

UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
INSTITUTO DE PATOLOGÍA ANIMAL

**ESTUDIO TAXONÓMICO DE LA FAUNA PARASITARIA DEL TRACTO
GASTROINTESTINAL DE ZORRO GRIS (*Pseudalopex griseus*, Gray 1837), EN LA XII
REGIÓN DE MAGALLANES Y ANTÁRTICA CHILENA.**

Memoria de Título presentada como parte
de los requisitos para optar al TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO.

URSULA FABIOLA ALARCÓN NAVARRO
VALDIVIA – CHILE

2005

PROFESOR PATROCINANTE

Dr. Gastón Valenzuela J.

PROFESORES CALIFICADORES

Dra. Carolina Gallardo M.

Dr. Roberto Murúa B.

FECHA DE APROBACIÓN:

27 DE MAYO DE 2005.

**Me gustas cuando callas por que estas como
ausente
distante y dolorosa como si hubieras muerto
una palabra entonces, una sonrisa bastan
y estoy alegre, alegre que no sea cierto.**

Poema 15, Pablo Neruda.

A María, mi Madre.

ÍNDICE

CAPÍTULO	Páginas.
1. RESUMEN.....	1
2. SUMMARY.....	2
3. INTRODUCCIÓN.....	3
4. MATERIAL Y MÉTODOS.....	9
5. RESULTADOS.....	11
6. DISCUSIÓN.....	25
7. CONCLUSIONES.....	30
8. BIBLIOGRAFÍA.....	31
9. ANEXOS.....	38
10. AGRADECIMIENTOS.....	41

3. RESUMEN

Con el objeto de determinar las especies de helmintos parásitos presentes en estómago, intestino delgado e intestino grueso de zorros grises (*Pseudalopex griseus*), se realizó una investigación en la Provincia de Última Esperanza (51° 30' S; 73° 00' W), en la XII Región de Chile.

De 19 zorros examinados, 18 (94.7%) resultaron positivos a alguna especie de helminto parásito. Se encontraron positivos a alguna especie de parásito 8 (42.1%) estómagos, 17 (89.5%) intestinos delgados y 4 (21.1%) intestinos gruesos. Se identificó un total de 10 especies, de las cuales, se encontraron 5 géneros de nemátodos y 1 pentastómido en estómago; 4 géneros de nemátodos y 1 céstodo en intestino delgado; en intestino grueso se identificó 1 especie de nemátodo, céstodo y pentastómido. Las especies identificadas fueron: *Toxascaris leonina* (89.4%), *Toxocara canis* (52.6%), *Uncinaria stenocephala* (5.2%), *Trichostrongylus colubriformis* (5.2%), *Trichostrongylus sp.* (5.2%), *Capillaria sp.* (10.5%), *Ollulanus tricuspis* (5.2%), *Mesocestoides lineatus* (10.5%), *Hymenolepis fasciata* (5.2%), y *Linguatula serrata* (15.7%). De ellas *Toxascaris leonina* fue la especie más frecuente en estómago, intestino delgado e intestino grueso.

Se examinaron 19 muestras de materia fecal de zorros grises, las cuales fueron analizadas mediante la Técnica de Sedimentación–Flotación con Sulfato de Zinc. El 78.9% de los zorros presentaron huevos de helmintos parásitos, de los cuales el 68.4% correspondió a huevos tipo áscaris, huevos de *Trichuris* y céstodos con un 10.5%, huevos de *Capillaria* y strongilido con un 5.3%.

Con respecto a las combinaciones parasitarias, se determinó hasta biparasitismo en estómago, siendo la combinación más frecuente el monoparasitismo; triparasitismo en intestino delgado, siendo la combinación más frecuente el biparasitismo y monoparasitismo en intestino grueso.

Bajo las condiciones del presente estudio se concluye que un alto porcentaje de zorros grises examinados, presenta alguna especie de parásito en estómago, intestino delgado e intestino grueso.

Palabras claves: Zorros, Helmintos, Taxonomía.

4. SUMMARY

A SURVEY OF HELMINTH PARASITE IN FOXES (*Pseudalopex griseus*, Gray 1837) IN MAGALLANES REGION, SOUTHERN CHILE.

In order to study helminth fauna in foxes (*Pseudalopex griseus*) a study was undertaken in Ultima Esperanza Province (51° 30' S; 73° 00' W), Southern Chile.

19 foxes were necropsied and worms collected from stomach and small and large intestine.

18 foxes (94.7%) were positive to some specie of helminth parasite, and 8 stomach (42.1%), 17 small intestine (89.5%) and 4 large intestine (21.1%).

The following species were identified :*Toxascaris leonina* (89.4%), *Toxocara canis* (52.6%), *Uncinaria stenocephala* (5.2%), *Trichostrongylus colubriformis* (5.2%), *Capillaria sp.* (10.5%), *Ollulanus tricuspis* (5.2%), *Mesocestoides lineatus* (10.5%), *Hymenolepis fasciata* (5.2%) y *Linguatula serrata* (15.7%).

Parasitism involving only one specie was the most prevalent in stomach and in large intestine, and two species in small intestine.

It can be concluded that most foxes of Ultima Esperanza Province harbour many species of helminth parasites, that nematodes species were the most prevalent and that small intestine was the most frecuently infected organ.

Key words: Foxes, Helminths, Taxonomy.

5. INTRODUCCIÓN

En Chile, el Zorro Gris o Chilla (*Pseudalopex griseus*) es una de las tres especies de cánidos silvestres, las otras dos son: el Zorro Colorado o Culpeo (*Pseudalopex culpaeus*) y el Zorro de Chiloé o Darwin (*Pseudalopex fulvipes*) (Jaksic y col 1980; Quintana y col 2000).

El Zorro gris es un cánido de tres a cuatro kilos de peso cuando es adulto, presenta pelos blanquecinos y negros que cubren el dorso, la zona ventral está cubierta de pelos blancos con puntas negras (Campos 1996). La barbilla es negra con fuertes contrastes, las extremidades son de color café pálido con franjas oscuras y blanquecinas y la cola es una mezcla de café pálido con negro (Quintana y col 2000).

Su clasificación taxonómica ha sufrido diversas modificaciones en el transcurso del tiempo. Primero se les consideró en el género *Dusicyon*, posteriormente en el género *Canis* (Jaksic 1998). Berta (1987), realiza un análisis de los linajes de cánidos sudamericanos, incorporando a los cánidos al género *Pseudalopex* quedando la clasificación para el zorro gris de la siguiente manera:

- ❖ Phylum : Chordata
- ❖ Clase : Mammalia
- ❖ Orden : Carnívora
- ❖ Familia : Canidae
- ❖ Género : *Pseudalopex*
- ❖ Especie : *griseus*

Su distribución por el norte es desde Atacama (norte de Chile) y Santiago del Estero (noroeste de Argentina) (Medel y Jaksic 1988); y por el sur desde Río Negro en Argentina hasta el Estrecho de Magallanes en Chile (Atalah y col 1980; Jiménez y col 1995).

En Tierra del Fuego, el zorro gris fue introducido en el año 1951, con el objeto de controlar la población de conejo europeo (*Oryctolagus cuniculis*), especie que a su vez fue introducida en el lado chileno en 1936 por estancieros con fines de caza y obtención de carne (Atalah y col 1980).

En cuanto a la reproducción del zorro gris (*Pseudalopex griseus*) se indica que en Chile la formación de parejas comienza a fines del invierno y principios de primavera. El período de gestación dura aproximadamente dos meses, luego de los cuales la hembra pare entre dos a cuatro cachorros (Medel y Jaksic 1988).

En cuanto a su hábitat, se ha señalado que su distribución en Chile está limitada a matorrales abiertos, estepas y sectores costeros, teniendo mayor preferencia por parches arbustivos de baja cobertura, raramente penetrando hacia los faldeos de la Cordillera de Los Andes (Jaksic 1998). En el extremo Sur de Chile, su hábitat característico es la estepa con coirón, arbustos y ñirres (*Nothofagus antarctica*) (Medel y Jaksic 1988). Observaciones indican que el zorro gris prefiere áreas con mayor cobertura arbustiva, por lo que su presencia en áreas más abiertas parece deberse a que los culpeos los excluyen agresivamente desde los matorrales y bosquetes (Jaksic 1998).

Su alimentación varía de acuerdo a la disponibilidad de las presas. Es así como en el norte de Chile, durante el periodo invernal su dieta se basa principalmente en lagartijas y roedores en las demás estaciones (Simonetti y col 1984). En la zona Central, durante la primavera consume presas de mayor tamaño, fundamentalmente roedores, que le reportan un mayor retorno energético (Yañez y Jaksic 1978; Jaksic y col 1980; Jiménez y col 1996). En el sur, estudios realizados en fecas en el Parque Nacional Puyehue, demostraron la dominancia de roedores como parte de su dieta (Rau y col 1995), en Tierra del Fuego su dieta es más variada y se compone de insectos, ovinos, aves y roedores, predominando los insectos que se presentan durante todo el año, constituyendo así una fuente continua de alimentación (Johnson y Franklin 1994).

En investigaciones hechas en contenidos estomacales de zorros se demuestra que el ovino es una presa importante, desde el punto de vista de la frecuencia de aparición, cuyos restos en su mayoría no incluyen huesos y carne sino sólo piel, a veces acompañado por larvas y pupas de dípteros, lo que estaría indicando la ingestión de restos en descomposición, esto arroja dudas acerca de la predación del zorro gris sobre el ovino, quien parece más bien aprovechar restos de animales muertos, débiles, enfermos o heridos (Atalah y col 1980).

Antecedentes Parasitarios.

Las zoonosis y las enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales representan una importante amenaza para la salud y el bienestar de la población en todo el mundo (Acha y Szyfres 1986). Estos mismos autores, en su libro “Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales”, agrupan las enfermedades transmisibles, en dos grupo: las zoonosis propiamente dichas, es decir, las que se transmiten de los animales vertebrados al hombre, y las que son comunes al hombre y a los animales.

En el primer grupo, los animales desempeñan una función esencial en el mantenimiento de la infección en la naturaleza y el hombre es solo un huésped accidental. En el segundo grupo, tanto los animales como el hombre generalmente contraen la infección de las mismas fuentes, tales como el suelo, el agua, animales invertebrados y plantas; los animales, por regla general, no juegan un papel esencial en el ciclo vital del agente etiológico, pero pueden contribuir, en grado variable, a la distribución y transmisión de las infecciones. Por ejemplo, seleccionando entre los cuadros parasitarios descritos en el hombre en los que se encuentran involucrados cánidos silvestres, se mencionan: dipilidiasis, *coenurus serialis*, filiarisis, difilobotriasis, Síndrome de Larva Migrans visceral, ocular y cutánea (Acha y Szyfres 1986).

La clase nemátoda presenta una gran importancia, ya que ellos generan el Síndrome de larvas migrantes en el hombre, es decir, que es un cuadro causado por la migración o presencia de larvas de nemátodos de los animales, fundamentalmente de cánidos, en los tejidos del hombre (vísceras, ojos o piel). Estas larvas invasivas son poco adaptadas a la especie humana y por lo tanto, permanecen inmaduras y sin completar su evolución. Según la localización de las larvas se describen Síndromes de larva migrante cutánea LMC (*Ancylostoma braziliense*, *A. caninum* y *Uncinaria stenocephala*), Síndrome de larva migrante visceral LMV y larva migrante ocular LMO (producida por *Toxocara canis*, *Toxocara cati* y *Toxascaris leonina*) (Atías 1999). Pero sin lugar a dudas la hidatidosis es la enfermedad zoonótica parasitaria más importante en Salud Pública por su amplia distribución mundial y su alta frecuencia (Alvarez 1961; Ramírez 1982).

Con el objeto de conocer la fauna parasitaria de cánidos silvestres en nuestro país, Alvarez (1960) realizó una necropsia a un ejemplar de *Pseudalopex culpaeus*, detectando la presencia de *Linguatula serrata* en la tráquea. En un reciente estudio en *Pseudalopex griseus* de Tierra del Fuego, se determinó parasitosis en el 68,9% de los casos, de los cuales un 55,6% correspondía a *Toxascaris leonina*; 31,1%, a *Uncinaria stenocephala*; 6,7%, *Taenia sp*; y, 2,2%, *Echinococcus granulosus* (Aguilera 2001).

Por otra parte, estudios realizados por Nájera y Conejos (1951) en Argentina, detectaron la presencia de cisticercos en el corazón de *Pseudalopex griseus*. Schantz y col (1972) en Neuquén, lograron aislar *Echinococcus granulosus* de esta misma especie, los cuales eran alimentados con vísceras que incluían quistes. Stein y col (1994), en este mismo lugar con zorros de la misma especie recolectaron nemátodos como: *Physaloptera clausa*, *Physaloptera maxillaris*, *Protospirura numídica criceticola* y *Toxascaris leonina*. Moro y col (1998), examinó 20 ejemplares de zorro culpeo en la zona central de Perú, determinando la presencia de *Taenia hydatigena*, *Taenia multiceps*, *Mesocestoides lineatus*, *Dipylidium caninum*, *Uncinaria stenocephala* y *Oncicola canis*.

Estudios recientes realizados en Europa, con cánidos silvestres como es el zorro rojo (*Vulpes vulpes*), dan a conocer la existencia de helmintos en dichos cánidos. Los nemátodos comúnmente encontrados fueron *Toxocara canis* diagnosticado por Hackett y Walters (1980); Rajkovic-Janje y col (2002). *Toxascaris leonina* fue reportado por Richards y col (1995); Szell y col (2004). *Uncinaria stenocephala* descrita por Dibble y col (1983); Gortázar y col (1998). *Ancylostoma caninum* lo reporta Ramisz y col (2004). *Trichuris vulpis* reportado por Criado y col (2000). Los céstodos fueron representados en su mayoría por *Taenia sp.* encontrado por Shimalov y Shimalov (2003). *Mesocestoides sp.* por Martínez y col (1978); Segovia y col (2004). *Diphyllobothrium sp.* investigado por Martínez y col (2000). *Echinococcus granulosus* fue aislado por Thompson y col (1985) y por Clarkson y Walters en 1991.

Sreter y col (2003) en Hungría, reportan en este mismo cánido la presencia de *Crenosoma vulpis* como parásito del pulmón y *Capillaria sp.* como el parásito de vejigas. En tanto en USA, Pietsch y col (2002) al realizar una necropsia a un zorro rojo (*Vulpes vulpes*) aisló un espécimen, aberrante, de *Toxocara canis* en el pericardio. En otros lugares como Jordania, El-Shehabi y col (1999) también trabajaron con helmintos intestinales de zorros rojos, en los cuales encontraron: *Dipylidium caninum*, *Joyeuxiella sp.*, *Mesocestoides sp.*, *Uncinaria stenocephala*, *Protospirura sp.*, *Oxynema sp.* y un acantocefalo *Macracanthorhynchus sp.*

Investigaciones realizadas por Segovia (2001), en lobos (*Canis lupus*), otra especie de cánido silvestre, se colectó especies como: *Pearsonema plica*, *Trichuris vulpis*, *Trichinella sp.*, *Ancylostoma caninum*, *Uncinaria stenocephala*, *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Angiostrongylus vasorum*, *Dirofilaria immitis*, el tremátodo *Alaria alata*, y los cestodos *T. hydatigena*, *T. multiceps*, *T. serialis* y *Dipylidium caninum*.

Soulsby (1987) establece que la fauna parasitaria gastrointestinal, sin detallar especie, es común a otros carnívoros como perros, lobos, coyotes, gatos, mustélidos, prociónidos, etc.

Dentro de los céstodos que se encuentran en el aparato digestivo de los carnívoros se encuentra *Mesocestoides lineatus*, Goeze, 1782. El género *Mesocestoides* pueden parasitar el intestino delgado de perros, gatos, carnívoros silvestres y ocasionalmente el hombre (Dunn 1978). Estos parásitos son planos y puede llegar a medir entre 12 cm y 2 m de longitud, el escolex posee cuatro ventosas y está desarmado (Hendrix 1999). En cada proglotis contiene un juego de órganos reproductores y el poro genital se abre en la superficie dorsal (Soulsby 1987). Dentro de esta misma clase se encuentra *Hymenolepis fasciata*, Rudolphi, 1810. Parasitan aves acuáticas y terrestres, así como de mamíferos, incluso el hombre. Normalmente de 5-16 cm por 1-2 milímetros. Escolex hemisféricos generalmente con una sola fila de ganchos o con varias coronas, pudiendo ser también inerte, con un largo y cilíndrico rostelo.

Las proglótidas son más anchos que largos y la cadena tiene un aspecto dentado (Borchert 1963).

En lo que se refiere a los nemátodos encontrados en Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), se reconocen: *Toxascaris leonina*, Leiper, 1907. Se encuentra en el intestino delgado de gatos, perros, león, puma, tigre, zorros, coyote, chacal y otros félidos y cánidos silvestres de todo el mundo (Levine 1968), como también en el hombre (Borchert 1963). Presentan alas cervicales siendo largas y angostas (Boch y Supperer 1982). El color es blanco o blanco pardo; los machos miden 6-7 cm de largo y 1.5-2.0 mm de ancho, las hembras miden 2-10 cm de largo y 1.8-2.4 mm de ancho, la vulva se sitúa al final del primer tercio del cuerpo (Boch y Supperer 1982). La otra especie es *Toxocara canis*, Werner, 1782. Se encuentran en el intestino delgado del perro y del zorro. Como generalidad presentan alas cervicales, los machos miden unos 10 cm de longitud y 2.0-2.5 mm de ancho, su cola termina con un fino apéndice terminal y alas caudales; las hembras miden unos 18 cm de longitud y 2.3-3.0 mm de ancho (Levine 1968), la vulva se sitúa en el primer tercio del cuerpo (Boch y Supperer 1982).

La especie *Uncinaria stenocephala*, Railliet, 1789; tienen como hospedero el perro, gato, zorro, lobo y cerdo (Soulsby 1987). Se ubican en la mucosa del intestino delgado (Georgi 1980). El macho mide 5-8.5 mm de longitud y la hembra 7-12 mm. Posee un par de placas quitinosas en el borde ventral de la cápsula bucal, que es amplia e infundibiliforme. La bolsa copuladora del macho está bien desarrollada y presenta un lóbulo dorsal corto y dos laterales, amplios y separados. Las espículas son delgadas y miden 0.64-0.76 mm de longitud. La especie *Ollulanus tricuspis*, Leuckart, 1865; se encuentra en gato, cerdo, zorro y félidos silvestres, además de perros domésticos, su localización dentro del hospedero es en la pared del estómago (Dunn 1978). El macho mide 0.7-0.8 mm y la hembra 0.8 a 1 mm. Tiene una pequeña cavidad bucal. La bolsa del macho está bien desarrollada. El extremo de la hembra termina en tres o más puntas pequeñas. Son larvíparas, desarrollándose la larva en el útero de la hembra hasta el tercer estadio larvario (Soulsby 1987).

El género *Capillaria*, Zeder, 1800; dependiendo de la especie se localiza tanto en el aparato digestivo como respiratorio, parasitan gran parte de mamíferos, aves y peces. De 1 a 2 cm son nemátodos pequeños y delgados (Soulsby 1987).

Linguatula serrata, Frölich, 1789; ha sido clasificada dentro de la Clase Pentastomida, debido a la división del cuerpo. Como características generales son parásitos de las fosas nasales y de los senos paranasales del perro y otros cánidos (Hendrix 1999). Los vermes tienen forma de lengua, anillos más anchos en la parte anterior que en la posterior y poseen cuatro ganchos bucales. Los adultos hembras miden hasta 13 cm y los machos 1.8-2 cm (Boch y Supperer 1982; Mehlhorn y col 1993).

Con la finalidad de contribuir al conocimiento de las especies parasitas del Zorro gris (*Pseudalopex griseus*), de la XII Región de Chile se propusieron los siguientes objetivos:

- ❖ Identificar formas parasitarias en material fecal.

- ❖ Identificar taxonómicamente parásitos helmintos en estómago, intestino delgado e intestino grueso.

6. MATERIAL Y MÉTODOS

6.1 MATERIAL.

Se trabajó con aparatos gastrointestinales de Zorro gris o Chilla (*Pseudalopex griseus*), los cuales fueron capturados en la provincia de Última Esperanza (51° 30' S; 73° 00' W), XII Región.

Se trabajó con 19 estómagos, 19 intestinos delgados y 19 intestinos gruesos de *Pseudalopex griseus*.

6.2 MÉTODOS.

Los animales fueron necropsiados y se extrajo el aparato gastrointestinal (estómago, intestino delgado e intestino grueso). Fueron guardados en bolsas plásticas, debidamente rotulados, congelados y enviados al Laboratorio de Parasitología de la UACH. Posteriormente se procedió a separarlos en sus diferentes secciones. Cada segmento fue examinado de acuerdo al siguiente procedimiento:

Se escindió el órgano con tijera, en toda su longitud y la mucosa fue raspada con un portaobjeto para extraer los parásitos que se pudieran encontrar; cada contenido se vació en frascos de 500cc con tapa colador, al que se le dejó escurrir agua potable para lavar su contenido. Una vez aclarado el contenido, se tiñó con lugol parasitológico por cinco minutos. Pasado dicho tiempo, se vació el contenido del frasco en un tamiz dejándose escurrir agua potable hasta que su contenido se aclaró, luego fue depositado en un contenedor de fondo blanco para visualizar los parásitos. Los especímenes recolectados fueron llevados a un portaobjeto con una solución aclarante de lactofenol. Los nemátodos de mayor tamaño se removieron y se depositaron en frascos con alcohol de 70° para su posterior identificación.

Los céstodos encontrados fueron teñidos con ácido carmín de Semichón, luego deshidratados y montados en Bálsamo de Canadá. Los escolex de cestodos fueron cortados y montados en lactofenol, para su posterior identificación.

6.2.1 Exámenes coproparasitarios:

De cada intestino grueso se extrajo una muestra de material fecal, la cual fue examinada con el Método de Sedimentación–Flotación (Teuscher 1965).

6.2.2 Identificación taxonómica:

La identificación de las formas parasitarias se hizo de acuerdo a las descripciones dadas por Levine (1968); Borchert (1963); Skrjabin y col (1970); Dunn (1978); Georgi (1980); Boch y Supperer (1982); Soulsby (1987); Mehlhorn y col (1993), Hendrix (1999); Cordero del Campillo (1999) y Barriga (2002).

6.2.3. Presentación de los resultados.

Los resultados son presentados en cuadros y figuras, los resultados se expresaron en porcentajes de infección, según los aspectos que se analizaron. Con este objeto se utilizó el Programa “Microsoft Excel”.

7. RESULTADOS

De los 19 aparatos gastrointestinales examinados de Zorro Gris o Chilla (*Pseudalopex griseus*), 18 (94.7 %) resultaron positivos a formas parasitarias (Figura 1).

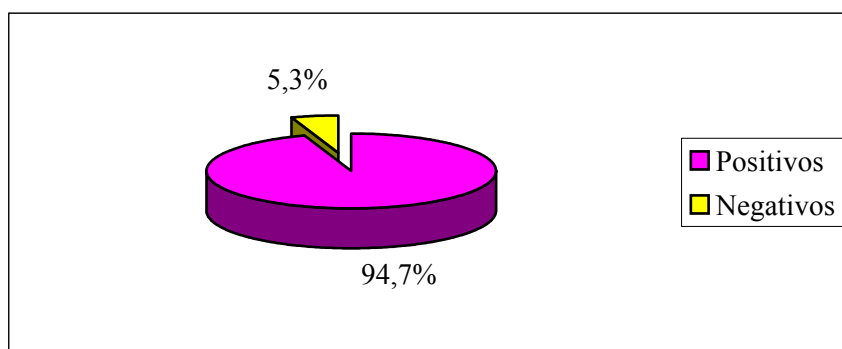


Figura 1. Distribución porcentual de animales positivos y negativos a infección por helmintos parásitos en estómago, intestino delgado e intestino grueso en una muestra de 19 Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

En el cuadro 1 se muestran las diferentes especies o géneros de parásitos identificados en estómago, intestino delgado e intestino grueso respectivamente.

CUADRO 1. Especies o géneros identificados en 19 Zorros Grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

Clase	Especie o Género	Nº	%
Cestoda	<i>Mesocestoides lineatus</i>	2	10,5
	<i>Hymenolepis fasciata</i>	1	5,2
Nematoda	<i>Toxascaris leonina</i>	17	89,4
	<i>Toxocara canis</i>	10	52,6
	<i>Uncinaria stenocephala</i>	1	5,2
	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	1	5,2
	<i>Trichostrongylus sp.</i>	1	5,2
	<i>Capillaria sp.</i>	2	10,5
	<i>Ollulanus tricuspis</i>	1	5,2
Pentastomida	<i>Linguatula serrata</i>	3	15,7

En el cuadro 2 se observa que de los 19 Zorros Grises (*Pseudalopex griseus*) examinados, 8 de ellos presentaron infección por alguna especie o género de parásito en estómago, 17 en intestino delgado; mientras que 4 fueron positivos en intestino grueso.

CUADRO 2. Número y porcentaje de estómagos, intestinos delgados e intestinos gruesos positivos y negativos en 19 Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

Órgano	Positivos		Negativos		Total	
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
Estómago	8	42,1	11	57,9	19	100
I. Delgado	17	89,5	2	10,5	19	100
I. Grueso	4	21,1	15	78,9	19	100

En el cuadro 3 se presentan los resultados respecto a las infecciones por clase, es decir, Nematoda, Cestoda y Pentastomida.

CUADRO 3. Frecuencia absoluta y porcentaje de infección en 19 Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

	Clase					
	Nematoda		Cestoda		Pentastomida	
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
Positivos	18	94,7	3	15,7	3	15,7
Negativos	1	5,3	16	84,2	16	84,2
Total	19	100	19	100	19	100

En el cuadro 4 y 5 se muestran los resultados de los exámenes de material fecal mediante el Método de Sedimentación-Flotación y Necropsia, en Zorros grises (*Pseudalopex griseus*).

CUADRO 4: Resultados de necropsias y examen de material fecal de 19 Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

	Necropsias		Sedimentación - Flotación	
	Nº	%	Nº	%
Positivos	18	94,7	15	78,9
Negativos	1	5,3	4	21,1
Total	19	100	19	100

CUADRO 5: Parásitos identificados en materia fecal de 19 zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

Huevos tipo	Necropsias		Sedimentación-Flotación	
	Nº	%	Nº	%
Áscaris	17	89,5	13	68,4
Trichuris	0	0,0	2	10,5
Capillaria	2	10,5	1	5,3
Estrongilido	1	5,3	1	5,3
Céstodo	2	10,5	2	10,5
Trichostrongylus	2	10,5	0	0

Cuadro 6. Combinaciones parasitarias, según helmintos parásitos, en 19 estómagos de Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

Combinación parasitaria	N°	%
Monoparasitismo	7	36,8
Biparasitismo	1	5,2

Cuadro 7. Combinaciones parasitarias, según helmintos parásitos, en 19 intestinos delgados de Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

Combinación parasitaria	N°	%
Monoparasitismo	6	35,2
Biparasitismo	9	52,9
Triparasitismo	2	11,7

Cuadro 8. Combinaciones parasitarias, según helmintos parásitos, en 19 intestinos gruesos de Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

Combinación parasitaria	N°	%
Monoparasitismo	4	23.5

En las figuras 2, 3 y 4, se muestran las diferentes especies o géneros de parásitos encontrados en estómago, intestino delgado e intestino grueso, respectivamente.

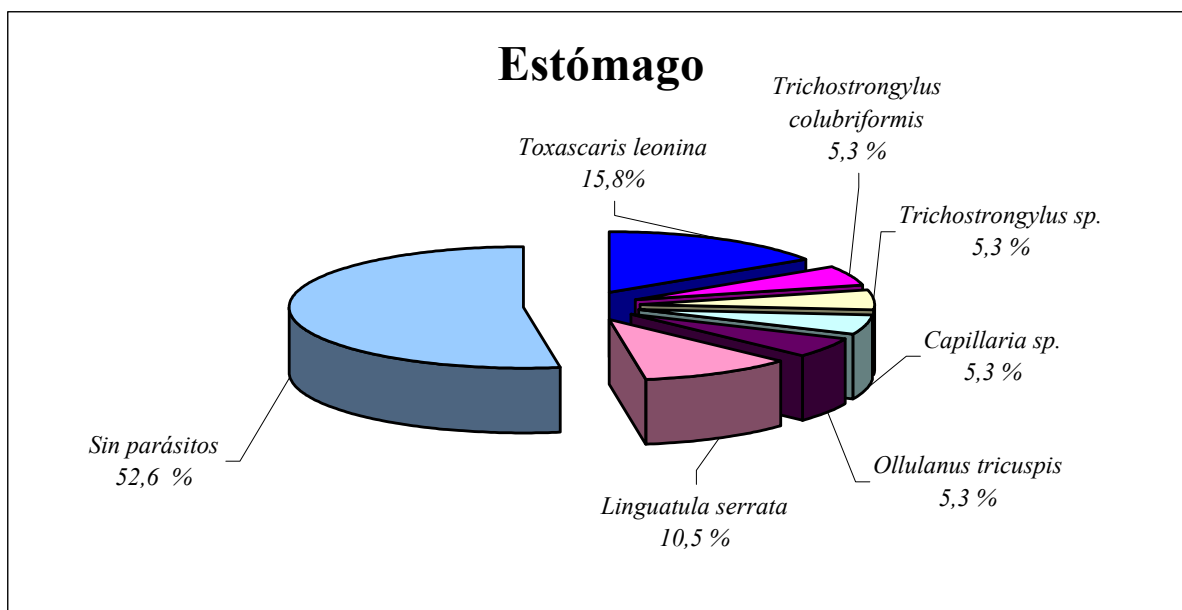


Figura 2. Distribución porcentual de las especies o géneros de parásitos identificados en estómagos de 19 Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

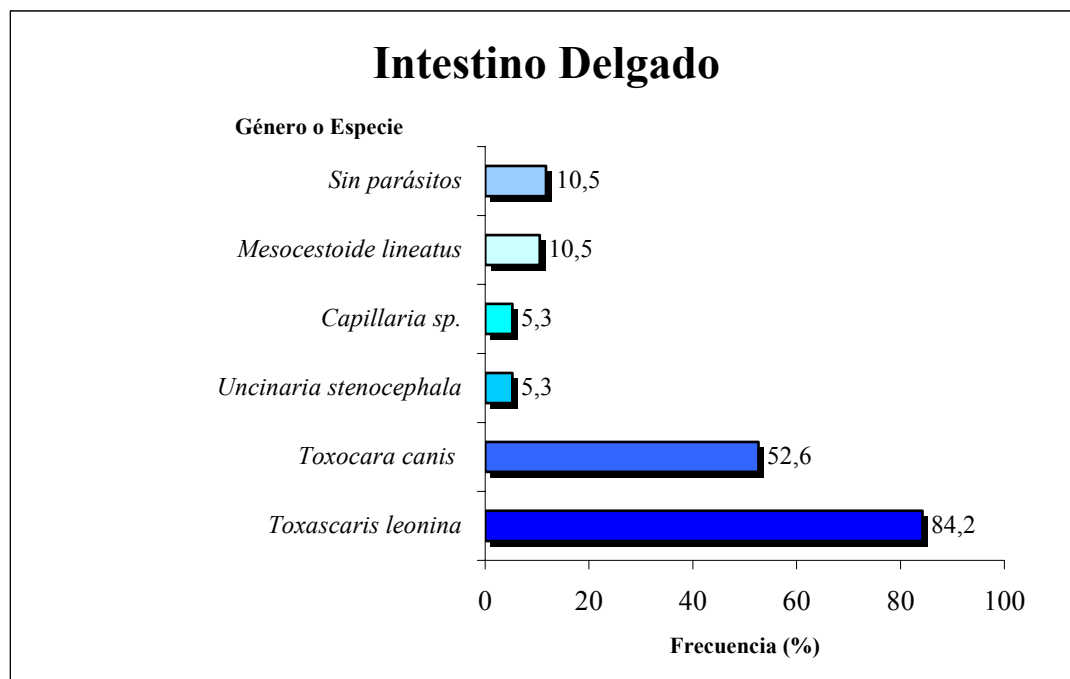


Figura 3. Distribución porcentual de las especies o géneros de helmintos identificados en intestinos delgados de 19 Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

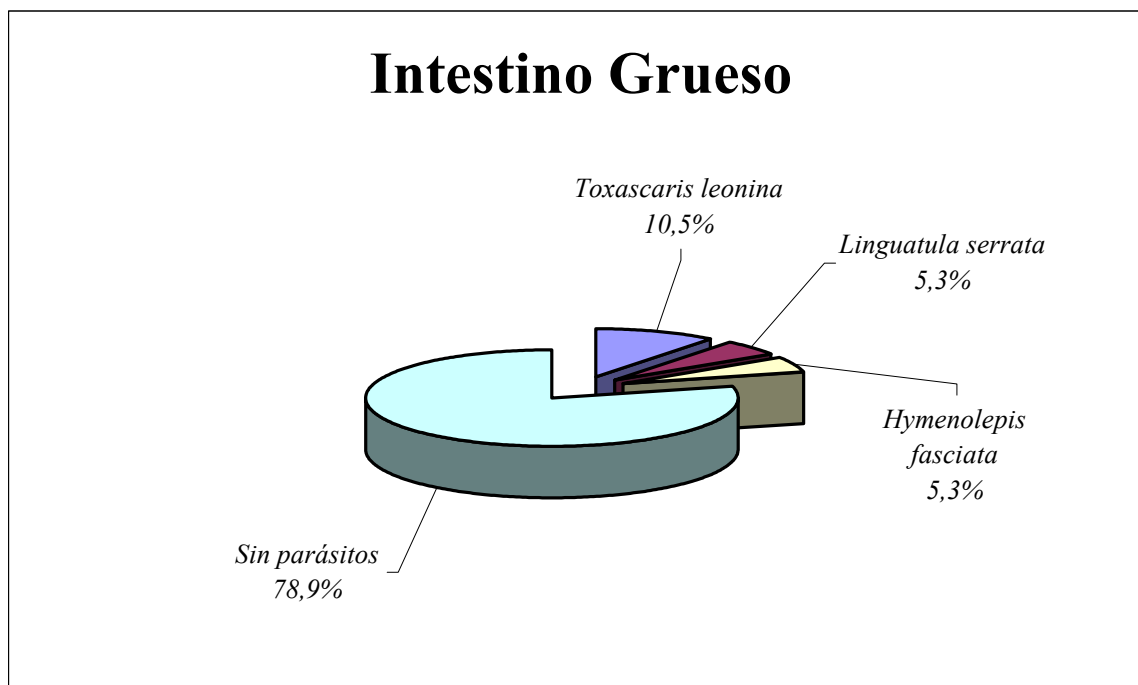


Figura 4. Distribución porcentual de las especies de parásitos identificados en intestinos gruesos de 19 Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

En las figuras 5, 6, 7, 8, y 9 se muestran imágenes correspondientes a los hallazgos e identificación de helmintos en las necropsias realizadas a Zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes de la Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

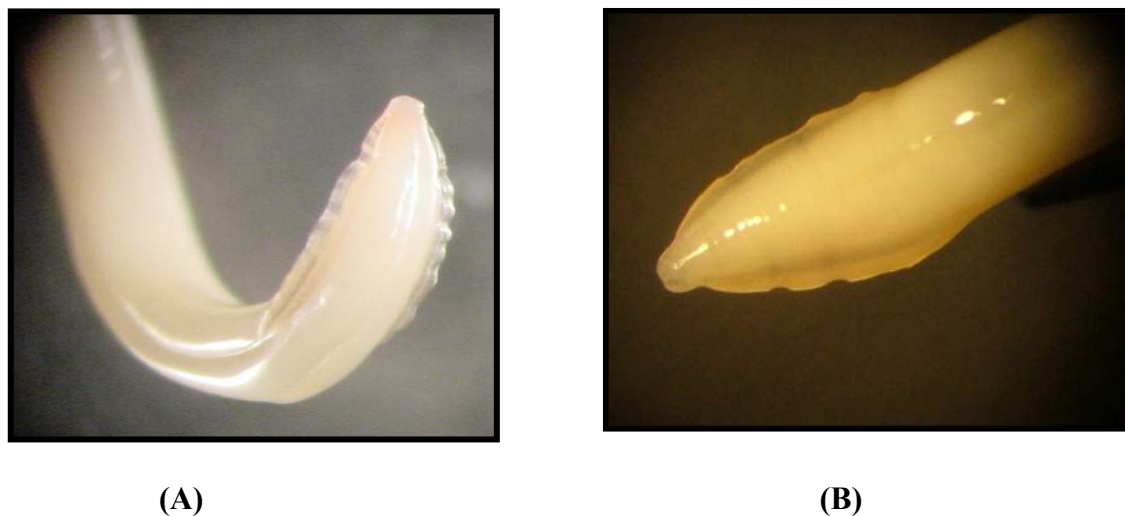
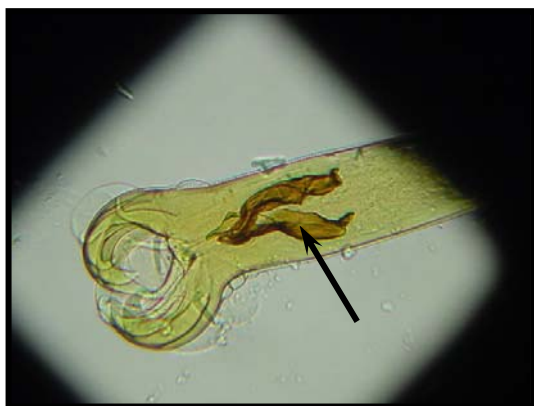
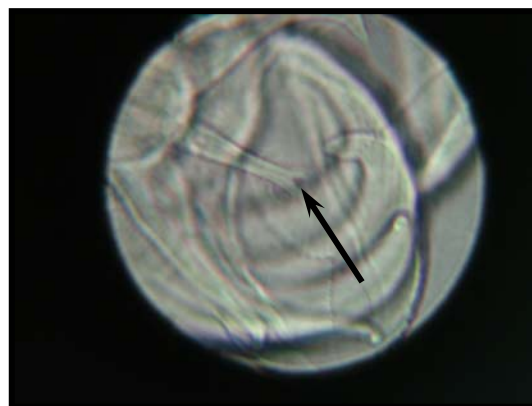


Figura 5: (A) *Toxascaris leonina*. Extremo anterior.
(B) *Toxocara canis*. Extremo anterior.

En la Figura 5 se observan los extremos anteriores de ejemplares de helmintos del género áscaris, los cuales tienen como características principales tres labios bien desarrollados y alas cervicales, las cuales son prolongaciones de la cutícula. *Toxascaris leonina* presenta alas cervicales largas y estrechas. En cambio *Toxocara canis*, se caracteriza por tener en su extremo anterior la apariencia lanceolada también llamada “punta de flecha”.



(A)



(B)

Figura 6: (A) Extremo posterior de *T. colubriformis*. Espículas.
(B) Extremo posterior de *T. colubriformis*. Rayo dorsal.

Ambas figuras muestran el extremo posterior de *Trichostrongylus colubriformis* machos. En (A) las espículas son iguales y miden 0.135 a 0.156 mm de longitud. En (B) muestra la bolsa copuladora del macho, tiene largos lóbulos laterales, en tanto que el rayo dorsal es delgado y dividido en su extremo en dos ramas que terminan en pequeñas digitaciones.

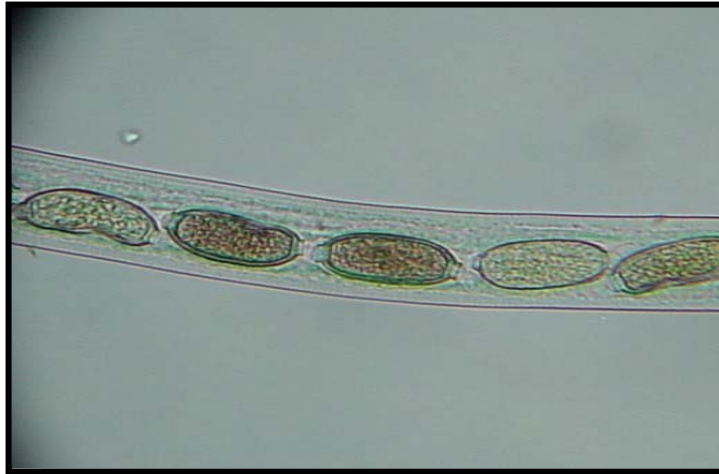


Figura 7: *Capillaria sp.* Hembra con huevos.

En la figura 7, se aprecia un segmento de este género, nemátodos que son pequeños y delgados. La característica de los huevos es que su cubierta es casi incolora, el huevo tiene forma de barril, con los lados casi paralelos y los tapones bipolares con poca proyección.

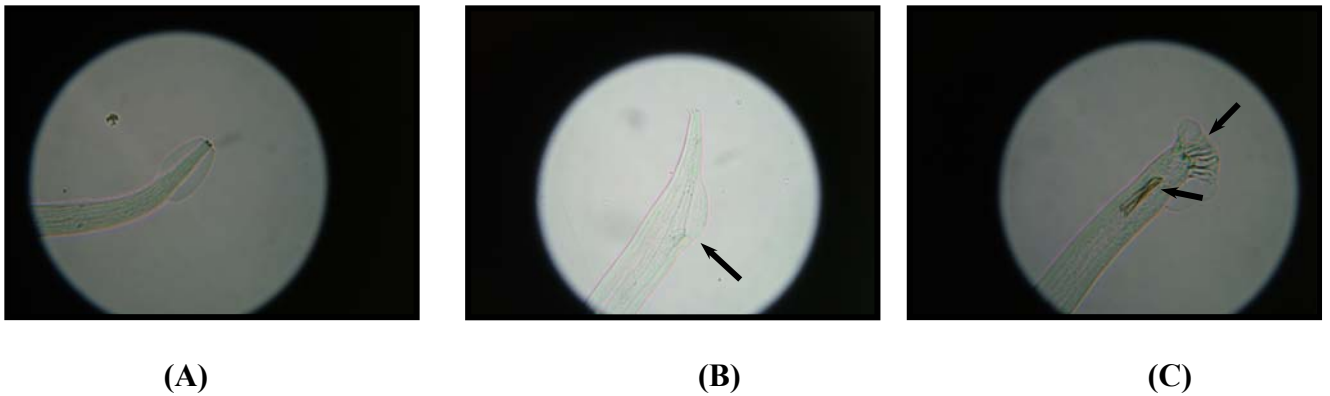


Figura 8: **(A) *Ollulanus tricuspis*. Extremo anterior.**
 (B) *Ollulanus tricuspis*. Extremo posterior. Hembra.
 (C) *Ollulanus tricuspis*. Extremo posterior. Macho.

En la figura 8 (A) se muestra el extremo anterior de *Ollulanus tricuspis*. Su extremo anterior se caracteriza por poseer una pequeña cápsula bucal en forma de cáliz. En (B) el extremo posterior de la hembra termina en tres o más puntas pequeñas, la vulva está situada en la parte posterior del cuerpo. En (C), se muestra la bolsa copulatriz del macho, bien desarrollada, espículas de 0.046 a 0.057 mm de longitud y divididas en dos en casi toda su longitud.



Figura 9: *Mesocestoides lineatus*. Extremo anterior.

La figura 9 muestra el escolex inerme, tiene cuatro ventosas ovales y sin rostelo.

8. DISCUSIÓN

El 94.7% de los aparatos gastrointestinales examinados en el presente estudio resultaron positivos a formas parasitarias (Figura 1); este resultado fue superior al de Aguilera (2001), quién encontró un 68.9% de positividad al trabajar con la misma especie de cánido en la misma región; sin embargo habría que señalar que este autor trabajó en la provincia de Tierra del Fuego. Al ser esta una isla, la convivencia con otros cánidos que podrían ser fuente de diseminación de agentes parasitarios puede ser menor que en el sector de Última Esperanza. En Europa, Coman (1973), reportó un 71.0% de positividad; Ryan (1976), un 80.6%; Willingham y col (1996), un 30.8%; Balicka-Ramisz y col (2003), 79.1% y Ramisz y col (2004) un 86.1%. El-Shehabi y col (1999) en Jordania, encontraron un 100% de infección en zorros rojos (*Vulpes vulpes*).

En relación a las infecciones por parásitos clasificados por Clases (Cuadro 3), se observa que el 94.7% de los zorros estaba infectado con especies de la Clase Nematoda; porcentaje similar al de Aguilera (2001) quien encontró para esta clase un 93.6%. En general se observó que la infección por nemátodos en zorros es alta, lo mismo señala Papadopoulus y col (1997), quien en necropsias efectuadas a 314 zorros (*Vulpes vulpes*) en áreas rurales de Grecia, encontró un 74.8% de infección por esta clase. Esto concuerda con lo señalado por Soulsby (1987), quien señala que estos parásitos se encuentran en un alto porcentaje. A este respecto cabe señalar que el ciclo de vida es directo, lo que facilita la infección de estos animales. Además, estos nemátodos producen gran cantidad de huevos, muy resistentes a las condiciones ambientales, lo que favorece la contaminación del medio ambiente y además utilizan diversas vías de infección tales como oral, transplacentaria, galactogénica, lo que facilita su transmisión.

Con respecto a la Clase Cestoda se observa que el 15.7% de los zorros presentaron infección con especies de esta clase (Cuadro 3), porcentaje similar a lo encontrado por Aguilera (2001) en Tierra del Fuego, quien describe un 12.9% de infección. En Inglaterra Jones y Walters (1992), determinaron un 14.7% de infección. Estos porcentajes difieren a lo encontrado en este mismo país por Dent (1974), quien encontró porcentaje de infección superior, es decir, 48.2%. En general se observa que las infecciones por céstodos son más bajas que las por nemátodos. Soulsby (1987), señala que estas especies necesitan hospederos intermediarios en su ciclo, lo cual dificulta muchas veces el desarrollo de las infecciones parasitarias, además al trabajar con zorros silvestres, muchas investigaciones son enfocadas a la búsqueda de céstodos de importancia en Salud Pública, dejando de lado la identificación de otros céstodos que puedan encontrarse en zorros.

En lo que respecta a la Clase Pentastomida, la especie *Linguatula serrata*, se determinó en un 15.7% de los zorros examinados (Cuadro 3). En Chile *Linguatula serrata* en zorros había sido determinada por Alvarez (1961), quien la ubicó en tráquea de *Pseudalopex culpaeus* cazado en los alrededores de Santiago; no existen datos bibliográficos recientes.

En las figuras 2, 3 y 4 se pueden observar las especies de parásitos encontradas en estómago, intestino delgado e intestino grueso, respectivamente. La figura 2, muestra 6 especies encontradas en estómago, que ordenadas en forma decreciente son: *Toxascaris leonina* (15.8%), *Linguatula serrata* (10.5%) y *Trichostrongylus colubriiformis*, *Trichostrongylus sp.*, *Capillaria sp.*, y *Ollulanus tricuspis* cada una con un 5.3%. La figura 3 que corresponde a los hallazgos en intestino delgado, muestra que las especies encontradas fueron: *Toxascaris leonina* (84.2%), *Toxocara canis* (52.6%), *Mesocestoides lineatus* (10.5%), *Uncinaria stenocephala* y *Capillaria sp.*, cada una con un 5.3%. Cabe hacer presente, que el intestino delgado presentó el mayor porcentaje de positividad; siendo éste de 89.5% (Cuadro 2). Lo mismo fue observado por Coman (1973), Papadopoulos y col (1997). El-Shehabi y col (1999) destaca que el intestino delgado es el hábitat más conveniente para los helmintos, debido a que contiene alimento digerido que puede ser fácilmente absorbido a través del tegumento de los helmintos. En lo que respecta al intestino grueso, las especies encontradas se presentan en la figura 4, y fueron: *Toxascaris leonina* (10.5%), *Linguatula serrata* e *Hymenolepis fasciata* con un 5.3% respectivamente.

Respecto a las especies de helmintos encontrados (Cuadro 1), *Toxascaris leonina* fue la más frecuente (89.4%), Dible y col (1983) en Estados Unidos encontraron un 30%; y en Hungría, Szell y col (2004) la mencionan en un 48.0%, también la informan como la especie, más frecuente encontrada en zorros rojos silvestres de Europa. Stein y col (1994) también encontraron estos nemátodos en *Pseudalopex griseus*, en la Región de Neuquén, Argentina, pero sin detallar porcentaje. Los resultados anteriormente vistos, son muy diferentes a lo observado en Inglaterra por Beresford-Jones (1961) y Richards y col (1995) quienes encontraron un 2.6% y 1.5% respectivamente. En España, Segovia y col (2004) encontraron un 4.2% y en Polonia Balicka-Ramisz y col (2003) y Ramisz y col (2004) al trabajar con zorros rojos silvestres (*Vulpes vulpes*), determinaron un porcentaje de 0.9% y 1.1% respectivamente. Este bajo porcentaje en estos últimos trabajos, podría explicarse por el bajo consumo por parte de los zorros de roedores, que son hospederos paraténicos de esta clase de parásito, como lo señala Soulsby (1987).

Toxocara canis fue la segunda especie más frecuente, con un 52.6% (Cuadro 1), porcentaje importante que concuerda con lo descrito en Gales por Hackett y Walters (1980) y en Dinamarca por Willingham y col (1996), quienes señalan un 63.0% y 81.0% respectivamente. Sin embargo, otros trabajos informan porcentajes menores como Segovia y col (2001), quienes al trabajar con lobos (*Canis lupus*) en España, lo identificó en un 6.4 % y en Hungría Szell y col (2004) lo observaron en un 12.0%. A este respecto Wolfe y col (2001) mediante exámenes de materia fecal, también determinó un bajo porcentaje de prevalencia,

pero los autores concluyeron que ello estaba dado por el predominio de hembras inmaduras y que por lo tanto no producen huevos que es lo detectado en la materia fecal.

Los altos porcentajes de infección de las dos especies señaladas concuerdan con lo descrito por Mehlhorn y col (1993), quien indica que los huevos de las especies de helmintos pertenecientes a la Familia Ascaridae son eliminados, a través de las heces en gran número por los hospederos. En condiciones ambientales favorables de humedad y temperatura de entre 10° y 30°, se desarrollan en los huevos, larvas con capacidad infectante. Contribuye también a esto la existencia de hospederos llamados paraténicos, que son ratones que pueden tener en sus tejidos larvas del parásito; estos ratones al ser ingeridos por un carnívoro, transmiten las larvas a estos hospedadores alcanzando éstos la madurez en la pared y el lumen del intestino del hospedero definitivo. Con esto se demuestra que la forma de transmisión de *Toxascaris leonina* al zorro, es mediante la ingestión de roedores, los que según Johnson y Franklin (1994) son un elemento importante en la dieta del zorro. Epe y col (1999), al trabajar con *Toxocara canis* de perros y zorros llegaron a la conclusión de que sería la misma especie que afecta a ambos cánidos.

En países de Europa, según Wolfe y col (2001), el zorro es un riesgo para la Salud Pública por que puede ser transmisor al hombre de estas especies de parásitos, ya que el zorro se desplaza habitualmente en parques, jardines y plazas públicas.

En lo que respecta a *Linguatula serrata* esta especie se encontró en un 15.7% (Cuadro 1), siendo detectada su presencia por primera vez en Chile en la especie *Pseudalopex culpaeus* por Alvarez (1961).

Capillaria sp. fue un nemátodo identificado en el 10.5% de los zorros examinados (Cuadro 1). En Croacia Rajkovic-Janje y col (2002), lo identificaron en un 5.0% de los animales examinados. Cabe hacer notar que estos animales estaban en cautiverio y dentro del manejo habitual se consulta la desparasitación. Esto no ocurre en animales silvestres lo cual lo demuestran los resultados obtenidos por Sreter y col (2003) en Hungría, quienes determinaron un 52.0% de infección.

Mesocestoides lineatus fue el céstodo encontrado en un 10.5% de los zorros examinados (Cuadro 1). Boch y Supperer (1982), señalan que es un céstodo frecuente en zorros silvestres, así lo demuestran los estudios realizados en Grecia por Papadopoulus y col (1997), quienes lo identificaron en un 73.2%, Balicka-Ramisz y col (2003) en Polonia en un 63.8%, y Thompson (1976) en Inglaterra en un 17.3%. La identificación de este céstodo en cánidos silvestres, fue en las últimas décadas, debido a que antes eran confundidos con *Dipylidium caninum*. En España, Segovia y col (2001) al trabajar con lobos, identificó esta

especie en un 4.2 %, lo que podría deberse a que esta especie de céstodo necesita un hospedero intermediario que pueden ser ranas y aves.

Aguilera (2001), encontró *Uncinaria stenocephala* en un 31.1% cuyo porcentaje es superior al encontrado en este trabajo, de un 5.2%. Los resultados de este estudio son inferiores a lo encontrado en Inglaterra por Ryan (1976) y Edwards y col (1979), quienes detectaron un 30.6% y 70.3% respectivamente. Cordero del Campillo (1999) indica que esta especie se encuentra en ambientes húmedos. El bajo porcentaje en este estudio de esta especie se puede deber a que los zorros son habitantes de laderas y sectores cordilleranos, teniendo poco accesos a lugares más húmedos.

Hendrix (1999) describe a *Ollulanus tricuspis* como un nemátodo que se encuentra en la mucosa gástrica de gatos y zorros; especie identificada en el presente estudio en un 5.2% (Cuadro 1), género identificado por primera vez en cánidos silvestres sudamericanos. En necropsias realizadas en cánidos silvestres, muchos estómagos son enviados a otros laboratorios para investigar hábitos alimenticios en estas especies, por lo que utilizar este órgano para la búsqueda de parásitos es poco frecuente.

En lo que respecta a *Trichostrongylus colubriformis* y *Trichostrongylus sp.*, Soulsby (1987), los describe como parásitos del intestino delgado del ovino, caprino y bovino, pero que también se encontraría en conejos; por lo que su presencia se justificaría a que se encontró parte del intestino de un ejemplar de conejo dentro del estómago de este cánido. Estudios indicarían que tanto ovinos como conejos son parte de la dieta del zorro (Atalah y col 1980, Soto 2001).

Hymenolepis fasciata se describe en un 5.2% (Cuadro 1), siendo igualmente mencionado en investigaciones realizadas en Inglaterra por Beresford-Jones (1961) y Edwards y col (1979) éste último al realizar necropsias a zorros rojos (*Vulpes vulpes*) en Inglaterra, detectando solo un espécimen. Su presencia indicaría que es un parásito en tránsito debido, probablemente, al consumo de roedores.

Con respecto a los resultados de exámenes de materia fecal (Cuadro 4), se observa que 15 zorros, es decir, el 78.9% fueron positivos al examen fecal, comparado con 18 zorros (94.7%) que resultaron positivos a las necropsias.

En lo que respecta a los resultados de exámenes de material fecal, comparados con los resultados de necropsias, se encontró en relación a huevos tipo áscaris que el 68.4% de las muestras fecales fueron positivas, comparado con un 89.5% de los zorros examinados que albergaban las especies *Toxocara canis* y/o *Toxascaris leonina* (Cuadro 5).

Si en los resultados de necropsias parasitarias, descartamos al género *Trichostrongylus* que se considera un nemátodo en tránsito, es decir, sin desarrollo en los zorros, se observa que hubo relación entre el método de necropsia con el Método de Sedimentación-Flotación, excepto para el género *Trichuris*, el cual fue determinado en materia fecal, pero no así en necropsias. Esto se podría explicar porque la cantidad de huevos que se determinó en el examen fecal fue muy baja comparada con las cantidades de huevos de otros nemátodos, lo cual significa que estos zorros albergan una baja población de *Trichuris*. A esto habría que agregar que esta baja población puede haberse destruido por efecto de los cambios brusco de temperatura (congelación) que sufrieron estos nemátodos con la posible destrucción de ellos, efecto ambiental que no se observó en los huevos, los cuales son muy resistentes a condiciones extremas del medio ambiente; estos efectos ambientales sobre los helmintos en un hospedero han sido observados por Willingham y col (1996), quienes encontraron diferencias al comparar ambos métodos, sugiriendo la posibilidad de falsos negativos en el examen fecal, en nuestro caso en las necropsias.

Ambos métodos resultan complementarios, pues el Método de Necropsia Parasitaria nos aportan una visión de la morfología de los parásitos que albergan los animales, junto con identificar especies que son larvíparas. Por otro lado el Método Sedimentación-Flotación nos indica a que tipo de parásito corresponde el huevo observado.

Parte de los investigadores sostienen que la prevalencia, intensidad y frecuencia de aparición de éstas parasitosis se relaciona principalmente con la dieta del huésped y con el ciclo de vida del parásito, pero que no existe relación entre carga parasitaria del huésped y condición nutricional de éste (Donoso 2002). Esta última situación resulta inverosímil, pues los parásitos dentro del organismo provocan acciones patógenas, que pueden conducir a un estado grave o, incluso, a la muerte del hospedador (Cordero del Campillo 1999).

Respecto a las combinaciones parasitarias, consistente en la presencia de uno o más parásitos de distintas especies en el mismo órgano, se aprecia que los estómagos fueron positivos a diferentes géneros (Cuadro 6); lo más frecuente fue el monoparasitismo, con un 36.8%. En los intestinos delgados, la combinación parasitaria más frecuente fue biparasitismo con un 52.9% (Cuadro 7). En los intestinos gruesos positivos (Cuadro 8), se repite el mismo patrón que en el estómago, con un 23.5%. Ryan (1976) y Papadopoulus y col (1997) comentan la combinación parasitaria encontrada en los zorros rojos silvestres de Europa, para el primer autor el más común es el monoparasitismo, con un 47.0% y para el segundo, el biparasitismo con un 38.8%, pero no comentan en que porciones anatómicas fueron encontrados.

9. CONCLUSIONES

Bajo las condiciones del presente estudio se concluye que:

- ❖ Un alto porcentaje de Zorros grises de la Provincia de Última Esperanza presentan alguna especie de helmintos parásitos.
- ❖ Que los zorros examinados presentan una amplia variedad de especies de helmintos.
- ❖ Las especies del Phylum Nematelminthos son los más prevalentes.
- ❖ Que el intestino delgado es el órgano con mayor frecuencia de presentación de helmintos.
- ❖ Las especies *Ollulanus tricuspis* y *Mesocestoides lineatus*, son descritas por primera vez en cánidos sudamericanos.

10. BIBLIOGRAFÍA

Acha P, Szyfres B. 1986. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2^a Edición. OPS/ OMS, Washington D.C.

Aguilera JC. 2001. Estudio preliminar de equinocosis y helmintiasis gastrointestinal en zorro gris (*Pseudalopex griseus*) silvestre de Tierra del Fuego, Chile. *Memoria de titulación*, Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad de Concepción.

Alvarez V. 1960. Presencia de *Linguatula serrata* Froelich, 1789, en *Dusicyon culpaeus* y de formas ninfales en *Octodon d. degus* y *Abrocoma b. Benetti*. *Bol Chil Parasitol* 15, 22.

Alvarez V. 1961. Investigaciones sobre equinocosis silvestre en Chile. *Biologica* 31, 89-94.

Atalah A, Sielfeld W, Venegas C. 1980. Antecedentes sobre el nicho trófico de *Canis G. Griseus* Gray 1936 en Tierra del Fuego. *Ans Inst Pat* 11, 259-271.

Atías A. 1999. Parasitología Médica. Editorial Mediterráneo. Santiago.

Balicka-Ramisz A, Ramisz A, Pilarczyk B, Bienko R. 2003. Fauna of gastro-intestinal parasites in red foxes in Western Poland. *Med Weter* 59, 922-925.

Barriga O. 2002. Enfermedades parasitarias de los animales domésticos en América Latina. Editorial Germinal, Santiago.

Beresford-Jones W. 1961. Observations on the helminths of British wild red foxes. *Vet Rec* 73, 882-883.

Berta A. 1987. Origin, diversification, and zoogeography of the South American Canidae. *Zoology* 39, 455-471.

Boch J, Supperer R. 1982. Parasitología en Medicina Veterinaria. Editorial Hemisferio Sur S.A., Buenos Aires.

Borchert A. 1963. Parasitología Veterinaria. Editorial Acribia, Zaragoza.

Campos H. 1996. Mamíferos terrestres de Chile. Guía de Reconocimiento. 2ª Edición. Ediciones Marisa Cuneo, Valdivia.

Clarkson M, Walters T. 1991. The growth and development of *Echinococcus granulosus* of sheep origin in dogs and foxes in Britain. *Ann Trop Med Parasit* 85, 53-61.

Coman B. 1973. Helminth parasites of the fox (*Vulpes vulpes*) in Victoria. *Aust Vet J* 49, 378-384.

Cordero del Campillo M. 1999. Parasitología Veterinaria. Editorial M^C Graw – Hill, Madrid.

Criado A, Gutierrez L, Rodriguez F, Reus E, Roldan M, Díaz M. 2000. A parasitological survey of wild red foxes (*Vulpes vulpes*) from the province of Guadalajara, Spain. *Vet Parasitol* 92, 245-251.

Dent C. 1974. Cestodes parasites of the fox in the Central Tablelands of New South Wales. *Aust Vet J* 50, 176-177.

Dibble E, Font W, Wittrock D. 1983. Helminths of the red fox, *Vulpes vulpes* L., in West Central Wisconsin. *J Parasitol* 69, 1170-1172.

Donoso RA. 2002. Sarcocistosis: Estudio histopatológico en intestino delgado de zorro gris (*Pseudalopex griseus*) de Tierra del Fuego, Chile. *Memoria de titulación*, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad de Concepción.

Dunn A. 1978. Veterinary Helminthology. 2nd Ed. W. Heineman Medical Books Ltd, London.

Edwards G, Hackett F, Herbert I. 1979. *Taenia hydatigena* and *Taenia multiceps* infections in Snowdonia, U.K. II. The role of hunting dogs and foxes as definitive hosts, and of sheep as intermediate hosts. *Br Vet J* 135, 433-439.

El-Shehabi F, Abdel-Hafez S, Kamhawi S. 1999. Prevalence of intestinal helminths of dog and foxes from Jordan. *Parasitol Res* 85, 928-934.

Epe C, Meuwissen M, Stoye M, Schnieder T. 1999. Transmission trials, ITS-PCR and RAPD-PCR show identity of *Toxocara canis* isolates from red fox and dog. *Vet Parasitol* 84, 101-112.

Georgi J R. 1980. *Parasitology for Veterinarians*. Editorial W. B. Saunders. Company, Philadelphia.

Gortázar C, Villafuerte R, Lucientes J, Fernandez-de-Luco D. 1998. Habitat related differences in helminth parasites of red foxes in the Ebro valley. *Vet Parasitol* 80, 75-81.

Hackett F, Walters TMH. 1980. Helminths of the red fox in mid-Wales. *Vet Parasitol* 7, 181-184.

Hendrix C. 1999. *Diagnóstico Parasitológico Veterinario*. 2ª Edición. Editorial Harcourt Brace, Madrid.

Jaksic F. 1998. *Ecología de los vertebrados de Chile*. 2ª Edición. Ediciones Universidad Católica de Chile, Santiago.

Jaksic F, Schlatter R, Yáñez J. 1980. Feeding ecology of central chilean foxes, *Dusicyon culpaeus* and *Dusicyon griseus*. *J Mammal* 61, 254-259.

Jiménez J, Yáñez J, Tabilo E, Jaksic F. 1995. Body size of Chilean foxes: a new pattern in lighth of new data. *Acta Theriol* 40, 321-326.

Jiménez J, Yáñez J, Tabilo E, Jaksic F. 1996. Niche-complementarity of South American foxes: reanalysis and test of a hypothesis. *Rev Chil Hist Nat* 69, 113-123.

Johnson W, Franklin W. 1994. Role of body in the diets of sympatric gray and culpeo foxes. *J Mammal* 75, 163-174.

Jones A, Walters T. 1992. The cestodes of foxhounds and foxes in Powys, mid-Wales. *Ann Trop Med Parasit* 86, 143-150.

Levine ND. 1968. Nematodes parasites of domestic animals and of man. Burgess Publishing Company. Minneapolis.

Martínez F, Hernández S, Calero R, Moreno T. 1978. Contribución al conocimiento de los parásitos del zorro (*Vulpes vulpes*). *Rev Iber Parasitol* 38, 207-211.

Martínez F, Troiano J, Añasco L, Duchene A, Juega A. 2000. Frecuencia de infección por *Diphyllobothrium* sp. (Cestoda: *Diphyllobothriidae*) en carnívoros silvestres de Argentina. *Bol Chil Parasitol* 55, 30-34.

Medel R, Jaksic F. 1988. Ecología de los cánidos sudamericanos: una revisión. *Rev Chil Hist Nat* 61, 67-79.

Mehlhorn H, Düwel D, Raether W. 1993. Manual de Parasitología Veterinaria. Editorial Grass – Iatros, Bogotá.

Moro P, Ballarta J, Gilman R, Leguia G, Rojas M, Montes G. 1998. Intestinal parasites of the grey fox (*Pseudalopex culpaeus*) in the central Peruvian Andes. *J Helminthol* 72, 87-89.

Nájera L, Conejos M. 1951. Sobre el hallazgo de cisticercosis cardíaca en zorro. *Rev Iber Parasitol* 11,11-21.

Papadopoulos H, Himonas C, Papazahariadou M, Antoniadou-Sotiriadou K. 1997. Helminths of foxes and other wild carnivores from rural areas in Greece. *J Helminthol* 71, 227-231.

Pietsch G, Averbeck G, Stromberg B. 2002. Aberrant *Toxocara canis* in a Red Fox. *J Wildlife Dis* 38, 219-220.

Quintana V, Yañez J, Valdebenito M. 2000. Orden Carnívora. En: Muñoz A, Yañez J (eds). Mamíferos de Chile. Pp 155-157. Valdivia.

Rajkovic-Janje R, Marinculic A, Bosnic S, Benic M, Vinkovic B, Mihaljevic Z. 2002. Prevalence and seasonal distribution of helminth parasites in red foxes (*Vulpes vulpes*) from the Zagreb County (Croatia). *Z Jagdwiss* 48, 151-160.

Ramírez R. 1982. Contribución al conocimiento de la epidemiología de la hidatidosis humana en Chile (1969-1979). *Rev Med Chile* 110, 1125-1130.

Ramisz A, Nicpon J, Balicka-Ramisz A, Pilarczyk B, Pacon J, Piekarska J. 2004. The prevalence of gastro-intestinal helminths in red foxes (*Vulpes vulpes*) in the south-west part of Poland. *Tierarztl Umschau* 59, 601-604.

Rau J, Martinez D, Low J, Tilleria M. 1995. Depredación por zorros chillas (*Pseudalopex griseus*) sobre micromamíferos cursoriales, escansoriales y arborícolas en un área silvestre protegida del sur de Chile. *Rev Chil Hist Nat* 68, 333-340.

Richards D, Harris S, Lewis J. 1995. Epidemiologic studies on intestinal helminths-parasites of rural and urban red foxes (*Vulpes Vulpes*) in the United Kingdom. *Vet Parasitol* 59, 39-51.

Ryan G. 1976. Helminth parasites of the fox (*Vulpes vulpes*) in the New South Wales *Aust Vet J* 52, 126-131.

Schantz P, Lord R, Zavaleta O. 1972. *Echinococcus* in the South American red fox (*Dusicyon culpaeus*) and the European hare (*Lepus europaeus*) in the Province of Neuquén, Argentina. *Ann Trop Med Parasit* 66, 479-485.

Segovia J, Torres J, Miquel J, Llana L, Feliu C. 2001. Helminths in the wolf, *Canis lupus*, from north-western Spain. *J Helminthol* 75, 183-192.

Segovia J, Torres J, Miquel J. 2004. Helminth parasites of the red fox (*Vulpes vulpes* L., 1758) in the Iberian Peninsula: an ecological study. *Acta Parasitologica* 49, 67-79.

Shimalov V, Shimalov V. 2003. Helminth fauna of red fox (*Vulpes vulpes* Linnaeus, 1758) in southern Belarus. *Parasitol Res* 89, 77-78.

Simonetti J, Poiani A, Raedeke K. 1984. Food habits of *Dusicyon griseus* in northern Chile. *J Mamm* 65, 515-517.

Skrjabin KI, Shikhobalova NP, Orlov IV. 1970. Trichocephalidae and Capillariidae of animals and Man and the diseases caused for them. Vol VI. Israel Program for Scientific translation Ltd, Jerusalem.

Soto N. 2001. Impacto de la fauna silvestre en la producción agropecuaria de Magallanes. En: Servicio Agrícola y Ganadero. Informe técnico. Encuesta de opinión al sector ganadero. Pp 1-26, Punta Arenas.

Soulsby E.J.L. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7ª Edición. Nueva Editorial Interamericana S.A., México D.F.

Sreter T, Szell Z, Marucci G, Pozio E, Varga I. 2003. Extraintestinal nematode infections of red foxes (*Vulpes vulpes*) in Hungary. *Vet Parasitol* 115, 329-334.

Stein M, Suriano D, Novaro A. 1994. Nematodes parásitos de *Dusicyon griseus* (Gray, 1783), *D. culpaeus* (Molina, 1782) y *Conepatus chinga* (Molina, 1782) (Mamifera: Carnívora) en Neuquén, Argentina. Sistemática y ecología. *Bol Chil Parasitol* 49, 60-65.

Szell Z, Sreter T, Varga I. 2004. Prevalence, veterinary and public health aspects of gastrointestinal parasites in red foxes (*Vulpes vulpes*) in Hungary. *Magy Allatorvosok* 126, 293-299.

Teuscher E. 1965. A new single method of examine faeces for the diagnosis of helminth diseases of ruminant. *Zentralbl Veterinärmed* 12, 241-248.

Thompson R. 1976. The occurrence of *Mesocostoides* sp. in British wild red foxes (*Vulpes vulpes crucigera*). *J Helminthol* 50, 91-94.

Thompson R, Nicholas W, Howell M, Kumaratilake L. 1985. *Echinococcus granulosus* in a fox. *Aust Vet J* 62, 200-201.

Willingham A, Ockens N, Kapel C, Monrad J. 1996. A helminthological survey of wild red foxes (*Vulpes vulpes*) from the metropolitan area of Copenhagen. *J Helminthol* 70, 259-263.

Wolfe A, Hogan S, Maguire D, Fitzpatrick C, Vaughan L, Wall D, Hayden TJ, Mulcahy G. 2001. Red foxes (*Vulpes vulpes*) in Ireland as hosts for parasites of potential zoonotic and veterinary significance. *Vet Rec* 149, 759-763.

Yáñez J, Jacksic F. 1978. Rol ecológico de los zorros (*Dusicyon*) en Chile Central. *Anales del Museo de Historia Natural* 11, 105-112.

11. ANEXOS

Anexo 1. Estómagos, intestinos delgados e intestinos gruesos positivos (+) y negativos (-) a las distintas Clases de parásitos hallados en una muestra de 19 zorros grises (*Pseudalopex griseus*), provenientes del Provincia de Última Esperanza, XII Región, Chile.

Zorro	Estómago		I. Delgado		I. Grueso		
	Nemátodos	Pentastomidos	Nemátodos	Céstodos	Nemátodos	Céstodos	Pentastomido
1	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
2	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
3	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
4	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)
5	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
6	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
7	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)
8	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)
9	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
10	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
11	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
12	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
13	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)
14	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
15	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
16	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
17	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
18	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)
19	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)

Anexo 2: Tabla 1 correspondiente a la figura 1.

	N°	%
Positivos	18	94,7
Negativos	1	5,3
Total	19	100

Anexo 3: Tabla 2 correspondiente a la figura 2

Género o Especie	Zorros infectados		Zorros no infectados		Total (%)
	N°	%	N°	%	
<i>Toxascaris leonina</i>	3	15,8	16	84,2	100
<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	1	5,3	18	94,7	100
<i>Trichostrongylus sp.</i>	1	5,3	18	94,7	100
<i>Capillaria sp.</i>	1	5,3	18	94,7	100
<i>Ollulanus tricuspis</i>	1	5,3	18	94,7	100
<i>Linguatula serrata</i>	2	10,5	17	89,5	100
Sin parásitos	10	52,6	9	47,4	100

Anexo 4: Tabla 3 correspondiente a la figura 3.

Género o Especie	Zorros infectados		Zorros no infectados		Total (%)
	Nº	%	Nº	%	
<i>Toxascaris leonina</i>	16	84,2	3	15,8	100
<i>Toxocara canis</i>	10	52,6	9	47,4	100
<i>Uncinaria stenocephala</i>	1	5,3	18	94,7	100
<i>Capillaria sp.</i>	1	5,3	18	94,7	100
<i>Mesocostoides lineatus</i>	2	10,5	17	89,5	100
Sin parásitos	2	10,5	17	89,5	100

Anexo 5: Tabla 4 correspondiente a la figura 4.

Género o Especie	Zorros infectados		Zorros no infectados		Total (%)
	Nº	%	Nº	%	
<i>Toxascaris leonina</i>	2	10,5	17	89,5	100
<i>Linguatula serrata</i>	1	5,3	18	94,7	100
<i>Hymenolepis fasciata</i>	1	5,3	18	94,7	100
Sin parásitos	15	78,9	4	21,1	100

12. AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mis agradecimientos a:

- ❖ Dr. Gastón Valenzuela, profesor patrocinante, por toda la colaboración y ayuda prestada en la realización de mi Memoria.

- ❖ Los Doctores Francisco Alvarez, Carlos Rowland y Rigoberto Veneros del Servicio Agrícola y Ganadero de Magallanes.

- ❖ A Don Belisario Monsalve, “Don Beli”, por toda su buena voluntad, ayuda y cooperación en la realización de esta investigación.

- ❖ A mis padres María y Andrés, por su amor, comprensión e infinito apoyo en mi labor.

- ❖ A mi querida hermana Andrea y a Jorge Soto quien sin conocerme me ayudó desinteresadamente.

- ❖ Por último, a todas las personas, sin nombrar para no omitir a nadie, que de una u otra forma colaboraron desinteresadamente en la realización de este trabajo.