

UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
INSTITUTO DE MEDICINA PREVENTIVA VETERINARIA

**“CONTRIBUCION EN LA DETERMINACION DEL CICLO SILVESTRE DE
Echinococcus granulosus EN ZORRO GRIS (*Pseudalopex griseus*) SILVESTRE EN LA
XII REGION DE MAGALANES, CHILE.”**

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

CRISTIAN AUGUSTO GOMEZ FIGUEROA
VALDIVIA - CHILE

2005

A Dios y a mi Familia...

INDICE.

3. RESUMEN.....	1
4. SUMMARY.....	2
5. INTRODUCCION.....	3
6. MATERIAL Y METODO.....	8
7. RESULTADOS.....	17
8. DISCUSION.....	19
9. CONCLUSIONES.....	22
10. BIBLIOGRAFIA.....	23
11. ANEXOS.....	28
12. AGRADECIMIENTOS.....	32

3. RESUMEN.

CONTRIBUCION EN LA DETERMINACION DEL CICLO SILVESTRE DE *Echinococcus granulosus* EN ZORRO GRIS (*Pseudalopex griseus*) SILVESTRE EN LA XII REGION DE MAGALLANES, CHILE.

Con el objetivo de contribuir en la determinación del ciclo silvestre de *Echinococcus granulosus*, se capturaron 27 zorros grises (*Pseudalopex griseus*) en 3 provincias de la XII Región de Magallanes, Chile (53° 10' S; 70° 54' O) entre Abril y Junio de 2004.

Una vez capturados fueron mantenidos en cautiverio y alimentados con corazones ovinos comprados en mataderos locales. El material fecal de los zorros fue examinado con la técnica de sedimentación-flotación y después tratados con el antihelmíntico Drontal plus®. Luego de confirmar que estaban libres de parásitos, los zorros fueron infectados experimentalmente (vía oral) con protoescolices de *Echinococcus granulosus* obtenidos de quistes hidatídicos ovinos.

Los zorros fueron sacrificados individualmente desde el día 38 al 73 post - infección y los principales resultados indican que *Echinococcus granulosus* con proglótidas grávidas fue encontrado en 26 (96,3 %) de los zorros.

Se concluye que bajo condiciones experimentales *Echinococcus granulosus* se desarrolla en el intestino delgado del zorro gris (*Pseudalopex griseus*) de distintas edades, hasta el estado de gravidez y con un período prepatente de 38 días.

Palabras claves: zorro gris, equinocosis, hidatidosis, infección artificial.

4. SUMMARY.

CONTRIBUTION IN THE DETERMINATION OF THE WILD CYCLE OF *Echinococcus granulosus* IN GRAY FOX WILD LIVING (*Pseudalopex griseus*) IN THE XII REGION OF MAGALLANES, CHILE.

With the objective to contribute in the determination of the wild cycle of *Echinococcus granulosus*, 27 gray foxes (*Pseudalopex griseus*) were captured in 3 provinces of the XII region of Magallanes, Chile (53° 10'S; 70° 54' W) between April and June of 2004, which were infected artificially.

Once they were captured maintained in captivity and fed with ovine hearts bought in local slaughterhouses. Feces of the foxes were examined with the sedimentation - flotation technique and then drenched with the anthelmintic Drontal plus®. After confirming that foxes were free of parasites they were experimentally infected (orally) with protoscoleces of *Echinococcus granulosus* obtained from ovine hydatid cyst.

Foxes were sacrificed individually from the 38th to 73 day post – infection and the main results indicate that *Echinococcus granulosus* with gravid proglottids were found in 26 of the 27 (96, 3 %) foxes.

It is concluded that under experimental conditions *Echinococcus granulosus* developed in the small intestine of gray foxes (*Pseudalopex griseus*) of different ages and reached the gravid stage with a prepatent period of 38 days.

Key words: gray fox, echinococcosis, hydatidosis, artificially infection.

5. INTRODUCCION.

5.1. EQUINOCOCOSIS.

La equinococosis se define como la presencia del céstodo del género *Echinococcus* en la segunda mitad del duodeno y primer tercio del yeyuno del hospedador definitivo (Euzéby 2001). Existen 4 especies de este género, *E. multilocularis* (Leuckart 1863), *E. oligarthrus* (Diesing 1863), *E. vogeli* (Rausch y Bernstein 1972) y *E. granulosus* (Batsch 1786), estando descrita solamente esta última en Chile (Álvarez 2002a).

Echinococcus granulosus pertenece al Phylum Platyhelminthes, Clase Cestoda y mide entre 3 - 6 mm (Leiby y Dyer 1973). El parásito adulto tiene un escólex o cabeza con cuatro ventosas y un rostelo con dos filas de ganchos, utilizados para adherirse a las vellosidades intestinales del hospedador definitivo (Lapage 1968). Al escólex sigue un pequeño y corto cuello que da origen al cuerpo o estróbilo formado por tres proglótidas de las cuales la primera es inmadura, la segunda contiene un aparato genital en desarrollo y la última es grávida (Sánchez y col 2001, Thompson y McManus 2002).

Actualmente se reconocen 9 cepas distintas de *Echinococcus granulosus* en el mundo: ovina (G1), ovina de Tasmania (G2), búfalo (G3), equina (G4), bovina (G5), camélidos (G6), porcina (G7), cérvidos (G8), león (G9) (Bowles y col 1992, Euzéby 2001). Para la identificación de las cepas intervienen criterios morfológicos, biológicos y últimamente se emplean técnicas moleculares para el análisis del DNA (Thompson y McManus 2002). En Argentina están presentes las cepas ovina, ovina de Tasmania, porcina y camélidos (Rosenzvit y col 1998).

5.2. EPIDEMIOLOGIA.

El perro (*Canis familiaris*) es el principal hospedador definitivo de *E. granulosus* en Chile (Chile 1985), sin embargo, en otras regiones del mundo se ha descrito el parásito adulto en cánidos salvajes como el lobo (*Canis lupus*), dingo (*Canis dingo*), chacal (*Canis aureus*) y zorro (*Vulpes vulpes* y *Alopex lagopus*) (Euzéby 2001).

Hidatidosis, enfermedad hidatídica o equinococosis hidatídica se denomina a la infección de animales herbívoros o del hombre con la forma larval (metacéstodo) de las especies del género *Echinococcus* (Atías 1999). Los principales hospedadores intermediarios son los bovinos, caprinos, porcinos, equinos, camélidos y ovinos (Borchert 1975, Levine 1978, Curzel 2001). Siendo estos últimos los más importantes en América del Sur, tanto por su alta tasa de quistes hidatídicos fértiles como por la estrecha relación que mantienen con los perros (González y col 1981, Thakur 1999).

La infección de los hospedadores intermediarios puede ocurrir por coprofagia, consumo de pastos, verduras y/o aguas contaminadas con huevos de *Echinococcus granulosus* eliminados por carnívoros (Boch y Supperer 1988, Soulsby 1988). Una vez ingeridos, las oncosferas se activan y evaginan sus 3 pares de ganchos para penetrar profundamente en el intestino de su hospedador hasta alcanzar un pequeño vaso sanguíneo (Sánchez 2001). Luego migran por la circulación portal y cerca de 2/3 de ellos se desarrolla en el hígado, el 1/3 restante lo hace generalmente en los pulmones (Barriga 2002).

Finalmente, cuando el hospedador definitivo consume vísceras de animales con quistes hidatídicos fértiles, junto con ellas ingiere protoescolices (Acha y Szyfres 1986) los cuales debido a una serie de procesos iniciados por la pepsina estomacal y seguidos por cambios de p.H, exposición a la bilis y aumento de temperatura dentro de la primera porción del duodeno se evaginan e instalan en la mucosa intestinal (Thompson y McManus 2002).

5.3. ANTECEDENTES GENERALES DE EQUINOCOCOSIS / HIDATIDOSIS SILVESTRE.

Los zorros han desempeñado un papel importante entre los cánidos silvestres involucrados como hospedadores definitivos de *Echinococcus granulosus* (Chile 1978). Se han encontrado zorros rojos (*Vulpes vulpes*) infectados naturalmente con el parásito en Inglaterra y en Australia, donde incluso son considerados hospedadores definitivos (Thompson y col 1985, Obendorf y col 1989, Reichel y col 1994). También en Argentina se ha notificado la presencia de *Echinococcus granulosus* en zorro culpeo (*Pseudalopex culpaeus*) (Schantz y col 1972). En Chile, la investigación más reciente de equinocosis en zorros es la de Aguilera (2001) quien notificó por primera vez la infección natural en un zorro gris (*Pseudalopex griseus*) con el parásito.

En relación a hidatidosis silvestre, la infección en liebres (*Lepus europeus*) se ha reportado en Argentina (Schantz y col 1972), donde junto con la alta prevalencia de infección en zorros sugirió la existencia de un ciclo selvático autónomo (Thakur y Eddi 1982). Sin embargo, representarían más una variante del ciclo perro – oveja que un ciclo selvático independiente como fue propuesto en un comienzo (Schantz 1994). En Chile, los estudios comenzaron con Álvarez (1961) quien examinó 6373 ratones de Pirca (*Octodon degus*) cazados entre la IV-VII regiones y encontró quistes hidatídicos en sólo 1 de ellos, luego Cunazza (1981) halló hidátides infértiles de ubicación hepática en 8 de 200 guanacos (*Lama guanicoe*) provenientes de Tierra del Fuego.

5.3.1. Características del zorro gris.

El zorro gris o chilla *Pseudalopex griseus* (Gray 1837) es una de las 3 especies de cánidos silvestres en Chile. Las otras 2 son: el zorro colorado (*Pseudalopex culpaeus*) y el zorro de Chiloé (*Pseudalopex fulvipes*) (Jaksic 1998).

Su distribución actual en Chile comprende desde la III Región de Atacama hasta la XII Región de Magallanes, incluyendo Tierra del Fuego (Medel y Jaksic 1988,

Quintana y col 2000) donde fue introducido en 1951 para controlar la plaga de conejo europeo (*Oryctolagus cuniculus*) (Jaksic y Yáñez 1983).

El zorro gris (*Pseudalopex griseus*) es un cánido de pequeño tamaño, mide entre 70 - 100 cm desde la punta del hocico al extremo de la cola y pesa entre 3 a 4 kilos cuando es adulto (Jiménez y col 1995). Tiene pelos blanquecinos y negros que cubren el dorso y por debajo son blancos con puntas negras. Las extremidades son de color café pálido con franjas oscuras o blanquecinas. La cola es de color café pálido - negro y muchas veces presenta una mancha negra en la base (Quintana y col 2000, Chile 2002) (Figura 1).

Según Tamayo y col (1987), la clasificación taxonómica del zorro gris (*Pseudalopex griseus*) es la siguiente:

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



Figura 1

5.4. FORMA DE CONTROL Y PREVENCIÓN DE EQUINOCOCOSIS / HIDATIDOSIS.

Los procedimientos básicos de control y prevención de la enfermedad son: control de la población canina, tratamiento regular de los perros con praziquantel, control del faenamiento de los animales, destrucción segura de vísceras infectadas y educación sanitaria en todos los niveles de la comunidad (Permin y Hansen 2002). Además, se consideran muy importantes las labores de vigilancia epidemiológicas, en relación a la determinación periódica de la

incidencia y/o prevalencia de la equinocosis en el hospedador definitivo y de la hidatidosis en reses de abasto (Guarnera y col 2000).

5.5. EQUINOCOSIS / HIDATIDOSIS EN LA XII REGION DE MAGALLANES.

En 1977 durante la celebración de las Primeras Jornadas Médicas de la Patagonia en la ciudad de Punta Arenas, se presentó detalladamente la situación de la zoonosis en Magallanes. Se demostró que la XII Región era la segunda más afectada del país con una tasa de morbilidad de 49,3 casos x 100.000 habitantes, superada solamente por la XI Región que presentaba 84,0 casos x 100.000 habitantes (Jaramillo 1977). Además, las ingentes pérdidas económicas producidas por hidatidosis en los animales domésticos están determinadas tanto por el decomiso y destrucción de vísceras como por la disminución del 2,5 % en el peso de la canal ovina y del 11 % en el número de corderos nacidos (Campano 1991, Torgerson 2003).

Por estas razones, en 1979 el Servicio Agrícola y Ganadero (SAG), el Fondo Nacional de Desarrollo Regional (FNDR) y el área privada (ganaderos) iniciaron un programa de control de equinocosis / hidatidosis en el sector rural de la XII Región de Magallanes. Entre las medidas de control destacó la dosificación de perros con praziquantel en dosis de 5 mg/Kg para bloquear el ciclo de transmisión del parásito en el hospedador definitivo, evitar su reinfección y diseminación de huevos al medio ambiente (Chile 1988, Chile 1992). Con ésta y otras acciones se logró reducir la prevalencia de equinocosis en perros rurales desde un 70 % a un 0,5 % y de hidatidosis ovina de un 60 % a un 3,7 % (Álvarez 2002a). No obstante, durante Septiembre de 2004 el SAG realizó la última desparasitación de perros rurales porque los fondos del FNDR aportados a este proyecto fueron suspendidos, dando término a un proyecto de control de hidatidosis de 25 años en la región (Álvarez 2005)*.

A pesar de los avances alcanzados por el proyecto, la enfermedad no se ha erradicado, entre otras razones porque el programa se enfocó solamente al sector rural, dejando de lado acciones urbanas como las dosificaciones caninas en ciudades. Ello ha generado que en localidades de la región como Puerto Natales, exista un 48,31 % de perros portadores de *Echinococcus granulosus* (Álvarez 2002b), lo cual implica riesgo para la población humana e interferencia en el control de la parasitosis a nivel rural, ya que muchos perros de las ciudades migran al campo. Situación evidente en Magallanes considerando que el perro asilvestrado se ha transformado en un problema significativo para la ganadería regional (Chile 2001).

Esta última situación es factible de prevenir por parte de la sociedad, sin embargo, paulatinamente fue disminuyendo la relevancia de la educación sanitaria en el proyecto, a pesar que en un comienzo tuvo mucho énfasis en colegios, radio y televisión logrando sensibilizar a la población. Lo contrario sucedió en países como Islandia, donde la educación sanitaria de la población jugó un papel trascendental durante todo el programa de control hasta que lograron erradicar la enfermedad (Gemmell y col 2002).

*Médico Veterinario, Servicio Agrícola y Ganadero. Sector Última Esperanza, Ignacio Carrera Pinto 560, Puerto Natales, Chile. Comunicación personal.

Dado el avanzado estado de control del ciclo doméstico de equinocosis / hidatidosis logrado en la región de Magallanes, es conveniente evaluar el rol que algunas especies silvestres puedan jugar en la epidemiología de la enfermedad, tal como lo recomienda la Organización Mundial de la Salud y la Oficina Internacional de Epizootias: “durante la planificación y desarrollo de un programa de control de hidatidosis/equinocosis se deben estudiar entre otros factores la existencia de hospedadores silvestres de la parasitosis en el lugar. Así, deben examinarse grupos relativamente grandes de animales salvajes, y determinar si actúan de manera dependiente o independiente del ciclo doméstico. En el primer caso un efectivo control en los animales domésticos debiera también modificar la población parasitaria de los animales silvestres, en cambio, si se sospecha que hay posibilidades de un ciclo independiente los estudios deberán extremarse” (FAO/UNEP/OMS 1981, Roberts y col 2002).

Al respecto, se realizó este trabajo en zorros grises (*Pseudalopex griseus*) porque existen hipótesis sobre su participación en la perpetuación de la parasitosis en el ambiente, aunque ninguna ha sido confirmada o descartada. Otra razón para estudiar al zorro gris en particular, por sobre otros carnívoros, radica en los resultados obtenidos en la encuesta realizada por el SAG a los ganaderos de la XII Región. En ella se reveló un cambio de comportamiento en esta especie, ya que según los ganaderos el zorro gris no solamente consume ovinos muertos, sino que también cazan en grupos de 4 – 5 individuos corderos y ovejas viejas. Por esto, fueron considerados como responsables del 30% de la depredación de lanares en la región, seguidos por el puma (*Felis concolor*) 20%, perro asilvestrado (*Canis canis*) 15% y zorro colorado (*Pseudalopex culpaeus*) 14%. Esto generaría un mayor riesgo en la perpetuación de la enfermedad.

5.6. OBJETIVOS.

Cabe señalar que el objetivo de este trabajo es proporcionar información de utilidad para la continuidad del programa de control de la enfermedad desarrollado por el sector público y privado en la XII Región de Magallanes. Por esto pretende contribuir con nuevos antecedentes para determinar el ciclo silvestre de *Echinococcus granulosus* mediante la infección experimental en zorro gris (*Pseudalopex griseus*).

6. MATERIAL Y METODOS.

6.1. MATERIAL.

6.1.1. Lugar de trabajo.

El presente estudio se llevó a cabo en el Laboratorio de Diagnóstico Regional del Servicio Agrícola y Ganadero (SAG), ubicado en el Km 7 Norte de la ciudad de Punta Arenas.

6.1.2. Animales.

La investigación contó con la autorización del Departamento de Protección de Recursos Naturales Renovables, Subdepartamento de Vida Silvestre del SAG, mediante la resolución exenta N° 1287 con fecha 20 de Abril de 2004, donde se permitió la captura de zorros para fines científicos (Anexo 1).

Se utilizaron 30 zorros grises (*Pseudalopex griseus*), capturados en las 3 provincias de la XII Región de Magallanes y Antártica Chilena (Anexo 2). De acuerdo a la siguiente distribución (Cuadro N° 1):

CUADRO N° 1.

Número y porcentaje de zorros capturados según provincia. XII Región de Magallanes, Chile, 2004.

Provincia	N°	%
Tierra del Fuego	4	13,3
Última Esperanza	11	36,7
Magallanes	15	50,0
TOTAL	30	100

Cabe señalar que 3 ejemplares murieron durante la investigación (1 por inanición y 2 luego de inyectarles 0,3 ml de tranquilizante para facilitar el manejo durante la desparasitación).

6.1.3. Material de captura y cautiverio.

Para la captura de los zorros se utilizaron 17 trampas de 4 tipos distintos: 2 tipo tomahawk (Figura 2), 2 trampas de cajón (construidas en la oficina del SAG en Puerto Natales), 2 trampas con puerta frontal y cierre tipo guillotina (Figura 3) y 11 jaulas de exclusión las que originalmente se utilizaban para medir el crecimiento de praderas, pero en esta ocasión se acondicionaron para la captura de zorros (Figura 4). En cuanto al cebo, se fue probando con distintos tipos, como por ejemplo, carne de bovino, ovino, equino (en descomposición), jurel y liebres. Finalmente éstas últimas resultaron ser las más efectivas.

El cautiverio se llevó a cabo en el laboratorio donde se contaba con 12 caniles. Dentro de ellos se encontraba la cama construida de ladrillo y con base de madera ranurada sobre la cual se disponía abundante cantidad de paja. La alimentación estuvo compuesta de corazones ovinos adquiridos en un matadero local.



Figura 2



Figura 3



Figura 4

6.1.4. Material parasitario.

Consistió en quistes hidatídicos fértiles de ovinos, recolectados en los mataderos Trelke-Aike de Puerto Natales, Agromar y Tres Puentes de la ciudad de Punta Arenas.

6.1.5. Material de laboratorio.

6.1.5.1. Material para examen coproparasitario: bolsas plásticas (20 x 30 cm), solución de flotación (Sulfato de Magnesio), mortero, tubos de ensayo, portaobjetos, cubreobjetos, balanza, gradillas, bomba de succión, centrifuga y vasos de precipitado de 250 ml.

6.1.5.2. Material para preparación de protoescólices y necropsia parasitaria: jeringas desechables de 5 y 1 ml, agujas, tijeras, pinzas, tubos de ensayo graduados de 10 ml, placas de Petri, pipetas Pasteur con bulbo de goma, AFA (Alcohol – Formalina - Ácido Acético Glacial – Glicerina – Agua destilada), filtros (250, 500 y 1000 micrones) y solución salina fisiológica al 9 %.

6.1.5.3. Material de tinción, montaje e identificación de parásitos: alcoholes (35, 50, 85, 95 y 100%), xilol, colorante Paracarmín de Mayer, medio para montar parásitos Entellán® (Merck), microscopio NIKON S. E. y lupa estereoscópica WWR INTERNATIONAL.

6.1.6. Vestimenta e implementos de seguridad.

Para trabajar en forma segura se utilizaron overoles desechables, trajes de agua, botas de goma, guantes de látex, goma y cuero, mascarillas desechables y con filtro biológico, hipoclorito de sodio en concentración de 10 % (para la limpieza diaria de caniles y botas), agua caliente y bastón con lazo para el manejo de los zorros.

6.1.7. Fármacos.

- Vacunas: Nobivac® (Intervet).
- Tranquilizante: Acepromazina ¹.
- Antiparasitario: Praziquantel, Emboato de Pirantel, Febantel ².
- Antibiótico: Oxitetraciclina ³.
- Solución de eutanasia: Embutramida, Mebezonio, Tetracaina ⁴.

1 Vetranquil®, Laboratorio Chemie.

2 Drontal plus®, Laboratorio Bayer.

3 Liquamicina L/A®, Laboratorio Pfizer.

4 Solución para eutanasia T61®, Laboratorio Intervet.

6.2. METODOS.

6.2.1. Captura de los zorros grises.

La captura demandó en total 68 días entre los meses de Abril y Junio de 2004. Los lugares de captura fueron 7, aportando el mayor número de animales el sector de Posesión con 15 zorros, en cambio Casas Viejas, Lote 25 y estancia Peter aportaron 1 individuo cada uno (Cuadro N° 2).

CUADRO N° 2.

Número y porcentaje de zorros grises (*Pseudalopex griseus*) capturados en 7 sectores de la XII Región de Magallanes, Chile, 2004.

Sector	N°	%
Ea*. Peter	1	3,3
Casas Viejas	1	3,3
Lote 25	1	3,3
Ea. El Palenque	2	6,7
Punta Catalina	4	13,3
Ea. Sava	6	20,0
Posesión	15	50,0
TOTAL	30	100

* Estancia.

La preparación de las trampas consistía primero en cubrirlas con ramas recogidas del entorno, poner el cebo y finalmente dejarla instalada a unos 50 metros de otra trampa. La revisión se realizaba todos los días durante las mañanas.

El sexo y edad de los animales, fue establecido durante la necropsia. La determinación de ésta última se realizó homologando la cronometría dentaria del zorro rojo (*Vulpes vulpes*) (Giraudoux y col 2002). Cabe señalar que los animales menores de 1 año representaron el 46,7 % (Cuadro N° 3).

CUADRO N° 3.

Número y porcentaje de zorros grises capturados según edad y sexo. XII Región de Magallanes, Chile, 2004.

Edad (años)	N°	%	Sexo	N°	%
< 1	14	46,7	Macho	16	53,3
1,1 a 2	10	33,3			
2,1 y más	6	20,0	Hembra	14	46,7
TOTAL	30	100	TOTAL	30	100

6.2.2. Trabajo con zorros en cautiverio.

Luego de ser capturados, los zorros fueron ubicados en los caniles del laboratorio en distintos números, es decir, algunos estaban en parejas, en otros caniles habían 3 e incluso 4 animales.

Desde su llegada al laboratorio se tomaron medidas de precaución, por ejemplo, el aseo se realizaba en forma diaria en los caniles, mojando el piso con agua caliente y esparciendo cloro antes de ingresar. Luego se tomaba el material fecal con una pequeña pala plástica y se depositaba en bolsas de basura para ser quemada en el incinerador del laboratorio. Por otra parte, siempre se utilizó vestimenta adecuada (overol, botas, mascarillas, guantes, etc.) para todos los manejos de los zorros.

Durante el cautiverio la alimentación presentó ciertos problemas, ya que se había planificado mantenerlos con concentrado para caninos, pero no resultó, porque causó diarreas en los animales y además la aceptación era escasa. Es por esto que se reemplazó la dieta por corazones de ovinos. Desde ese momento cambió la situación, comían inmediatamente tras ofrecerles el alimento (2 corazones para cada zorro), cesaron las diarreas y mejoró el aspecto general de los animales.

6.2.3. Vacunación de los zorros.

El primer manejo realizado a los zorros fue inmunizarlos con la vacuna Nobivac®; la primera dosis fue administrada a los pocos días de ser capturados y se repitió un mes después. Esta medida preventiva se llevó a cabo para evitar la presentación del distemper. No obstante lo anterior, también se manifestaron problemas de tipo respiratorio en los animales, pero fue solucionado con la administración de Liquamicina L/A®, en dosis de 0,1 ml/Kg. Su acción fue rápida y no hubo necesidad de inyectar nuevamente a los zorros.

6.2.4. Examen coproparasitario inicial.

Se tomaron muestras de material fecal para el examen de sedimentación – flotación de Teuscher (1965) y ver el grado de parasitismo inicial de los animales. Más tarde se hizo lo mismo luego de la desparasitación para evaluar la acción del antiparasitario.

Cabe destacar que los zorros no estaban dispuestos individualmente en los caniles, por esto se tomaban todas las heces encontradas en la mañana en cada canil (5 a 6) y se realizaba el examen de sedimentación-flotación a cada una. Además, estos exámenes se repitieron durante 3 días, porque a veces sólo había 1 o 2 deposiciones por canil. Finalmente todas las muestras de material fecal resultaron positivas, observándose huevos de distintos tipos de parásitos.

6.2.5. Desparasitación.

Se ejecutó por vía oral con tabletas de Drontal plus® por tratarse de un antiparasitario de amplio espectro utilizado en dosis única en perros. La finalidad de esto era dejar a los zorros, en lo posible, libres de helmintos intestinales porque podrían interferir en el desarrollo del parásito en estudio. La dosis utilizada fue de ½ tableta por animal.

Para trabajar en forma segura se tranquilizaba a los zorros con Vetranquil® en dosis de 0,3 ml por vía intramuscular. Una vez que el tranquilizante actuaba 2 personas tomaban al animal para evitar que muerda al encargado de administrar la tableta con un dosificador. Además, para hacer más efectiva la tarea de desparasitación, antes de regresarlos al canil se cambiaba completamente la cama y se desinfectaba todo el lugar con agua caliente y cloro.

6.2.6. Examen coproparasitario post-desparasitación.

A las 72 horas de haber desparasitado a los zorros se comenzaron a examinar las heces nuevamente. Ese mismo día aparecieron muestras positivas de algunos caniles por lo que la desparasitación tuvo que repetirse.

Nuevamente se dejaron pasar 72 horas para comenzar a tomar las muestras, pero esta vez se examinaron durante 4 días seguidos todas las heces de los caniles y no se observaron huevos de parásitos en ninguna de ellas.

6.2.7. Infección experimental.

Para la infección experimental se escogieron solamente quistes hidatídicos de ovinos faenados durante el mismo día de la recolección, con diámetro igual o superior a 2 cm y de líquido hidatídico transparente (sin pus). Luego, se trabajaba en la obtención de los protoescólices de la siguiente manera:

- Se lava el quiste con abundante agua y se corta para separarlo del resto del órgano.
- Se extrae el líquido hidatídico perforando el quiste con una aguja gruesa y jeringa estéril.

- El líquido hidatídico con los protoescólices en suspensión se lleva a un vaso de precipitado para permitir que éstos últimos decanten.
- Una vez extraído totalmente el líquido se procede a abrir completamente el quiste con la ayuda de una tijera. Luego, se extrae con una pinza anatómica la membrana germinal, porque siempre quedan adheridos a ella gran cantidad de protoescólices, y se agita en el mismo vaso de precipitado que contiene el líquido hidatídico para que se desprendan.
- Cuando ya han decantado los protoescólices, se van sacando en pequeñas cantidades junto al líquido hidatídico, utilizando para esto una jeringa con sonda, y se llevan hasta tubos de ensayo graduados. Lo ideal es que en cada tubo decante 1 ml de protoescólices.
- Para comprobar la vitalidad de los que han sedimentado, de cada tubo de ensayo se toman con una pipeta 10 μ l de protoescólices más 10 μ l de líquido hidatídico y se depositan sobre un portaobjetos. Luego, se vierte una gota de rojo neutro sobre ellos y se observa en un microscopio. Los que están vivos presentan movimiento en sus células flamíferas, movimiento general e invaginación, en cambio los que están muertos se ven evaginados.
- Finalmente los zorros fueron infectados con 0,5 ml de protoescólices sedimentados (Figura 5) (igual cantidad utilizada en el laboratorio del SAG para las pruebas biológicas con perros), dosis inoculada directamente en la boca del animal con la ayuda de una jeringa con sonda en su extremo como se aprecia en la Figura 6.



Figura 5



Figura 6

6.2.8. Sacrificio y necropsia parasitaria de los animales en estudio.

Transcurridos 38 días post- infección se encontró muerto un zorro. Este animal a pesar de comer diariamente estaba delgado y no se movía. Se realizó la necropsia y se observaron aproximadamente 3500 *Echinococcus granulosus* con proglótidas grávidas (Figura 7).



Figura 7

Se decidió entonces comenzar el sacrificio de los animales. Se eutanasiaba un animal por día, pasando por distintos tiempos de infección, desde los 38 hasta los 73 días. La eutanasia se iniciaba induciendo primero una sedación profunda con Vetranquil® en dosis total de 3 ml y luego se inyectaba en forma intracardiaca 2,5 ml de T61®.

Durante la necropsia (realizada bajo estrictas medidas de seguridad) se verificaba la edad de los animales, sexo y peso (Anexo 3). Luego se procedía a extraer el intestino delgado y depositarlo en un recipiente con agua tibia hasta ejecutar la necropsia parasitaria de la siguiente manera:

- El intestino delgado se dividió en 6 segmentos y cada uno se abrió longitudinalmente sumergido en solución salina fisiológica (9 %) a 37° C. Se mantuvo inmerso por 30 minutos para permitir que los parásitos se desprendan de la mucosa intestinal. Luego cada trozo se examinó en forma individual.
- Se raspó la mucosa intestinal con un portaobjetos (3 veces) y todo el contenido se vertió sobre 3 filtros apilados de 250, 500 y 1000 micrones. Luego se lavó con agua corriente cada filtro para apartar restos fecales e intestinales del parásito.
- Lo obtenido en cada filtro se llevó a placas de Petri para buscar bajo la lupa estereoscópica al parásito. Una vez identificado se extraía con la ayuda de una pipeta Pasteur con bulbo de goma y se depositaban en nuevas placas de Petri rotuladas con

fecha y número del animal. Finalmente eran lavados con solución salina fisiológica y luego fijados en AFA. Cabe destacar que la mayor cantidad de parásitos se extrajo de los trozos de intestino correspondientes a la segunda mitad del duodeno y primeras porciones del yeyuno.

- Al término las necropsias de todos los animales, se tomaron parte de los *Echinococcus* de cada zorro para teñirlos en el laboratorio del SAG y ver el estado de desarrollo alcanzado. Además, los restantes se depositaron en frascos con AFA a modo de contramuestras para ser examinados en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad Austral de Chile.

6.2.9. Tinción y montaje de *Echinococcus granulosus*.

La técnica utilizada es la descrita por la Oficina Sanitaria Panamericana / Organización Mundial de la Salud (1979). Se tiñeron para identificar mejor sus estructuras internas y de esta manera poder establecer el estado de desarrollo alcanzado.

La tinción consistió en dejar los parásitos por 24 horas en el colorante Paracarmín de Mayer, luego se decoloran por unos minutos en alcohol ácido y se continúa con la deshidratación. Para esto se realizan pasajes seriados a través de baños de alcohol de concentración creciente 35, 50, 85, 95 y 100 %. En cada baño permanecieron 15 minutos efectuándose dos cambios en el alcohol de 100%.

Después de la deshidratación los parásitos se pusieron en xilol por 10 segundos y finalmente se montaron en portaobjetos con 2 gotas de Entellán®.

7. RESULTADOS.

7.1. DESARROLLO DE *Echinococcus granulosus*.

A continuación se presentan los resultados obtenidos luego de la infección experimental de 27 zorros grises (*Pseudalopex griseus*) con protoescolices de origen ovino.

7.1.1. Número de zorros positivos y negativos a *Echinococcus granulosus*.

El primer animal examinado murió cuando habían transcurrido 38 días desde su infección artificial. Desde ese momento comenzó a realizarse la eutanasia de los demás zorros, los cuales contaban con distintos tiempos de infección. El último tenía 73 días de infección (Cuadro N°4).

CUADRO N° 4.

**Días de infección al momento del sacrificio de 27 zorros grises (*Pseudalopex griseus*).
Resultados y estado evolutivo alcanzado por el parásito. XII Región de Magallanes,
Chile, 2004.**

N° Zorro	Días post-infección	Resultado	Estado evolutivo
1	38	Positivo	Grávidas
2	39	Positivo	Grávidas
3	40	Positivo	Grávidas
4	43	Positivo	Grávidas
5	46	Positivo	Grávidas
6	46	Positivo	Grávidas
7	51	Positivo	Grávidas
8	55	Positivo	Grávidas
9	56	Positivo	Grávidas
10	56	Positivo	Grávidas
11	57	Positivo	Grávidas
12	58	Positivo	Grávidas
13	59	Positivo	Grávidas
14	60	Positivo	Grávidas
15	61	Positivo	Grávidas
16	62	Positivo	Grávidas
17	66	Positivo	Grávidas
18	66	Positivo	Grávidas
19	67	Positivo	Grávidas
20	67	Positivo	Grávidas
21	68	Positivo	Grávidas
22	68	Negativo	-----
23	70	Positivo	Grávidas
24	71	Positivo	Grávidas
25	72	Positivo	Grávidas
26	73	Positivo	Grávidas
27	73	Positivo	Grávidas

7.1.2. Número y porcentaje de zorros positivos a *Echinococcus granulosus*.

De los 27 zorros infectados artificialmente, el 96,3 % (26) resultó positivo a *Echinococcus granulosus*.

8. DISCUSION.

En el presente estudio se encontró en 26 (96,3 %) de los 27 animales infectados experimentalmente *Echinococcus granulosus* en estado grávido y con algunas características semejantes a las que se presentan en el perro. Por ejemplo, la ubicación en el intestino fue la misma, es decir, entre la segunda mitad del duodeno y primer tercio del yeyuno, tanto en este trabajo como en el de Latorre y Rodríguez (1984)*. Además, proglótidas grávidas se hallaron a partir del día 38 post-infección, o sea dentro del rango observado en caninos (35 – 70 días) dependiendo de la cepa (Larrieu y col 2004); sin embargo, como no existen en Chile antecedentes sobre las distintas cepas presentes en los animales domésticos, el período prepatente observado en zorros grises es solamente un antecedente y no permite suponer a cuál de las 9 cepas existentes fueron susceptibles.

Esto último hubiese sido útil para discutir por qué en las investigaciones de Álvarez (1963) y de Latorre y Rodríguez (1984) *Echinococcus granulosus* no se desarrolló hasta el estado de gravidez a pesar de haber trabajado en condiciones similares.

Álvarez (1963) infectó experimentalmente 6 zorros culpeos (*Pseudalopex culpaeus*) de 1 mes de edad. Los alimentó con quistes hidatídicos fértiles de origen ovino (obtenidos en mataderos de Santiago) y los sacrificó entre los días 60 y 180. Aunque encontró al parásito en 2 zorros, ninguno presentó el estado de madurez. Luego, Latorre y Rodríguez (1984) infectaron artificialmente a 3 zorros grises de 5 meses de edad, capturados en Tierra del Fuego. A los 36 días post-infección los sacrificaron y obtuvieron mediante necropsia parasitaria entre 530 y 2354 *Echinococcus granulosus* inmaduros. En ambos casos, pese a que el parásito contaba con un período prepatente superior al requerido en el perro, no desarrolló el segmento ovígero.

Por lo tanto, es factible pensar que el tiempo no fue un factor influyente en la inmadurez de los parásitos, pero si es probable que en el momento de las infecciones experimentales estaba presente en el país una cepa a la cual el zorro gris (*Pseudalopex griseus*) no era susceptible; como ocurre en el zorro rojo (*Vulpes vulpes*), que desarrolla a *Echinococcus granulosus* hasta el estado de gravidez cuando se infecta con la cepa ovina. Sin embargo, cuando lo hace con la cepa equina los parásitos no generan el segmento ovígero (Euzéby, 2001).

* Latorre E, Rodríguez O. 1984. Laboratorio de Diagnóstico Regional (SAG) XII Región, Punta Arenas, Chile. Trabajo no publicado.

Respecto a la edad de los animales en estudio, haber trabajado con individuos de diferentes edades permite comparar los resultados con las otras investigaciones. Álvarez (1963) utilizó zorros de 1 mes de edad y Latorre y Rodríguez (1984) zorros de 5 meses. Se podría pensar que en ambos casos logró establecerse el parásito, porque eran individuos jóvenes, tal como lo sugieren las notificaciones de infecciones experimentales en zorros rojos (*Vulpes vulpes*) en Australia, las cuales señalan que son más susceptibles a infectarse individuos de 2 a 3 meses (Gemmell 1959, Thompson 1983). En este estudio jóvenes (< 1 año) y adultos (> 2 años) desarrollaron en su intestino *Echinococcus granulosus* grávidos. No obstante, cabe destacar que el 46,7 % de los animales en estudio eran menores de 1 año. Esto indica que al igual que los perros la inmunidad frente al parásito se adquiere después de varias infecciones (entre 6 y 12) (Larrieu y col 2004).

La diferencia, en relación al perro, está en la carga parasitaria presentada por los zorros (de distintos géneros), ya que se ha observado menor cantidad de *Echinococcus* en diferentes trabajos. Jenkins y col (2000) en Australia encontraron en la necropsia de 2 zorros rojos (*Vulpes vulpes*), infectados artificialmente, rangos de 116-501 *Echinococcus granulosus* y en el mismo experimento los perros (*Canis familiaris*) desarrollaron de 4164 a 20940. En Chile, Latorre y Rodríguez (1984) describieron una situación semejante en el Laboratorio de Diagnóstico del SAG en Punta Arenas. Cuantificaron entre 530–2354 *Echinococcus granulosus* en 3 zorros grises (*Pseudalopex griseus*) y un perro infectado bajo las mismas condiciones presentó 55781 (Campano 1991). En este estudio a pesar de no haber empleado una técnica exacta para cuantificarlos, se apreciaron cantidades que iban de 20 a 3500 aproximadamente, independiente de la edad y el peso de los animales.

Estos antecedentes sugieren que el perro es más susceptible al parásito que los zorros, pero dentro de éstos, el zorro gris (*Pseudalopex griseus*) permite el desarrollo de cargas parasitarias mayores que otras especies de zorros, incluso en infecciones naturales, porque Schantz y col (1972) en Argentina encontraron entre 1-5 ejemplares de *Echinococcus granulosus* en zorro culpeo (*Pseudalopex culpaeus*). En tanto Aguilera (2001) halló 628 *Echinococcus granulosus* en un zorro gris en Tierra del Fuego.

Finalmente, con los antecedentes de esta investigación se puede concluir que, bajo condiciones experimentales *Echinococcus granulosus* se desarrolla en el intestino delgado del zorro gris (*Pseudalopex griseus*) de distintas edades, hasta el estado de gravidez y con período prepatente de 38 días. Por lo tanto, el zorro gris demuestra características propias de un hospedador definitivo. Con estos resultados no se descarta la presencia de un ciclo silvestre en Magallanes, aunque para comprobarlo se requieren más investigaciones que complementen la situación en las 3 provincias de la región.

Por ejemplo, para demostrar que el zorro gris es un hospedador definitivo se deben presentar casos de equinocosis naturales en ellos. Para determinarlos se podría utilizar la técnica de Elisa – coproantígeno, que permite estudiar grandes poblaciones en cortos períodos de tiempo y trabajar con muestras recolectadas del ambiente (Gul y Nizami 1998).

En cuanto a los posibles hospedadores intermediarios el estudio puede repetirse en liebres (*Lepus europeus*), aprovechando los mataderos de liebres que funcionan en la región. También se pueden examinar guanacos (*Lama guanicoe*), ya que a pesar de haber encontrado hidátides infértiles en esta especie hace 2 décadas, al igual que los zorros, su situación puede haber cambiado.

Se debería considerar la situación de Australia que después de varios años de estudios y hallazgos, estableció la presencia de un ciclo silvestre independiente. El zorro rojo (*Vulpes vulpes*) actúa como hospedador definitivo y marsupiales como el canguro (*Macropus spp.*) y los wallabys (*Lagorchestes spp.*) son hospedadores intermediarios (Jenkins y Craig 1992, Grainger y Jenkins 1996, Euzéby 2001). La importancia significativa del ciclo salvaje en Australia, como en cualquier lugar, es la interacción que se produce entre la contaminación que ejerce el zorro con sus heces y el ganado que actúa como hospedador accidental; esto impide el control total de la parasitosis (FAO/UNEP/OMS 1981). De esta manera, con los resultados de esta investigación más la situación de perros asilvestrados en la región de Magallanes sería prudente continuar con el Proyecto de Control de equinocosis / hidatidosis.

9. CONCLUSIONES.

- Bajo condiciones experimentales *Echinococcus granulosus* se desarrolla en el intestino delgado del zorro gris (*Pseudalopex griseus*) con un período prepatente de 38 días.
- El zorro gris (*Pseudalopex griseus*) demostró tener características propias de un hospedador definitivo.
- Con los resultados de este estudio no puede descartarse la existencia de un ciclo silvestre de *Echinococcus granulosus* en la XII Región de Magallanes.
- Los antecedentes generados en este estudio, más la situación de perros asilvestrados en la región de Magallanes son claros indicadores de la importancia para no interrumpir el proyecto de control de equinocosis / hidatidosis.

10. BIBLIOGRAFIA.

ACHA P, SZYFRES B. 1986. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y los animales. 2ª ed., OPS/OMS, Washington D.C.

AGUILERA J C. 2001. Estudio preliminar de equinocosis y helmintos gastrointestinales en zorro gris (*Pseudalopex griseus*) silvestre de Tierra del Fuego, Chile. *Memoria de titulación*, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad de Concepción.

ALVAREZ J F. 2002a. Estimación de la prevalencia de equinocosis canina y de la concordancia de dos pruebas diagnósticas: XII Región, Chile. *Tesis de Magíster*, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile.

ALVAREZ J F. 2002b. Prevalencia de coproantígenos a *Echinococcus granulosus* en fecas de perros en sectores urbanos, Puerto Natales, XII Región, Chile. *Resúmenes del XII Congreso Chileno de Medicina Veterinaria*, Chillán.

ALVAREZ V. 1961. Investigaciones sobre equinocosis silvestre en Chile. *Biológica* 31, 89.

ALVAREZ V. 1963. Equinocosis silvestre en Chile. *Arch Int Hidatid* 11, 156-159.

ATIAS A. 1999. Parasitología médica. Editorial Mediterráneo, Santiago.

BARRIGA O. 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en América Latina. Editorial Germinal, Santiago.

BOCH J, SUPPERER R. 1988. Parasitología en Medicina Veterinaria. 2ª ed., Hemisferio Sur, Buenos Aires.

BORCHERT A. 1975. Parasitología Veterinaria. 3ª ed., Editorial Acribia, Zaragoza.

BOWLES J, BLAIR D, McMANUS D P. 1992. Genetic variants within the genus *Echinococcus* identified by mitochondrial DNA sequencing. *Molec Biochem Parasitol* 54, 165-174.

CAMPANO S. 1991. La hidatidosis /equinocosis en Chile, su historia, status y control. Informe Asociación Internacional de Hidatidología, filial chilena. Santiago, Chile.

CHILE. 1978. MINISTERIO DE AGRICULTURA, SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO. Las especies silvestres en la transmisión de zoonosis en América. En: *Boletín de Información Científica y Técnica, División de Protección Pecuaria*. Pp. 3-13. Santiago.

CHILE. 1985. MINISTERIO DE AGRICULTURA, SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO. Proyecto Control de la Hidatidosis en la XII Región, Informativo Técnico. XII Región, Chile, Pp. 20. Puna Arenas.

CHILE. 1988. MINISTERIO DE AGRICULTURA, SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO, MINISTERIO DE SALUD XII REGION. Análisis epidemiológico de la estrategia aplicada. En: *Proyecto Control de Hidatidosis, XII Región. I Seminario Internacional de Hidatidosis, 14-15 de Noviembre de 1988*. Pp 17-38. Punta Arenas.

CHILE. 1992. MINISTERIO DE AGRICULTURA, SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO. Vidal M, Bonilla C, Jeria E. Enfoque epidemiológico de los programas de control de hidatidosis. XI y XII Región de Chile.

CHILE. 2001. MINISTERIO DE AGRICULTURA, SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO. Impacto de la fauna silvestre en la producción agropecuaria de la XII Región de Magallanes, Departamento de Protección de Recursos Naturales Renovables XII Región, Chile. Pp. 3-25. Punta Arenas.

CHILE. 2002. MINISTERIO DE AGRICULTURA, SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO. Cartilla para cazadores. Departamento de Protección de Recursos Naturales Renovables. Pp 61. Santiago.

CUNAZZA C. 1981. Estudio del parasitismo gastrointestinal y pulmonar en guanacos (*Lama guanicoe*) de la XII Región de Magallanes, Chile. Corporación Nacional Forestal.

CURZEL M. 2001. Estudio sobre los factores de riesgo en la diseminación de la hidatidosis. Universidad de Buenos Aires. Disponible en:
<http://www.portalveterinaria.com/print.php?artid=20>. Consultado el 12/12/2004.

EUZÉBY J. 2001. Los parásitos de las carnes: epidemiología, fisiopatología e incidencias zoonóticas. Editorial Acribia, Zaragoza.

FAO / UNEP / WHO. 1981. Guidelines for surveillance, prevention and control of echinococcosis / hydatidosis. Ginebra.

GEMMELL M. 1959. The fox as definitive host of *Echinococcus granulosus* and its role in the spread of hydatid disease. *Bull World Health Organ* 20, 87-99.

GEMMELL M, ROBERTS G, BEARD T, CAMPANO S, LAWSON J R, NONNEMAKER J M. 2002. Control of echinococcosis. In: Eckert J, Gemmell M A, Meslin F X, Pawlowski Z S (eds). *WHO/OIE Manual on echinococcosis in humans and animals: a public health problem of global concern*. Pp 195-204.

GIRAUDOUX P, ROMIG T, ECKERT J. 2002. Age determination in foxes. In: Eckert J, Gemmell M A, Meslin F X, Pawlowski Z S (eds). *WHO/OIE Manual on echinococcosis in humans and animals: a public health problem of global concern*. Pp 191-194.

GONZALEZ H, PLAZA J, ABALOS P. 1981. Fertilidad del quiste hidatídico en tres especies animales en Chile y estudio de la vitalidad de sus escólices. *Bol Chil Parasitol* 23, 14 – 19.

GRAINGER H J, JENKINS J. 1996. Transmission of hydatid disease to sheep from wild dogs in Victoria, Australia. *Int Parasitol* 26, 1263-1270.

GUARNERA E, SANTILLAN G, BOTINELLI R, FRANCO A. 2000. Canine echinococcosis: an alternative for surveillance epidemiology. *Vet Parasitol* 88, 131-134.

GUL A, NIZAMI W A. 1998. Coproantigens: early detections and suitability of an immunodiagnostic method for echinococcosis in dogs. *Vet Parasitol* 77, 237-244.

JAKSIC F, YAÑEZ J. 1983. Rabbit and foxes introductions in Tierra del Fuego: history and assessment of the attempts at biological control of the rabbit infestation. *Biological Conservation* 26, 367-374.

JAKSIC F. 1998. Ecología de los vertebrados de Chile. 2ª ed., Ediciones Universidad Católica de Chile, Santiago.

JARAMILLO C. 1977. Hidatidosis en la XII Región. Ideas para un programa de erradicación de la enfermedad. Primeras jornadas médicas de la Patagonia. Ministerio de Salud XII Región, Chile.

JENKINS J, CRAIG N A. 1992. The role of foxes (*Vulpes vulpes*) in the epidemiology of *Echinococcus granulosus* in urban environments. *Med Jour Aust* 157, 754-765.

JENKINS D, ALASDAIR A, BRADSHAW H, CRAIG S. 2000. Detection of *Echinococcus granulosus* coproantigens in Australian canids with natural or experimental infection. *J Parasitol* 86, 140 – 145.

JIMENEZ J E, YAÑEZ J L, TABILO E L, JAKSIC F M. 1995. Body size of Chilean foxes: a new pattern in light of new data. *Acta Theriologica* 40, 321-326.

LAPAGE G. 1968. Veterinary Parasitology. 2ª ed., Oliver and Boyd, London.

LARRIEU E, BELLOTO A, ARAMBULO P, TAMAYO H. 2004. Cystic echinococcosis: epidemiology and control in South America. *Parasitol Latinoam* 59, 82-89.

LEIBY D P, DYER G W. 1973. Cestodos ciclofilideos de los carnívoros salvajes. En: Davis J W, Anderson C (eds). *Enfermedades parasitarias de los mamíferos salvajes*. Pp 213-218. Editorial Acribia, Zaragoza.

- LEVINE N D. 1978. Tratado de Parasitología Veterinaria. Editorial Acribia, Zaragoza.
- MEDEL R G, JAKSIC F M. 1988. Ecología de los cánidos sudamericanos: una revisión. *Rev Chil Hist Nat* 61, 67-79.
- OBENDORF D L, MATHESON M J, THOMPSON R C A. 1989. *Echinococcus granulosus* infection in foxes in south-eastern New South Wales. *Aust Vet J* 66, 123.
- OFICINA SANITARIA PANAMERICANA / ORGANIZACION MUNDIAL DE LA SALUD. 1979. Curso de parasitología, Centro Panamericano de Zoonosis, Buenos Aires.
- PERMIN A, HANSEN J W. 2002. Review of equinococosis/hydatidosis: a zoonotic parasitic disease. FAO, Roma. Disponible en:
<http://www.fao.org/livestock/agap/war/warall/t1300b/t1300b0m.htm>.
Consultado 15/12/2004.
- QUINTANA V, YAÑEZ J, VALDEBENITO M. 2000. Orden Carnívora. En: Muñoz A, Yáñez J (eds). *Mamíferos de Chile*. Pp 155-157. Ediciones Cea, Valdivia.
- REICHEL M P, LYFORD R A, GASSER R B. 1994. Hyperendemic focus of echinococcosis in north-eastern Victoria. *Med Jour Aust* 160, 499-501.
- ROBERTS G, GEMMELL M, BEARD T C, CAMPANO S, LAWSON J R, NONNEMAKER J M. 2002. Formulating effective and cost-effective policies in the planning phase for permanent control of *Echinococcus granulosus*. In: Eckert J, Gemmell M A, Meslin F X, Pawlowski Z S (eds). *WHO/OIE Manual on echinococcosis in humans and animals: a public health problem of global concern*. Pp 209- 219.
- ROSENZVIT M C, ZHANG H, KAMENETZKY L, CANOVA S G, GUARNERA E A, McMANUS D P. 1998. Genetic variation and epidemiology of *Echinococcus granulosus* in Argentina. *Parasitology* 118, 523-530.
- SANCHEZ C. 2001. Hidatidosis. En: Cordero del Campillo M, Rojo F A (eds). *Parasitología Veterinaria*. 2ª ed. Pp 341-350. Mc Graw-Hill, Madrid.
- SANCHEZ C, QUILEZ J, DEL CACHO E. 2001. Cestodosis: teniosis, equinococosis, dipilidiosis, mesocestoidosis y difilobotriosis. En: Cordero del Campillo M, Rojo F A (eds). *Parasitología Veterinaria*. 2ª ed. Pp 626- 636. Mc Graw-Hill, Madrid.
- SCHANTZ P M, LORD R D, DE ZAVALETA O. 1972. *Echinococcus* in the South American red fox (*Dusicyon culpaeus*) and European hare (*Lepus europaeus*) in the province of Neuquén, Argentina. *Ann Trop Med Parasitol* 66, 479 – 485.

SCHANTZ P M. 1994. Epidemiology of cyst echinococcosis: global distribution and patterns of transmission. In: Ruiz A, Schantz P, Arámbulo P (eds). *Scientific working group on the advances in the prevention, control and treatment of hydatidosis*. Pp 83-109. Pan American Health Organization, Montevideo.

SOULSBY E J L. 1988. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7^a ed., Interamericana, México.

TAMAYO M, NUÑEZ H, YAÑEZ J. 1987. Lista sistemática actualizada de los mamíferos vivientes en Chile y sus nombres comunes. Noticiario mensual del Museo Nacional de Historia Natural 312, 1-12.

TEUSCHER E. 1965. A new method of examine faeces for the diagnosis of helminths disease of ruminants. *Zentralblatt Für Veterinarianmedizin* 12, 241-248.

THAKUR A S, EDDI C S. 1982. Ciclo selvático de la hidatidosis y su importancia zoonótica en los países latinoamericanos. *Gac Vet* 371, 539 – 543.

THAKUR A S. 1999. Epidemiology of hydatid disease in South America. *Arch Int Hidatid* 33, 34 – 38.

THOMPSON R C A. 1983. The susceptibility of the European red fox (*Vulpes vulpes*) to infection with *Echinococcus granulosus* of Australian sheep origin. *Ann Trop Med Parasitol* 77, 75-82.

THOMPSON R C A, NICHOLAS W L, HOWELL M J, KUMARATILAKE L M. 1985. *Echinococcus granulosus* in a fox. *Aust Vet J* 62, 200-201.

THOMPSON R C A, McMANUS D P. 2002. Aetiology: parasites and life cycles. In: Eckert J, Gemmell M A, Meslin F X, Pawlowski Z S (eds). *WHO/OIE Manual on echinococcosis in humans and animals: a public health problem of global concern*. Pp 1-16.

TORGERSON P R. 2003. Economics effects of echinococcosis. *Act Trop* 85, 113-118.

11. ANEXOS.

1. Resolución exenta.


GOBIERNO DE CHILE
 SERVICIO AGRÍCOLA Y GANADERO

Departamento de Protección de Recursos Naturales Renovables
 Subdepartamento de Vida Silvestre

Vida Silvestre N° 1-24. 2004

EXENTA

**AUTORIZA AL SR. CRISTIÁN GÓMEZ FIGUEROA
 LA CAPTURA DE ZORROS CON FINES
 CIENTÍFICOS.**

SANTIAGO, 20 ABR 2004

N° 1287 / VISTOS: El ORD: N° 298 de 23 de marzo de 2004 del Director Regional del Servicio Agrícola y Ganadero XII Región; la Ley 19.473; el Decreto de Agricultura N° 5 de 1998; la Resolución N° 2.073 de 2003 del Director Nacional del Servicio Agrícola y Ganadero; y la Ley N° 18.755, Orgánica de este Servicio.

RESUELVO

PRIMERO: Autorízase al investigador Sr. Cristián Gómez Figueroa, C.I. N°10.556.329-9, egresado de la Universidad Austral de Chile de la captura de 30 (treinta) ejemplares de zorro gris (*Pseudalopex griseus*) con trampas tipo Tomahawk, a contar desde la fecha de esta resolución y hasta el 31 de diciembre del 2004 con objetivo de desarrollar la investigación " Contribución en la determinación del ciclo silvestre de *Echinococcus granulosis* en zorro gris (*Pseudalopex griseus*) silvestre en la XII Región.

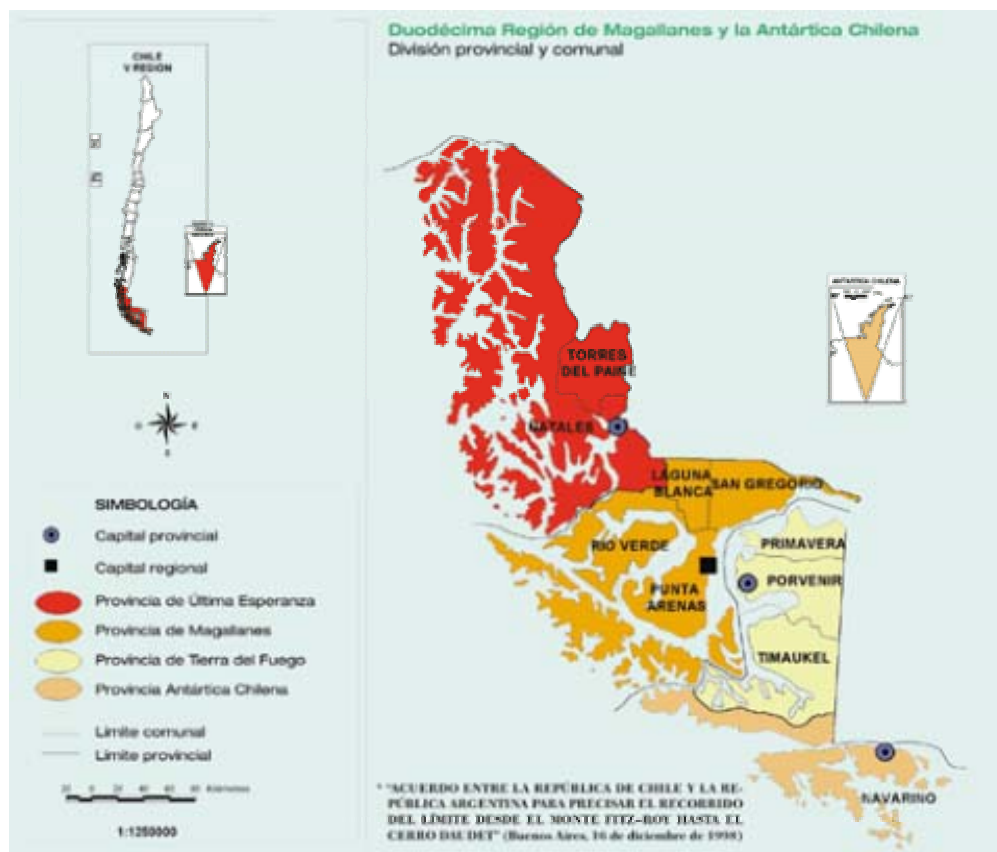
SEGUNDO: El investigador deberá contar con la autorización de los respectivos propietarios de los predios en que se realicen las capturas.

TERCERO: En forma previa a las capturas, el investigador deberán informar por escrito, a la Dirección Regional del Servicio de la XII Región (fax : 61-238583) y al Subdepartamento de Vida Silvestre (fax : 2 3451578), las fechas y sitios específicos de captura.

CUARTO: Una vez concluidas las actividades de terreno, el señor Gómez deberá enviar a la Dirección Regional SAG correspondiente y al Departamento de Protección de Recursos Naturales Renovables, un informe donde señale la cantidad de ejemplares capturados y los procedimientos efectuados. En caso de existir alguna publicación científica o de divulgación originada en la autorización otorgada, incluida tesis de grado, se deberá enviar copia de las mismas, debiendo hacer referencia en ellas del permiso expedido.

En el caso que la captura de los individuos no sea efectuada, el investigador deberán informar el hecho al Departamento de Protección de Recursos Naturales Renovables.

2. Mapa de la XII Región de Magallanes y Antártica Chilena.



3. Distribución por sexo y pesos de 27 zorros grises (*Pseudalopex griseus*).

Zorro	Sexo	Peso
1	Macho	4,0 Kg
2	Macho	4,8 Kg
3	Hembra	3,7 Kg
4	Macho	3,7 Kg
5	Hembra	4,3 Kg
6	Hembra	3,5 Kg
7	Macho	3,7 Kg
8	Hembra	4,0 Kg
9	Macho	4,5 Kg
10	Hembra	3,6 Kg
11	Hembra	4,0 Kg
12	Hembra	3,7 Kg
13	Hembra	3,0 Kg
14	Macho	5,5 Kg
15	Macho	4,3 Kg
16	Hembra	3,5 Kg
17	Hembra	4,0 Kg
18	Hembra	3,0 Kg
19	Macho	4,2 Kg
20	Macho	2,1 Kg
21	Macho	4,0 Kg
22	Macho	4,3 Kg
23	Macho	3,0 Kg
24	Macho	4,2 Kg
25	Macho	4,7 Kg
26	Hembra	3,5 Kg
27	Hembra	3,5 Kg
Promedio		3,8 Kg

12. AGRADECIMIENTOS.

- A mi Padres, Soledad y Augusto, Hermana Tamara y Abuelitos por todo el apoyo prestado a la distancia durante estos años de estudio fuera de casa.
- A Dr. Rafael Tamayo, por su paciencia, correcciones e imprescindible ayuda en la elaboración de este trabajo.
- A Dr. Gastón Valenzuela, por su disponibilidad en todo momento y por las correcciones.
- Al personal del SAG Puerto Natales, por la colaboración en la captura y traslado de los zorros.
- A Don Lorenzo Díaz por la cooperación en la captura de zorros y a Don Jorge Kusanovic, propietario de Estancia Sava, por permitir la captura y mantención de zorros.
- A Fidel Astorga, muchas gracias por toda tu colaboración durante los 6 meses de trabajo en el laboratorio, tu ayuda fue indispensable.
- A Dr. Francisco Álvarez, por su ayuda desinteresada y valiosos consejos entregados no sólo en la elaboración de éste trabajo sino durante toda la carrera.
- A Dr. Carlos Rowland, por el apoyo y en especial por la confianza depositada en esta investigación.
- Al Laboratorio de Diagnóstico Regional del SAG Magallanes. En especial a Rodrigo Godoy por su vital contribución y amistad y al Dr. Rigofredo Veneros por la transmisión de interesantes conocimientos.