1991. Cestodes de l'avifaune Camarguaise. Role d'Artemia (Crustacea, Anostraca) et stratégies de rencontre hôte-parasite. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, **66** (5): 226-235.
- Roca, V.; Lafuente, M. & Carbonell, E. 1999. Helminth communities in Audouin's gulls, *Larus audouinii* from Cahfarinas Island (western Mediterranean). *Journal of Parasitology*, **85** (5): 984-986.
- Rohde, K.; Hefford, C.; Ellis, J.T.; Baverstock, P.R.; Johnson, A.M.; Watson, N.A. & Dittmann, S. 1993. Contributions to the phylogeny of Plathelminthes based on partial sequencing of 18S ribosomal DNA. *International Journal for Parasitology*, **23**: 705-724.
- Rohde, K.; Luto, K.; Baverstock, P.R. & Johnson, A.M. 1994. The phylogenetic relationships of *Kronborgia* (Platyhelminthes, Fecampiida) based on comparison of 18S ribosomal DNA sequences. *International Journal for Parasitology*, **24** (5): 657-669.
- Romanenko, L.G. 1979. Experimental study on the specificity of the trematode *Corrigia corrigia* (Braun, 1901). *Voprosy Priridnoi Ochagovosti Boleznei*, **10**: 188-189.
- Romanenko, P.T. 1970. A study of *Choanotaenia infundibulum* in chickens in the Primorsk Territory. *Materialy XV nauchnoi konferentsii professorskoprepodavatel'skogo sostava biologo- pochvennogo fakul'teta*, 148-150.
- Romanenko, P.T. 1971. Biology of *Choanotaenia infundibulum* (Bloch, 1779) from chickens. *Materialy Nuachnykh Konferentsii Vsesoyuznogo Obshchestva Gel'mintologov, 1968*, **22**: 201-205.
- Romero Rodríguez, J. 1972. Panorama nacional de los parasitismos de la ganadería denunciadas en España. *Supl. Cient. Bol. Inf. Cons. Gral. Col. Vet. España*, **193**: 61.
- Rosa, M. De & Shivaprassad, H.L. 1999. Capillariasis in a vulture guinea fowl. *Avian Diseases*, **43** (1): 131-135.
- Rudel, D. & Kimble, J. 2001. Conservation of glp-1 regulation and function in nematodes. *Genetics*, **157** (2): 639-654.

- Ruhnke, T.R. 1996. Systematic resolution of *Crossobothrium* Linton, 1889, and taxonomic information on four species allocated to that genus. *Journal of Parasitology*, **82** (5): 793-800.
- Rysavy, B., Barus, V. & Fernando, M.A. 1973. Two hleminth species from *Gallus lafayetti* (Galliformes) in Ceylon. *Folia Parasitologica*, **20** (1): 39-40.
- Rysavy, B. & Sitko, J. 1995. New findings of tapeworms (Cestoda) of birds from Moravia and synpsis of bird Cestodes from Czech Republic. *Acta Scientiarum Naturalium*, XXIX.
- Ryzhikov, K.M. & Sergeeva, T.P. 1980. Ecological characterization of Capillaridae (Nematoda) parasitic in birds of the USSR. *Trudy Gel'mintologicheskoi Laboratorii*, **30**: 68-82.
- Sagerup, K.; Henriksen, E.O.; Skorping, A.; Skaare, J.U. & Gabrielsen, G.W. 2000. Intensity of parasitic nematodes increases with organochlorine levels in the glaucous gull. *Journal of Applied Ecology*, **37** (3): 532-539.
- Sa'idu, L.; Abdu, P.A.; Umoh, J.U. & Abdullahi, U.S. 1994. Diseases of Nigerian indigenous chickens. *Bulletin of Animal Health and Production in Africa*, **42** (1): 19-23.
- Saitou, N. & Nei, M. 1987. The neighbor-joining method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. *Molecular Biology Evolution*, **4**: 406-425.
- Sakla, A.A. 1984. Three digenetic trematodes from the aquatic birds in Assuit governorate, Upper Egypt. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology*, **14** (2): 501-506.
- Sakla, A.A. 1985a. Echinostome parasites of aquatic birds in Assiut G., Egypt. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology*, **15** (1): 171-176.
- Sakla, A.A. 1985b. Echinostome parasites of aquatic birds in Assiut G., genus *Echinostoma* (Rudolphi, 1909). *Journal of the Egyptian Society of Parasitology*, **15** (1): 187-194.
- Salfina, W. & Tarmudji. 1990. Tracheal and intestinal worms infecting village chickens in the district of Banjar, South Kalimantan. *Penyakit Hewan*, **22** (40): 112-116.
- Samedov, G.A. 1981. Helminths of birds on industrial farms in Apsheron. En: *Parazitologicheskie issledodovaniya v Azerbaidzhane*. Baku, USSR: 115-119.
- Sanger, F.; Nicklen, S. & Coulson, A.R. 1977. DNA sequencing with chain-terminating inhibitors. *Proc. Natl. Acad. Ci. USA*, **74**: 5463-5467.
- Sanmartin, M.L.; Alvarez, F.; Gijon-Botella, H.; Iglesias, R.; Estevez, J. & López-Roman, R. 1992. A scanning electron microscope study of *Toxocara genettae*

- Warren, 1972 (Ascaridae), with data of morphometric variation. *Folia Parasitol*, **39**: 355-367.
- Santa Cruz, A.C.M.; Ortiz de Rott, M.I. & Resoagli, E.H. 1998. Heterakiosis en *Numida meleagris* (Aves: Numididae). *Boletín Chileno de Parasitología*, **53 (3/4)**: 70-72.
- Sass, B & Gorgacz, E.J. 1978. Cerebral nematodiasis in a chukar partridge. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, **173 (9)**: 1248-1249.
- Sato, K. & Masangkai, J.S. 1985. Infestations of *Tetrameres fissispina* in feral pigeons (*Columba livia domestica*) at Nagoya. *Journal of Japanese Veterinary Medicine Assay*, **38 (1)**: 38-40.
- Sawada, I. 1955. *Raillietina (Raillietina) galli*. *Dobutsugaku zasshi*, **64 (4)**: 105-107.
- Sawada, I. 1970. On the fowl cestode, *Choanotaenia infundibulum*, from Brazil. *Bull. Nara Univ. Educ.*, **19 (2)**: 81-82.
- Sawada, I.; Molan, A.L. & Saeed, I.S. 1990. Further studies on avian cestodes in Iraq. *Japanese Journal of Parasitology*, **39 (1)**: 36-41.
- Sayyed, R.S.; Phulan, M.S.; Bhatti, W.M.; Pardehi, M. & Shamsher, A. 2000. Study of nematodes in indigenous chickens in Swat district. *Pakistan Veterinary Journal*, **20 (1)**: 55-56.
- Schell, S.C. 1985. *Handbook of Trematodes of North America North Mexico*. University Press of Idaho, Moscow, Idaho. 263 pp.
- Schmidt, G.D. 1986. *CRC handbook of tapeworm identification*. Boca Raton, Florida: CRC Press, 675 pp.
- Schmidt, G.D.; Greenbreg, Z & Wertheim, G. 1986. *Raillietina (Raillietina) alectoris* n. sp. and other avian cestodes from Israel and Sinai. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle, A. (Zoologie, Biologie et Ecologie Animales)*, **8 (1)**: 101-109.
- Schmidt, H.A.; Strimmer, K; Vingron, M. & Haeseler, A. 2000. Tree-Puzzle 5.0 program: A maximum likelihood analysis for nucleotide, amino acid, and two-state data.
- Schulenburg, G.V.D.; Englisch, U. & Waegele, J.W. 1999. Evolution of ITS1 rDNA in the digenea (Platyhelminthes: Trematoda): 3' end sequence conservation and its phylogenetic utility. *Journal of Molecular Evolution*, **48 (1)**: 2-12.
- Scortecci, G. 1969. Aves. En: *Los animales cómo son, dónde viven, cómo viven*. Ed. Vergara, Barcelona.
- Sekhar, P.C.; Mohan, U.C. & Simha, S.S. 1987. Hypoalbuminemia due to helminthiasis in poultry. *Indian Journal of Parasitology*, **11 (1)**: 89-91.

Sepuldeva, M.S.; Spalding, M.G.; Kinsella, J.M. & Forrester, D.J. 1999. Parasites of the great egret (*Ardea albus*) in Florida and a review of the helminths reported for the species. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, **66** (1): 7-13.

Sergeeva, E.G.; Kravtsov, E.G.; Freze, V.I. & Dalin, M.V. 1988. Response of final hosts to diphyllbothriid antigens. *Meditinskaya Parazitologiya i Parazitarnye Bolezni*, **6**: 65-68.

Sergeeva, T.P. 1978. Experimental study of morphological variability of avian capillariid worms. *4th International Congress of Parasitology*, Warsaw (Poland), short communications, sect. B.

Sergeeva, T.P. 1979. The vulval process of *Capillaria* as a diagnostic sign. *Trudy Gel'mintologicheskoi Lab. Gel'minty zhivotnykh i rastenii*, **29**: 129-130.

Sevinc, F.; Güçlü, F.; Yaman, M. & Altinoz, F. 2000. The prevalence of gastrointestinal parasites of turkeys (*Meleagris gallopavo*). *Veteriner Bilimleri Dergisi*, **16** (2): 15-19.

Sey, O. 1966. On the helminth fauna of waterfowl (*Fulica atra* L.). *Külön. Állat. Közlem.*, **53** (1/4): 123-130.

Shlikas, A. 1978. The localization of the nematodes *Capillaria caudinflata* (Molin, 1858) Travassos, 1915 in the final host. *Acta Parasitologica Lituanica*, **16**: 89-92.

Shlikas, A.V. 1966a. On the question of the reservoir hosts of the nematode *Capillaria obsignata* Madsen, 1945. *Mat. Dokl. Konf. Po usil. Mer borby s gel'mintoz. Selskokhoz. Zhivont., ptits i osnov. Gel'mint. Cheloveka. Litov. Nauch-issled. Veter. Inst.*: 46-47.

Shlikas, A.V. 1966b. In vitro hatching of the larvae of capillariids from domestic birds. *Acta Parasitologica Lituanica*, **6**: 149-153.

Shlikas, A.V. 1967a. Ontogenesis of the nematodes *Capillaria obsignata* Madsen, 1945 and *Capillaria anseris* Madsen, 1945. *Acta Parasitologica Lituanica*, **7**: 111-118.

Shlikas, A.V. 1967b. Recognition of the ontogenesis of some capillariid species from domestic birds. *Problemy parazitologii, Tezisy dokl. Nauch. Konf. Ukranisk. Resp. N. Obshch. Parazitologov*: 217-218.

Shumilo, R.P. & Dement'eva, S.P. 1963. Parasite fauna of *Columba livia domestica* in Moldavia and its role in the spread of infection. En: *Parazity zhivotnykh i rastenii Moldavii. Spasskii A.A., edit., Gosudarstvennoe Izdatel'stvo "Kartya Moldovenyaske"*, Kishinev (URSS): 122-132.

Silva, C.C. da; Mattos Junior, D.G.D & Ramires, P.M. 1990. Helminth parasites of *Columba livia* Gm in Sao Goncalo Rio de Janeiro Brazil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinaria e Zootecnia*, **42** (5): 391-394.

- Singh, K.P. 1960. Some avian cestodes from India. III. Species belonging to family Hymenolepididae. *Indian Journal of Helminthology*, **11** (1/2): 43-62.
- Singh, K.S. 1964. Parasitological survey of Kumaun region. XXIX. A new host for two species of *Heterakis* Dujardin, 1845 (Heterakidae: Nematoda). *Indian Journal of Helminthology*, **16** (1): 63-64.
- Singh, R.; Sahai, B.N.; Ansari, M.Z. & Singh, S.K. 1993. Incidence of common helminthic infections in livestock and poultry. *Journal of Research, Birsa Agricultural University*, **5** (1): 93-95.
- Sitko, J. 1993. Ecological relations of trematodes infesting lariform birds in the Czech Republic. *Acta Scientiarum Naturalium Academiae Scientiarum Bohemicae Brno*, **27** (5/6): 42.
- Skarikova, A.; Hypsa, V. & Scholz, T. 2001. Phylogenetic analysis of European species of *Proteocephalus* (Cestoda: Proteocephalidea): Compatibility of molecular and morphological data, and parasite-host coevolution. *International Journal for Parasitology*, **31** (10): 1121-1128.
- Skrjabin, K.I. 1940. To the reconstruction of the taxonomy of cestodes of the order Cyclophyllidea. *Zoologicheskii Zhurnal*, **19**: 3-13.
- Skrjabin, K.I. 1969. Spirurata and Filariata. En: *Key to parasitic Nematodes*. Ed. K.I. Skrjabin, Jerusalén.
- Skrjabin, K.I.; Shikhobalova, N.P. & Lagodovskaya, E.A. 1974. Oxyurata of Animals and Man. En: *Essentials of Nematodology*. Ed. K.I. Skrjabin Vol. X. Part II, Jerusalén.
- Skrjabin, K.I.; Shikhobalova, N.P. & Orlov, I.V. 1970. Trichocephalidae and Capillariidae of Animals and Man and the Diseases caused by them. En: *Essentials of Nematodology*. Ed. K.I. Skrjabin, Jerusalén..
- Skrjabin, K.I.; Shikhobalova, N.P.; Sobolev, A.A.; Paramonov, A.A. & Sudarikov, V.E. 1954. Camallanata, Rhabditidata, Trichocephalata and Dioctophymata. En: *Key to parasitic nematodes*. Ed. K.I. Skrjabin. Jerusalén.
- Skrjabin, K.I.; Sobolev, A.A. & Ivaschkin, V.M. 1965. *Osnovi nematodologii. Vol. 14. Spirurata. Part III. Acuaroidea*. Moscow: Izdat. "Nauka". 572 pp.
- Smigunova, I.N. 1991. Life cycle of the cestode *Lyruterina nigropunctata* (Crety, 1890) Spasskaya & Spasskii, 1971 (Cestoda: Idiogenidae). *Izvestiya akademii Nauk Kazakhskoi SSR, Seriya Biologicheskaya*, **5**: 44-47.
- Smogorzhevskaya, L.A. 1990. Nematody, vypusk 3: Akuarioidei (Acuarodia). *Fauna Ukrainy*, **32** (3): 188.

Snyder, S.D. & Loker, E.S. 2000. Evolutionary relationships among the schistosomatidae (platyhelminthes: Digenea) and an Asian origin for *Schistosoma*. *Journal of Parasitology*, **86** (2): 283-288.

Snyder, S.D. & Tkach, V.V. 2001. Phylogenetic and biogeographical relationships among some holarctic frog lung flukes (Digenea: Haematoloecidae). *Journal of Parasitology*, **87** (6): 1433-1440.

Sonin, M. & Barus, V. 1978. *Splendidofilaria gvozdevi* n. sp. (Filariata: Splendidofilariidae) from *Alectoris kakelik* in Kazakhstan (USSR). *Folia Parasitologica*, **25** (3): 285-288.

Spakulova, M.; Birova, V. & Macko, J.K. 1991. Seasonal changes in the species composition of nematodes and acanthocephalans of ducks in East Slovakia. *Biológia (Bratislava)*, **46** (2): 119-128.

Spakulova, M. & Mutafova, T. 1987. Morphological and biological characteristics of heterakids (*Heterakis gallinarum*) from geographically distant regions. *Helminthologia*, **24** (3): 183-191.

Spasskaya, L.P. 1961. The species of the family Idiogenidae (Cestoda) from the Tuva region. *Acta vet. Hung.*, **11** (4): 423-440.

Spasskaya, L.P. & Spassky, A.A. 1971. *Cestodes of birds in Tuva*. Kishinev, USSR; Izdatel'stvo "Shtiintsa". 252 pp.

Spassky, A.A. 1951. Anoplocephalate tapeworms of domestic animals and wild animals. *Osnovy Tsestodologii*, **1**, 735.

Spassky, A.A. 1958. A short analysis of the system of cestodes. *Csekoslovenská Parasitologie*, **5**: 163-171.

Spassky, A.A. 1992a. Classification of cestodes. *Sel'skokhozi-aistvennaia Biologiya*, **6**: 107-114.

Spassky, A.A. 1992b. On the phylogeny and systematics of the hymenolepidid Cestoda (Cestoda: Cyclophyllidea) (continuation). *Izvestiia Akademii Nauk Republiki Moldova, Biologicheskie i Khimicheskie Nauka*, **6**: 41-47.

Spassky, A.A. 1996. On the system of davaineids (cestoda: Cyclophyllidea) *En: Kharchenko, V. O. (Ed.) Parasitology in the Ukraine, today and tomorrow*. Proceedings of the Jubilee Conference of USSSP. Kiev, Ukrainian Academy of Sciences: 88-91.

Spindler, L.A. 1967. Experimental transmission of *Histomonas meleagridis* and *Heterakis gallinarum* by the sow-bug *Porcellio scaber*, and its implications for further research. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, **34**: 26-29.

- Srinivas, C.S.; Babu, Y.H.; James, R.M. & Khan, M.A. 1983. Incidence of poultry diseases in Kurnool District, AP. *Poultry Adviser*, **16 (4)**: 57-59.
- Srinivasa, C.S.; Reddy, P.K. & Aruna, D. 1989. Incidence of poultry diseases in Kurnool District (A.P.). *Poultry Adviser*, **22 (11)**: 45-48.
- Stancampiano, L.; Guberti, V. & Serra, L. 1994. Helminths of the digestive tract of two Black-headed gull (*Larus ridibundus*) metapopulations wintering in Italy. *Ricerche di Biologia della Selvaggina*, **0 (93)**: 1-53.
- Stoitsova, S.R.; Georgiev, B.B. & Dacheva, R.B. 1995. Ultrastructure of spermiogenesis and the mature spermatozoon of *Tetrabothrius erostris* Loennberg, 1896 (Cestoda, Tetrabothriidae). *International Journal for Parasitology*, **25 (12)**: 1427-1436.
- Storer, R.W. 2000. The Metazoan parasite fauna of grebes (Aves: Podicipediformes) and its relationship to the birds' biology. *Miscellaneous Publications Museum of Zoology University of Michigan*, **(188)**: 1-90.
- Strimmer, K. & Haeseler, A. 1996. Quartet puzzling: A quartet maximum likelihood method for reconstructing tree topologies. *Molecular Biology Evolution*, **13**: 964-969.
- Stuge, T.S. 1963. Helminth fauna of *Fulica atra* L. on Lake Zaysan. *Trudy Zoologicheskogo Instituta, Alma-Ata*, **19**: 121-125.
- Stuge, T.S. 1964. Helminths of Rallidae in the Kazakh SSR. *Trudy Zoologicheskogo Instituta, Alma-Ata*, **22**: 134-143.
- Stunkard, H.W. 1932. Some larval trematodes from the coast in the region of Roscoff, Finistere. *Parasitology*, **24**: 321-343.
- Stunkard, H.W. 1966. Further studies on digenetic trematodes of the Family Notocotylidae. *Biological Bulletin of the Marine Laboratory, Woods Hole* **131**: 409-410.
- Stunkard, H.W. 1967. Trudy Problemnikh Trematisheskikh soves. *Biology Bulletin*, **132**: 133-145.
- Subbotin, S.A.; Waeyenberge, L.; Molokanova, I.A. & Moens, M. 1999. Identification of *Heterodera avenae* group species by morphometrics and rDNA-RFLPs. *Nematology*, **1 (2)**: 195-207.
- Sultanov, M.A. 1961. New species of helminths of gallinaceous birds in Uzbekistan. *Uzbekskim Biologicheskii Zhurnal*, **5**: 69-77.
- Sultanov, M.A. 1962. Two new trematodes from birds in the Uzbek. *Dokladi Akademii Nauk Uzbekskoi SSR*, **2**: 64-67.

Supryaga, A.M. 1965. *Avioserpens mosgovoyi* n.sp. (Camallanata: Dracunculidae) from *Fulica atra*. *Mater. nauch. Konf. vses. Obshch. Gel'mint*: 272-275.

Svoboda, J. 1992. Seasonal dynamics of the occurrence of gastrointestinal parasites in domestic fowl. *Veterinari Medicina*, **37 (9-10)**: 543-547.

Swiderski, Z. & Tkach, V. 1997. Differentiation and ultrastructure of the paruterine organs and paruterine capsules, in the nematotaeniid cestode *Nematotaenia dispar* (Goeze, 1782) Lühe, 1910, a parasite of amphibians. *International Journal of Parasitology*, **27**: 635-644.

Swofford, D.L. 2002. PAUP*. Phylogenetic Analysis Using Parsimony (*and Other Methods). Version 4. Sinauer Associates, Sunderland, Massachusetts.

Szelagiewicz, M. & Sokól, R. 1991. Poultry parasites in suburban small holdings. *Medycyna Weterynaryjna*, **47 (5)**: 208-209.

Szelagiewicz, M.; Sokól, R. & Spodniewska, A. 1998. Participation of insects in spreading parasitic invasion in geese reared in a traditional way. *Natural Science*, **1**: 71-79.

Szelenbaum-Cielecka, D.; Aeschlimann, A. & Czaplinski, B. 1988. Contribution à l'étude de la faune helminthologique de Suisse. Part I. Cestodes des oiseaux aquatiques. *Bulletin de la Société Neuchateloise des Sciences Naturelles*, **111**: 5-19.

Szidat, L. 1961. *Tanaisia serrata* nov. sp. (Trematoda, Eucotylidae) parásito del riñón de *Fulica leucoptera* Vieill. *Neotrópica. Buenos Aires*, **7 (24)**: 65-70.

Szidat, L. & Szidat, U. 1961. Die Trematoden der Gattung *Notocotylus* Diesing 1839 (Notocotylidae Lühe 1909) aus Südamerika bzw. Argentinien und Daten ihrer Entwicklungsgeschichte. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, **21 (2)**: 169-180.

Tacconi, G.; Moretti, A.; Piergili Fioretti, D. & Latini, M. 1993. Endoparasitosis del colombo torraio (*Columba livia*, Gmelin, 1789, forma urbana): rilievi epidemiologici nella città di Terni. *Zootecnia International*, **4 (2)**: 83-85.

Taft, S.J. 1972. Aspects of the life history of *Cyclocoelum oculeum* (Trematoda: Cyclocoelidae). *Journal of Parasitology*, **58 (5)**: 882-884.

Takei, T. & Sakurai, Y. 1976. A clinical case of ascaridiasis in a carrier pigeon. *Journal of Veterinary Medicine*, **656 (139)**: 156-157.

Tang, C. & Tang, C. 1992a. A new subgenus and species of trematode, *Cercaroides* (*Eucercaroides*) *hoepplii* subgen. et sp. nov. *Wuyi Science Journal*, **9**: 91-97.

Tang, C. & Tang, C. 1992b. A new species of Cercarioidea (Trematoda: Heterophyidae) from Fujian with a discussion on its distribution. En: *The Marine Flora and Fauna of Hong Kong and southern China III; Introduction, taxonomy and ecology, Vol. 1.; Fouling and pollution, morphology, behaviour and physiology, Vol. 2.* Morton, B. Ed.: 29-35 pp.

- Tanzola, R.D. 1992. *Diorchis pararansomi* sp. n. from *Fulica armillata* Vieillot in Argentina (Cestoda: Hymenolepididae). *Helminthologia*, **29** (2): 45-48.
- Tarazona, J.M. 1955. Cestodos parásitos de vertebrados en la provincia de Huesca. *Revista Ibérica de Parasitología*, **tomos extra**: 109.
- Tarazona, J.M. 1974. Helmintos parásitos de vertebrados de vida silvestre de la provincia de Huesca. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Higiene y Sanidad Animal*, **1**: 161-165.
- Tarazona, J.M. 1999. Cestodosis. En: McGraw-Hill-Interamericana de España, S.A.U. *Parasitología Veterinaria*. Madrid: 779-784.
- Tarazona, J.M. & Cordero del Campillo, M. 1999. Trematodosis del proventrículo e intestino. Trematodosis de los conductos y vesícula biliar. En: McGraw-Hill-Interamericana de España, S.A.U. *Parasitología Veterinaria*. Madrid: 779-784.
- Tarazona, J.M.; Sanz-Pastor, A. & De la Camara, R. 1978. Helmintos y helmintosis de la perdiz roja (*Alectoris rufa*). *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Higiene y Sanidad Animal*, **4**: 55-68.
- Tashliev, A.O. & Olovkova, V.I. 1973. Study of the cestode fauna of wild and domestic galliform birds in Turkmenia. *Biologicheskie Nauki*, **3**: 52-55.
- Temirova, S.I. & Skrjabin, A.S. 1978. *Tetrabotriaty i mezotsestoidaty lentochnye gel'minty ptits mlekopitaiuschikh*. Osnovy Tsestodologii. 9. Acad. Nauk SSSR, Moscow.
- Tenora, R.; Sulgostowska, T. & Vanek, M. 1987. Nálezy nekterých parazitických cervu u ptáku rádu Anseriformes a Lariformes na jižní Morave. *Acta Universitatis Agriculturae, Facultas Agronomica*, **35** (3-4): 113-117.
- Threlfall, W. 1966. The helminth parasites of the herring gull (*Larus argentatus* Pontopp.). *Tech. Commun. Commonw. Bur. Helminthol.*, **37**: 23.
- Threlfall, W. 1967. Studies on the helminth parasites of the herring gull (*Larus argentatus*) Pontopp., in Northern Caernavonshire and Anglesey. *Parasitology*, **57**: 431-453.
- Thompson, J.D.; Gibson, F.P.; Jeanmougin, F. & Higgins, D.G. 1997. The CLUSTALX windows interface: flexible strategies for multiple sequence alignment aided by quality analysis tool. *Nucleic Acid Research*, **24**: 4876-4882.
- Thompson, J.D.; Higgins, D.G. & Gibson, T.J. 1994. CLUSTAL W: Improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, positions-specific gap penalties and weight matrix choice. *Nucleic Acid Research*, **22**: 4673-4680.

Tibbitts, F.D. & Babero, B.B. 1969. *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) from the chukar partridge, *Alectoris chukar* (Gray), in Nevada. *J. Parasit.*, **55** (6): 1252.

Tkach, V.; Grabda, K.B.; Pawlowski, J. & Swiderski, Z. 1999. Molecular and morphological evidence for close phylogenetic affinities of the genera *Macrodera*, *Leptophallus*, *Metaleptophallus* and *Paralepoderma* (Digenea, Plagiorchiata). *Acta Parasitologica*, **44** (3): 170-179.

Tkach, V.; Grabda, K.B. & Swiderski, Z. 2001. Systematic position and phylogenetic relationships of the family Omphalometridae (Digenea, Plagiorchiida) inferred from partial lsrDNA sequences. *International Journal for Parasitology*, **31** (1): 81-85.

Tkach, V.; Pawlowski, J. & Mariaux, J. 2000. Phylogenetic analysis of the suborder Plagiorchiata (Platyhelminthes, Digenea) based on partial lsrDNA sequences. *International Journal for Parasitology*, **30** (1): 83-93.

Tkach, V.V.; Snyder, S.D. & Swiderski, Z. 2001. On the phylogenetic relationships of some members of Macroderoididae and Ochetosomatidae (Digenea, Plagiorchioidea). *Acta Parasitologica*, **46** (4): 267-275.

Tompkins, D.M. & Hudson, P.J. 1999. Regulation of nematode fecundity in the ring-necked pheasant (*Phasianus colchicus*): not just density dependence. *Parasitology*, **118** (4): 417-423.

Tompkins, D.M.; Dickson, G. & Hudson, P.J. 1999. Parasitemediated competition between pheasant and grey partridge: a preliminary investigation. *Oecologia*, **119** (3): 378-382.

Tompkins, D.M.; Draycott, R.A.H. & Hudson, P.J. 2000. Field evidence for apparent competition mediated via the shared parasites of two gamebird species. *Ecology Letters*, **3** (1): 10-14.

Tood, A.C. & Crowds, D.H. 1952. On the life history of *Ascaridia galli*. *Transaction of the American Microscopical Society*, **71**: 282-287.

Toro, H.; Saucedo, C.; Borie, C.; Gough, R.E. & Alcaino, H. 1999. Health status of free-living pigeons in the city of Santiago. *Avian Pathology*, **28** (6): 619-623.

Torres, P.; Ruiz, E.; Gesche, W. & Montefusco, A. 1991. Gastrointestinal helminths of fish-eating birds from Chiloe Island, Chile. *Journal of Wildlife Diseases*, **27** (1): 178-179.

Torres, P.; Schlatter, R.; Montefusco, A.; Gesche, W.; Ruiz, E. & Contreras, A. 1993. Helminth parasites of piscivorous birds from lakes in the south of Chile. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, **88** (2): 341-343.

Travassos, L. 1915. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. Sobre as especies brasileiras do genero *Capillaria* Zeder, 1800. *Mem. Inst. Osw. Cruz*, **7**: 146-172.

- Tugwell, R.L. & Ackert, J.E. 1952. On the tissue phase of the life cycle of the fowl nematode *Ascaridia galli* (Schrank). *Journal of Parasitology*, **38**: 277-288.
- Tuli, J.S. & Bali, H. 1993. Observation on helminths in domestic birds in Punjab, part II Cestoda. *Journal of Bombay Veterinary College*, **4 (1/2)**: 59-61.
- Tverdokhlebov, P.T. 1967. Relative susceptibility of hens and pigeons to *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790). *Byull. Vses. Inst. Gel'mint. K.I. Skrjabin*, **1**: 109-110.
- Tyzzer, E.E. 1934. Studies on histomoniasis or "blachead" infections in the chicken and the turkey. *Proceeding of the American Academy of Arts and Science*, **69**: 189-264.
- Uchida, A.; Koyama, R. & Uchida, K. 1984. Life cycle of the cestode, *Choanotenia infundibulum* from Japanese quails. *Bulletin of Azabu University*, **5 (1)**: 33-38.
- Uchida, A.; Uchida, K. & Sagawa, T. 1984. The first record of the cestode, *Choanotaenia infundibulum* (Dilepididae), in Japanese quails from Japan. *Bulletin of Azabu University*, **5 (1)**: 29-32.
- Uppal, S.K. & Chauhan, S.P.S. 1972. Occurrence of *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923 in the eggs of fowl from Delhi State. In *Proceedings of the 59th Session of the Indian Science Congress Association, Calcutta, 1972. Part III, Abstracts*.
- Uribe, C. 1922. Observations on the development of *Heterakis papillosa* Bloch in the chicken. *Journal of Parasitology*, **8**: 167-176.
- Uribe, F.; Senar, J.C.; Colom, L. & Camerino, M. 1985. Morfometría de las palomas semidomésticas (*Columba livia* var.) de la ciudad de Barcelona. *Misc. Zool.*, **9**: 339-345.
- Van de Peer, Y.; Nicolai, S.; De Rijk, P. & Wachter, R. 1996. Database on the structure of small ribosomal subunit RNA. *Nucleic Acids Research*, **24**: 86-91.
- Van-Herwerden, L.; Blair, D. & Agatsuma, T. 1999. Intra- and interindividual variation in ITS1 of *Paragonimus westermani* (Trematoda: Digenea) and related species: Implications for phylogenetic studies. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **12 (1)**: 67-73.
- Varela, M.C. 1974. Some ecological and epidemiological aspects of helminth fauna of the red-legged partridge (*Alectoris rufa* (L.)) in the forest perimeter of Contenda. *Thesis, Universidade Técnica de Lisboa, Escola Superior de Medicina Veterinária, Lisbon, Portugal*. 190 pp.
- Varghese, C.G. 1990. Refractoriness of domestic fowl *Gallus gallus domesticus* to *Ascaridia columbae* Gmelin, 1790 Travassos, 1913. *Journal of Veterinary and Animal Sciences*, **21 (1)**: 161-162.

Vasilev, I. 1987. On the development of *Ascaridia compar* (Schrank, 1790) in the host. *Khelmitologiya*, **23**: 30-35.

Vasilev, I. 1991. The ecology of *Ascaridia compar* Schrank, 1790 Travasos 1913. *Khelmitologiya*, **29**: 3-21.

Vasilev, I. 1992. Helminths in Thracian rock partridge (*Alectoris chukar* Kleini) in Bulgaria. *Helminthologia*, **29** (3): 117-120.

Vassilev, I. 1993. On the ecology of *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790). *Helminthologia Bratislava*, **30** (3-4): 135-138.

Vassilev, I. 1995. On interactions between different species of genus *Ascaridia* when parasitizing in *Alectoris chukar kleini*: I. After simultaneous invasion. *Dokladi na B"lgarskata Akademiya na Naukite*, **48** (2): 117-119.

Vassilev, I. 1995. On interactions between different species of genus *Ascaridia* when parasitizing in *Alectoris chukar kleini*: II. After simultaneous invasion. *Dokladi na B"lgarskata Akademiya na Naukite*, **48** (3): 97-98.

Vassilev, G.D. & Jooste, R. 1991. Pathology and taxonomy of *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* infesting bantams and guinea-fowl in Zimbabwe. *Bulletin of Animal Health and Production in Africa*, **39** (1): 27-30.

Vatne, R.D. & Hansen, M.F. 1965. Larval development of caecal worm (*Heterakis gallinarum*) in chickens. *Poultry Science*, **44**: 1079-1085.

Vattanadorn, S.; Inder-Singh, K. & Krishnasamy, M. 1984. A preliminary survey of helminth endoparasites of the domestic fowl *Gallus domesticus* L. from aborigine settlements with some new records. *Malaysian Veterinary Journal*, **8** (1): 13-18.

Verneau, O.; Renaud, F. & Catzefflis, F. 1997. Evolutionary relationships of sibling tapeworm species (Cestoda) parasitizing teleost fishes. *Molecular Biology and Evolution*, **14** (6): 630-636.

Verster, A. & Ptasinska-Kloryga, Y. 1987. Helminths of helmeted guineafowl in Southern Africa. *South Africa Journal of Wildlife Research*, (1 Suppl.): 36-37

Virk, K.J.; Jain, M. & Prasad, R.N. 1987. Qualitative and quantitative analysis of helminth fauna in *Gallus gallus domesticus*. *Zeitschrift für Angewandte Zoologie*, **74** (3): 329-336.

Von-Nickisch, R.M.; Lucius, R. & Loos, F.B. 1999. Contributions to the phylogeny of the Cyclophyllidea (Cestoda) inferred from mitochondrial 12S rDNA. *Journal of Molecular Evolution*, **48** (5): 586-596.

Wajihullah; Khatoon, H. & Ansari, J.A. 1986. Histopathological studies on *Ascaridia columbae* Gmelin, 1790 (Nematoda: Ascaroidea) in pigeons. *Indian Journal of Helminthology*, **37** (2): 84-94.

- Wakelin, D. 1965. Experimental studies on the biology of *Capillaria obsignata* Madsen, 1945, a nematode parasite of the domestic fowl. *Journal of Helminthology*, **34**: 339-412.
- Wang, J.S. & Liew, S.M. 1991. A survey on the parasitic infections in ducks. *Journal of the Chinese Society of Veterinary Science*, **17 (3)**: 117-123.
- Wardle, R. & McLeod, A.J. 1952. *The zoology of tapeworms*. Minneapolis: University of Minnesota Press, 780 pp.
- Wardle, R.; McLeod, A.J. & Radinovsky, S. 1974. *Advances in the zoology of tapeworms*. Minneapolis: University of Minnesota Press, 274 pp.
- Waters, C.V.; Hall, L.D.; Davidson, W.R.; Rollori, E.A.I. & Lee, K.A. 1994. Status of commercial and noncommercial chickens as potential sources of histomoniasis among wild turkeys. *Wildlife Society Bulletin*, **22 (1)**: 43-49.
- Wehr, E.E. 1936. Earthworms as transmitters of *Capillaria annulatus*, the cropworm of chickens. *North American Veterinarian*, **17**: 18-20.
- Wehr, E.E. 1937. Studies of the development of the capillariid, *Capillaria columbae*. *Journal of Parasitology*, **23**: 573.
- Wehr, E.E. 1939. Studies of the development of the capillariid, *Capillaria columbae*. *USDA Tech. Bull.*, **679**: 19.
- Wehr, E.E. 1972. Nematodes and Acanthocephalans. En: *Diseases of Poultry*. Hofstad, M.S.; Calnek, B.W.; Helmboldt, C.F.; Reid, W.M. & Yoder, H.W. edit, Iowa State Univ. Press. 6th ed.; 844-883.
- Wehr, E.E. & Allen, R.W. 1945. Additional studies on the life cycle of *Capillaria caudinflata*, a nematode of chickens and turkeys. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, **12**: 12-14.
- Wehr, E.E. & Hwang, J.C. 1959. Further observations on the life history and development of *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790) Travassos 1913 in the pigeon. *Journal of Parasitology*, **45 (4, sect.2)**: 43.
- Wehr, E.E. & Hwang, J.C. 1964. The life cycle and morphology of *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790) Travassos, 1913 (Nematoda: Ascarididae) in the domestic pigeon (*Columba livia domestica*). *Journal of Parasitology*, **50**: 131-137.
- Welch, D.B.M. 2001. Early contributions of molecular phylogenetics to understanding the evolution of Rotifera. *Hydrobiologia*, **(446-447)**: 315-322.
- Wetzel, R. 1934. Untersuchungen neber den Entwicklungskreis des Hunderbandwurmes *Raillietina cestillus* (Molin, 1858). *Archiv Wiss. Prakt. Tierheilk*, **68**: 221-232.

Wiegmann, A.F.A. 1835. Bericht über die Fortschritte der Zoologie im Jahre 1834 (Entozoen). *Arch. Nat., Berlin*, **1**: 301-361.

Williams, C.K.; Davidson, W.R.; Lutz, R.S. & Applegate, R.D. 2000. Health status of northern bobwhite quail (*Colinus virginianus*) in Eastern Kansas. *Avian Diseases*, **44** (4): 953-956.

Williams, I.C. & Harris, M.P. 1965. The infection of gulls *Larus argentatus* Pont., *L. fuscus*, and *L. marinus* L. With cestoda on the coast of wales. *Parasitology*, **55** (2): 237-256.

Wilson, G.H.; Greenacre, C.B.; Howerth, E.W.; Ambrose, D.L. & Fontenot, D. 1999. Ascariidiosis in a group of psittacine birds. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, **13** (1): 32-39.

Wilson, K.I.; Yazwinski, T.A.; Tucker, C.A. & Johnson, Z.B. 1994. A survey into the prevalence of poultry helminths in Northwest Arkansas commercial broiler chickens. *Avian Diseases*, **38** (1): 158-160.

Wink, M.; Kahl, U. & Heidrich, P. 1994. Lassen sich SilberWeißkopf- und Heringsmöwe (*Larus argentatus*, *L. cachinnans*, *L. fuscus*) molekulargenetisch unterscheiden? *J. Ornithol.*, **135**: 73-80.

Winnepenninckx, B.; Backeljau, T. & De Wachter, R. 1995. Phylogeny of protostome worms derived from 18S rRNA sequences. *Molecular Biology and Evolution*, **12** (4): 641-649.

Wittenberg, J.F. & Hunt, G.L. Jr. 1985. The adaptative significance of coloniality in birds. En: Farner, D.S.; King, J.R. & Parkes, K.C. (eds.) *Avian Biology (Voll. III)*. Academic Press, New York: 1-78.

Wong, P.L.; Anderson, R.C. 1982. The transmission and development of *Cosmocephalus obvelatus* (Nematoda: Acuarioidea) of gulls (Laridae). *Canadian Journal of Zoology*, **60** (6): 1426-1440.

Wong, P.L.; Anderson, R.C. 1993. New and described species of nematodes from shorebirds (Charadriiformes) collected in spring in Iceland. *Systematic Parasitology*, **25** (3): 187-202.

Yadav, A.K. & Tandon, V. 1991. Helminth parasitism of domestic fowl (*Gallus domesticus* L.) in a subtropical high-fall area of India. *Beiträge zur Tropischen Landwirtschaft und Veterinärmedizin*, **29** (1): 97-104.

Yamaguti, S. 1959. *Systema helminthum*. Vol. II New York: Interscience Publishers, 860 pp.

Yamaguti, S. 1961. *Systema Helminthum*. Vol. III Nematodes of Vertebrates. Interscience Publ. Inc. New York-London.

- Yamaguti, S. 1971. Digenea of birds. En: *Synopsis of Digenetic Trematodes of Vertebrates*. Vol I. Ed. Keigaku Publishing Co. Tokyo, Japan: 475-686.
- Yeh, L.S. 1957. A collection of helminths from the great bustard *Otis tarda* from Spain, with a description of a new species of oxyspirura (Nemat.). *Proceeding of the Zoological Society of London*, **128**: 279-286.
- Yesou, P. 1991. The sympatric breeding of *Larus fuscus*, *L. cachinnans* and *L. argentatus* in western France. *Ibis*, **133**: 256-263.
- Yorke, W. & Maplestone, P.A. 1926. *The nematode parasites of vertebrates*. J&A Churchill, London.
- Yusuf, M.; Rehman, B.; Saadullah; Shah, I.U. & Habibullah, Q. 1981. Incidence of *Ascaridia galli* in poultry at Faisalabad. *Pakistan Veterinary Journal*, **1** (4): 166.
- Zarlenga, D.S.; Hoberg, E.P.; Stringfellow, F. & Lichtenfels, J.R. 1998. Comparisons of two polymorphic species of *Ostertagia* and phylogenetic relationships within the Ostertagiinae (Nematoda: Trichostrongyloidea) inferred from ribosomal DNA repeat and mitochondrial DNA sequences. *Journal of Parasitology*, **84** (4): 806-812.
- Zarzara, C. 1991. Studies concerning the parasitic form in pigeons pheasants and peacocks. *Lucrarile Institutului de Cercetari Veterinare si Biopreparate Pasteur*, **19**: 127-146.
- Zehnder, M.P. & de Chambrier, A. 2000. Morphological and molecular analyses of the genera *Peltidocotyle* Diesing 1850 and *Othinosclex* Woodland 1933, and a morphological study of *Woodlandiella* Freze, 1965 (Eucestoda, Proteocephalidea), parasites of South American siluriform fishes (Pimelodidae). *Systematic Parasitology*, **46** (1): 33-43.
- Zehnder, M.P.; de Chambrier, A.; Vaucher, C. & Mariaux, J. 2000. *Nomimoscolex suspectus* n. sp. (Eucestoda: Proteocephalidea: Zygobothriinae) with morphological and molecular phylogenetic analyses of the genus. *Systematic Parasitology*, **47** (3): 157-172.
- Zehnder, M.P. & Mariaux, J. 1999. Molecular systematic analysis of the order Proteocephalidea (Eucestoda) based on mitochondrial and nuclear rDNA sequences. *International Journal for Parasitology*, **29** (11): 1841-1852.
- Zhu, X.; Gasser, R.B. & Chilton, N.B. 1998. Differences in the 5.8S rDNA sequences among ascarid nematodes. *International Journal for Parasitology*, **28** (4): 617-622.
- Zuccherro, P.J. 1942. Notes on the life cycle of *Capillaria annulata*. *Proceedings of the West Virginia Academy of Science* **15**: 96-106.
- Zuk, M.; Kim, T.; Robinson, S.I. & Johnsen, T.S. 1998. Parasites influence social rank and morphology, but not mate choice, in female red junglefowl, *Gallus gallus*. *Animal Behaviour*, **56** (2): 493- 499.