



UNIVERSIDAD DE CHILE



FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS

**“PESQUISA DE LA FAUNA ENDOPARASITARIA EN
CHINCHILLAS (*Chinchilla lanigera*) EN CRIADEROS
COMERCIALES DE LA REGION METROPOLITANA”**

**CATALINA ANDREA
CASTELBLANCO CISTERNAS**

Memoria para optar al Título
Profesional de Médico Veterinario
Departamento de Medicina
Preventiva Animal

PROFESOR GUIA: DR. FERNANDO FREDES MARTINEZ

SANTIAGO, CHILE
2009



UNIVERSIDAD DE CHILE



FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS

“PESQUISA DE LA FAUNA ENDOPARASITARIA EN CHINCHILLAS (*Chinchilla lanigera*) EN CRIADEROS COMERCIALES DE LA REGION METROPOLITANA”

CATALINA ANDREA
CASTELBLANCO CISTERNAS

Memoria para optar al Título
Profesional de Médico Veterinario
Departamento de Medicina
Preventiva Animal

NOTA FINAL:

	NOTA	FIRMA
PROFESOR GUÍA : Dr. FERNANDO FREDES M.
PROFESOR CONSEJERO: Dr. LUIS IBARRA M.
PROFESOR CONSEJERO: Dr. PEDRO CATTAN A.

SANTIAGO, CHILE
2009

AGRADECIMIENTOS

Mis más sinceros agradecimientos al Dr. Fernando Fredes por creer desde su inicio en este proyecto y por entregarme tiempo, dedicación y trabajo, junto con una palabra esperanzadora cuando más la necesitaba.

Al Sr. Patricio Toro, quien fue mi ángel guardián durante todo este proceso.

Al Dr. Adolfo Godoy por sus enseñanzas.

Al Dr. Enrique Pinto su confianza.

Al Dr. Mario Acuña por siempre compartir sus conocimientos.

A Dr. Luis Ibarra, quien fue una guía, llena de objetividad y apoyo.

Al Dr. Fernando Nuñez, que siempre me entregó una grata conversación, un consejo y una sonrisa.

A los señores de Chinchillas de Chile Limitada por otorgarme la oportunidad de desarrollar este estudio.

A Paola, mi madre, quien con su ejemplo de vida, me inspira a ser cada día mejor.

A mi padre Iván, quien nunca dejo de creer en mí.

A mi hermano Ignacio, con su modo diferente de ver el mundo me hace ver el mío con más claridad.

A mi Francisca, que con solo un gesto o un abrazo recarga mis energías y me permite continuar.

A Mercedes, a quien adoro con todo mi corazón.

Por último, a Manuel, mi compañero de vida, quien me entrega día a día su amor en forma incondicional.

INDICE

ABSTRACT.....	7
RESUMEN.....	8
INTRODUCCIÓN	9
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	11
1.- Clasificación Taxonómica (Muñoz-Pedrerros, 2000):.....	11
2.- Biología.....	12
3.-Sistemas de Producción	13
4.- Chinchicultura.....	14
5.- Protección y Estado de Conservación.....	15
6. Agentes Biológicos Productores de Enfermedad.....	16
OBJETIVOS	21
OBJETIVO GENERAL.....	21
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	21
MATERIALES Y MÉTODOS	22
Criadero 1.....	22
Ubicación	22
Manejo reproductivo	24
Destino productivo.....	24
Manejos antiparasitarios.....	24
Indicadores productivos	24
Criadero 2.....	25
Alimentación	26
Manejos antiparasitarios.....	26
Indicadores productivos	26
Muestreo.....	27
Métodos utilizados	28
I. Examen directo.....	28
II. ZN.....	28
III. MTM.....	29
Normas de Bioética.....	29
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	30

CONCLUSIÓN	36
BIBLIOGRAFÍA	37
ANEXO N°01	¡Error! Marcador no definido.

ABSTRACT

Chinchilla lanigera is a rodent endemic to our country, historically used for the fur industry and today considered a pet. The lack of national studies and the scarce of information in the international literature of their parasitic fauna, led to the accomplishment of this study in two chinchilla farm in the Metropolitan Region, Chile. For this, faecal samples were collected from all females and were processed by the methods of direct examination, Ziehl Neelsen and Telemann modified to determine all protozoan and helminth that is eliminated by this route and determine the possible zoonotic role of these animals. *Giardia* spp. and *Cryptosporidium* spp. has been reported in these animals, but abroad. The results of this study were negative to all endoparasite. We discuss this result and conclude the absence of endoparasites in the animals of these two chinchillas farm.

RESUMEN

La chinchilla chilena (*Chinchilla lanigera*) es un roedor endémico de nuestro país, utilizada históricamente para la industria peletera y actualmente considerada un animal de compañía. La falta de estudios nacionales y la escasez de información en la bibliografía internacional en relación a sus enfermedades, condujeron a la realización de este estudio, acerca de la fauna endoparasitaria de chinchillas de dos criaderos de la Región Metropolitana, Chile. Para lo anterior, se tomaron muestras de heces de la totalidad de las hembras de cada uno de éstos, las que fueron procesadas mediante los métodos de examen directo, técnica de Ziehl Neelsen y Telemann modificado. De esta manera se pesquisó todo protozooario y/o helminto que pudiera ser eliminado por esta vía y así determinar el posible rol zoonótico de estos animales. Entre los agentes de interés zoonótico ya reportados se encontraban *Giardia* spp. y *Cryptosporidium* spp., pero en animales en el extranjero. Los resultados del presente estudio fueron negativos a todo endoparásito. Se discute este resultado y se concluye la ausencia de endoparásitos en las chinchillas de estos dos criaderos

INTRODUCCIÓN

La *Chinchilla lanígera*, chinchilla de cola larga o chinchilla chilena es un roedor endémico cuyo hábitat se localiza en el norte de nuestro país, entre los paralelos 26° S y 32° N.

La chinchilla se cría mayoritariamente por su piel, sin embargo, algunos individuos también se destinan tanto a investigaciones científicas en medicina humana, como a mascotas (Holzer y Lara, 2004). Esto último es reciente y ha ido en aumento, debido a algunas de sus características propias, como su reducido tamaño, su bajo nivel de consumo de alimento, así como también a su docilidad, lo que las hace muy buenos animales de compañía.

Nuestro país cuenta con criaderos industriales y algunos de ellos forman parte de la asociación Chinchillas de Chile Limitada, todos distribuidos en la zona central del país. Dos criaderos de esta agrupación, ubicados en la Región Metropolitana, accedieron a la realización de este estudio. Los planteles contaban con las autorizaciones del Servicio Agrícola Ganadero (SAG) y poseían cientos de ejemplares con fines de producción, reproducción y una parte cada vez más creciente de ellos con fines de venta como animales de compañía.

La industria peletera involucra un procesamiento manual, y por tanto, el contacto directo de las personas con los ejemplares vivos y/o faenados, lo que podría implicar el riesgo, en el personal del criadero, de adquirir alguna zoonosis. Desde el punto de vista de los animales, el tipo de crianza, la alta densidad y el manejo productivo en general al que son sometidos, permiten un alto contacto entre ellos, lo que implicaría riesgo de transmisión de agentes patógenos propios de estos animales. Además, la reciente incorporación de

ellos como mascotas, podría implicar riesgos de infección a un nuevo universo de personas con diferentes grados de susceptibilidad, como son los niños, los adultos mayores y/o los enfermos crónicos.

Hasta la fecha no existen estudios nacionales acerca de los agentes patógenos presentes en esta especie animal y menos aún de los agentes parasitarios. En la literatura internacional existen algunos trabajos que demuestran la existencia de endoparásitos, ya sean estos propios de los animales y/o zoonóticos.

Por todo lo anterior, resulta de interés hacer una pesquisa de la fauna endoparasitaria presente en los animales de estos dos centros productivos de la Región Metropolitana.

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.- Clasificación Taxonómica (Muñoz-Pedrerros, 2000):

Phylum: Vertebrados
Clase: Mamíferos
Orden: Roedores
Sub orden: Histricomorfos
Familia: Chinchillidae
Género: *Chinchilla*
Especies: *Chinchilla lanigera*
Ch. brevicaudata

Dentro del género *Chinchilla* se reconocen dos especies, la *Ch. lanigera* y *Ch. brevicaudata*, siendo sólo la primera de éstas la utilizada como base genética para la industria peletera (Iitomi, 2008).¹

La caracterización molecular de ADN mitocondrial de ambas especies (*Ch. lanigera* y *Ch. brevicaudata*), indica una distancia genética entre ellas. La chinchilla de criadero proviene de la *Ch. lanigera* y, aunque en los inicio del desarrollo de la crianza se hicieron cruza entre las dos especies, los estudios a nivel molecular indican que hasta hoy no se encuentra ascendencia de *Ch. brevicaudata* entre los ejemplares de criadero (Holzer y Lara, 2004).

¹ IITOMI, T. 2008. [Comunicación Personal]. Director y Administrador de Chinchillas de Chile Limitada.

2.- Biología

Entre las características de este mamífero, encontramos que su largo no es mayor de 26 cm, con un cola de 16 cm, orejas encambuchadas y con un peso promedio de 400 gramos. Además posee un pelaje corto, poco denso, gris sucio y ocre. Su gestación es de 111 días, con un promedio de dos a tres crías por camada (Santisteban y Hernández, 1978). En relación a esto último, la madurez sexual se alcanza alrededor de los ocho meses de edad (Grau, 1966).

Dentro de sus principales características se destaca la conformación de su pelaje, ya que en esta especie el pelo tiene la función de aislar, proteger el cuerpo del ambiente y también actuar como sensor de tacto (Holzer y Lara, 2004).

En situaciones de miedo o ante el dolor, la chinchilla expulsa mechones de pelo desde su raíz, formando parte de un complejo mecanismo de defensa ante el ataque de depredadores. La manipulación de estos animales en criadero debe considerar lo anterior para no deteriorar las pieles a cosechar (Holzer y Lara, 2004).

En crianza se debe contar con un baño o “revolcadero” de polvos, que es un receptáculo que le permite al animal revolcarse con arena, para mantener limpio su pelaje (Grau, 1966).

Las chinchillas silvestres viven, aproximadamente, 10 años. En criaderos en tanto, su longevidad puede ir desde 15 y hasta algo más de 20 años (Holzer y Lara, 2004).

3.-Sistemas de Producción

Han existido diferentes métodos de producción de chinchillas, como son la monogamia y la poligamia.

El primero de ellos, consiste en mantener un macho con una hembra por jaula. Este método ya no se usa, debido al alto costo de inversión y mantención de las jaulas, y a una menor selección de machos reproductores.

Actualmente el sistema de producción utilizado para el apareamiento de chinchillas en criaderos con fines comerciales es el método poligámico del collar. Este consiste en mantener a cada hembra, en edad reproductiva, en confinamiento individual y cuya jaula se comunica con las demás mediante un pasillo posterior. Por este lugar circula el macho, y dada la conectividad de este sistema, él tiene acceso a un mínimo de cinco, hasta un máximo de ocho jaulas de hembras. Con el uso del collar en cada hembra, de material rígido, se logra que éstas no puedan salir de su jaula, así como tampoco puedan seguir al macho por el corredor de comunicación, ya que el diámetro de la salida a éste es menor que el del collar utilizado (Grau, 1966).

El tipo de crianza es confinado e intensivo. Este se basa en sistemas de jaulas, frecuentemente fabricado con placas de madera en los costados, base y cubierta; con frentes y fondos de malla o barrotes de alambre con las correspondientes aberturas para la puerta y accesorios (Holzer y Lara, 2004).

En relación al piso en que se apoya el animal, existen básicamente dos sistemas en uso: el de piso de malla de metal y el de bandeja con viruta. El primero de ellos permite el paso de las heces, la orina y los desechos de alimentos a una bandeja inferior. Son aptas para lugares de muy baja humedad. Sus ventajas son que el animal no está en contacto con los desechos y hay una

mayor ventilación. Entre las desventajas encontramos que el material debe ser altamente resistente a la oxidación y que existen mayores pérdidas de gazapos recién nacidos, ya sea por enfriamiento y/o por accidentes causados por los entreveros de la madre con el macho en el celo post parto (Holzer y Lara, 2004).

El otro sistema de piso consiste en una bandeja removible con viruta, sobre la que descansará el animal. Las ventajas de este tipo de piso son que disminuye: las pérdidas de gazapos recién nacidos, las manchas de la piel por óxido y las pérdidas de alimento, ya que los animales pueden aprovechar los *pelle* de alimentación que caen en la bandeja. Así también, pueden roer la viruta, ayudando de esta manera al desgaste que se debe producir en su dentadura y al suplementar la fibra necesaria. Además, se produce menos olor en el ambiente, por la absorción de la orina, y facilita la limpieza de las bandejas. Las desventajas de este sistema son la necesidad de contar con viruta seca todo el año, cuyo almacenamiento es voluminoso, y la mayor cantidad de desechos que deben ser retirados del criadero. La viruta debe ser de maderas blancas, como el álamo o el pino radiata. Aún cuando esta última tiene un cierto tinte amarillo y contenido de resina, es la más absorbente y fácil de obtener. Para una mayor capacidad de absorción de líquidos, debe ser fina y de una humedad inferior al 16%. En ningún caso se usará la viruta proveniente de maderas rojas, por su alto contenido de taninos que mancharían el pelo (Holzer y Lara, 2004).

4.- Chinchicultura

La explotación industrial de la chinchilla se inició el año 1921 en Estados Unidos, cuando Mathias Chapman llevó once ejemplares silvestres de esta especie animal desde el norte de Chile a la ciudad de California de ese país, creando allí el primer criadero (Rodríguez, 1988).

En las últimas cuatro décadas, debido a características fenotípicas no deseadas en los animales comerciales y propias de los animales silvestres, la reproducción entre ellos no se ha llevado a cabo. Lo anterior debido a que estos últimos no cumplen con las cualidades de la piel que requiere el mercado, debido a que muchos de los caracteres que le permiten sobrevivir en la naturaleza son indeseables en el mercado peletero (Holzer y Lara, 2004).

Se estima que la población mundial de chinchillas en criadero es de aproximadamente 800.000 ejemplares. Destacando el hecho que en los últimos años ha existido un aumento en la crianza de estos animales como mascotas (Holzer y Lara, 2004).

La chinchilla chilena (*Ch. lanigera*) es la única especie utilizada para obtener abrigos y productos derivados del procesamiento de su piel. Para este fin, Chile cuenta con criaderos registrados, la mayoría de ellos ubicados en la Zona Central y Centro Sur del país, y 6 de ellos agrupados en la asociación denominada "Chinchillas de Chile Limitada".

5.- Protección y Estado de Conservación

Desde principios de siglo se dictaron leyes de protección que prohíben, hasta la fecha, la captura de estos animales desde su medio ambiente natural, debido a su delicado estado de conservación al ser extraídos masivamente para obtener su piel (Rodríguez, 1988). Por esto actualmente se clasifica en CITES I (especie en peligro de extinción) y es considerada una especie protegida según la Ley de Caza (Artículo 22), (CHILE, 2008).

Las poblaciones naturales más numerosas de este animal se encuentran bajo la protección de la Corporación Nacional Forestal (CONAF), en la Reserva

Nacional Las Chinchillas, en las cercanías de Illapel, Región de Coquimbo, Chile (CONAF, 2008).

En relación a la tenencia de este animal como mascota, no existen cifras de su población, pese al hecho de ser una especie protegida en CITES I. Así también, su comercio es poco regulado, ya que sólo se exige reglamentación de venta a los criaderos y no así aquellos que las adquieren como mascotas. Por lo anterior, se desconoce si existen ejemplares tomados desde su ambiente natural (Iitomi, 2008).²

Pese a que la industria de la peletería de esta especie animal se instauró en Chile en la década de los sesenta, son escasos los estudios nacionales acerca de ésta. Los existentes se refieren ya sea, a indicadores demográficos de fecundidad en chinchillas de determinados criaderos (Viñas, 1997), o al efecto de la domesticación sobre algunos indicadores morfológicos y genéticos de esta especie animal (Pérez, 2004).

6. Agentes Biológicos Productores de Enfermedad

En el ámbito internacional, existen escasos estudios referidos a los agentes patógenos que pueden afectar a las chinchillas y sólo ocho de ellos se refieren a causas parasitarias. En tanto que a nivel nacional, hasta la fecha, no existe ningún trabajo que aborde esta materia.

En Ontario, Canadá, McAllister (1964) describió el presencia de *Toxoplasma gondii* (Apicomplexa; Coccidia) en chinchillas de un criadero comercial que poseía un total de 56 ejemplares. En este caso se reportó la muerte de 44 chinchillas y el aborto en cuatro hembras. Los ejemplares afectados

² IITOMI, T. 2008. [Comunicación Personal]. Director y Administrador de Chinchillas de Chile Limitada.

manifestaron taquipnea, orejas y cabeza caídas, junto con una posición encorvada, horas previas a su muerte. Debido al hallazgo de un ratón común (*Mus musculus*) en el lugar, que también estaba infectado con *Toxoplasma gondii*, se asumió que la presencia de este agente se debía a la contaminación del agua y/o el alimento con “excreciones corporales” de roedores silvestres infectados. Esta última aseveración podría ser considerada un error, sin embargo se explica ya que recién en 1970 se esclareció el ciclo biológico de este protozooario (Gorman, 1993).

Así también, se han descrito *Sarcosystis* spp. (Apicomplejo; Coccidia), en el hígado de una chinchilla de laboratorio en Georgia, Estados Unidos (Rakich *et al.*, 1992) y *Frenkelia microti* (= *S. microti*) (Apicomplejo; Coccidia), en el cerebro de una chinchilla de laboratorio en Minnesota, Estados Unidos (Dubey *et al.*, 2000).

En el año 2007, se reportó el hallazgo de *Echinococcus multilocularis*, (Cestoda; Cyclophyllidea). Agente zoonótico reportado en el hígado de una chinchilla mascota en Zurich, Suiza (Staebler *et al.*, 2007). Este endoparásito es exótico para Sudamérica y nuestro país.

Recientemente en China, específicamente en la ciudad de Zhengzhou en una tienda de mascotas, se determinó por primera vez la prevalencia de los parásitos intestinales de *Ch. lanigera*, mediante el uso de las técnica de Sheather's (flotación con azúcar), Ziehl Neelsen modificado y tinción con lugol. Se utilizó un tamaño poblacional de 96 ejemplares, de los cuales se obtuvieron muestras fecales frescas y se encontraron los siguientes agentes: *Giardia* spp. (37,5%) (Sarcomastigophora; Diplomonadida), *Hymenolepis nana* (2,1%) (Cestoda; Cyclophyllidea) junto con coccidias (8,1%) (Apicomplejo; Coccidia).

Se clasificó a los ejemplares por edad y sexo, sin encontrarse diferencias significativas (Chao-chao *et al.*, 2009).

A nivel Latinoamericano y específicamente en Brasil, estudios realizados en heces de chinchillas de tres criaderos de las ciudades de Gravataí y Porto Alegre, han reportado el hallazgo de *Giardia* spp. Para esta investigación se obtuvieron muestras fecales desde 250 ejemplares, criados en jaulas individuales. Se clasificó por edad (<12 meses y ≥12 meses) y sexo. El nivel de infección encontrado fue de un 8% (Fagundes *et al.*, 2005). En el cuadro 1 se puede observar los porcentajes de infección de *Giardia* de este estudio, según sexo y edad. En tanto que Fialho *et al.* (2008) estudió 220 chinchillas de un criadero comercial ubicado en Viamão, Rio Grande do Sul, Brasil, correspondiente a 110 adultos y 110 gazapos, y a 35 muestras de chinchillas silvestres chilenas, de la Reserva Nacional Las Chinchillas. El objetivo de dicho estudio fue verificar la frecuencia de quistes de *Giardia* en estas chinchillas y buscar asociación entre positividad y edad. Los resultados fueron todos negativos para las muestras obtenidas desde la reserva, en tanto que para las muestras del criadero arrojaron un total de 55% de positividad para *Giardia* spp. con un 4,55% (10/220) que presentó más de 5 quistes/campo. En el cuadro 2 se puede observar los porcentajes de infección de *Giardia* de este estudio, según edad.

Cuadro 1. Porcentajes de infección a *Giardia* spp., según sexo y edad (Fagundes *et al.*, 2005).

Variable	Número de Chinchillas (%)	Chinchillas positivas (%)
Sexo		
Hembras	181 (72,4)	18 (7,2)
Machos	69 (27,6)	2 (0,8)
Edad (meses)		
< 12	147 (58,8)	10 (4)
≥ 12	103 (41,2)	10 (4)

Cuadro 2. Porcentaje de infección a *Giardia* spp., según edad (Fialho *et al.*, 2008).

	Positivos	%
Adultos	80/110	72,72
Gazapos	41/110	37,27
Total	121/220	55

En otro estudio también llevado a cabo en Brasil, en el Municipio de Itaara en Rio Grande do Sul, se registró el reciente hallazgo de *Cryptosporidium* spp. (Apicomplexa; Coccidia), destacando su potencial riesgo zoonótico. En este estudio, se utilizaron 60 muestras recolectadas en forma aleatoria, desde un total de 2.100 animales. La metodología utilizada fue la flotación con sulfato de zinc, con una positividad del 10% (6/60) (Gasparly *et al.*, 2008).

A nivel nacional en tanto, hasta la fecha, no existen trabajos o registros de los agentes biológicos productores de enfermedad en la chinchilla y menos aún de la fauna parasitaria de éstas.

Dado todo lo anterior, resultó de interés pesquisar la fauna endoparasitaria de de chinchillas de criaderos que existen en la Región Metropolitana.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Pesquisar la fauna endoparasitaria en chinchillas (*Ch. lanigera*) en criaderos comerciales de la Región Metropolitana.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Detectar la presencia de parásitos gastrointestinales en *Ch. lanigera*.
2. Determinar la prevalencia predial de cada endoparásito encontrado en *Ch. lanigera* y su relación con el origen y la edad.

MATERIALES Y MÉTODOS

El muestreo se realizó durante el primer semestre del año 2009, en dos criaderos comerciales debidamente autorizados por el SAG, los cuales fueron denominados como “Criadero 1” y “Criadero 2”, a modo de resguardo del anonimato solicitado por los propietarios de cada uno de estos.

Al trazar una línea recta entre ellos, la distancia que los separa es de aproximadamente 12 kilómetros y no presentan ningún tipo de relación, salvo la de ser parte de la misma agrupación de criadores (Chinchillas de Chile Limitada).

Al momento de la de la toma de muestras para este estudio, los criaderos incorporados tuvieron las siguientes características de manejo y producción.

Criadero 1

Ubicación

Estaba emplazado en una zona urbana, en la Región Metropolitana.

Sistema de producción

El sistema de producción era de tipo poligámico del collar.

Infraestructura

Poseía dos galpones: el central o primario, destinado a la maternidad, con hembras gestantes, paridas y machos reproductores; y el secundario, donde se encontraban gazapos desde los 45 días hasta los 5 meses, en jaulas compartidas por 2 ejemplares de similar edad, y desde los 5 a los 8 meses, en confinamiento individual.

El piso de las jaulas correspondía al sistema de bandeja con viruta, de contacto directo con el ejemplar. El retiro completo de cada bandeja con la reposición de viruta nueva se realizaba cada 15 días.

El sistema de ventilación era manual y tenía de forma adicional un ozonizador en el galpón destinado a maternidad. El manejo de la temperatura se realizaba según percepción térmica del personal, ya que no se contaba con termómetro.

Cada jaula presentaba un comedero y bebedero individual, este último automático, conectado a la red de agua potable y con un filtro adicional.

El baño con polvos, se colocaba en la jaula 2 veces a la semana, y por un tiempo no mayor a 30 minutos por vez. La composición era receta propia del criador, y su objetivo era mantener el abdomen limpio.

Alimentación

La alimentación se realizaba con *pellet* comercial, denominado “Concentrado para chinchillas”, de Concentrados Cisternas®, y se entregaba en raciones diferenciadas, según la etapa productiva.

En la maternidad se depositaban 50 gramos de alimento en cada comedero (un comedero por jaula), de los cuales 40 gramos son para la hembra y 10 gramos para el macho, el cual tenía acceso a 5 jaulas de hembras, comiendo en total una ración de 50 gramos. En el caso de los gazapos, en jaulas compartidas (2 ejemplares) se les entregaban 80 gramos de alimento, pero en intervalos de 2 días y en las individuales, 40 gramos diarios.

Manejo reproductivo

La monta era natural, y se basaba en la exposición permanente de la hembra a un determinado macho. El parto no era intervenido, generalmente ocurría durante la noche y se estimaba como un peso ideal para las crías 50 gramos al momento de nacer, realizándose el pesaje junto con el sexaje.

Destino productivo

Desde los 8 meses de edad se definía si el ejemplar sería destinado a la reproducción, a la venta como animal de compañía o a la cosecha de peletería.

Manejos antiparasitarios

No se registraba ningún manejo antiparasitario a ningún nivel productivo, como tampoco ante la enfermedad de algún animal.

Indicadores productivos

En el cuadro 3 se resumen los indicadores productivos de este criadero.

Cuadro 3. Indicadores productivos del Criadero 1.

Número de hembras reproductoras	248
Número de machos reproductores	50
Relación hembras:macho	5
Duración de lactancia (días)	45
Promedio parto/hembra/año	3
Promedio crías/hembra/año	3
Mortalidad total	26

Criadero 2

Ubicación

Se localizaba en una zona urbana, en la Región Metropolitana.

Sistema de producción

El sistema de producción era de tipo poligámico del collar.

Infraestructura

Poseía un galpón, donde se compartía la maternidad con la crianza de gazapos. El piso de las jaulas correspondía al tipo de malla de metal, que evitaba el contacto directo del ejemplar con sus deposiciones. La limpieza de las bandejas se realizaba cada 2 días.

El sistema de ventilación era mecánico. El manejo de la temperatura se realizaba mediante un termómetro digital, que comparaba además la temperatura interior con la exterior.

Cada jaula contaba con su comedero individual, bebederos individuales de vidrio para las crías, los cuales eran limpiados y llenados cada 2 días, y del tipo automático para las hembras, todos con agua potable.

El baño con polvos tenía una ubicación permanente en hembras gestantes, y estaba constituido con una mezcla de repaso de talco más carbonato de oxido de calcio. En el caso de hembras con crías y gazapos, se colocaba de manera itinerante en las jaulas.

Alimentación

La alimentación se realizaba con *pellet* comercial, denominado “Concentrado para conejos”, de la marca comercial de alimentos Champion®. Se le entregaban aproximadamente 35 gramos por ejemplar, diariamente, más la adición de heno de alfalfa según disponibilidad del mercado.

Manejo reproductivo

La monta era natural, y se basaba en la exposición permanente de la hembra a un determinado macho. Los partos ocurrían generalmente en la mañana.

Destino productivo

Se determinaba a los 8 meses. Los destinos eran: cosecha de piel, recambio de reproductores o venta como animales de compañía.

Manejos antiparasitarios

No se realizaba ningún tipo de tratamiento.

Indicadores productivos

En el cuadro 4 se resumen los indicadores productivos de este Criadero.

Cuadro 4. Indicadores productivos del Criadero 2.

Número de hembras reproductoras	148
Número de machos reproductores	30
Relación hembras:macho	5
Duración de lactancia (días)	40
Promedio parto/hembra/año	2
Promedio crías/hembra/año	3
Mortalidad total	20

Muestreo

Se obtuvo un total 396 muestras de *Ch. lanigera*, provenientes solo de las jaulas de hembras gestantes, paridas o secas, con sus respectivas crías. Se recolectó una muestra por jaula.

Las muestras correspondieron a heces recién emitidas, y para su obtención se colocaron bajo cada jaula un trozo de papel de diario (en el caso de jaulas con bandeja metálica) o se recolectó en forma manual (con el uso de guantes de vinilo) desde la cama limpia (en sistemas de cama con viruta).

Al momento de la obtención de las muestras se registró: su origen, número ejemplar, destino productivo, la fecha de colección, la edad, la cantidad de crías y el sexo de éstas cuando se contaba con los registros.

Todas las muestras fueron identificadas, recolectadas de manera individual en bolsas selladas o tubos plásticos, fijadas en etanol 70% y trasladadas a la Unidad de Parasitología del Departamento de Medicina Preventiva Animal, de la

Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias, de la Universidad de Chile. Allí fueron mantenidas en refrigeración entre 4 y 8°C, hasta su posterior análisis, que incluyó correlativamente la observación directa y los métodos de Ziehl Neelsen (ZN) y Telemann (MTM) modificados.

Métodos utilizados

- I. **Examen directo:** consistió en observar cada muestra de heces macroscópicamente, en la búsqueda de macroparásitos en estado adulto o larvario (Soulsby, 1987).

- II. **ZN:** Las muestras fijadas con etanol 70%, fueron centrifugadas a 600 g por 15 minutos, luego se eliminó el sobrenadante y del sedimento se tomó una pequeña cantidad con la cual se realizó un extendido de 1 cm de largo por 0,5 cm y se dejó secar a temperatura ambiente. Una vez seco el extendido realizado, se procedió a teñir. El método contempló el vaciamiento sobre los portaobjetos de fucsina básica, hasta cubrirlos completamente. Luego, cada lámina se calentó hasta la emisión de vapores, se pasó bajo ellas un algodón con alcohol encendido, cuidando de no hervir el colorante, y se dejó actuar durante 20 minutos. Posteriormente se lavó con agua corriente, directamente bajo el chorro de la llave (suave), hasta eliminar todo el exceso de colorante. Luego sobre las láminas se vertió alcohol-ácido hasta cubrirlas, por 30 segundos, luego se lavaron con agua corriente y se eliminó todo el exceso de producto. Posterior a esto, las láminas se cubrieron con azul de metileno y se dejó actuar durante 5 minutos. Una vez transcurrido el tiempo, se lavó con agua corriente, hasta eliminar todo el exceso de colorante. Finalmente cada lámina se dejó secar sobre papel absorbente, a temperatura ambiente, y posteriormente fueron observadas al microscopio óptico, con aumento de 100x con aceite de inmersión (Fayer y Xiao, 2007).

- III. **MTM:** a la solución fecal tamizada, se le agregó c.s.p. de etanol 70%, hasta llegar a los 8 mL, y 2 mL de éter etílico. Luego se centrifugó a 350 g durante 10 minutos. Se eliminó el sobrenadante y del sedimento se tomó 100 μ L, se extendió sobre un portaobjetos, se agregó 50 μ L de tinción MIF (“merthiolate, yodo y formalina”) preparada con antelación, en base a 0,1 mL de lugol, 0,15 mL de formaldehído y 0,75 mL de tintura de mertiolate al 1:1000, y finalmente se colocó un cubreobjetos. Luego, las muestras fueron examinadas al microscopio con aumento de 10x y 40x (Atías, 1998).

Normas de Bioética

La toma de muestras fue realizada bajo las normas de bioética establecidas por el Comité de Bioética Animal de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile, quien certificó este estudio (Anexo 1).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis de las 396 muestras de heces frescas de *Ch. lanigera* examinadas mediante el examen directo, como también mediante ZN y MTM, entregó resultados negativos a la presencia de endoparásitos. Es decir, en ninguna de ellas se observaron estructuras parasitarias.

Los protocolos de laboratorio de rutina para la detección de ooquistes de *Cryptosporidium* spp., tanto en heces como en muestras de medio ambiente (ej. agua), incluyen el examen microscópica de estos extendidos, previa concentración de la muestra, los que son teñidos ya sea con Giemsa, ZN o Heine (Atías, 1998; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Fayer, 2004). Dentro de estas, la técnica más difundida para la detección de ooquistes en heces, es la de ZN y es considerado el método diagnóstico de elección en medicina veterinaria (Georgi y Georgi, 1990; Atías, 1998; Barriga, 2002). Gorman *et al.* (1989) destaca que la tinción de ZN en extendidos de heces es una de las técnicas más sensibles para diagnosticar *Cryptosporidium*. Señala también, que la detección de ooquistes a través de técnicas coprológicas de rutina, como flotación, no es fácil, debido al bajo peso y pequeño tamaño de los ooquistes. En tanto que Atías (1998), indica que la sensibilidad de ZN es de un 86,9%.

Por otro lado, MTM es utilizado para evidenciar tanto agentes parasitarios del tipo protozario como helmínticos (Atías, 1998), sobre todo útil en muestras escasas, abarcando así todos los agentes descritos en la literatura internacional en *Ch. lanigera*. Entre éstos: *Cryptosporidium* spp. (Gasparly *et al.*, 2008) asociado a ZN, *Giardia* spp. (Fialho *et al.*, 2008; Chao-chao *et al.*, 2009), *Hymenolepis nana* y otras coccidias (Chao-chao *et al.*, 2009). Por esto podemos asegurar que los resultados de este estudio no se deben a la elección de una técnica inadecuada, si no que a otras variables que se discutirán más adelante.

Debido a la descripción de diferentes endoparásitos gastrointestinales en la literatura internacional y considerando la inexistencia de trabajos a nivel nacional, así como al incremento que ha tenido *Ch. lanigera* como animal de compañía, resultó de interés realizar la pesquisa de la fauna endoparasitaria de este animal en nuestro país, especialmente de aquellas con potencial riesgo zoonótico como son *Giardia* spp. y *Cryptosporidium* spp.

Cryptosporidium spp. fue descrito por Gaspary *et al.*, 2008 en *Ch. lanigera* en Brasil y hasta la fecha es considerado un agente zoonótico, pudiendo causar infecciones clínicas graves o subclínicas tanto en el hombre como en los animales, siendo su transmisión oral-fecal y cuya principal fuente de infección son las heces y el agua y/o los alimentos contaminados con estas (Gorman, 1987; Atías, 1998; Fayer y Xiao, 2007). En chinchillas inmunodeprimidas con *Cryptosporidium* spp. se puede presentar enfermedad ante situaciones de estrés y/o en concomitancia con otros agentes. Entre sus signos clínicos se describe diarrea de tipo sanguinolenta, síndrome de mala absorción y disminución de peso corporal (Richardson, 2003).

La giardiosis en tanto, es considerada como la enfermedad parasitaria más común y grave en chinchillas (Fagundes *et al.*, 2005), pero se describe que normalmente la carga parasitaria es baja, con manifestación clínica frente a situaciones de estrés (Richardson, 2003). En el caso de *Giardia* spp. se describe la transmisión por vía oral, mediante la ingestión de quistes presentes en la materia fecal por coprofagia, o en forma pasiva a través de agua o alimentos contaminados (Basso *et al.*, 2005).

Richardson (2003) reporta el hallazgo de *Giardia* spp. como de *Cryptosporidium* spp. en suministros de agua no potable. Lo que coincide con Fagundes *et al.* (2005) que describe que *Cryptosporidium* spp. está asociado a fuentes de agua contaminadas.

Para el presente estudio, la combinación de uso de fuentes de agua potable, así como de alimentos peletizados del tipo industrial, reducen los factores de riesgo de infección. Sin embargo, no lo asegura, ya que por ejemplo los ooquistes de *Cryptosporidium* son muy pequeños y resistentes a la acción de desinfectantes convencionales, como la cloración, y por lo tanto pueden pasar a través de los procesos físicos y químicos de tratamientos de aguas e incluso sobrevivir en agua potable por varios meses (Sunnotel *et al.*, 2006). Por esto, lo esperable era encontrar un bajo porcentajes de individuos parasitados y más aún debido a la ausencia de signos clínicos como diarrea, así como por el hecho de que se nos informó que no existían protocolos de desparasitación en ninguno de los criaderos. Por lo anterior, era también esperable que existieran individuos con infección sub clínica, probablemente debido a bajas cargas parasitarias. Esto último trae como consecuencia el posible no hallazgo de este u otros agentes debido a que la sensibilidad de las pruebas utilizadas no es superior, en promedio, a un 70-80%.

Además, Basso *et al.* (2005) describe que la expulsión de elementos parasitarios es irregular, especialmente en infecciones por protozoarios y que un examen limitado a una pequeña muestra puede resultar negativo en un animal que sea positivo.

Una de las dificultades de este estudio fue contar con una adecuada cantidad de muestra por animal, así como la imposibilidad de obtener, idealmente en forma seriada, más de una muestra de alguno de ellos. Esto hace aún menos sensible los métodos utilizados. Lo anterior fue debido al requerimiento de los propietarios de cada uno de los criaderos, que indicaron la condición de solo intervenir una sola vez a cada animal.

Así también, pese a que nuestros resultados no concuerdan con la literatura internacional, éstos no son necesariamente comparables, ya que en ninguno de ellos se indican antecedentes epidemiológicos, como tasas de mortalidad, morbilidad y condiciones generales de manejo, que nos permitan contextualizar los resultados allí entregados, como se plantea en este estudio.

Así tampoco se indica, si el muestreo fue único o seriado, ya que en este estudio fue solo único.

Por todo lo anterior, no podemos descartar completamente la presencia de *Giardia* spp. ni de *Cryptosporidium* spp., a pesar de haber muestreado a toda la población de hembras reproductoras de cada plantel.

Por lo tanto, los resultados aquí obtenidos son concordantes con las condiciones presentadas por cada uno de los criaderos, dentro las que se destacan el suministro de agua potable (incluso con un proceso de filtración en uno de ellos), el control de la temperatura y humedad ambiental. Esto último, es posible debido a la adecuada ventilación de cada uno de los galpones, lo que junto con la limpieza de las jaulas y camas, en forma frecuente, reduce el contacto directo del animal con las deposiciones de los otros ejemplares e incluso de las propias. Esto se refrenda, al observar las tasas de mortalidad menores al 26%, y asociadas principalmente, sobre un 80% de estas al periodo periparto.

Según lo anterior, resulta interesante proponer estudios venideros que incluyan un muestreo seriado.

Según lo anterior, no podemos confirmar la ausencia de éstos en nuestro país, pero si indica la necesidad del empleo de otro tipo de métodos diagnósticos,

como planes de muestreo seriados o la incorporación de necropsias. Sería interesante incluir a otros criaderos, que presenten índices de mortalidad superior o animales con signología, como diarrea o disminución de la condición corporal.

Por último, es importante destacar que la criptosporidiosis, así como la giardiosis, tienen una distribución cosmopolita y son consideradas enfermedades re emergentes (Acha y Szyfres, 2003; Almeida *et al.*, 2006; Sunnotel *et al.*, 2006), así como una de las principales causas de diarrea por parásitos eucarióticos en humanos y animales (Acha y Szyfres, 2003; Yu y Park, 2003; Huang *et al.*, 2004), incluyendo a las chinchillas (Richardson, 2003). En la especie humana, la prevalencia es mayor en áreas menos desarrolladas, como Asia, África y América del Sur, con porcentajes entre el 3 y 20%, con especial repercusión en la población infantil como en pacientes VIH positivos, los trasplantados, los con inmunoterapias contra el cáncer, etc. (Atías, 1998; Acha y Szyfres, 2003; Fayer, 2004). En nuestro país, ambos se consideran agentes endémicos y están descritos en una serie de animales domésticos, así como en seres humanos (Atías, 1998; Alcaíno y Gorman, 1999).

En epidemias de enfermedades difundidas por agua de bebida o de uso recreativo en Estados Unidos, *Giardia intestinalis* fue el patógeno más común y en el 40% de los casos en conjunto con *Cryptosporidium* (Acha y Szyfres, 2003).

Por lo tanto *Giardia* spp. junto a *Cryptosporidium* spp. son dos agentes zoonóticos, que pueden ser adquiridos o que existe un riesgo de infección al contacto directo o indirecto de este tipo de animal con el ser humano, como animal de compañía en otros países.

El presente estudio indica la ausencia de estos endoparásitos zoonóticos, así como de otros que no lo son, sin embargo se discutió la necesidad de futuros estudios que confirmen esto. Queda entonces la línea de base trazada para que éste sea el estudio inicial de la fauna endoparasitaria en chinchillas de criadero, y se logre el objetivo de caracterizarla.

CONCLUSIÓN

De los resultados obtenidos, podemos concluir que el presente estudio reveló la ausencia de endoparásitos gastrointestinales en chinchillas (*Ch. lanigera*) en dos criaderos comerciales de la Región Metropolitana mediante la observación directa y los métodos de Ziehl Neelsen y Telemann modificado.

BIBLIOGRAFÍA

- **ACHA, P.; SZYFRES, B.** 2003. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y los animales. 3° edición. Organización Panamericana de Salud. Washington. USA. 3 v.
- **ALCAINO, H.; GORMAN, T.** 1999. Parásitos de los animales domésticos en Chile. *Parasitología al Día* 23:33-41.
- **ALMEIDA, A.; DELGADO, M.; SOARES, S.; CASTRO, A.; MOREIRA, M.; MENDONCA, C.; CANADA, N.; CORREIRA, J.; COELHO, H.** 2006. Genetic characterization of *Cryptosporidium* isolates from humans in Northern Portugal. *Journal of Eukaryotic Microbiology* 53(1):26-27.
- **ATIAS, A.** 1998. *Parasitología Médica*. Editorial Mediterráneo. Santiago, Chile. 615 p.
- **BARRIGA, O.** 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Editorial Germinal. Santiago, Chile. pp 187-192.
- **BASSO, W.; EIRAS, D.; ROMERO, J.; VENTURINI, L.; VIGNAU, M.** 2005. *Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. Universidad de la Plata. Buenos Aires, Argentina. 195 p.
- **CHAO—CHAO, L.; WANG H.; QI, M.; ZHANG L.** 2009. Survey of intestinal parasites in pet *Chinchilla lanigera*. *China Animal Husbandry & Veterinary Medicine* 36(5)176-177.
- **CHILE. MINISTERIO DE AGRICULTURA.** 2008. Ley N° 19.473 Ley de Caza y su reglamento. 07 diciembre 1998. [en línea].
- <<http://www.sag.gob.cl/OpenDocs/asp/pagVerRegistro.asp?argRegistroId=665&argInstanciald=54>> [consulta: 06-11-09]
- **CORDERO DEL CAMPILLO, M.; ROJO, F.; MARTINEZ, A.; SANCHEZ, C.; HERNANDEZ, S.; NAVARRETE, J.; DÍEZ, P.; QUIROZ, H.; CARVALHO, M.** 1999. *Parasitología veterinaria*. Editorial McGraw-Hill Interamericana. 982 p.

- **CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL (CONAF).** 2008. Áreas silvestres protegidas: Reservas Nacionales. [en línea].
- <http://www.conaf.cl/??page=home/contents&seccion_id=945d8a2bcf32417cf86b4143a12a4d71&unidad=2&pagina> [consulta: 07-08-2008]
- **DUBEY, J.; CLARK T.; MANTIS, D.** 2000. *Frenkelia microti* infection in a Chinchilla (*Chinchilla lanigera*) in the United States. Journal of Parasitology 86(5):1149-1150.
- **FAGUNDES, A.; DOS SANTOS, A.; PACHECO, F.** 2005. Protozoan parasites in captive chinchillas (*Chinchilla lanigera*) raised in the State of Rio Grande do Sul, Brazil. Parasitología Latinoamericana 60(3-4):186-188. [en línea].
- <<http://www.scielo.cl/pdf/parasitol/v60n3-4/art16.pdf>> [consulta: 08-08-2008]
- **FAYER, R.** 2004. *Cryptosporidium*: a water-bore zoonotic parasite. Veterinary Parasitology 126:37-56.
- **FAYER, R.; XIAO, L.** 2007. *Cryptosporidium* and Cryptosporidiosis. 2° edition. Editorial CRC Press. Florida, USA. 576 p.
- **FIALHO, C.; OLIVEIRA, R.; TEIXEIRA, M.; MARQUES, S.; OLIVEIRA, R.; OLIVEIRA, ARAUJO, F.** 2008. Comparison of protozoan infection between chinchillas (*Chinchilla lanigera*) from a commercial breeding facility in southern braziland chinchillas from a natural reserve in Chile. Parasitología Latinoamericana 63:85-87.
- **GASPARY, J.; SCHAFFER, A.; GONZALEZ, S.** 2008. First report of *Cryptosporidium* sp. en *Chinchilla lanigera* in Brazil. Revista da FZVA 15(1):186-190. [en línea]
- <<http://revistaseletronicas.pucrs.br/ojs/index.php/fzva/article/viewFile/3714/2858>> [consulta: 08-08-2008]
- **GEORGI J., GEORGI, M.** 1990. Parasitology for veterinarians. 5° Edition. Editorial Saunders Company. Filadelfia, USA. pp 84-95.
- **GORMAN, T.** 1987. La criptosporidiosis: una nueva entidad clínica. Monografías de Medicina Veterinaria. 9(2):52-60.

- **GORMAN, T., ALCAINO, H., SANTELICES, J.** 1989. Cryptosporidium y otras coccidias intestinales en terneros de lechería. Región Metropolitana. Chile. Archivos de Medicina Veterinaria 21(1):29-34.
- **GORMAN, T.** 1993. Algunos antecedentes sobre toxoplasma y toxoplasmosis. Monografías de Medicina Veterinaria. 15(1 y 2). [en línea]. <http://www.monografiasveterinaria.uchile.cl/CDA/mon_vet_completa/0,1421,S CID%253D18205%2526ISID%253D440,00.html> [consulta: 06-09-09]
- **GRAU, J.** 1966. La Chinchilla, su crianza en cualquier tipo de clima. Editorial Sintesis. Barcelona, España. 205 p.
- **HOLZER, G.; LARA, G.** 2004. Crianza de chinchillas. **In:** Cría en cautividad de fauna chilena. Servicio Agrícola y Ganadero; Parque Metropolitano, Zoológico Nacional; Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias. Santiago, Chile. pp 385-401.
- **HUANG, B.; CHEN, X.; LARUSSO, N.** 2004. *Cryptosporidium parvum* attachment to and internalization by human biliary epithelia in vitro: A morphologic study. Journal of Parasitology 90:212-221.
- **M^cALLISTER, R.** 1964. An outbreak of toxoplasmosis in an Ontario chinchilla herd. Canadian Journal of Comparative Medicine and Veterinary Science 28(3):53–56. [en línea]
<<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC1494230/>> [consulta: 06-09-09]
- **MUÑOZ-PEDREROS, A.** 2000. Orden Rodentia. **In:** Muñoz-Pedreros, A.; Yáñez J. Mamíferos de Chile. CEA Ediciones, Valdivia, Chile. pp 73-126.
- **PÉREZ, P.** 2004. Efectos de la domesticación de la chinchilla chilena, *Chinchilla lanigera*, sobre algunos indicadores morfológicos y genéticos. Memoria Título Médico Veterinario. Santiago, Chile. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias. 64 p.
- **RAKICH, P.; DUBEY, J.; CONTARINO, K.** 1992. Acute hepatic sarcocystosis in a chinchilla. Journal of Veterinary Diagnostic Investigation 4: 484-486.

- **RICHARDSON, V.** 2003. Chinchillas: systems and diseases. In: Diseases of small domestic rodents. Blackwell Publishing Ltd. Oxford, U.K. pp 8-44.
- **RODRÍGUEZ, J.** 1988. Caracterización de *Chinchilla lanigera* silvestre y su ecosistema natural. Tesis Magíster en Ciencias. Santiago, Chile. Pontificia Universidad Católica de Chile, Facultad Agronomía. 165 p.
- **SANTISTEBAN, E.; HERNANDEZ, E.** 1978. Cunicultura y pelíferos. Universidad de Chile. Facultad de Medicina Veterinaria. Santiago, Chile. 236 p.
- **SOULSBY, E.** 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7° Edición. Nueva Editorial Interamericana, México DF, México. 823 p.
- **STAEBLER, S.; STEINMETZ, H.; KELLER, S.** 2007. First description of natural *Echinococcus multinocularis* infections in chinchilla (*Chinchilla lanigera*) and Prevost's squirrel (*Callosciurus prevostii borneoensis*). Parasitology Research 101:1725-1727.
- **SUNNOTEL, O.; SNELLING, X.; MOULE, K.; MOORE, J.; CHERIE, B.; DOOLEY, J.; LOWERY, C.** 2006. Rapid and sensitive detection of single *Cryptosporidium* oocysts from archived glass slides. Journal of Clinical Microbiology 44(9):3285-3291.
- **VIÑAS, S.** 1997. Indicadores demográficos de fecundidad en poblaciones de chinchillas de criaderos. Memoria Título Médico Veterinario. Santiago, Chile. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias. 45 p.
- **YU, J.; PARK, W.** 2003. The effect of γ -Irradiation on the viability of *Cryptosporidium parvum*. Journal of Parasitology 89:639-642.



ANEXO 01

UNIVERSIDAD DE CHILE

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS

Santiago, 15 de Julio 2009

CERTIFICADO N° 18

FUNDAMENTACIÓN DE LA CERTIFICACIÓN ÉTICA INSTITUCIONAL.

El comité de Bioética de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile, se reunió con fecha 10 de julio de 2009 para revisar el Proyecto de Memoria de Título, de la alumna Responsable: Srta. Catalina Castellblanco C. y del Profesor Guía: Dr. Fernando Fredes denominada "Pesquisa de la fauna endoparasitaria en Chinchillas (*Chinchilla lanigera*) en criaderos comerciales".

Este proyecto contempla la utilización de Chinchillas de dos criaderos comerciales, lo cual es aceptado puesto que actualmente no existe otro método de sustitución para este modelo experimental. Así, los animales seleccionados son los adecuados tanto en el número mínimo y especie utilizada, para lograr obtener resultados científicamente válidos y cumplir con los objetivos planteados satisfactoriamente. En los ensayos experimentales que se plantean, se indica que las Chinchillas serán mantenidas en condiciones aceptables y comúnmente utilizadas para esta especie, lo cual no afecta el bienestar de los individuos. La toma de muestras se realizará por el investigador, bajo las normas establecidas por los principios y directrices para el uso de animales en investigaciones biomédicas, del Consejo para las Organizaciones Internacionales de las Ciencias Biomédicas.

De acuerdo a lo expuesto por los responsables, esta comisión da fe que se realizarán todos los procedimientos de manejo, de acuerdo a protocolos necesarios para evitar el dolor y sufrimiento animal, lo cual cumple con los parámetros aceptados por el comité de bioética Médico Veterinario.

Este Comité estima que el proyecto que se propone, se ajusta convenientemente a los Marcos Normativos en Ética de la Investigación Científica con Seres Vivos, referendados en el 2° Taller de Bioética de CONICYT, y no contiene elementos que pudieran transgredir las normas bioéticas vigentes en nuestra institución.

Dr. Gustavo A. Parías R.
Presidente
Comisión de Bioética Animal

Dr. Héctor Alcaíno C.
Decano

