Revista de Biología Marina y Oceanografía
Vol. 50, Nº2: 353-358, agosto 2015
DOI 10.4067/S0718-19572015000300013

NOTA CIENTÍFICA

Cormorán imperial, *Phalacrocorax atriceps* (Aves, Phalacrocoracidae): Nuevo hospedero para un parásito respiratorio, *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *phenisci* (Nematoda, Syngamidae)

Imperial shag, *Phalacrocorax atriceps* (Aves, Phalacrocoracidae): New host for a respiratory parasite, *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *phenisci* (Nematoda, Syngamidae)

Pablo Oyarzún-Ruiz[1,2] y Pamela Muñoz-Alvarado[1]

[1]Unidad de Parasitología Veterinaria, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile, casilla 567, Valdivia, Chile. pamela.munoz@uach.cl
[2]Programa de Magíster en Ciencias mención Salud Animal, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile, casilla 567, Valdivia, Chile

Abstract. In a small scale study, 5 specimens belonging to 4 species of Chilean cormorants were studied. From them, the imperial shag, *Phalacrocorax atriceps*, harboured the nematode *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *phenisci*, meanwhile in the other 3 cormorant species that were necropsied, no parasites were found. All the hosts came from the southern Chile, and were collected during 2013. Only 3 nematodes were found and all of them were inside the trachea; 2 of them were copulating, and the female was ovigerous, meaning that the imperial shag would be a suitable host for this parasite. This is the first record of *C.* (*C.*) *phenisci* in a cormorant. At necropsy, the bird was emaciated, however no lesions were found within the trachea.

Key words: Imperial shag, *Phalacrocorax*, *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *phenisci*, nematode

INTRODUCCIÓN

El cormorán imperial *Phalacrocorax atriceps* (King, 1828) está distribuido en la zona austral de Argentina y en Chile desde la región del Biobío hasta la región de Magallanes. Su hábitat es el litoral marino, especialmente fiordos y canales (Couve & Vidal 2003) y según lo indicado por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN), el estado de conservación de esta ave es de preocupación menor (BirdLife International & NatureServe 2014).

Los estudios parasitológicos en aves chilenas son escasos, siendo los géneros *Larus* (Aves, Charadriiformes) y *Phalacrocorax* (Aves, Pelecaniformes) los que poseen el mayor número de registros (Hinojosa-Sáez & González-Acuña 2005). Para el caso de los cormoranes, se han observado registros parasitarios principalmente en el yeco, *Phalacrocorax brasilianus*, del cual se aislaron parásitos gastrointestinales como: nematodos *Contracaecum rudolphii* (*sensu lato*) (Nematoda, Anisakidae), *Pseudoterranova* sp. (Nematoda, Anisakidae), *Anisakis* tipo I (Nematoda, Anisakidae); cestodo *Tetrabothrius* sp. (Platyhelminthes, Tetrabothriidae) y acantocéfalo *Corynosoma arctocephali* (Acanthocephala, Polymorphidae) (Torres *et al.* 1982, 1983, 1991, 1992, 1993, 2000, 2005). Además Garbin *et al.* (2011) diagnosticaron una nueva especie para Chile, *Contracaecum australe* (Nematoda, Anisakidae). Un estudio realizado en el cormorán de las rocas (*Phalacrocorax magellanicus*) proveniente de Puerto Williams, diagnosticó el nematodo *Ingliseria cirrohamata* (Nematoda, Acuariidae) (Díaz *et al.* 2009). En cuanto al cormorán imperial (*P. atriceps*) existe sólo un estudio de Torres *et al*. (1992), realizado en ejemplares capturados del Lago Tagua-Tagua sur de Chile, donde se aislaron los helmintos *C. rudolphii* (*sensu lato*), *C. arctocephali* y *Profilicollis antarcticus* (Acanthocephala, Polymorphidae).

Dentro de los parásitos respiratorios en aves, se encuentran los nematodos de los géneros *Cyathostoma* y *Syngamus*, ambos pertenecientes a la Familia Syngamidae Leiper, 1912 y Subfamilia Syngaminae Baylis y Daubney, 1926. Dentro del género *Cyathostoma* se han propuesto 2 subgéneros; *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) Blanchard, 1849 en el cual el macho posee un rayo dorsal extendiéndose más allá del margen de la bursa copulatriz, con una proyección tipo espina y el subgénero

Cyathostoma (*Hovorkonema*) Turemuratov, 1963, el cual posee un rayo dorsal sin una proyección tipo espina y éste no se extiende más allá del margen de la bursa copulatriz (Lichtenfels 1980).

En aves marinas de Chile, sólo existe un estudio de parásitos respiratorios que fue realizado en el pingüino de Humboldt (*Spheniscus humboldti*) (Baudet 1937), diagnosticando la especie *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *phenisci* Baudet, 1937, nematodo parásito que ha sido descrito previamente en pelícanos, pingüinos y colimbos (Courtney & Forrester 1974, Kinsella & Forrester 1999, Overstreet & Curran 2005, Kanarek *et al.* 2013). El objetivo del presente estudio fue describir endoparásitos del sistema respiratorio en cormoranes nativos del sur de Chile.

Materiales y métodos

Entre enero y septiembre 2013 se realizaron necropsia a 5 ejemplares de cormoranes: 1 guanay (*Phalacrocorax bougainvilli*), 2 liles (*Phalacrocorax gaimardi*) y 1 yeco (*Phalacrocorax brasilianus*) provenientes de Valdivia (Región de Los Ríos) y 1 cormorán imperial (*Phalacrocorax atriceps*), proveniente de Calbuco (Región de Los Lagos). Fue disecada la cavidad celómica para examinar los sacos aéreos del ave, también se realizó una cuidadosa segmentación de la tráquea, realizando un corte longitudinal hasta la bifurcación de ésta en los bronquios, para la pesquisa de parásitos respiratorios. Los helmintos aislados fueron preservados con etanol 70°, para luego ser depositados en un tubo eppendorf con lactofenol de Amann para su diafanizado (Wobeser 1997, Work 2000). A continuación los parásitos fueron montados entre portaobjeto y cubreobjeto para su observación bajo microscopio de luz. La medición de los helmintos se realizó con el software Scopemage v9.0 (SudeLab, 2009) asociado al microscopio óptico SudeLab, mediante capturas fotográficas. Se obtuvieron imágenes adicionales usando el software LAS EZ v3.0 (Leica Microsystems Limited, 2013) asociado a la lupa LEICA EZ4HD. Las mediciones fueron registradas según rango y promedio, este último expresado entre paréntesis. En el caso de evidenciar presencia de huevos se consideraron aquellos cercanos a la zona vulvar para asegurar su madurez y evitar sesgo en la medición. Las claves taxonómicas utilizadas para la identificación de los helmintos respiratorios fueron de acuerdo a lo descrito por Baudet (1937), Kanarek (2009), Kanarek *et al.* (2013), Lengy (1969) y Lichtenfels (1980). Los helmintos aislados fueron depositados en la colección de la Unidad de Parasitología Veterinaria de la Universidad Austral de Chile, Valdivia, Chile.

Resultados y discusión

Sólo el cormorán imperial resultó infectado con una especie de nematodo: 1 espécimen hembra ovígera y 2 machos encontrados en el sistema respiratorio, específicamente en el lumen traqueal.

Cyathostoma (*Cyathostoma*) *phenisci* Baudet, 1937 (Fig. 1)

Descripción general

Las características morfométricas (Tabla 1), fueron coincidentes para la especie *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *phenisci* descrita por Baudet en 1937. Los vermes presentaban una cápsula bucal en forma de copa con 6 dientes en su base, con un collar débilmente desarrollado en la apertura oral. Esófago amplio y muscular, con una dilatación en su tercio distal. Anillo nervioso y poro excretor a la mitad de la longitud del esófago, difícil diferenciarlos entre sí. El anillo nervioso ubicado en el extremo anterior en disposición diagonal.

Hembra (n= 1) (Fig. 1 A-C): Longitud total 28 mm, ancho máximo del cuerpo 706 µm, ancho del cuerpo a nivel de base cápsula bucal 569 µm, anillo nervioso 519 µm, vulva 694 µm, cloaca 273 µm. Longitud del esófago 978 µm, ancho 163 µm. Longitud de cápsula bucal 322 µm, ancho 499 µm. Distancia entre extremo anterior-anillo nervioso 803 µm, extremo anterior-poro excretor 803 µm, extremo anterior-vulva 10,1 mm, cloaca-punta extremo posterior 634 µm. Longitud de huevos 71-76 (73) µm, ancho 43-52 (47) µm. Punta de extremo posterior de hembra es aguzada. Útero visible, repleto de huevos uni-operculados. En la cápsula bucal, algunos de sus dientes son bífidos. La vulva ubicada levemente anterior al segmento medio del cuerpo. Relación longitud esófago/longitud corporal total 0,034. Relación distancia extremo anterior-vulva/longitud corporal total 0,361.

Macho (n= 2) (Fig. 1 A, D): Longitud total 7-8 (7) mm, ancho máximo del cuerpo 318-483 (400) µm, ancho del cuerpo a nivel de base cápsula bucal 265-313 (289) µm, anillo nervioso 230-345 (287) µm, base espículas 286-394 (340) µm. Longitud del esófago 779-856 (817) µm, ancho 110-144 (127) µm. Longitud de cápsula bucal 189-268 (228) µm, ancho 181-291 (236) µm. Distancia entre extremo anterior-anillo nervioso 619-734 (665) µm, extremo anterior-poro excretor 596-734 (665) µm. Longitud espículas 275-277 (677) µm. Longitud bursa copulatriz 121-210 (165) µm,

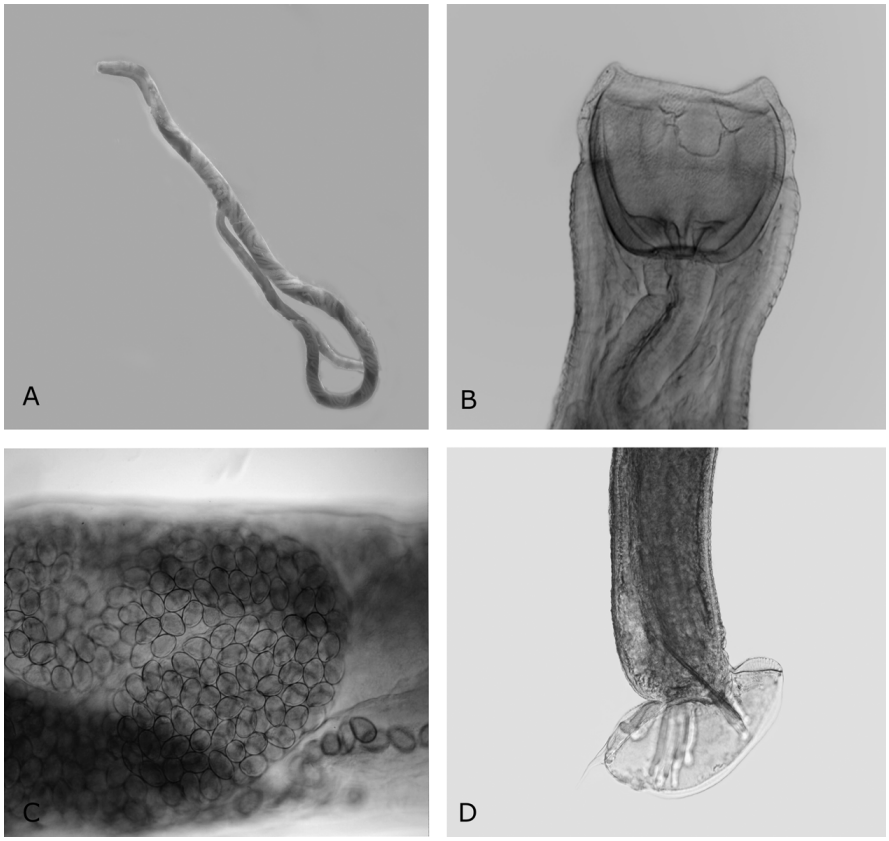

Figura 1. A) Hembra y macho copulando, formando una Y; B) Extremo anterior de hembra, nótese la presencia de múltiples dientes en la base de la cápsula bucal; C) Útero del nematodo hembra, donde se observa la gran cantidad de huevos; D) Extremo posterior de nematodo macho, nótese par de espículas y rayo dorsal con proyección tipo espina. Barra: (A)= 3 mm, (B-C)= 100 µm, (D)= 300 µm / A) Female and male copulating, Y-shaped; B) Anterior end of female specimen, see the presence of teeth in the bottom of buccal capsule; C) Uterus of female with multiple eggs; D) Posterior end of male specimen, see spicules and dorsal ray with projection thorn-like. Scale bar: (A)= 3 mm, (B-C)= 100 µm, (D)= 300 µm

ancho 508-692 (600) µm. El rayo dorsal se extiende más allá del borde de la bursa copulatriz, como una proyección tipo espina, en mitad de su longitud se divide en 2 lóbulos, los rayos externo-dorsales son de longitud similar entre sí y terminan en una pequeña dilatación. No hay presencia de un gubernaculum en el extremo posterior. Espículas similares en longitud. Relación longitud esófago/longitud corporal total 0,103-0,111 (0,107). Relación longitud espículas/longitud corporal total 0,033-0,039 (0,036). Relación longitud bursa copulatriz/longitud corporal total 0,017-0,025 (0,021).

La morfología de los especímenes aislados fue coincidente según lo descrito por Baudet (1937), Lichtenfels (1980), y Kanarek *et al.* (2013) para *C.* (*C.*) *phenisci*. Preliminarmente se identificó como *Syngamus trachea*, ya que se aisló una pareja en cópula con el típico aspecto de una 'Y' sin separarse (Fig. 1 A), lo cual sucedió sólo después de ser depositados en lactofenol. Según lo indicado por Kanarek (2009) las hembras y machos de *Cyathostoma* spp. usualmente se encuentran en cópula permanente y éstas se tienden a desacoplar una vez que son tratadas con formaldehido 4% caliente, como fijador o en este caso con la solución de lactofenol de Amann. Una vez diagnosticado el subgénero *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) se descartó *C.* (*C.*) *microspiculum*, dado que es de menor longitud, posee un esófago más corto, y las espículas son de menor longitud, con 84-150 µm (Lengy 1969, Kanarek 2009). Otra especie bastante similar es *C.* (*C.*) *verrucosum*, sin embargo el macho posee un gubernaculum en su extremo posterior (Lengy 1969). Aun así, es importante indicar que según los resultados moleculares de Kanarek *et al.* (2013), los nematodos *C.* (*C.*) *phenisci* y *C.* (*C.*) *verrucosum* se tratarían de una misma especie y características morfológicas como la presencia/ausencia de gubernaculum en los machos no debería considerarse un componente importante en su identificación (Tabla 1).

Respecto a los estudios de parásitos respiratorios en aves marinas, existe sólo un registro en Chile realizado por Baudet (1937), quien diagnosticó *C.* (*C.*) *phenisci* en el pingüino de Humboldt (*Spheniscus humboldti*). Por tanto el presente registro confirma la presencia de este nematodo parasito respiratorio, no sólo hospedado en el pingüinos de Humboldt, sino que además en el cormorán

Tabla 1. Comparación de los datos morfométricos entre *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *phenisci*, *C.* (*C.*) *verrucosum*, *C.* (*C.*) *microspiculum*, según resultados obtenidos y la información de varios autores. Medidas en milímetros, indicando rango. Adaptado de Kanarek *et al.* 2013 / Comparation of morphometric data between *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *phenisci*, *C.* (*C.*) *verrucosum*, *C.* (*C.*) *microspiculum*, according to the present results and the data of other authors. Measurements in milimeters, with range values. Adapted from Kanarek *et al.* 2013

	C. (*C.*) *phenisci*			*C.* (*C.*) *verrucosum*	*C.* (*C.*) *microspiculum*
	Presente estudio	Baudet 1937	Kanarek *et al.* 2013	Lengy 1969	Kanarek 2009
País	Chile	Chile	Sudáfrica	Sudan/Israel	Polonia
Hospedero	*Phalacrocorax atriceps*	*Spheniscus humboldti*	*Spheniscus demersus*	*Pelecanus onocrotalus*	*Phalacrocorax carbo*
Número de dientes	6	6	5-6	6-7	6
Collar	Débil	Débil	Ausente/Débil	Ausente	Ausente
Ubicación	Tráquea	Tráquea	Tráquea/Sacos aéreos	-	Tráquea
Macho:					
Longitud corporal	7,01-8,34	10,0-12,0	8,95-16,62	13,7-22,9	3,17-7,46
Ancho cuerpo	0,318-0,483	0,4	0,389-0,474	0,45-0,51	0,20-0,45
Longitud esófago	0,779-0,856	0,72-0,76	0,808-1,01	1,00-1,20	0,55-0,79
Cápsula bucal	0,189-0,268 x 0,181-0,291	0,260-0,30 x 0,22-0,30	0,268-0,33 x 0,221-0,283	0,340-0,421 x 0,275-0,308	0,13-0,20
Longitud espículas	0,275-0,277	0,29-,31	0,276-0,329	0,231-0,424	0,071-0,079
Gubernaculum	Ausente	Ausente	Ausente	Probablemente presente	Ausente
Hembra:					
Longitud corporal	28,00	34,0-39,0	18,3-32,0	50,5-60,96	10,22-24,30 (18,52)
Ancho cuerpo	0,706	0,6-0,7	0,494-0,760	0,86-0,92	0,33-0,92
Longitud esófago	0,978	1,0-1,150	0.755-0.940	4,6-5,44	0,62-0,91 (0,78)
Cápsula bucal	0,322 x 0,499	-	0,364-0,50 x 0,268-0,329	0,205-0,274 x 0,171-0,185	0,13-0,26 x 0,15-0,22
Distancia entre extremo anterior-vulva	10,1	Tercio anterior de la longitud corporal	Tercio anterior de la longitud corporal	27,1-32,7	3,51-6,38
Huevos	0,071-0,076 x 0,043-0,052	0,067-0,083 x 0,052-0,062	0,062-0,078 x 0,042-0,046	0,067-0,88 x 0,044-0,050	0,061-0,073 x 0,036-0,043

imperial (*P. atriceps*).

Cyathostoma (*C.*) *phenisci* ha sido reportado en muy pocas ocasiones a nivel mundial, detectado en Norteamérica en el pelícano pardo (*Pelecanus occidentalis*) (Courtney & Forrester 1974), pelícano blanco americano (*Pelecanus erythrorhynchus*) (Overstreet & Curran 2005) y colimbo grande (*Gavia immer*) (Kinsella & Forrester 1999), además en el pingüino de El Cabo (*Spheniscus demersus*) en África (Kanarek *et al.* 2013). En todas estas aves, se aislaron los nematodos desde la tráquea, pulmón y sacos aéreos. Las intensidades de infección determinadas por Courtney & Forrester (1974) en el pelícano pardo fueron bajas, de 1 a 4 vermes por ejemplar, y para el colimbo grande fueron de 1 a 5 nematodos (Kinsella & Forrester 1999), siendo ambos resultados, similares al presente estudio.

Para el caso de nematodos respiratorios diagnosticados en tráquea de cormoranes, se han hecho referencia a las especies *C.* (*C.*) *microspiculum* Skrjabin, 1915 obtenido del cormorán grande (*Phalacrocorax carbo*) en Europa, el cormorán pigmeo (*Phalacrocorax pygmeus*) en Asia (Kanarek 2009) y en el cormorán orejudo (*Phalacrocorax auritus*) en Norteamérica, aunque fue diagnosticado como *S. hexadontus* (Chin 1950), actualmente es considerado sinónimo de *C.* (*C.*) *microspiculum* (Kanarek 2009). Además se ha reportado *Syngamus* sp. en el cormorán neotropical (*Phalacrocorax brasilianus*) en Brasil (Monteiro *et al.* 2011) y *S. trachea* Montagu, 1811 en el cormorán neotropical en México (Violante-González *et al.* 2011).

El ciclo biológico de los *Cyathostoma* es ampliamente discutido, para algunas especies como *C. lari* o *C. bronchialis* se plantean como ciclos directos, pero siendo capaces de utilizar a insectos y lombrices de tierra como hospederos paraténicos. Para el caso de *C.* (*C.*) *microspiculum*, especie que afecta a cormoranes, no se ha dilucidado su ciclo biológico, sin embargo, considerando su dieta ictiófaga, se plantea que crustáceos podrían participar como primeros hospederos intermediarios, mientras que peces serían los hospederos de las formas infectantes del parásito (Kanarek 2009). Fagerholm (1996) indica que estos nematodos al encontrarse en la tráquea, son considerados un serio factor de enfermedad y causantes de diestrés respiratorio, emaciación, anemia, y según Fernando & Barta (2008) podrían ser una causa no-reconocida de mortalidad en

aves silvestres, ya que sólo unos pocos vermes son capaces de causar signos clínicos dramáticos bajo ciertas circunstancias. Además, la presencia del nematodo se ha asociado a la presencia de otros patógenos que causan aerosaculitis y neumonías fúngicas. Sin embargo, el cormorán estudiado no presentaba aerosaculitis ni lesiones micóticas en su sistema respiratorio, ni petequias en la mucosa traqueal, pero estaba totalmente emaciado, por lo que la causa de muerte pudo haber sido una condición multifactorial y no debido a la presencia de estos nematodos.

La hembra nematodo aislada, se encontró en cópula con el macho y bajo el microscopio de luz se observó la presencia de huevos, lo cual indica que la reproducción del parásito se puede llevar a cabo en el cormorán, y por tanto sería un potencial hospedero definitivo (Kinsella *et al*. 1998). Considerando la diversidad de hospederos para *C.* (*C.*) *phenisci*, abarcando tanto Pelecaniformes, y dentro de este orden taxonómico está igualmente el cormorán imperial, Gaviiformes y Sphenisciformes, la integridad de los 3 nematodos aislados, como también la presencia de una hembra ovígera, ausencia de lesiones granulomatosas y la ubicación en tráquea, se plantea que el cormorán imperial podría ser un óptimo hospedero para completar el ciclo biológico del nematodo y no se trataría de un hospedero accidental.

Este estudio constituye el primer registro de esta especie de nematodo parásito en un miembro de la familia Phalacrocoracidae, sin embargo, es necesario un estudio parasitológico a mayor escala en aves marinas, para ampliar el conocimiento respecto a la biodiversidad parasitaria y sus parámetros de infección, junto con realizar necropsias acuciosas, para determinar causas de muerte, patologías y nuevos registros parasitarios.

LITERATURA CITADA

Baudet E. 1937. *Cyathostoma phenisci* n. sp., parasite de tracheed'un pingouin. Annales de Parasitologie Paris 15: 218-224.

BirdLife International & NatureServe. 2014. *Phalacrocorax atriceps*. IUCN Red List of threatened species. <www.iucnredlist.org>

Chin T. 1950. Two new species of helminths from the cormorant, *Phalacrocorax auritus*. Journal of Parasitology 36(1): 20-24.

Courtney C & D Forrester. 1974. Helminth parasites of the brown pelican in Florida and Lousiana. The Helminthological Society of Washington 41: 89-93.

Couve E & C Vidal. 2003. Aquatic birds: Phalacrocoracidae, Imperial shag. Birds of Patagonia, Tierra del Fuego & Antarctic Penninsula -The Falckland Islands & South Georgia, pp. 416. Editorial Fantástico Sur Birding, Punta Arenas.

Díaz J, F Fonteneau, G Panisse, F Cremonte & G Navone. 2009. Redescription of *Ingliseria cirrohamata* (Linstow, 1888) (Nematoda: Acuariidae), including new hosts and geographical records. The Journal of Parasitology 95(2): 396-402.

Fagerholm P. 1996. Nematode parasites of marine- and shore birds, and their role as pathogens. Bulletin Scandinavian-Baltic Society of Parasitology 6(2): 16-30.

Fernando M & J Barta. 2008. Tracheal worms. In: Atkinson C, N Thomas & D Hunter (eds). Parasitic diseases of wild birds, pp. 343-351. Blackwell Publishing, Iowa.

Garbin L, S Mattiucci, M Paoletti, D González-Acuña & G Nascetti. 2011. Genetic and morphological evidences for the existence of a new species of *Contracaecum* (Nematoda: Anisakidae) parasite of *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) from Chile and its genetic relationship with congeners from fish-eating birds. The Journal of Parasitology 97(3): 476-492.

Hinojosa-Sáez A & D González-Acuña. 2005. Estado actual del conocimiento de helmintos en aves silvestres de Chile. Gayana 69(2): 241-253.

Kanarek G. 2009. The ocurrence of *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *microspiculum* (Skrjabin, 1915) (Nematoda: Syngamidae) in the great cormorant [*Phalacrocorax carbo* (L., 1758)] in north-eastern Poland. Journal of Helminthology 83: 391-398.

Kanarek G, E Horne & G Zalesny. 2013. *Cyathostoma* (*Cyathostoma*) *phenisci* Baudet, 1937 (Nematoda: Syngamidae), a parasite of respiratory tract of African penguin *Spheniscus demersus*: Morphological and molecular characterisation with some ecological and veterinary notes. Parasitology International 62: 416-422.

Kinsella J & D Forrester. 1999. Parasitic helminths of the common loon, *Gavia immer*, on its wintering grounds in Florida. The Helminthological Society of Washington 66(1): 1-6.

Kinsella J, G Foster, R Cole & D Forrester. 1998. Helminth parasites of the Bald-Eagle, *Haliaeetus leucocephalus*, in Florida. Journal of Helminthology 65: 65-68.

Lengy J. 1969. Notes on the classification of Syngamidae (Nematoda) with new data on some of the species. Israel Journal of Zoology 18: 9-23.

Lichtenfels R. 1980. Keys of the Superfamily Strongyloidea. In: Anderson R, A Chabaud & S Willmontt (eds). CIH keys to the Nematode parasites of vertebrates, pp. 27-28. CAB International, Wallingford.

Monteiro C, J Amato & S Amato. 2011. Helminth parasitism in the neotropical cormorant, *Phalacrocorax brasilianus*, in southern Brazil: effect of host size, weight, sex, and maturity state. Parasitology Research 109: 849-855.

Overstreet R & S Curran. 2005. Parasites of the American white pelican. Gulf and Caribbean Research 17: 31-48.

Torres P, L Figueroa, A Saldivia & J Barrientos. 1982. Gastrointestinal helminths of fish-eating birds from the Valdivia River, Chile. The Journal of Parasitology 68(6): 1157.

Torres P, V Sierpe & R Schlatter. 1983. Ocurrence of *Contracaecum rudolphii* in new hosts in Chile. Zeitschriftfür Parasitenkunde 69: 397-399.

Torres P, E Ruiz, W Gesche & A Montefusco. 1991. Gastrointestinal helminths of fish-eating birds from Chiloe Island, Chile. Journal of Wildlife Diseases 27(1): 178-179.

Torres P, A Contreras, V Cubillos, W Gesche, A Montefusco, C Rebolledo, A Mira, J Arenas, J Miranda, S Asenjo & R Schlatter. 1992. Parasitismo en peces, aves piscívoras y comunidades humanas ribereñas de los lagos Yelcho y Tagua-Tagua, X Región de Chile. Archivos de Medicina Veterinaria 24(1): 77-92.

Torres P, R Schlatter, A Montefusco, W Gesche, E Ruiz & A Contreras. 1993. Helminth parasites of piscivorous birds from lakes in the south of Chile. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 88(2): 341-343.

Torres P, J Valdivieso, R Schlatter, A Montefusco, J Revenga, F Marín, J Lamilla & G Ramallo. 2000. Infection by *Contracaecum rudolphii* (Nematoda: Anisakidae) in the Neotropic cormorant *Phalacrocorax brasilianus*, and fishes from the estuary of the Valdivia river, Chile. Studies on Neotropical Fauna & Environment 35: 101-108.

Torres P, J Ortega & R Schlatter. 2005. Nematode parasites of the digestive tract in neotropic cormorant chicks (*Phalacrocorax brasilianus*) from the River Cruces Ramsar site in southern Chile. Parasitology Research 97: 103-107.

Violante-González J, S Monks, S Gil-Guerrero, A Rojas-Herrera, R Flores-Garza & E Larumbe-Morán. 2011. Parasite communities of the neotropical cormorant *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves, Phalacrocoracidae) from two coastal lagoons in Guerrero state, Mexico. Parasitology Research 109: 1303-1309.

Wobeser G. 1997. Necropsy and sample preservation techniques. Diseases of wild waterfowl, pp. 237-248. Springer Science, New York.

Work T. 2000. Toma de muestras. Manual de necropsia de aves marinas para biólogos en refugios o áreas remotas, pp. 5-8. US Geological Survey, National Wildlife Health Center, Hawaii.

Recibido el 27 de noviembre de 2014 y aceptado el 15 de abril de 2015

Editor Asociado: Gabriela Muñoz C.