

ARTÍCULO ORIGINAL

Parasitismo gastrointestinal en tiuque común Milvago chimango chimango (VIEILLOT, 1816) (Falconidae, Aves) en Ñuble, Chile.

JULIO SAN MARTÍN*, CRISTINA BREVIS*, LUIS RUBILAR*,
OLIVER KRONE** y DANIEL GONZÁLEZ-ACUÑA*.

GASTROINTESTINAL PARASITISM IN COMMON CHIMANGO CARACARA *Milvago chimango chimango* (VIEILLOT, 1816) (FALCONIDAE, AVES) IN ÑUBLE, CHILE

The parasitic fauna of 21 *Chimango caracaras* (*Milvago c. chimango*) from Chillán city (36° 34' S- 72° 06' W) was analyzed. Three species of Nematoda (prevalences between parentheses) are reported: *Porrocaecum depressum* (Ascarididae) (38.1 ± 10.6%), *Cyrnea (Procyrnea) spinosa* (Habronematidae) (52.4 ± 10.9%) and *Capillaria tenuissima* (Capillariidae) (71.4 ± 9.9%). No species of Trematoda, Cestoda, Protozoa or *Trichinella* were reported. No histologic injury attributed to gastrointestinal parasites was observed.

Key words: *Milvago c. chimango*, endoparasites, Nematoda.

INTRODUCCIÓN

El tiuque, *Milvago chimango* (Caracarinae, Falconidae), es una de las aves rapaces más comunes en Chile¹, habita en todos los ambientes, en campos recién labrados², y en varias ocasiones sigue al hombre en sus actividades como son la agricultura, la industria conservera, basurales, etc¹. En Chile, se distribuye desde Atacama hasta Tierra del Fuego y de la cordillera de los Andes hasta la costa, siendo la subespecie común [*M. c. chimango* (Vieillot, 1816)] la más abundante en Chile². Además, es frecuente en toda Argentina, Uruguay, Paraguay y el sur de Brasil^{1,3}. Los estudios realizados sobre su biología y ecología, incluyendo los parasitológicos, son escasos⁴. Con respecto a los helmintos, se describió el

Synhimantus milvagoi Boero et Led, 1971 (Acuariidae, Nematoda) en estómago, y se reportó el *Ophiosoma microcephalum* Szidat, 1928 (Strigeidae, Trematoda), ambos en Argentina⁵. Además, se han aislado ácaros y Phthiraptera en tiuques comunes de Chillán⁶ y los protozoos Haemosporina *Leucocytozoon toddi* Sambon, 1908 y *Haemoproteus tinnunculi* (Wasielewski et Wulker, 1918) en tiuques de la Isla Grande de Chiloé⁴ (probablemente *M. c. temucoensis* Sclater, 1918).

El objetivo del presente trabajo será determinar la fauna parasitaria del tiuque común en una localidad de la provincia de Ñuble de Chile, primer estudio que se realiza en esta especie de ave de nuestro país.

* Universidad de Concepción, Facultad de Medicina Veterinaria, Casilla 537, Chillán, Chile.

** Institute for Zoo and Wildlife Research, P.O. Box 601103, 10252 Berlin, Germany.

MATERIAL Y MÉTODOS

Las aves analizadas correspondieron a tiuques que murieron en la clínica de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad de Concepción, Campus Chillán (36° 34' LS- 72° 06' LO) (Provincia de Ñuble), en la zona centrosur de Chile. Estudios sobre la ornitofauna del Campus⁷ indican que el tiuque es una especie frecuente, debido a la presencia de árboles altos que utiliza como dormitorios.

El procedimiento incluyó la necropsia de 21 cadáveres de tiuque mediante una incisión de la cavidad general. Se obtuvieron trozos de músculo pectoral, de los estómagos e intestino delgado que fueron fijados en formalina tamponada al 10% y enviados a histopatología.

Las técnicas de colecta, fijación y tinción de los endoparásitos se basaron en una metodología descrita previamente⁸. Cada endoparásito aislado fue observado al microscopio, para determinar su sexo o estado de desarrollo, género y especie.

De los segmentos de músculos pectorales, de estómago glandular, estómago muscular e intestino delgado, conservados en formalina tamponada al 10%, se realizaron cortes transversales y longitudinales que abarcaron todas las capas tisulares. Cada una de las porciones fue troceada y pasada a casete. Posteriormente los casetes iniciaron el proceso de deshidratación e inclusión en parafina que se realizó en un procesador de tejidos Citadel™ 1000. Los bloques fueron armados en un dispensador Tissuetek™ II, fueron cortados en un micrótopo Leica™, obteniéndose cortes de 4 µm de espesor, que fueron teñidos con Hematoxilina y Eosina, según técnicas histológicas estándares⁹. Todos los cortes fueron observados utilizando un microscopio óptico modelo Carl Zeiss Estándar. Además de los músculos pectorales de las aves se realizaron 5-7 cortes que fueron colocados en una placa de triquinoscopía para la observación en un microscopio óptico modelo Carl Zeiss Estándar. Este músculo recibe un gran número de larvas durante la infección¹⁰.

Para los datos obtenidos se utilizaron los términos prevalencia (P), intensidad media (I_M) y abundancia media (A_M)¹¹. Se consideró especies “núcleo” (“core”) a aquellas con prevalencia mayores del 70%, especies “secundarias” a aquellas con prevalencias entre 20% y 70%, y a aquellas con prevalencias bajo 20%, como

especies “satélites”¹². Se obtuvieron las relaciones de sexo (RHM) (razón entre las abundancias medias de hembras y machos) y la relación de larvas/adultos (RLA) (razón entre las abundancias medias de los estados inmaduros y del total de adultos) de todos los parásitos recolectados. Los datos paramétricos son presentados de manera descriptiva, debido a que en muestras de tamaño pequeño no se puede confirmar la significancia de las diferencias al comparar valores¹³.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el 95,2% (20/21) de las aves se identificaron tres especies de nemátodos correspondientes a *Cyrnea (Procyrnea) spinosa* (Habronematidae, Spirurida), *Porrocaecum depressum* (Ascarididae, Ascaridida) y *Capillaria tenuissima* (Capillariidae, Trichocephalida). El total de helmintos recolectados fue de 2.113.

***Cyrnea (Procyrnea) spinosa* (Gendre, 1923)**; especie recolectada desde el lumen y mucosa del ventrículo y proventrículo, órganos que corresponden a los hábitats de los espirúridos¹⁴; con un total de 43 nemátodos y una prevalencia de $52,4 \pm 10,9\%$ (especie secundaria). Su intensidad varió entre 1 y 16, presentando una I_M de 3,9 y una A_M de $2,1 \pm 3,7$ (Tabla 1). Del total mencionado, 19 *C. spinosa* eran machos, 16 hembras y 8 larvas. La RHM fue 0.8 hembra por macho, la RLA fue 0,2 larva por adulto (Tabla 2). Varias especies de *Procyrnea* han sido descritas en aves rapaces en el mundo¹⁵. *Procyrnea spinosa* ha registrada en Países Bajos¹⁶ y en Francia (como *Habronema spinosa*) en el cernícalo común (*Falco tinnunculus* L.)¹⁵. En Brasil, los Habronematinae hallados en Caracarinae corresponden a *P. leptoptera* en chimachimá o garrapateiro [*Milvago chimachima chimachima* (Vieillot)] y traro o carancho [*Caracara p. plancus* (Miller)]; y a *Procyrnea sp.* en *Caracara sp.*^{17,18}. En Chile, no hay registros previos de *Cyrnea (Procyrnea)* en aves domésticas¹⁹ ni silvestres²⁰.

***Capillaria tenuissima* (Rudolphi, 1809) Yamaguti, 1941**; alcanzó una prevalencia de $71,4 \pm 9,9\%$ (especie núcleo a secundaria), con un total de 2.032 helmintos. Su intensidad varió entre 1 y 901, con una I_M de 135,5 y una A_M de $96,8 \pm 200,4$ (Tabla 1); siendo esta especie la más abundante y de cuyo total, el número de helmintos intraespecífico fue: 524 machos, 1305

hembras y 203 larvas. La RHM fue 2,5 hembras por macho y la RLA, 0.1:1 (Tabla 2). Los nemátodos de la familia Capillariidae parasitan diversos epiteliós, incluyendo el intestino delgado de varias rapaces²¹. Se transmiten de manera directa o a través de hospedadores intermediarios como moluscos u oligoquetos¹⁴, los que incluye la dieta del tiuque²². *Capillaria tenuissima* ha sido registrada en intestino delgado y a veces en estómago muscular de rapaces, en Europa^{16,23}. Otras especies intestinales de Capillariidae, descritas en rapaces, son *Baruscapillaria falconis* (Goeze, 1782) Baruš & Sergeeva, 1990, hallada en intestinos de rapaces de Europa y Norteamérica^{15,16}; y *Aonchotheca caudinflata* (Molin, 1858) Moravec, 1982, en Países Bajos¹⁶. En Cataluña se registra una prevalencia de capilláridos intestinales de un 36,1%, sin determinar la especie, en aves Accipitridae y Falconidae²⁴. En Chile, se han descrito especies de *Capillaria* en gallinas domésticas²⁰; perdiz común, *Nothoprocta perdicaria* (Kittlitz); codorniz, *Callipepla californica* (Shaw); gaviotas (*Larus* spp.) y en palomas asilvestradas (*Columba livia* Gmelin)²⁵.

Porrocaecum depressum Zeder, 1800; presentó una prevalencia de 38,1 ± 10,6%

(especie secundaria) con un total de 38 especímenes, una intensidad desde 1 a 12, I_M de 4,8 y una A_M de 1,8 ± 3,5 (Tabla 1). De la totalidad de *P. depressum*, 14 fueron machos, 11 hembras y 13 larvas. La RHM fue de 0,8:1 y RLA de 0,5:1 (Tabla 2). Los miembros de este género son relativamente poco comunes, aunque más frecuentes en aves jóvenes y rara vez en altas intensidades¹⁴, parasitando intestino delgado y estómago muscular de Falconiformes²³. El *P. depressum* ha sido colectada de especies de Falconiformes y Strigiformes de Europa, América del Norte, Brasil, India y Australia^{15,16}.

No se encontraron Trematoda en las aves examinadas, aunque existe la referencia del *Ophiosoma microcephalum* en tiuque de la Provincia de Buenos Aires, Argentina⁵. La ausencia en este estudio, de este grupo de parásitos, podría explicarse por la rareza de los tremátodos en aves rapaces de países templados y fríos¹⁴. Tampoco se presentaron Cestoda, lo que podría deberse a que este grupo es de escasa presentación en rapaces¹⁴ y por otra parte, precisan de la presencia de hospedadores intermedios como roedores y escarabajos²⁶ lo que complica más su ciclo biológico.

La aparición de *P. depressum* en el tracto

Tabla 1. Intensidad (I), intensidad media (I_M), abundancia media (A_M), prevalencia (P) y frecuencia (F) de nemátodos parásitos hallados en tiuque común, *Cyrnea (Procyrnea) spinosa*, *Porrocaecum depressum* y *Capillaria tenuissima* y su hábitat (H)

Especies	H	TE	TP	Total parásitos	rango	I I _M	A _M	P± EE (%)	F (%)†
<i>C. (P.) spinosa</i>	P/V	21	11	43	1 - 16	3,9	2	52,4 ± 10,9	2
<i>P. depressum</i>	ID	21	8	38	1 - 12	4,8	1,8	38,1 ± 10,6	1,8
<i>C. tenuissima</i>	ID	21	15	2.032	1 - 901	135,5	96,8	71,4 ± 9,9	96,2

TE = Tiuques examinados; TP = Tiuques positivos; EE = Error estándar; P/V = Proventrículo y/o ventrículo; ID = Intestino delgado; † = Frecuencia, el porcentaje con respecto al total de nemátodos.

Tabla 2. Relaciones numéricas de abundancia según sexo y madurez sexual de nemátodos *Cyrnea (Procyrnea) spinosa* (CE), *Porrocaecum depressum* (PD) y *Capillaria tenuissima* (CT) en tiuques comunes

SP	T♂	M♂	DE	T♀	M♀	DE	RHM	TL	ML	DE	RLA	T	A _M	DE
CE	19	0,9	± 2	16	0,8	± 1,1	0,8	8	0,4	± 1,3	0,2	43	2	± 3,7
PD	14	0,7	± 1,3	11	0,5	± 1,4	0,8	13	0,6	± 1,2	0,5	38	1,8	± 3,5
CT	524	25	± 52,9	1.305	62,1	± 120,9	2,5	203	9,7	± 28,5	0,1	2.032	96,8	± 200,4

SP = Especie, T = Total, M = Media, ♂ = Machos, ♀ = Hembras, L = Larvas, RHM = Relación hembra/macho, RLA = Relación larva/adulto, A_M = Abundancia media, DE = Desviación estándar.

digestivo superior se podría explicar por la presión sobre los recursos limitados que llevaría a la competencia parasitaria, a la restricción del sitio preferido, y posterior desplazamiento de poblaciones aglomeradas a sitios menos favorables²⁷; además de la emigración post-mortem de parásitos ascáridos, descrita desde el intestino a esófago e ingluvia²⁸.

Al considerar las prevalencias de las especies parasitarias analizadas (Tabla 1), se considera que las especies recolectadas están entre el rango de especies núcleo (*C. tenuissima*) y secundaria (*C. tenuissima*, *C. spinosa* y *P. depressum*), de modo que éstas proveerían la estructura básica de la comunidad de helmintos de los tiuques estudiados²⁹. Al comparar las prevalencias de *P. depressum* independiente de *C. tenuissima* y sin tomar en cuenta a la especie *C. spinosa*, cuyos hábitats son los estómagos; fueron 4,8% (n = 1) y 47,6% (n = 10), respectivamente; con la prevalencia de las dos especies simultáneamente de 33,3% (n = 7). Al parecer *C. tenuissima* es desfavorecido por *P. depressum*, lo que se puede apreciar al analizar las intensidades de éste, ya que el tiuque que presentó la mayor intensidad de *P. depressum* (I = 12), a su vez presentó una baja intensidad de *C. tenuissima* (I = 13).

Capillaria tenuissima demuestra una poliginia muy marcada (RHM = 2,5), quizás debida al bajo número de ejemplares muestreados, lo que no se observa en las otras especies de nemátodos que se acercan a la unidad (ambos RHM = 0,8). Ambos sexos se producen usualmente en números aproximadamente iguales³⁰, pero cuando la prevalencia y/o intensidad de infección son bajas, se favorecen fuertemente las relaciones de sexo que se inclinan a las hembras, para incrementar la probabilidad de apareo, en parásitos polígamos³¹.

Dos individuos mostraron en sus cortes histológicos formas parasitarias que corresponden a nemátodos. En un corte de estómago muscular (ventrículo) se encontró un corte transversal de un nemátodo en una vista transversal, entre las proyecciones de la mucosa de este órgano, que se presume que se trate de un parásito de la especie *C. spinosa*, debido a la localización anatómica de la forma parasitaria¹⁴. En otro corte, de la zona entre estómago muscular y duodeno de un tiuque, se observaron diferentes etapas de desarrollo (adultos y huevos) de nemátodos que corresponderían a una especie del género

Capillaria, (posiblemente *C. tenuissima*), debido a la presencia de huevos de forma típica a los de este grupo de parásitos^{14,32} y además, porque este género fue hallado profusamente en el intestino delgado durante las necropsias parasitarias. En ninguno de los casos se observó alteraciones anatómicas ni histológicas atribuibles a parasitosis como la respuesta inflamatoria bajo el epitelio, lo cual podría deberse a las características de queratinización de los estómagos y a que no se han alcanzado niveles críticos de patogenicidad, ya que en general, las lesiones por parásitos son muy variables en rango³². Para el caso de *P. depressum*, se explicaría porque las ascarirosis, no provocan signos clínicos ni histológicos evidentes, a menos que sea muy grave la infección, lo que está relacionado con el estado inmunitario del hospedador y el número de parásitos que lo infecten²⁸. Los mecanismos de escape de los parásitos a las respuestas hícticas corresponden al secuestro anatómico (utilizado por *Trichinella* sp y nemátodos intestinales), la evitación del reconocimiento y la supresión de las respuestas inmunitarias del hospedador³³.

No se hallaron protozoos, los cuales son comunes en rapaces silvestres al final de la época de migración y en estados de debilidad (ej. por estrés)²⁶, como es el caso de especies de coccidias ocasionalmente descritas en Falconidae y que se transmiten a través de las heces, elementos contaminados o de hospedadores intermedios como las lombrices de tierra^{14,21}.

Mediante las técnicas de trichineloscopia e histopatología muscular, no se encontró ninguna larva de *Trichinella* Railliet, 1895, resultado esperable debido a que no hay registros en Chile de este parásito en aves silvestres²⁵. La trichinelosis se presenta en aves con frecuencia baja, provocada por la *T. pseudospiralis* Garkavi, 1972, especie cosmopolita que ha sido hallada en Europa, Medio Oriente, América del Norte y Australia en diversas especies de rapaces³⁴ y en otras especies de aves y mamíferos, siendo una zoonosis³⁵. De este modo, aves chilenas como el tiuque, debido a su dieta en ocasiones carroñera o depredadora¹, pueden ser afectadas por trichinelosis, lo que debe ser dilucidado mediante más investigaciones. Aunque está descrita como técnica, la triquinoscopia se considera ineficaz para el examen en mataderos o para el diagnóstico de especímenes de biopsia

humana, porque el parásito carece de cápsula de colágeno, y por lo tanto es fácil confundirlo con una fibra muscular, dificultándose su detección³⁵. Otras técnicas son la digestión artificial y pruebas serológicas (IFAT, ELISA) que están disponibles para animales domésticos y el hombre. Además, se ha desarrollado una técnica de PCR simple e inequívoca para reconocer los diferentes genotipos disponibles de *Trichinella*³⁶.

En el presente trabajo se aprecia que aún es mucho lo que queda por conocer sobre las comunidades de fauna simbiótica que habitan en el tiuque común, como así en muchas otras aves de Chile y Latinoamérica. Es indudable, aunque impreciso, el papel que juega esta ave y sus parásitos en toda su distribución, la cual es muy amplia en Sudamérica y Chile, e incluye de manera importante, territorio de uso antrópico.

RESUMEN

Se analizó la fauna parasitaria de 21 tiuques (*Milvago c. chimango*) de la ciudad de Chillán (36° 34' S- 72° 06' O). Se reportan tres especies de Nematoda (prevalencias entre paréntesis): *Porrocaecum depressum* (Ascarididae) (38,1 ± 10,6%), *Cyrnea (Procyrnea) spinosa* (Habrone-matidae) (52,4 ± 10,9%) y *Capillaria tenuissima* (Capillariidae) (71,4 ± 9,9%). No se reportaron especies de Trematoda, Cestoda, Protozoa ni *Trichinella*. No se observó lesión histológica atribuible a parásitos gastrointestinales.

REFERENCIAS

- 1.- EGLI M, G, AGUIRRE J. Aves de Santiago. Unión de Ornítólogos de Chile (UNORCH). Santiago, Chile, 2000; 130 pp.
- 2.- ARAYA M B, MILLIE G, BERNAL M. Guía de campo de las aves de Chile. (9ª ed.). Editorial Universitaria. Santiago, Chile. 2000; 406 pp.
- 3.- DE LA PEÑA M R, RUMBOLL M. Birds of southern South America and Antarctica. Harper Collins Publisher Ltd. London, England, 1998; 304 pp.
- 4.- FORRESTER D J, FOSTER G W, MORRISON J L. *Leucocytozoon toddi* and *Haemoproteus tinunculi* (Protozoa: Haemosporina) in the Chimango Caracara (*Milvago chimango*) in Southern Chile. Mem Inst Oswaldo Cruz Rio de Janeiro 2001; 96: 1023-4.
- 5.- BOERO J J, LED J E. El parasitismo de la fauna autóctona. V. Los parásitos de las aves argentinas. VI. Los parásitos de los ofidios argentinos. VII. Los parásitos de los murciélagos argentinos. Analecta Vet 1971; 3: 91-103.
- 6.- SAN MARTÍN J, BREVIS C, RUBILAR L, et al. Ectoparasitismo en tiuque común *Milvago chimango chimango* (Vieillot, 1816) (Aves, Falconidae) en la zona de Ñuble, Chile. Lundiana, 2005; 6: 49-55.
- 7.- GONZÁLEZ-ACUÑA D, PIZARRO J C. Levantamiento de la ornitofauna en el Campus Chillán de la Universidad de Concepción. Ciencia Ahora (Chile), 2001; 4 :10-17.
- 8.- KINSELLA J M, FORRESTER D J. Helminth parasites of the Florida duck, *Anas platyrhynchos fulvigula*. Proc Helminthol Soc Wash 1972; 39: 173-6.
- 9.- LUNA L G. Histologic staining methods of the Armed Forces Institute of Pathology (3rd ed). Mc Graw-Hill Book Co. New York, USA, 1968; 258 pp.
- 10.- SAUMIER M D, RAU M E. The influence of *Trichinella pseudospiralis* infection on the behaviour of captive, nonbreeding American kestrels (*Falco sparverius*). Can J Zool 1988; 66: 1685-92.
- 11.- BUSH A, LAFFERTY K, LOTZ J, SHOSTACK A. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. J Parasitol 1997; 83: 575-83.
- 12.- FEDYNICH A M, PENCE D B. Helminth community structure and pattern in a migratory host *Anas platyrhynchos*. Can J Zool 1994; 72: 496-505.
- 13.- SNEDECOR G W, COCHRAN W G. Métodos estadísticos. Compañía Editorial Continental. México, 1971; 703 pp.
- 14.- FORBES N A. Chronic weight loss, vomiting and dysphagia. In: Beynon, P. H.; Forbes, N. A.; Harcourt-Brown, N. H. BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Waterfowl. British Small Animal Veterinary Association Limited. Shurdington, UK; 1996; pp. 189-96.
- 15.- YAMAGUTI S. Systema Helminthum. Vol. III. The Nematodes of vertebrates. Interscience Publishers. New York, USA; 1961; 329 pp.
- 16.- BORGSTEEDE F H M, OKULEWICZ A, ZOUN P E F, OKULEWICZ J. The helminth fauna of birds of prey (Accipitriformes, Falconiformes and Strigiformes) in the Netherlands. Acta Parasitol 2003; 48: 200-7.
- 17.- PINTO R M, VICENTE J J, NOROÑA D. Nematode parasites of Brazilian accipitrid and falconid birds (Falconiformes). Mem Inst Oswaldo Cruz 1994; 89: 359-62.
- 18.- VICENTE J J, RODRIGUES H, GOMES D, PINTO R M. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nemátoides de aves. Rev Bras Zool Curitiba 1995; 12 (supl 1) 1-273.
- 19.- ALCAÍNO H, GORMAN T. Parásitos de los animales domésticos en Chile. Parasitol al Día 1999; 23: 33-41.
- 20.- CATTÁN P E. Helminths. En: Simonetti, J. A.; Arroyo, M. T. K.; Spoto, A. E.; Lozada, E. (Eds.). Diversidad biológica de Chile. Comisión Nacional de Investigación Científica y Tecnológica. Santiago, Chile, 1995; pp. 117-27.
- 21.- HEIDENREICH M. Greifvögel: Krankheiten, Haltung, Zucht. Blackwell Wissenschafts-Verlag Berlin, Deutschland, 1996; 304 pp.
- 22.- CABEZAS V M, SCHLATTER R P. Hábitos y comportamientos alimentarios de *Milvago chimango* (Vieillot) (Aves: Falconidae). An Mus Hist Nat Valpso 1987; 18: 131-41.
- 23.- SAN MARTÍN M L, ÁLVAREZ F, BARREIRO G, LEIRO J. Helminth fauna of Falconiform and Strigiform birds of prey in Galicia, Northwest Spain. Parasitol Res 2004; 92: 255-63.

- 24.- FERRER D, MOLINA R, ADELANTADO C, KINSELLA J M. Helminths isolated from the digestive tract of diurnal raptors in Catalonia, Spain. *Vet Rec* 2004; 154: 17-20.
- 25.- HINOJOSA-SÁEZ A, GONZÁLEZ-ACUÑA D. Estado actual del conocimiento de helmintos en aves silvestres de Chile. *Gayana*. (en prensa).
- 26.- ISENBÜGEL E, RÜBEL A. Greifvögel. In: Gabrish, K.; Zwart, P. (Eds.) *Krankheiten der Wildtiere exotische und heimische Tiere in der Tierarztpraxis*. Schlütersche. Hannover, Deutschland, 1987; pp. 191-225.
- 27.- KENNEDY C R. *Ecological animal parasitology*. Blackwell Scientific Publications. Oxford, UK. 1975; 162 pp.
- 28.- WEISS E. Órganos digestivos. En: Dahme, E.; Weiss, E. *Anatomía patológica especial veterinaria*. Acribia. Zaragoza, España; 1989; pp. 121-182.
- 29.- BUSH A, HOLMES J C. Intestinal helminths of Lesser Scaup ducks: Patterns of association. *Can J Zool* 1986; 64: 132-41.
- 30.- FISHER R A. *The genetical theory of natural selection*. 2nd edition. Dover, New York, USA. 1958; 158 pp.
- 31.- POULIN R. Population abundance and sex ratio in dioecious helminth parasites *Oecologia*, 1997; 111: 375-80.
- 32.- FREITAS J F, ALMEIDA J L. O gênero “*Capillaria*” Zeder, 1800 (“Nematoda - Trichuroidea”) e as capillarioses nas aves domesticas. *Rev Dep Nac Prod Anim (D. N. P. A.)* 1935; 2 (4-6): 310-63.
- 33.- ROITT I M, BROSTOFF J, MALE D K. *Inmunología*. (3ª ed.) Ediciones Científicas y Técnicas. Barcelona, España, 1993; 411 pp.
- 34.- KINNE J, WERNERY U. Trichinellosis in raptors in the United Arab Emirates. *Falco* 2000; 15: 4-5.
- 35.- RANQUE S, FAUGÈRE B, POZIO E, et al. *Trichinella pseudospiralis* outbreak in France. *Emerg Infect Dis* 2000; 543-47.
- 36.- ZARLENGA D S, CHUTE M B, MARTIN A, PAPEL C M O. A multiplex PCR for unequivocal differentiation of all encapsulated and non-encapsulated genotypes of *Trichinella*. *Int J Parasitol* 1999; 9: 1859-67.

Agradecimientos: A la dirección de Investigación de la Universidad de Concepción, al Dr. Sergio Donoso, Depto. de Patología y Medicina Preventiva, Fac. de Med. Vet., U de C, Campus Chillán, por sus comentarios. Al Dr. Manuel Sanmartín, Universidad de Santiago de Compostela (España) y a la Dra. Anna Okulewicz, Wroclaw University (Polonia), por la información aportada. Al Sr. Jorge Solís, Laboratorio de Zoología de la U de C, Chillán por su ayuda en preparación de muestras.