

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

IDENTIFICACIÓN DE LOS PARÁSITOS HELMINTOS GASTROINTESTINALES PRESENTES EN OVINOS, QUE LLEGAN A LOS MATADEROS DE EXPORTACIÓN EN LA XIIª REGIÓN DE MAGALLANES Y ANTÁRTICA CHILENA, EN UN DISTRITO AGROCLIMÁTICO, DE MARZO A JULIO DE 2005.

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

EDGARDO MARCELO NITOR TORRES

VALDIVIA - CHILE

2006

PROFESOR PATROCINANTE Dr. Gastón Valenzuela J.
Nombre Firma

PROFESOR COPATROCINANTE Dr. Rafael Tamayo C.
Nombre Firma

PROFESORES CALIFICADORES Dr. Marcelo Hervé A.
Nombre Firma

Dr. Jorge Correa S.
Nombre Firma

FECHA DE APROBACIÓN: 28 DE ABRIL DE 2006.

A mi Familia...

ÍNDICE.

Capítulo	Página
1. RESUMEN.....	1
2. SUMMARY.....	2
3. INTRODUCCIÓN.....	3
4. MATERIAL Y MÉTODOS.....	10
5. RESULTADOS.....	12
6. DISCUSIÓN.....	28
7. BIBLIOGRAFÍA.....	36
8. ANEXOS.....	44
9. AGRADECIMIENTOS.....	57

1. RESUMEN

Con el objeto de determinar las especies de helmintos parásitos y sus combinaciones en abomaso, intestino delgado e intestino grueso de ovinos, se realizó una investigación en el Frigorífico Simunovic, de la ciudad de Punta Arenas (latitud 52°48' S; longitud 71°20' O), entre Marzo y Julio del 2005.

Se trabajó con 60 ovinos, provenientes del distrito agroclimático “Cerro Sombrero” en la XII Región y faenados en Punta Arenas. Los helmintos fueron determinados en su estado adulto. De los 60 animales examinados, la totalidad (100%) resultaron positivos a alguna especie de helminto. Se encontraron 49 (81,7%) abomasos, 56 (93,3%) intestinos delgados y 53 (88,3%) intestinos gruesos positivos a alguna especie de helminto.

Se identificó 20 especies, de las cuales, 13 se encontraron en abomaso, 8 de nemátodos y 2 de céstodos en intestino delgado y 5 en intestino grueso. Las especies identificadas fueron: *Ostertagia circumcincta*, *O. ostertagi*, *O. trifurcata*, *O. lyrata*, *O. occidentalis*, *Teladorsagia davtiani*, *Marshallagia marshalli*, *Trichostrongylus axei*, *T. colubriformis*, *T. falculatus*, *T. rugatus*, *T. vitrinus*, *Nematodirus filicollis*, *N. spathiger*, *Thysanosoma actinioides*, *Moniezia expansa*, *Chabertia ovina*, *Oesophagostomum venulosum*, *Trichuris discolor*, *Trichuris ovis* y *Trichuris skrjabini*. De ellas, *Ostertagia circumcincta*, *Trichostrongylus vitrinus* y *T. axei*, fueron las más frecuentes en abomaso, *Trichostrongylus vitrinus* y *Nematodirus filicollis* en intestino delgado y *Chabertia ovina* y *Oesophagostomum venulosum* en intestino grueso.

Con respecto a las combinaciones parasitarias, se determinó hasta tetraparasitismo en abomaso, pentaparasitismo en intestino delgado y triparasitismo en intestino grueso, siendo el monoparasitismo la más frecuente. El número máximo de helmintos en abomaso correspondió a *O. circumcincta* con 155 ejemplares, en intestino delgado *T. vitrinus* con 970 ejemplares y en intestino grueso *O. venulosum* con 57 ejemplares.

Bajo las condiciones del presente estudio se concluye que: un alto porcentaje de ovinos de la XII Región, presenta alguna especie de helminto parásito en abomaso, intestino delgado o intestino grueso, o en todos; la población de helmintos en ovinos de Magallanes difiere de las poblaciones de otras regiones del país; se identificó por primera vez en Chile las especies *Trichostrongylus rugatus* y *Trichostrongylus falculatus*; ovinos de la región de Magallanes albergan especies de helmintos no identificadas en el país; la baja carga parasitaria en los ovinos, se debió a las condiciones climáticas del distrito; el monoparasitismo es predominante en los ovinos de la XII Región

Palabras clave: ovinos, helmintos, poblaciones.

2. SUMMARY

A STUDY OF HELMINTH PARASITES IN OVINES IN PUNTA ARENAS, SOUTHERN CHILE.

In order to determine the occurrence and his combinations of helminths in sheep a study was undertaken in a slaughterhouse in Punta Arenas (52°48' S; 71°20' W). The survey lasted from March 2005 throughout to July 2005.

60 sheeps were slaughtered and abomasa, small intestines and large intestines were examined for adult helminths. 60 animals (100%) were positive to parasite infection. 49 abomasa (81,7%), 56 small intestines (93,3%) and 53 large intestines (88,3%), were positive of at least one specie of helminth.

Twenty species of helminths were determined, thirteen in the abomasum, ten in the small intestine and five in the large intestine. The parasites identified in the study were as follows: *Ostertagia circumcincta*, *O. ostertagi*, *O. trifurcata*, *O. lyrata*, *O. occidentalis*, *Teladorsagia davtiani*, *Marshallagia marshalli*, *Trichostrongylus axei*, *T. colubriformis*, *T. falculatus*, *T. rugatus*, *T. vitrinus*, *Nematodirus filicollis*, *N. spathiger*, *Thysanosoma actinioides*, *Moniezia expansa*, *Chabertia ovina*, *Oesophagostomum venulosum*, *Trichuris discolor*, *Trichuris ovis* y *Trichuris skrjabini*. *Ostertagia circumcincta*, *Trichostrongylus vitrinus* and *T. axei* were the most frecuently species in abomasum, *Trichostrongylus vitrinus* followed by *Nematodirus filicollis* in small intestine and *Chabertia ovina* and *Oesophagostomum venulosum* in the large intestine.

Mixed infections with up to four genus were determined in abomasum, five genus in small intestine and up to three genus in large intestine. Single infections were the most frecuently. The highest worm burden in abomasum belonged to *O. circumcincta* with 155 nematodes, *T. vitrinus* with 970 nematodes in small intestine and *O. venulosum* with 57 nematodes in large intestine.

It can be concluded that a high percentage of sheep from Magallanes, harbour any abomasum, small intestine or large intestine helminth specie; helminths population in sheep of Magallanes is different compared with other regions of the country; *Trichostrongylus rugatus* y *Trichostrongylus falculatus* were identified for the first time in Chile; worm burden was low as a consequence of weather conditions of the region; sheeps of the Magallanes region harbour helminth species not identified in the country before.

Key words: sheep, helminths, population.

3. INTRODUCCIÓN

3.1. ANTECEDENTES GENERALES:

El ovino es un pequeño rumiante perteneciente a la Familia Bovidae, subfamilia Caprinae, género Ovis y Especie Ovis Aries, que fue uno de los primeros animales en ser domesticado y su origen estuvo probablemente en Asia o Europa hace 7 millones de años, derivado en su totalidad de tres tipos primitivos de ovinos salvajes, que aun existen: el Urial (*Ovis vignei*), el Mouflon (*Ovis musimon*) y el Argali (*Ovis ammon*) García (1986). Ocupan un lugar importante en la utilización de terrenos difíciles de cultivar (Hervé 1999).

Según estimaciones de la FAO, existen alrededor de 1.068.668.800 cabezas de ovinos en el mundo, formando un conjunto muy heterogéneo en cuanto a distribución racial, número de cabezas por rebaño, especialización y producción (FAO 2000).

Según el último censo agropecuario realizado en Chile, la población ovina alcanzaba los 3.710.459 animales (Chile 1997). La información proporcionada por este Censo, demostró una significativa reducción de las existencias ovinas, desde 5,7 millones de cabezas en el año 1976 a sólo 3,7 millones en 1997, lo que implica una variación negativa de un 35%. En el año 2000, este inventario se redujo a 3,4 millones de cabezas, lo que implica un 8,1% menos que en el año 1997 (Chile 2003).

Las principales razas ovinas en Chile son Corriedale, Suffolk, Hampshire, Romney Marsh y Merino Precoz, concentrándose el 60,9% en la zona Austral de Chile, 15,6% en la zona sur, 9,7% en la zona centro, 9,2% en la zona centro-sur, y 4,6% en la zona norte y centro-norte. De éstos, el 73,3% de los ovinos habita en áreas semiáridas, el 24,8 % en zonas semi-húmedas y el 1,9% en zonas áridas (García 2002). En nuestro país, las razas más importantes son las derivadas del Merino, británicas de lana gruesa y lana media y las cruza. Existe poca estratificación de la producción ovina en cuanto a razas, cubriendo muchas de ellas un amplio y diverso sector geográfico encontrándose preferentemente distribuidas así: Merinos 10,0%, Suffolk y Hampshire 15,0%, Romney 5,0%, Corriedale 70,0%. No existen cifras para las Criollas que aunque escasas, seguramente representan alrededor de un 10,0% (Hervé 1999).

Durante el periodo 2004-2005, la producción nacional de carne en vara se redujo de 9.538,8 a 9.227,2 toneladas (Chile 2006). En contraste, en este período se exportaron 5.586 toneladas de carne ovina y subproductos, cifra 3,9 % superior a la anotada el 2004, cuando se enviaron al exterior 5.375 toneladas (Chile 2006). Los principales países de destino del producto cárneo, son Francia (24%), España (24%), México (11%), Reino Unido (9%), Holanda (7%), Suecia (6%), Israel (4%), Alemania (3%), Bélgica (3%) y Dinamarca (3%) (Chile 2006).

Las exportaciones de lana hasta octubre de 2004 han aumentado en volumen un 37,5% respecto a igual período del año anterior. En valor estas exportaciones alcanzaron a 5,47 millones de dólares, con 47,2% de aumento, lo que ya supera el valor de lo exportado en todo el año 2003. Los principales destinos de la lana fueron Uruguay, con un 47% del total. Seguido por Argentina, con 27%, y más atrás Alemania, con 15%, China 7%, Ecuador 2%, Japón e Italia con 1 % cada uno (Chile 2004).

El consumo de carne ovina en Chile ha caído de manera sostenida desde hace 15 años, concentrándose este consumo en las regiones XI y XII. Según estimaciones del Instituto Nacional de Estadísticas (INE) para el año 2000 el consumo de carne ovina fue de 0.5 Kg por persona. El año 2002 el consumo de carne ovina fué alrededor de 0.4 Kg/hab/año (Chile 2005).

En cuanto a la ganadería ovina de la zona de Magallanes, esta fue iniciada en 1877 cuando fueron traídas las primeras 300 ovejas aparentemente de raza Romney, desde las islas Malvinas. En la XII Región se concentra el 52% de los ovinos del país y de acuerdo a las cifras del VI Censo Nacional Agropecuario la masa Regional alcanzaba a 1.923.694 cabezas (Chile 1997) siendo en su mayoría de raza Corriedale, en un sistema extensivo el cual abarca cerca de 4.000.000 de hás. (Chile 1982), siendo uno de los rubros productivos de mayor importancia en la Región.

3.2. ANTECEDENTES ESPECÍFICOS:

En una explotación pecuaria, las enfermedades parasitarias juegan un rol importante. Según Martín (2000), un efectivo control de las endoparasitosis permite una eficiente conversión de la pradera en producto animal. Su presencia insidiosa rara vez provoca mortalidad, pero hay desmedro en la ganancia de peso, crecimiento de la lana, eficiencia reproductiva y calidad del producto que es enviado al mercado (Hervé 1999).

Dentro de los endoparásitos del ovino destacan los nemátodos y en menor escala los cestodos y protozoos (Soulsby 1987). Según Valenzuela (1980) los nematodos de la familia Trichostrongylidae representan el grupo más numeroso y económicamente importante dentro de los endoparásitos conocidos en los ovinos en Chile, produciendo infecciones mixtas en que están presentes los géneros *Haemonchus*, *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia* y *Nematodirus* como los principales causantes de las gastroenteritis parasitarias de los ovinos en Chile.

Vega (1971), en 16 necropsias de ovinos de 5 meses a 1 año y medio, realizadas en una Estancia (Oasy harbour) en la provincia de Magallanes, describe las siguientes especies de parásitos: *Ostertagia circumcincta*, *O. trifurcata*, *Trichostrongylus axei*, *T. vitrinus*, *T. colubriformis*, *Nematodirus filicollis*, *Moniezia expanza*, *Trichuris ovis*, *Oesophagostomum venulosum*, *Chabertia ovina* y *Dictyocaulus filaria*. Cárdenas (1999), en 6 necropsias de ovinos de distintas edades, realizadas en una Estancia (Entre Vientos) en la provincia de Magallanes, describió las siguientes especies de parásitos: *Ostertagia circumcincta*, *O*

ostertagi, *O. lyrata*, *Teladorsagia davtiani*, *T. vitrinus*, *Nematodirus filicollis*, *Nematodirus spathiger*, *Nematodirus oiratianus*, *Nematodirus abnormalis*, *Oesophagostomum colombianum* y *Chabertia ovina*. Jara (2001) en 6 necropsias de ovinos de distintas edades, realizadas en una sola Estancia (Entre Vientos) en la provincia de Magallanes, describió las siguientes especies de parásitos: *Ostertagia circumcincta*, *Trichostrongylus vitrinus*, *Trichostrongylus axei*, *Nematodirus filicollis*, *Trichuris ovis*, *Oesophagostomum venulosum* y *Chabertia ovina*.

Entre los múltiples factores que afectan la productividad de la ganadería mundial se encuentran las enfermedades parasitarias (Oppong 1973, Herlich 1978) que causan pérdidas económicas debido a la merma en la producción de proteína animal y de materia prima para la fabricación de otros productos (Sykes y col 1979, Thomas 1980, Buxadé 1996), además de la alta morbilidad y a veces, alta mortalidad (Soulsby 1987). Estas situaciones además, se ven influenciadas por el clima de una determinada zona o región geográfica (Levine 1973, Soulsby 1976, Georgi 1980). Por esto, cualquier esfuerzo destinado a mejorar la productividad no sólo contribuye a disminuir las pérdidas económicas (Cruz y Goncalves 1972, Gibson y Everett 1977, Gibson y Parfitt 1977), sino a mejorar la disponibilidad de proteína animal para consumo humano, demanda creciente por el aumento de la población mundial, la cual se estima, para el año 2025, en 10.000 millones de habitantes (FAO 2002).

Los trastornos causados por los endoparásitos en el organismo son de diversa naturaleza y en casos de parasitosis masivas, pueden sobrepasar los mecanismos defensivos del animal, produciendo un deterioro físico que deriva en un desequilibrio del proceso de desarrollo y crecimiento, un mal aprovechamiento de los recursos alimenticios y a gravísimas consecuencias que afectan también, a los factores de la reproducción (Soulsby 1987, Blood y Radostits 1992). Esta situación produce cuantiosas pérdidas económicas por las restricciones en el proceso de producción animal, el incremento de los costos derivados del uso de antihelmínticos y la implementación de medidas de control (Bishop y Stear 1997).

En el ovino, los parásitos gastrointestinales son responsables de la disminución de la producción de carne, leche y lana. Diversos autores señalan que los parásitos gastrointestinales que afectan a los ovinos originan una reducción en el apetito que puede llegar al 20% (Coop 1986, Todd y col 1976), el crecimiento óseo y la producción de leche (Coop y Angus 1981), la que puede disminuir en un 17% (Coop 1986), afectando además el índice de crecimiento de la lana, el que se puede ver afectado entre un 26 y 49% (Coop 1986). Además, Orr (1989) señala que el parasitismo gastrointestinal en los corderos se traduce en una menor resistencia de los dientes incisivos al desgaste futuro.

Las gastroenteritis parasitarias pueden afectar a ovinos de todas las edades, pero es más importante en los corderos, especialmente en la época de cambio de dieta de leche a pasto, donde produce un detrimento progresivo del estado general, pérdida del brillo y ruptura del vellón, mucosas anémicas y diarreas, pérdida del vigor y adelgazamiento. Por otra parte, el ganado adulto es normalmente resistente, pero actúa como portador (Goodwin 1975).

En los ovinos parasitados el crecimiento de la lana es menor, tanto en diámetro como en largo de la fibra (Coop y Angus 1981, Van Houtert y col 1995). Alomar y col (1997), en un estudio destinado a evaluar el efecto del control parasitario, no encontraron diferencias en la longitud y diámetro de la fibra, pero sí en el peso del vellón, donde el grupo tratado obtuvo 0,39 kg más que el grupo control. Waller y col (1987) señalan diferencias de 0,43 kg menos en promedio en ovinos parasitados. Otros autores señalan diferencias que varían entre un 16% y un 66% (Thompson y Callinan 1981, Coop y col 1986).

También se produce disminución de los depósitos de grasa, que puede llegar a un 36% (Sykes y col 1979), mientras que la disminución de los depósitos de proteína puede ascender a un 58%, provocando hipoproteinemia (Santos y col 1976, Horton y col 1977, González 1978, Orr y col 1985), hipoalbuminemia (Horton y col 1977, González 1978, Sykes y col 1979, Thamsborg y col 1998) y disminución de los niveles de anticuerpos séricos (González 1978, Sykes 1978, Green y col 1999). La deficiencia de proteína hace que el organismo requiera de una mayor cantidad de aminoácidos, pero a su vez, esta deficiencia de proteínas en el rumen lleva a una disminución en su actividad, lo que se traduce en una disminución del apetito y de ésta manera, se cae en un círculo vicioso. Esto se explica porque cuando existe poca proteína y disminución del apetito, el animal no come o come poco, por lo que no ingresa proteína, continuando este ciclo, llevando a una baja en la respuesta inmune y en el metabolismo mineral (Sykes y Coop 2001).

La baja de la respuesta inmune se debe, entre otros factores, a que la proteína de la dieta influye en la función y circulación de linfocitos, provocando además un aumento en las proteasas de los mastocitos (McFarlane 2001). También hay disminución de los niveles de hemoglobina en la sangre, acompañado de anemia, eritropenia y leucopenia (Pachalag y col 1973).

Con respecto a los minerales calcio y fósforo, existe hipofosfatemia (Sykes y col 1979, Orr y col 1985, Coop y col 1985 a, Coop y col 1986) e hipocalcemia (Orr y col 1985), lo cual produce una disminución de ambos elementos en los huesos (Sykes 1978, Coop y col 1985 a), hasta en un 67% y 78% respectivamente, provocando así una disminución de la actividad de los osteoblastos (Sykes y col 1979). Por consiguiente, los huesos disminuyen en largo, ancho y densidad (Sykes y col 1975), a tal punto que en el hueso alveolar, la disminución de la densidad de la matriz, lleva a una menor fijación de los dientes al hueso, de esta forma el animal come menos y los incisivos son mas largos por falta de uso (Orr y col 1985). También se ha observado osteoporosis combinado con osteomalacia (Sykes y col 1975, Sykes 1978).

En abomaso, ocurre alargamiento de las glándulas y las criptas parasitadas (Barker 1976, Coop y col 1979), hiperplasia del epitelio (Coop y col 1985 a y b), infiltración de células mononucleares y leucocitos en mucosa (Coop y col 1979, Al-Zubaidy y col 1984) y disminución de la secreción de ácido (Sykes 1993). Esto provoca un aumento del pH (Sykes 1978, Sykes 1993, Lawton y col 1996), disminuyendo la digestibilidad de la proteína de la dieta y la solubilidad de los minerales, lo que impide una buena absorción de éstos (Sykes 1993). También hay fuga de pepsinógeno al plasma, por lo que aumenta la concentración de

éste en la sangre (Armour y col 1966, Anderson y col 1976, Coop y col 1985 a y b, Lawton y col 1996), junto con un aumento de la gastrina sérica (Lawton y col 1996).

En el intestino delgado, ocurre acortamiento y atrofia de las vellosidades, debido a las parasitosis (Barker 1976, Sykes 1978, Coop y col 1979, Sykes, 1993), además de erosiones en el epitelio, que llevan a una menor absorción de aminoácidos, minerales y grasa, con la posterior disminución de digestibilidad de los diversos nutrientes, llevando a un menor metabolismo proteico que trae como consecuencia la disminución de proteínas séricas (Soulsby 1976, Sykes 1978, Sykes 1993).

En el intestino grueso, Sykes (1978), menciona que las parasitosis producen una pérdida de proteínas plasmáticas, a diferencia de las porciones más anteriores del intestino. Según este mismo autor, esto tendría una mayor implicancia en la eficiencia de utilización proteica, por la escasa posibilidad de ser reabsorbidas como aminoácidos en este segmento intestinal, esto también debido a que en el intestino grueso dominan procesos bacterianos enzimáticos degradativos y/o modificativos produciéndose allí especialmente en el ciego los mismos productos (ácidos grasos de cadena corta, amoniaco, etc.) que en el rumen, los cuales se verían alterados en una parasitosis en este segmento anatómico (Rosenberger 1990).

Las distintas especies de nemátodos parásitos pueden producir daños específicos en abomaso e intestino delgado en los ovinos, es así como el género *Ostertagia* puede reducir hasta en un 37% la ganancia de peso (Coop y Angus 1981) y en un 17% la producción de leche (Coop y col 1986). Para *Trichostrongylus*, la eficiencia en la utilización de energía metabolizable se puede reducir hasta en un 36% y disminuyen los depósitos de grasa, proteína, calcio y fósforo (Sykes y col 1979). *Nematodirus* puede provocar mortalidades de hasta un 35% en corderos menores de 6 semanas en caso de infecciones masivas, pérdida de peso, heces blandas, deshidratación, edema submandibular y mucosas pálidas y secas (Dunn 1978, Blood y Radostits 1992). Los helmintos del género *Haemonchus* son hematófagos, por lo cual son muy patógenos en ovinos (Tood y col 1976, Soulsby 1987). *Cooperia* produce signos clínicos y lesiones similares a las encontradas en una trichostrongylosis (Soulsby 1987). *Marshallagia marshalli* causa un menor aprovechamiento de los nutrientes, pérdida de peso de hasta un 47%, anemia, diarrea y lana opaca, además de enrojecimiento de la mucosa del abomaso, inflamación catarral extensa y úlceras en forma de cráteres elevados (Boch y Supperer 1982). *Teladorsagia davtiani* tiene efectos patógenos similares a los de *Ostertagia*, produciendo infecciones crónicas, subagudas, agudas e incluso muertes (Dunn 1978). En el caso del Cestodo, *Moniezia expanza*, los efectos producidos en los ovinos, especialmente corderos, son anemia, enflaquecimiento progresivo, lana seca o quebradiza, diarrea y estreñimiento además de retraso del crecimiento (Boch y Supperer 1982, Elliot 1986, Blood y Radostits 1992) e incluso la muerte (Ulbe 1974). Otro cestodo que se describe en ovinos es *Thysanosoma actinioides*, el cual provoca obstrucciones en los conductos, con inflamación de la membrana mucosa y también ictericia (Valenzuela 2004).

En intestino grueso, el género *Oesophagostomum* ejerce su mayor daño en el animal, durante la fase migratoria de los parásitos adultos y a causa de los nódulos que se producen como reacción del hospedador (Blood y Radostits 1992). La infección tiene un efecto

profundo sobre el apetito y el crecimiento, así como en la producción de lana (Soulsby 1987). La especie *Chabertia ovina* se considera una de las más patógenas en el ovino, ya que la presencia de 5 o 10 especímenes, produce signología clínica (Blood y col 1986) y pueden ser las responsables de la reducción específica en la producción de lana en los ovinos. (Soulsby 1987). Otro parásito común del intestino grueso es *Trichuris*, los cuales producen irritación mecánica y lesiones en la mucosa, tanto por las larvas que van introduciéndose en la mucosa, como por los adultos que se adhieren a ella con su parte anterior (Boch y Supperer 1982).

El tipo de parásitos que es posible encontrar en una zona determinada, está condicionada por una serie de factores, entre los cuales el más influyente es el clima de la Región (Levine 1968).

3.3. ANTECEDENTES CLIMATOLÓGICOS:

La temperatura y humedad ambiental condicionan el desarrollo de las larvas infectantes (L₃) de la mayor parte de los nemátodos (Soulsby 1987); sólo en el caso de *Nematodirus* el desarrollo de las L₃ se produce dentro del huevo y no depende de las condiciones ambientales (Levine 1978). Como cada especie de nematodo tiene rangos óptimos de temperatura y humedad para su desarrollo y supervivencia exitosos en el medio, en cada región climática existirá un patrón característico de parásitos (Hendrix 1999). Es así como en observaciones hechas en ovinos de la zona sur de Chile, se han determinado con mayor frecuencia, especies propias de climas más templados y húmedos como es el caso de *Haemonchus contortus* para la IX Región (Hauenstein 2003) y *Cooperia curticei* en la X Región (Valenzuela y col 1992).

La diversidad climática de la XII Región de Magallanes, se refleja en las bajas temperaturas y fuertes vientos durante todo el año. Es posible distinguir los siguientes tipos: Estepa fría Semiárido, Trasandino (al oriente de la Cordillera de la Patagonia, extendiéndose desde la Cordillera del Paine hacia el sur y sureste, cubriendo la Península de Brunswick y el sector sur de Tierra del Fuego), Frío de Altura; Templado Frío y Húmedo de Tundra (sur del Estrecho de Magallanes y de Tierra del Fuego). El paisaje vegetacional de la región está fuertemente influenciado por la distribución de las precipitaciones. En la zona transandina oriental es posible encontrar un paisaje vegetacional de estepa fría subandina de hierbas y pastos duros como el Coirón (Chile 1982).

En la XII Región existen 21 distritos agroclimáticos, bien definidos y caracterizados, pero el mayor porcentaje de la población ovina solo se encuentra en doce de ellos. Cada distrito está caracterizado por la estación de crecimiento efectivo, la suma térmica y el déficit hídrico. Los de mejor potencial son Puerto Natales, Cerro Guido y Torres del Paine, los cuales abarcan 281.000 hás (Chile 1982).

El presente estudio, fue realizado en ovinos provenientes del distrito Agroclimático de Cerro Sombrero (Anexo 1), el cual abarca aproximadamente la mitad oriental de la comuna de San Gregorio, casi la totalidad de la comuna de Primavera y una parte norte de la comuna de

Porvenir, caracterizándose por ser uno de los distritos con menor precipitación (294 mm. anuales) de la XII Región de Magallanes (Chile 1982).

Este distrito comprende una superficie aproximada de 710.000 há, con una población ovina de alrededor de 554.000 cabezas (Chile 1997), con una precipitación anual de 294 mm., siendo la temperatura mínima media del mes más frío (Julio) de -6° C, mientras que la temperatura máxima media en el mes más caluroso (Enero), alcanza a 16° C (Chile 1982).

En la región de Magallanes, el manejo extensivo de los rebaños de ovinos, ha permitido la explotación racional del recurso, pero se desconoce la incidencia negativa sobre la eficiencia productiva que pueden ejercer la presencia de los parásitos y cómo influyen las distintas áreas agroclimáticas de la región en la presencia de éstas.

La importancia de conocer las especies de helmintos que habitan en una determinada región se basa en que el uso estratégico de antihelmínticos requiere un conocimiento detallado de la taxonomía, epidemiología y ciclo biológico de los helmintos parásitos (Buxadé 1996), por lo que para cada enfermedad parasitaria, debe efectuarse un estudio epidemiológico para cada región y delimitar las medidas de control recomendadas (Levine 1973; Blood y Radostits 1992; Vlassoff y col 2001).

Si bien es cierto que los exámenes coprológicos son de gran ayuda para confirmar el diagnóstico de una parasitosis, se debe tener en cuenta que el examen parasitológico postmortem o necropsia parasitaria es la forma más exacta de determinar, identificar y cuantificar las especies de helmintos (Valenzuela 1992).

De acuerdo a los antecedentes expuestos y con el objeto de contribuir a complementar al conocimiento de la fauna helmíntica de los ovinos en la XII Región de Magallanes y Antártica Chilena, se propusieron los siguientes objetivos:

- Identificar taxonómicamente y cuantificar especies de helmintos parásitos en abomaso, intestino delgado e intestino grueso de ovinos provenientes del distrito agroclimático de Cerro Sombrero.
- Introducir al estudiante en la actividad de investigación científica.

4. MATERIAL Y MÉTODOS.

4.1. MATERIAL

Durante los meses de Marzo a Julio del año 2005, se examinó el contenido de abomaso, intestino delgado e Intestino Grueso de sesenta ovinos de raza Corriedale y de 3 categorías de edad: 20 corderos (hasta 1 año de edad), 20 borregos (de 1 a 2 años de edad) y 20 ovejas (sobre 2 años de edad), faenados en la planta faenadora y frigorífico Simunovic S.A. distante a 13 ½ Kilómetros al Norte de Punta Arenas, (latitud 52°48'S; longitud 71°20'O), XII Región, Chile. Los animales provenían de 12 Estancias de la XII región, las cuales se encuentran dentro del distrito agroclimático de Cerro Sombrero.

4.2. MÉTODOS

Los animales elegidos para el examen, fueron seleccionados al azar de los distintos lotes llegados a la Planta, escogiéndose cinco por lote. A cada ovino seleccionado se le determinó la edad por cronometría dentaria, según Nickel (1982).

Una vez eviscerados los animales, se procedió a la separación de abomaso, intestino delgado e intestino grueso, ligando el extremo anterior del abomaso, inicio del duodeno (cercano al píloro) y unión ileo-cecal, para evitar escurrimiento de contenido entre las partes del digestivo. Posteriormente se procedió a colocar el tracto gastrointestinal dentro de una bolsa, la cual se selló y se rotuló, para luego ser transportada al Laboratorio de Diagnóstico Regional del Servicio Agrícola y Ganadero de la Ciudad de Punta Arenas.

Una vez aislados los órganos, se procedió a la recolección de los nemátodos de abomaso e intestino delgado utilizando la técnica de Ueno y Gonçalves (1998).

En abomaso, se procedió a la extracción total del contenido por medio de presión manual sobre sus paredes, luego se abrió longitudinalmente, lavando y raspado la mucosa, después todo el contenido se llevó a un volumen de 1 litro, obteniéndose una alícuota de 200 ml., la cual se pasó por 3 tamices, el primero con una apertura de 1000 micrones, el segundo de 500 micrones y un tercero de 250 micrones, del cual se obtuvo la muestra, la cual se guardó en frascos de 125 ml. Azlon® y se fijó en alcohol a 70°.

El intestino delgado, se separó de sus mesenterios y se extendió en su totalidad, pasándose éste entre los dedos para expulsar el contenido desde el extremo posterior hacia el píloro y recibirlo en un recipiente graduado. Luego se colocó 100 ml de agua al interior del órgano y se vertió el contenido dentro del recipiente, el intestino se abrió longitudinalmente y se raspó la mucosa con un bisturí, después todo el contenido se llevó a un volumen de 2 litros, obteniéndose una alícuota de 400 ml., luego se procedió de la misma manera que se hizo con el contenido del abomaso.

Para la recolección de los nemátodos del Intestino Grueso se utilizó la técnica de Whitlock (1958), la cual consiste en colocar el Intestino Grueso en una bandeja y escindirlo en toda su longitud cortando con una tijera y vaciando el contenido sobre un tamiz con una apertura de 1000 micrones. Luego, se dejó caer agua de la llave para hacer pasar por los orificios de la malla gran parte del material excrementicio, quedando retenidos en ésta los parásitos. La recolección de los parásitos se hizo con una lanceta directamente desde el tamiz y desde la mucosa. Luego fueron colocados en frascos con alcohol a 70°.

Para la recolección de los cestodos se procedió a retirarlos manualmente y depositarlos en frascos con alcohol a 70°. Todos los frascos se rotularon e identificaron, luego fueron guardados en cajas y transportados vía aérea al Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad Austral de Chile.

En dicho Laboratorio, las muestras de abomaso e intestino delgado fueron teñidas con lugol durante 10 minutos. Pasado ese tiempo se le dejó escurrir agua de la llave, hasta que el contenido aclaró nuevamente. Posteriormente los nemátodos se separaron bajo lupa estereoscópica. Luego de la obtención de los nemátodos, éstos se colocaron sobre portaobjetos con una o dos gotas de la solución aclarante de Lactofenol (Morgan y Hawkins 1953), con el propósito de observarlos al microscopio. Los nemátodos machos fueron identificados por género y especie, mientras las hembras lo fueron solamente por género, utilizando en éstos casos la denominación "sp", modalidad empleada en los estudios taxonómicos, cuando no se logra llegar a la identificación de la especie. Cada nematodo se multiplicó por 5 lo que da el resultado final, en consideración a la metodología descrita por Ueno y Gonçalves (1998). En el caso de los cestodos, fueron observados en una lupa estereoscópica para su identificación taxonómica. La identificación de los nemátodos se basó en las descripciones dadas por Levine (1968), Skrjabin y col (1970), Dunn (1978) y clave de identificación de Gibbons y Khalil (1982) y Soulsby (1987).

Los resultados obtenidos fueron tabulados en planilla Microsoft Excel 2003 y son presentados en forma de cuadros y figuras, utilizando estadística descriptiva.

5. RESULTADOS

De un total de 60 animales ovinos examinados, la totalidad de ellos (es decir el 100%) fue positivo a alguna infección por helmintos de la Clase Nematoda y 17 (28,33%) a helmintos de la Clase Cestoda. (Cuadro 1).

Cuadro 1.

Número y porcentaje de animales positivos y negativos a helmintos parásitos, identificados en 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

Number and percentage of positive and negative sheeps to helminth infections in sixty animals slaughtered at Magallanes abattoir, Southern Chile.

	Nematoda		Cestoda	
	Número	Porcentaje (%)	Número	Porcentaje (%)
<i>Positivos</i>	60	100%	17	28,3%
<i>Negativos</i>	0	0%	43	71,7%

De los 60 animales ovinos examinados, 49 de ellos presentaron infección por helmintos de la Clase Nematoda en abomaso, 56 presentaron infección por helmintos de la Clase Nematoda en intestino delgado, mientras que 53 de ellos presentaron infección por helmintos de la Clase Nematoda en el intestino grueso (Cuadro 2).

Cuadro 2.

Número y porcentaje de abomasos, intestinos delgados e intestinos gruesos positivos y negativos a helmintos en 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

Number and percentage of infection of abomasa, small intestine and large intestine to helminth infections in sixty animals slaughtered at Magallanes abattoir, Southern Chile.

Órgano	Positivos		Negativos	
	Número	Porcentaje (%)	Número	Porcentaje (%)
<i>Abomaso</i>	49	81,7%	11	18,3%
<i>Intestino Delgado</i>	56	93,3%	4	6,7%
<i>Intestino Grueso</i>	53	88,3%	7	11,7%

Cuadro 3

Porcentaje de abomasos, intestinos delgados e intestinos gruesos positivos a helmintos y clasificados según tres categorías de edad, en 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

Percentage of infection of abomasa, small intestine and large intestine to helminth infections and according to the age, in sixty animals slaughtered at Magallanes abattoir, Southern Chile.

Órgano	Edad (años)		
	Menor a 1	1 a 2	Mayor a 2
<i>Abomaso</i>	55,0%	75,0%	90,0%
<i>Intestino Delgado</i>	95,0%	100%	95,0%
<i>Intestino Grueso</i>	90,0%	90,0%	95,0%

En las Figuras 1, 2 y 3, se muestran los diferentes géneros de helmintos parásitos encontrados en abomaso, intestino delgado e intestino grueso, respectivamente.

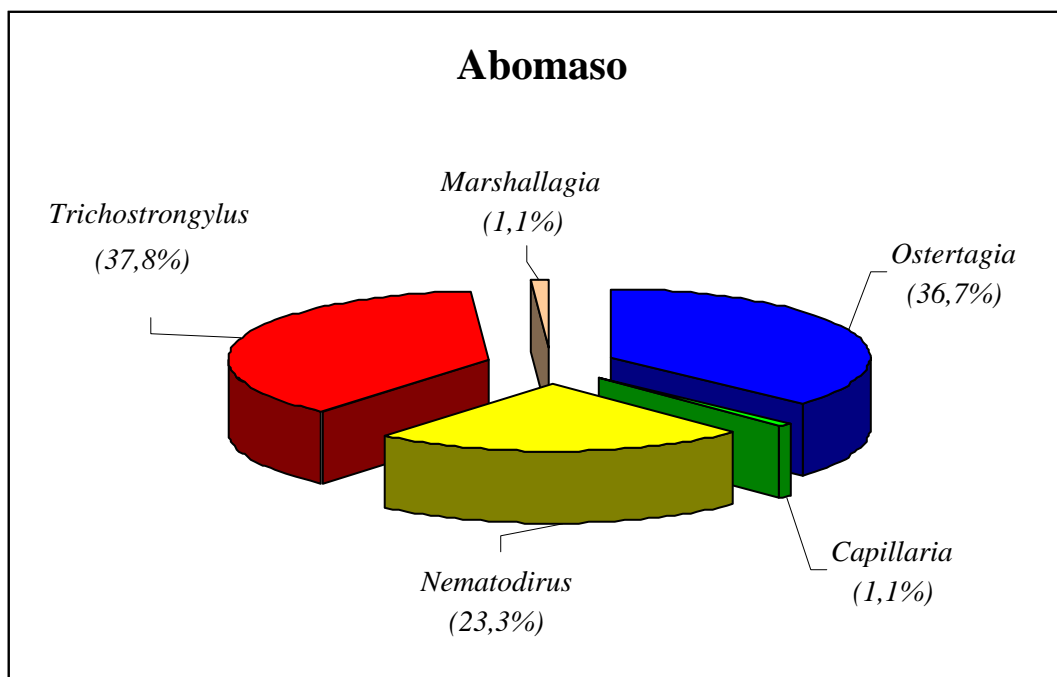


FIGURA 1. Distribución porcentual de los géneros de nemátodos identificados en 49 abomasos de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

FIGURE 1. Percentage of helminth genus identified in 49 positive abomasa of sheep slaughtered at Magallanes abattoir, Southern Chile.

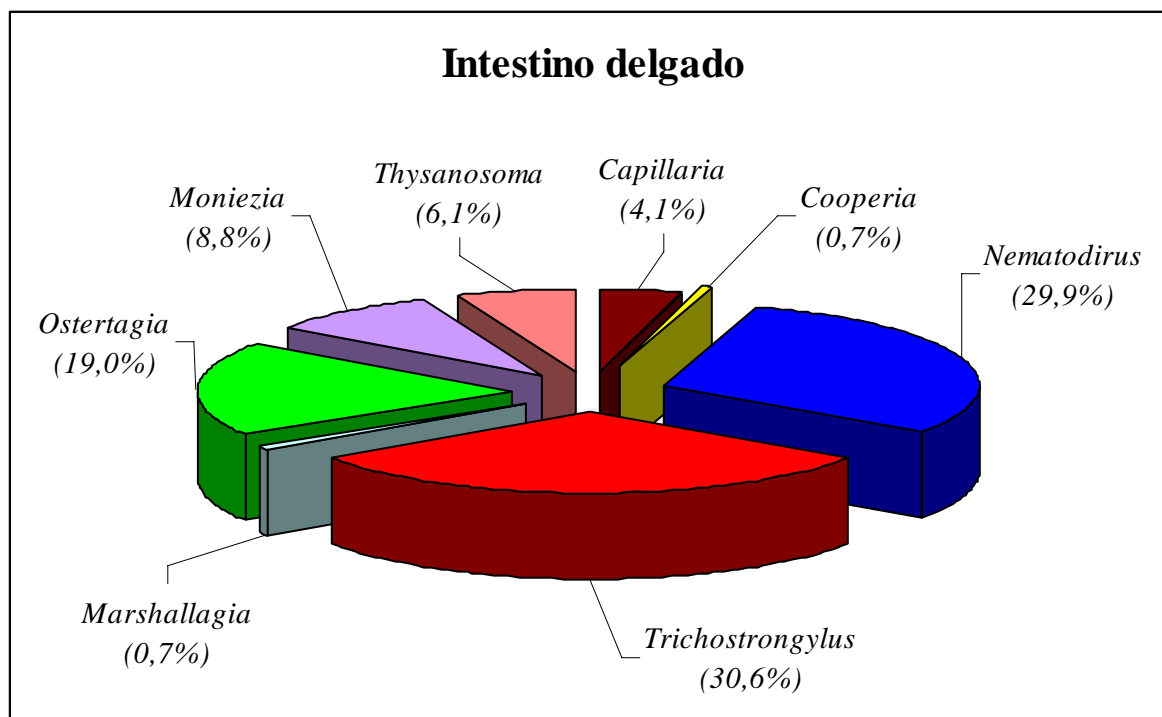


FIGURA 2. Distribución porcentual de los géneros de helmintos identificados en 56 intestinos delgados de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

FIGURE 2. Percentage of helminth genus identified in 56 positive small intestine of sheep slaughtered at Magallanes abattoir, Southern Chile.

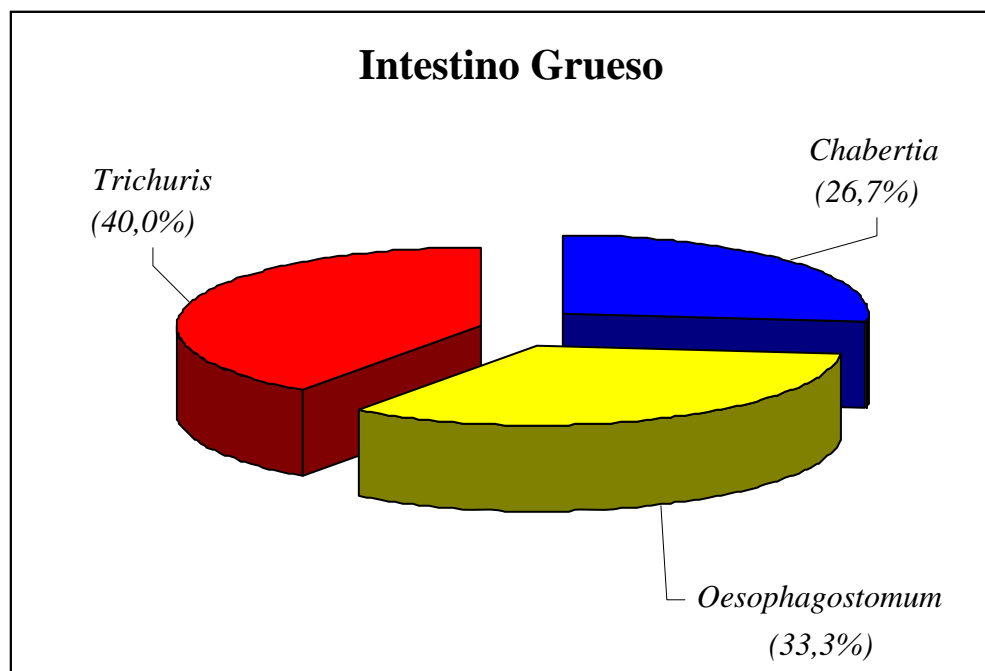


FIGURA 3. Distribución porcentual de los géneros de nemátodos identificados en 53 intestinos gruesos de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

FIGURE 3. Percentage of helminth genus identified in 53 positive large intestine of sheep slaughtered at Magallanes abattoir, Southern Chile.

En las Figuras 4, 5 y 6, se muestran los diferentes géneros de helmintos parásitos encontrados en abomaso, intestino delgado e intestino grueso y clasificados según tres categorías de edad (corderos, borregos y ovejas).

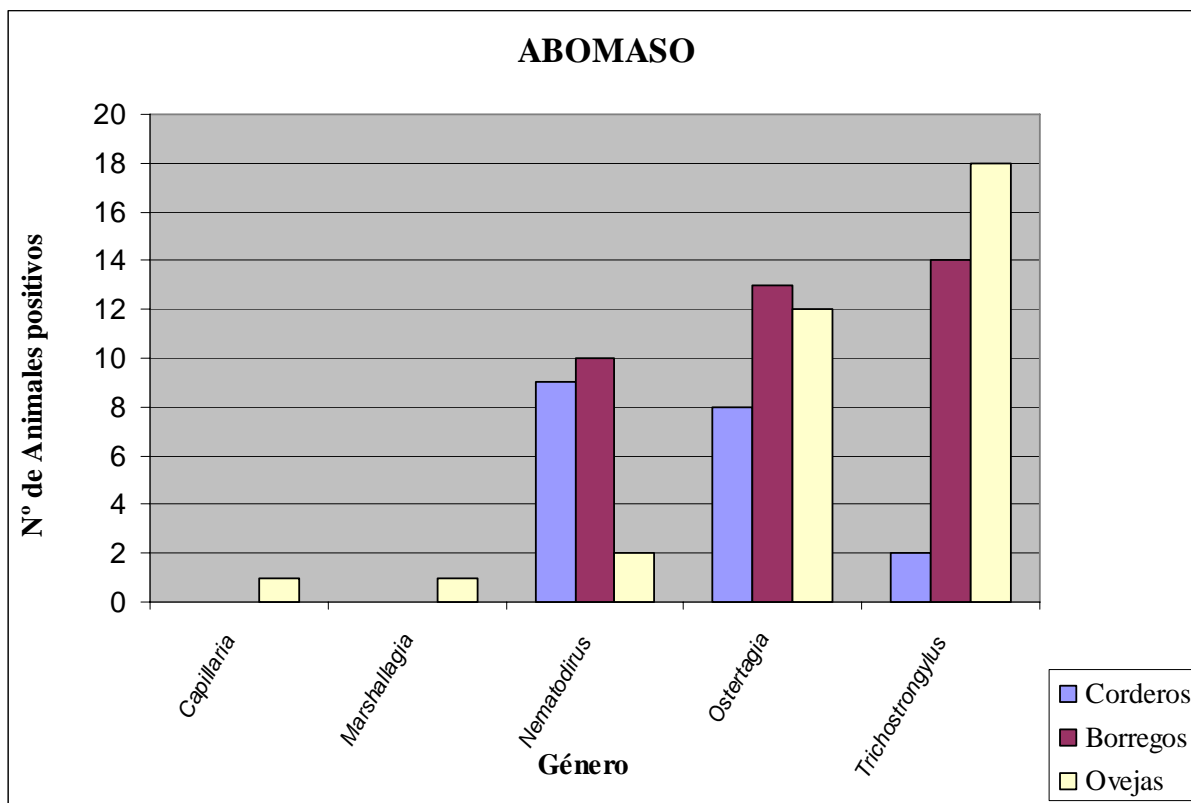


FIGURA 4. Distribución de los géneros de nemátodos identificados en el abomaso de ovinos positivos a helmintos parásitos y clasificados en tres categorías de edad, faenados en la XII Región de Magallanes.

FIGURE 4. Genus of parasite of abomasum in sheep grouped according to the age and slaughtered at Magallanes abattoir, Southern Chile.

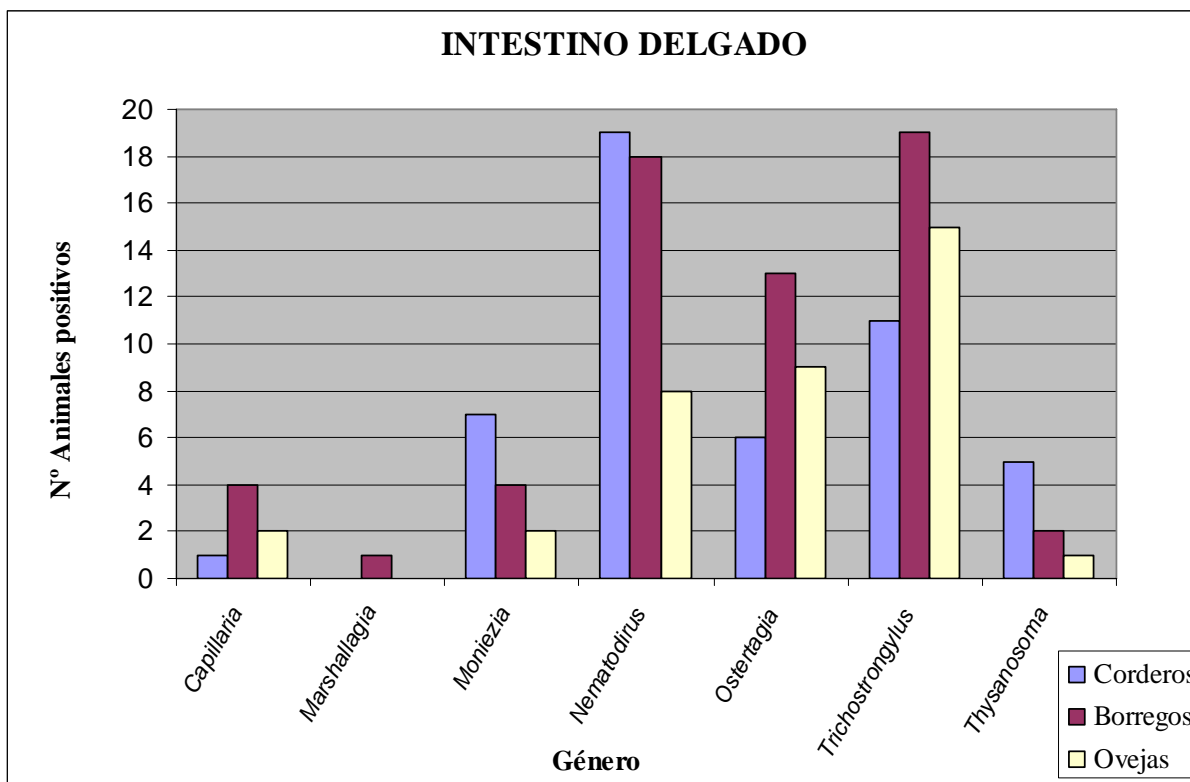


FIGURA 5. Distribución de los géneros de nemátodos identificados en el intestino delgado de ovinos positivos a helmintos parásitos y clasificados en tres categorías de edad, faenados en la XII Región de Magallanes.

FIGURE 5. Genus of parasite of small intestine in sheep grouped according to the age and slaughtered at Magallanes abattoir, Southern Chile

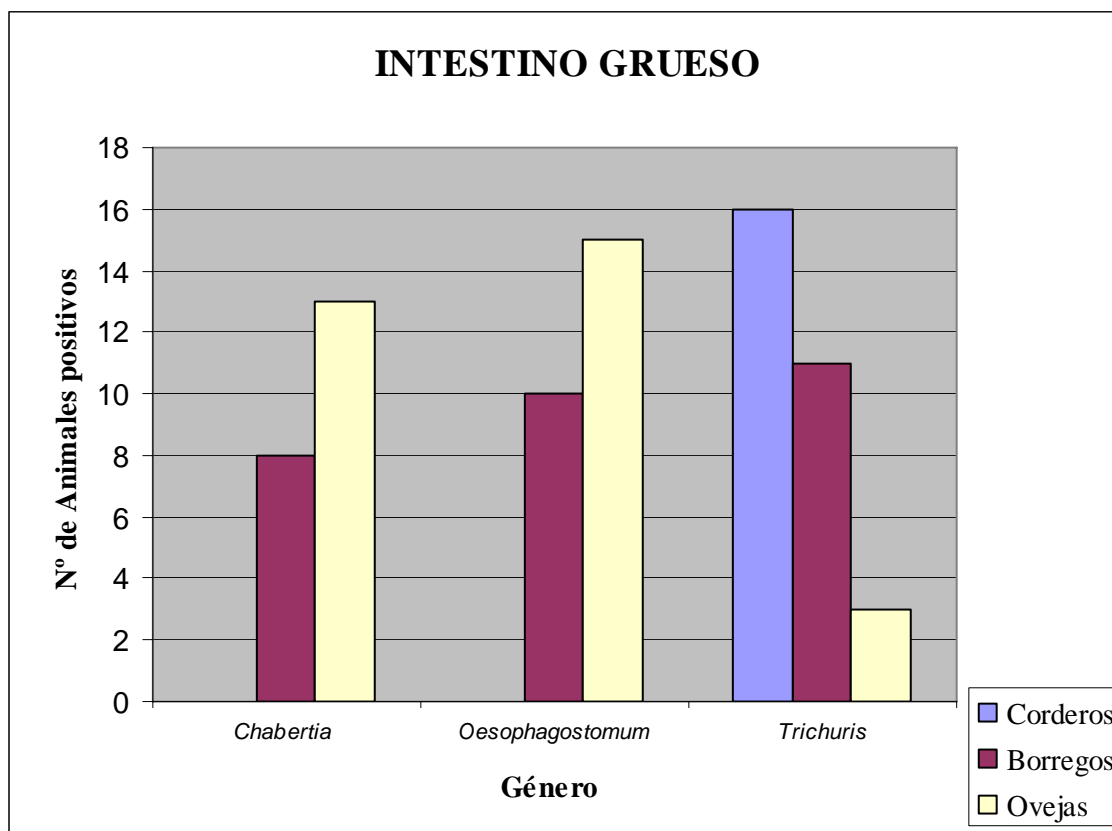


FIGURA 6. Distribución de los géneros de nemátodos identificados en el Intestino Grueso de ovinos positivos a helmintos parásitos y clasificados en tres categorías de edad, faenados en la XII Región de Magallanes.

FIGURE 6. Genus of parasite of large intestine in sheep grouped according to the age and slaughtered at Magallanes abattoir, Southern Chile

En los Cuadros 4, 5 y 6 se muestran las diferentes especies de helmintos parásitos identificados en abomaso, intestino delgado e intestino grueso respectivamente, el número de animales infectados para cada una de ellas, su respectivo porcentaje y el rango de infección o número mínimo y máximo para cada una.

Cuadro 4.

Especies identificadas, número de animales infectados, porcentaje de infección, número mínimo y máximo de nematodos presentes en 49 abomasos infectados de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

Nematode species identified in abomasum of sheep slaughtered in Magallanes abattoir, Southern Chile.

Especie	Nº infectados	Porcentaje (%)	Nº mínimo	Nº máximo
<i>Capillaria sp.</i>	1	2,0	5	5
<i>Nematodirus filicollis</i>	11	22,4	5	30
<i>Nematodirus sp.</i>	14	28,6	5	150
<i>Nematodirus spathiger</i>	3	6,1	5	20
<i>Marshallagia marshalli</i>	1	2,0	10	10
<i>Ostertagia circumcincta</i>	22	44,9	5	155
<i>Ostertagia lyrata</i>	2	4,1	5	5
<i>Ostertagia ostertagi</i>	3	6,1	5	10
<i>Ostertagia sp.</i>	24	49,0	5	155
<i>Ostertagia trifurcata</i>	3	6,1	5	5
<i>Teladorsagia davtiani</i>	1	2,0	15	15
<i>Trichostrongylus axei</i>	17	34,7	5	265
<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	5	10,2	5	70
<i>Trichostrongylus falculatus</i>	1	2,0	5	5
<i>Trichostrongylus rugatus</i>	1	2,0	5	5
<i>Trichostrongylus sp.</i>	28	57,1	5	930
<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	17	34,7	5	85

Cuadro 5.

Especies identificadas, número de animales infectados, porcentaje de infección, número mínimo y máximo de helmintos presentes en 56 intestinos delgados infectados de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

Helminth species identified in small intestine of sheep slaughtered in Magallanes abattoir, Southern Chile.

Especie	Nº infectados	Porcentaje (%)	Nº mínimo	Nº máximo
<i>Capillaria sp.</i>	6	10,7	5	10
<i>Cooperia sp.</i>	1	1,8	10	10
<i>Nematodirus filicollis</i>	36	64,2	5	450
<i>Nematodirus sp.</i>	44	78,6	5	1320
<i>Nematodirus spathiger</i>	25	44,6	5	600
<i>Ostertagia occidentalis</i>	1	1,8	5	5
<i>Ostertagia circumcincta</i>	17	30,3	5	40
<i>Ostertagia sp.</i>	22	39,2	5	60
<i>Teladorsagia davtiani</i>	1	1,8	5	5
<i>Trichostrongylus</i> no identificado	3	5,3	5	5
<i>Trichostrongylus axei</i>	1	1,8	5	5
<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	6	10,7	5	320
<i>Trichostrongylus sp.</i>	40	71,4	5	1210
<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	37	66,0	5	970
<i>Moniezia expanza</i>	13	23,2	1	11
<i>Thysanosoma actinioides</i>	9	16	1	9

Cuadro 6.

Especies identificadas, número de animales infectados, porcentaje de infección, número mínimo y máximo de nematodos presentes en 53 intestinos gruesos infectados de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

Nematode species identified in large intestine of sheep slaughtered in Magallanes abattoir, Southern Chile.

Especie	N° infectados	Porcentaje (%)	N° mínimo	N° máximo
<i>Chabertia ovina</i>	15	28,3	1	36
<i>Chabertia sp.</i>	20	37,7	1	54
<i>Oesophagostomum venulosum</i>	15	28,3	1	57
<i>Oesophagostomum sp.</i>	24	45,2	1	141
<i>Trichuris discolor</i>	7	13,2	1	4
<i>Trichuris ovis</i>	10	18,9	1	4
<i>Trichuris skrjabini</i>	8	15,1	1	12
<i>Trichuris sp.</i>	28	53,0	1	43

A continuación se indican las combinaciones parasitarias según género. Se presentan en el Cuadro 7 para abomaso, 8 para intestino delgado y 9 para intestino grueso.

Cuadro 7.

Combinaciones parasitarias, según género de nemátodos, en 49 abomasos infectados de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

Nematode genus combination in abomasum of sheep slaughtered in Magallanes abattoir, Southern Chile.

Combinación parasitaria	Número	Porcentaje (%)
Monoparasitismo	20	40,8
Biparasitismo	18	36,7
Triparasitismo	10	20,4
Tetraparasitismo	1	2,1
TOTAL	49	100

Cuadro 8.

Combinaciones parasitarias, según género de nemátodos, en 56 intestinos delgados infectados de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

Helminth genus combination in small intestine of sheep slaughtered in Magallanes abattoir, Southern Chile.

Combinación parasitaria	Número	Porcentaje (%)
Monoparasitismo	10	17,9
Biparasitismo	14	25,0
Triparasitismo	20	35,7
Tetraparasitismo	9	16,1
Pentaparasitismo	3	5,4
TOTAL	56	100

Cuadro 9.

Combinaciones parasitarias, según género de nemátodos, en 53 intestinos gruesos infectados de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.

Nematode genus combination in large intestine of sheep slaughtered in Magallanes abattoir, Southern Chile.

Combinación parasitaria	Número	Porcentaje (%)
Monoparasitismo	33	62,3
Biparasitismo	16	30,2
Triparasitismo	4	7,5
TOTAL	53	100

En las Figuras 7, 8, 9, 10, 11 y 12, se muestran las imágenes correspondientes a nematodos encontrados en los órganos examinados de 60 ovinos faenados en la XII Región de Magallanes.



FIGURA 7. *Trichostrongylus falculatus*. Espículas y rayo dorsal.

FIGURE 7. *Trichostrongylus falculatus*. Spicules and dorsal ray.



FIGURA 8. *Trichostrongylus rugatus*. Espículas.

FIGURE 8. *Trichostrongylus rugatus*. Spicules.



FIGURA 9. *Trichostrongylus* no identificado. Espículas.

FIGURE 9. *Trichostrongylus* not identified. Spicules.



FIGURA 10. *Ostertagia occidentalis*. Espículas

FIGURE 10. *Ostertagia occidentalis*. Spicules.

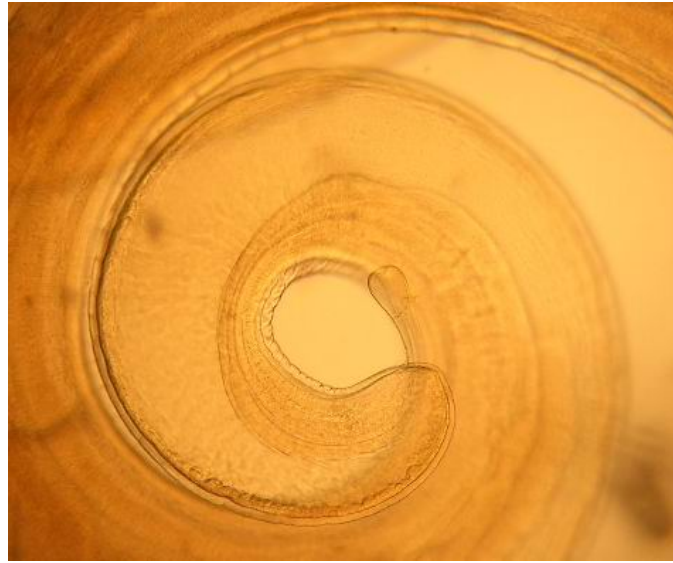


FIGURA 11. *Trichuris skrjabini*. Extremo posterior, vaina espicular.

FIGURE 11. *Trichuris skrjabini*. Posterior end.

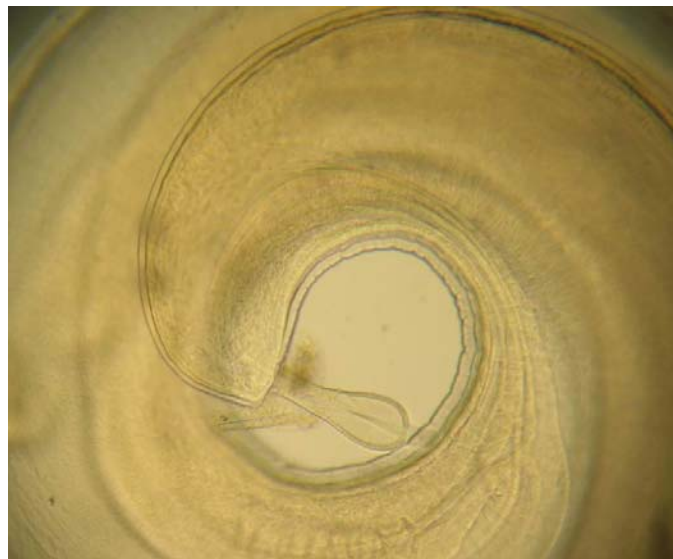


FIGURA 12. *Trichuris discolor*. Extremo posterior, vaina espicular.

FIGURE 12. *Trichuris discolor*. Posterior end.

6. DISCUSIÓN

De los 60 animales examinados, el 100% resultó positivo a alguna especie de helminto parásito (Cuadro 1), ya sea en abomaso, intestino delgado, intestino grueso o en todos. Varios estudios realizados tanto a nivel nacional como internacional, coinciden con el presente estudio en señalar altos porcentajes de infección por helmintos parásitos en ovinos clínicamente sanos. En Estados Unidos, Wright y Andersen (1972), revelaron un 96,0% de animales positivos. En Irán, Eslami y col (1979), señalan un 100% de ovinos positivos en una muestra de 250 animales. En Alemania, Rehbein y col (1996), encontraron un 100% de animales positivos a parasitismo en abomaso e intestino delgado. En Chile, en ovinos examinados en la ciudad de Coyhaique, Zúñiga (2003), encontró un 93,8% de animales positivos a helmintos parásitos. En Valdivia, Barlow (1993), encontró un 97,5%, de animales positivos. En Temuco, Hauenstein (2003) encontró un 98,0% de animales positivos.

Los altos porcentajes de presentación se explican debido a que el parasitismo gastrointestinal generalmente es de curso sub-clínico y no siempre es reconocido como causante de una ineficiencia productiva o de enfermedad (Coop y Angus 1981). Por otra parte, en la especie ovina, los animales jóvenes son muy susceptibles a la infección con helmintos parásitos (Dunn 1978), siendo la pradera contaminada por los animales adultos su fuente de infección (Levine 1978).

Con respecto a los helmintos presentes en los animales del estudio, se observó un predominio de la Clase Nematoda con un 100% de animales positivos. Estos resultados son concordantes a otros obtenidos en Valdivia por Opitz (1977), quien describe un 100% para nemátodos en ovinos. En Alemania, Rehbein y col (1996) encuentran que el 100% de los ovinos era positivo a algún nematodo gastrointestinal.

La presencia de cestodos (28,3%) obtenidos en este trabajo, se debe a que la mayoría de los animales que presentó esta parasitosis, correspondía a animales jóvenes de entre 6 a 9 meses de edad. La bibliografía señala que los animales jóvenes son muy susceptibles a las infecciones por cestodos especialmente entre los 2 meses y un año de edad, existiendo cierto grado de resistencia después de esa edad (Soulsby 1987, Blood y Radostits 1992).

Según Cordero y Rojo (1999), los Nemátodos gastrointestinales son los parásitos mas frecuentes de los rumiantes en todo el mundo. El predominio de la Clase Nematoda sobre la Clase Cestoda se debe a que la Clase Nematoda tiene un ciclo evolutivo directo, que favorecido por condiciones geoclimáticas favorables, se traduce en un alto número de estados infectantes en la pradera (Coles 1993), mientras que los helmintos de la Clase Cestoda, presentan un ciclo evolutivo indirecto donde requieren un hospedador intermediario, los ácaros oribátidos, los cuales se presentan en mayor cantidad en ciertas épocas del año, como por ejemplo, en primavera. (Levine 1978, Blood y Radostits 1992).

Con relación a los helmintos parásitos por segmento anatómico (Cuadro 2), el 81,7% de los abomasos examinados resultaron positivos a la infección por alguna especie de nematodo. En Coyhaique, Zúñiga (2003) encontró un 80%, Barlow (1993) encontró un 93,8% en ovinos faenados en Valdivia, así como también Hauenstein (2003), encontró un 91,1% en Temuco. El 93,3% de los intestinos delgados, resultaron positivos a la infección por alguna especie de helmintos. Zúñiga (2003), determinó un 80,0% de helmintos en este segmento. Del mismo modo, Barlow (1993) determinó un 81,3%, mientras que Hauenstein (2003) encontró un 84,4% de ovinos positivos. El 88,3% de los intestinos gruesos resultaron positivos a la infección por alguna especie de nematodo. En Valdivia, Opitz (1977) y Mendoza (1993), determinó un 82,5% y 80% de intestinos gruesos positivos a nematodos respectivamente. A su vez Burgos (1980), en la Provincia de Ñuble, observa un 100% de intestinos gruesos positivos a nematodos. En Temuco Godoy (2002), encontró un 92,8% de intestinos gruesos positivos a nematodos.

Con respecto a los porcentajes de helmintos por segmento anatómico y clasificados según edades (Cuadro 3), se observa un menor porcentaje de abomasos positivos (55,0%) en los animales menores de 1 año. Al respecto cabe destacar que si bien es cierto, estos presentaban un alto porcentaje de positividad en intestino delgado y grueso (95,0 y 90,0% respectivamente), la carga parasitaria en estos era baja (alrededor de 100 especímenes por intestino delgado y alrededor de 3 especímenes por intestino grueso), lo cual no indica una variación significativa en la parasitosis de estos ovinos.

El leve menor porcentaje de abomasos, intestinos delgados e intestinos gruesos positivos en el presente trabajo con respecto a algunos autores, se debe al tipo de explotación y al clima existente en la XII Región. Con respecto a lo primero, la ganadería en la XII Región corresponde a ovejerías extensivas, de menos de 1 animal por hectárea de pastoreo (Chile 1997), lo que lleva a una dilución de formas infectantes en la pradera y por consiguiente, habrá una menor carga parasitaria tanto en la pradera como en los animales. Con respecto al clima, de acuerdo a los registros meteorológicos (Anexo 5), las condiciones de temperatura y precipitaciones existentes son menos favorables para el desarrollo de los parásitos.

En las Figuras 1, 2, y 3 se pueden observar los géneros de parásitos encontrados en abomaso, intestino delgado e intestino grueso respectivamente.

La Figura 1 muestra los 5 géneros de nemátodos encontrados en abomaso, que en forma decreciente son: *Trichostrongylus* (37,8%), *Ostertagia* (36,7%), *Nematodirus* (23,3%), *Capillaria* (1,1%), y *Marshallagia* (1,1%). En Punta Arenas, Vega (1971) en una estancia encontró 4 géneros de nematodos, *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Nematodirus* y *Marshallagia*; Cárdenas (1999) y Jara (2001) en una estancia encontraron 3 géneros de nematodos, *Ostertagia*, *Trichostrongylus* y *Nematodirus*. En Coyhaique, Zúñiga (2003), encontró 5 géneros de nemátodos, destacando *Cooperia*. En Valdivia, Barlow (1993), describe 6 géneros de nemátodos, donde destaca *Haemonchus*. En Temuco Hauenstein (2003), describe 6 géneros de nemátodos, dentro de los cuales describe a *Haemonchus* y *Cooperia*.

Los 5 géneros encontrados en el presente estudio en abomaso, son de distribución mundial y muy frecuentes en climas templados a fríos, teniendo según sus formas infectantes, una buena capacidad de sobrevivencia con respecto a otros géneros (Levine 1978; Soulsby 1987). La ausencia de *Bunostomum* y *Haemonchus*, entre los géneros identificados en el presente estudio en abomaso, se explica porque estos son nemátodos que se desarrollan en zonas cálidas y húmedas, Soulsby (1987). Cabe señalar que en la zona austral de Chile no están dadas las condiciones de temperatura y humedad para la sobrevivencia de estos géneros, por lo que su importancia para nuestros animales de abasto en esta región es nula.

En Chile, los autores coinciden en señalar como género más frecuente en abomaso, a *Ostertagia*, seguido de *Trichostrongylus* (Burgos 1980, Barlow 1993, Montecinos 2000, Zúñiga 2003, Hauenstein 2003). En el presente trabajo *Trichostrongylus* corresponde a un 37,8% del total de nemátodos identificados en abomaso, seguido de *Ostertagia* con un 36,7%. Ambos géneros se determinaron en porcentajes casi similares y levemente inferior para el género *Ostertagia*. En Holanda, Dhar y col (1982) describen como las especies más frecuentes a *T. axei* (57.7%) y *T. colubriformis* (40.2%). La similitud de porcentajes de presentación de ambos géneros en el presente trabajo podría deberse a que *Trichostrongylus* no experimenta hipobiosis en ningún grado, con lo cual su oviposición se mantiene regularmente constante durante el año, aumentando proporcionalmente la contaminación del pasto a diferencia de *Ostertagia* (Blood y Radostitis 1992).

Los 8 géneros identificados en intestino delgado se muestran en la Figura 2 y son *Trichostrongylus* (30,6%), *Nematodirus* (29,9%), *Ostertagia* (19,0%), *Moniezia* (8,8%), *Thysanosoma* (6,1%), *Capillaria* (4,1), *Cooperia* (0,7%) y *Marshallagia* (0,7%). En el presente estudio no se identificó el género *Haemonchus* ni *Bunostomum*. En Coyhaique Zúñiga (2003), describe un total de 7 géneros, incluyendo *Paracooperia*. En Valdivia Barlow (1993) determinó 7 géneros, diferenciándose del presente trabajo en la presencia de *Ascaris* y *Haemonchus*. En Temuco, Hauenstein (2003), identificó 7 géneros en intestino delgado, identificando *Haemonchus* y *Bunostomum*, géneros no descritos en el presente trabajo.

Los 8 géneros encontrados en el presente estudio en intestino delgado, son de distribución mundial y frecuentes en climas templados a fríos, teniendo sus formas infectantes buena capacidad de sobrevivencia con respecto a otros géneros (Dunn, 1978; Levine, 1978; Soulsby, 1987), especialmente *Nematodirus filicollis* donde el desarrollo de la larva infectante se produce dentro del huevo no siendo afectado por las condiciones ambientales (Gordon 1967), con lo cual resiste condiciones invernales, aún bajo nieve. La explicación de la ausencia de *Bunostomum* y *Haemonchus* en intestino delgado sería la misma dada anteriormente para abomaso. La presencia del céstodo *Moniezia expansa* en ovinos de la XII Región, se debe a que soporta bajas temperaturas, por lo cual es un género relativamente frecuente en intestino delgado de rumiantes en todo el mundo (Levine 1978). Zúñiga (2003), también describe a *Moniezia* en Coyhaique. *Thysanosoma actinioides* es un cestodo también frecuente en ovinos en la patagonia Chilena y Argentina (Valenzuela 2004).

Opitz (1977), Burgos (1980), Barlow (1993), Montecinos (2000), Zúñiga (2003), Hauenstein (2003), coinciden en señalar a *Nematodirus* y *Trichostrongylus* como los géneros

más frecuentes en intestino delgado de ovinos, lo cual es similar al presente estudio, ya que fue más prevalente *Trichostrongylus* con un 30,6% del total de nemátodos identificados, seguido de *Nematodirus* con un 29,9%. En Australia, Beveridge y Ford (1982), encontraron en mayor porcentaje a *Trichostrongylus* y *Nematodirus*. En España, García y Juste (1987) encontraron como géneros más frecuentes en ovinos a *Ostertagia* y *Trichostrongylus*, con un 100% de prevalencia para cada uno.

Los 3 géneros identificados en intestino grueso se muestran en la Figura 3 y corresponden a *Trichuris* (40,0%), *Oesophagostomum* (33,3%) y *Chabertia* (26,7%), lo cual coincide con los hallazgos hechos por Vega (1971) en Punta Arenas, Mendoza (1993) en Valdivia y Godoy (2002) en Temuco, donde se identificaron los mismos 3 géneros de nemátodos.

Estos 3 géneros, son comunes en el ciego de ovinos y su presencia en la Zona de Magallanes se debería a que las larvas en el medio ambiente soportan temperaturas cercanas a 0° C. En el caso de *Trichuris*, éste produce huevos muy resistentes a la deshidratación y a bajas temperaturas, debido a la estructura de la cubierta externa del huevo, el cual una vez embrionado, puede conservar su vitalidad por un año o más (Soulsby 1987). Johnstone (1970), señala que las larvas de *Oesophagostomum* son resistentes también a las bajas temperaturas. Con respecto al género *Chabertia*, Blood y Radostitis (1992) señalan que se encuentra frecuentemente en áreas de clima templado a frío, y que las larvas infectantes sobreviven a bajas temperaturas, pero con niveles adecuados de humedad.

Estudios realizados en el extranjero encuentran los mismos géneros, pero con diferencias en la frecuencia de presentación. Así en Austria, El Mounkadar (1977) describe un total de tres especies en intestino grueso, siendo éstas: *Trichuris ovis* (48.3%), *Trichuris skrjabini* (28.3%) y *Chabertia ovina* (23.3%). En Estados Unidos, Wright y Andersen (1972), encuentran *Chabertia ovina* (28.0%), *Trichuris ovis* (12,0%) y *Oesophagostomum venulosum* (2,0%). En Alemania, Rehbein y col (1996), encuentra en intestino grueso 69,1% de *Trichuris ovis*, 23,2% de *Oesophagostomum venulosum* y 7,7% de *Chabertia ovina*.

En cuanto a los resultados de los géneros encontrados, según categorías de edad, éstos se presentan en las Figuras 4, 5 y 6 subdividiéndose en 3 categorías. La categoría corderos corresponde a ovinos de menos de 1 año de edad, la categoría borregos corresponde a ovinos de entre 1 y 2 años de edad y la categoría ovejas, que corresponde a animales de más de 2 años de edad.

En la Figura 4, correspondiente al abomaso, se observa que en las diferentes categorías de edad los géneros más frecuentes son *Nematodirus*, *Ostertagia* y *Trichostrongylus*.

En el caso de *Nematodirus*, la mayor cantidad de animales infectados se concentra en las categorías de corderos y borregos, y en menor medida a la categoría de ovejas. Este fenómeno podría deberse a que los animales ovinos adultos generan una inmunidad fuerte y persistente a este género, previa exposición frente al parásito (Soulsby 1976). Al respecto Valenzuela (1991) en un estudio, observó una alta susceptibilidad en ovinos de hasta 8 meses de edad,

luego de lo cual y especialmente al año de edad, los corderos mostraron un nivel semejante al de sus madres, ya resistentes. Según Armour (1978), la inmunidad se encontraría desarrollada después de los seis meses de edad, por lo tanto el hecho de encontrarse *Nematodirus* en borregos podría deberse a una falta de inmunidad o un contacto tardío con huevos o larvas del género *Nematodirus*, debido al manejo extensivo de la zona.

Para *Ostertagia*, la cantidad de animales infectados, fue relativamente alta y similar para todas las categorías de edad, siendo levemente más alta para la categoría de borregos. Esto se explicaría ya que las larvas de *Ostertagia* son resistentes a condiciones de baja temperatura, lo que conlleva a una infección más exitosa cuando las temperaturas no superan los 14° C (Whitlock 1958). Las temperaturas durante los meses del estudio (marzo a julio), no superaron los 14° C (anexo 5).

En cuanto al género *Trichostrongylus*, la mayor cantidad de animales infectados se concentra en las categorías de borregos y ovejas, presentándose en menor medida en la categoría de corderos. Según Whitlock (1958), el género *Trichostrongylus*, es reconocido por su gran resistencia a condiciones climáticas frías, afectándose por la escasa humedad y condiciones de altas temperaturas (Blood y Radostits 1992). En el caso de los corderos, su escasa frecuencia ser debería a que estos pueden desarrollar una gran resistencia a este género, alrededor de los 6 meses de edad, cuando la ingestión de larvas es mayor, resistencia que disminuye con el tiempo y puede ser vencida en presencia de stress (Blood y Radostits 1992).

En la figura 5, correspondiente al intestino delgado, se observa que los géneros *Nematodirus*, *Ostertagia* y *Trichostrongylus* se encuentran en el mayor número de animales, con respecto a otros géneros de nemátodos. También se identificaron, aunque en menor número de animales, cestodos de los géneros *Moniezia* y *Thysanosoma*. Para el caso de *Nematodirus*, *Ostertagia* y *Trichostrongylus*, las explicaciones y distribuciones por categoría de edad citadas anteriormente serían válidas también para el intestino delgado. En cuanto al mayor número de animales infectados por *Nematodirus*, aunque con la misma tendencia, se debe a que el intestino delgado es el de mayor preferencia (Blood y Radostits 1992).

Con respecto a los géneros *Moniezia* y *Thysanosoma*, se observó un menor número de animales infectados, lo cual fue disminuyendo a medida que aumentó la edad de éstos. En el caso de *Moniezia* la disminución está relacionada con desarrollo de inmunidad. Al respecto Elliot (1986) menciona que los rebaños que se infectan en primavera, espontáneamente pierden esta infección luego de 4 a 5 meses y normalmente se vuelven sustancialmente resistentes a la reinfección por este cestodo. Las teniasis, principalmente afectan a animales jóvenes y rara vez a animales adultos (Blood y Radostits 1992) y según Neimann-Sorensen y Tribe (1982) la mayor cantidad de tenias de los ovinos se registran en animales menores a 8 meses. La baja presencia de cestodos en este estudio, se puede explicar debido a que la familia Anoplocephalidae, posee un ciclo de vida indirecto, donde sus hospedadores intermediarios son ácaros oribátidos que viven sobre el pasto (Elliot 1986), además un ácaro infectado vive alrededor de 2 años, lo que explicaría una infección exitosa en la siguiente generación de corderos (Borchert 1964).

En la figura 6, correspondiente al intestino grueso, se observa que el mayor número de animales infectados, se encuentra infectado con los géneros *Trichuris*, *Oesophagostomum* y *Chabertia*. En cuanto a *Trichuris* fué el único género que se encontró en ovinos de la categoría corderos. El género *Trichuris*, produce huevos muy resistentes a la deshidratación y a bajas temperaturas (Soulsby 1987). La alta presentación de este género en los corderos se debe a que solo a partir de los 8 meses de edad se empieza a desarrollar una resistencia inmunitaria a la infección por *Trichuris*, así como a la reinfección después de una infección primaria (Boch y Supperer 1982). Para el caso de *Oesophagostomum* y *Chabertia* el mayor número de animales infectados se concentra en la categoría ovejas, no presentándose en la categoría corderos. De acuerdo a Tagle (1970), las larvas de *Oesophagostomum venulosum* y *Chabertia ovina*, necesitan para evolucionar a estados infectantes, temperaturas de 15° C a 20° C. Durante el periodo del estudio, las temperaturas no superaron los 15° C (Anexo 5), por lo tanto la ausencia de estos en la categoría de corderos se podría explicar, ya que las fechas de las primeras pariciones en la zona de Magallanes corresponden a octubre y noviembre, y debido a que los corderos en sus primeras 6 a 8 semanas de lactancia, ingieren cantidades inapreciables de alimento sólido, se infectan probablemente hasta la próxima temporada.

En el Cuadro 4 se presentan las 13 especies identificadas en abomaso. La especie más frecuente fue *Ostertagia circumcincta*, con un 44,9% de los abomasos positivos, siendo el número máximo de ejemplares encontrados en el órgano de 155 nemátodos. Distintos autores han obtenido cifras variadas para esta especie. Zúñiga (2003) señala un 64,1% en Coyhaique. Barlow (1993) un 71,3% en Valdivia. Al respecto Borgsteede (1981), clasifica a ésta especie como muy adaptada al ovino, además, otros autores señalan una selectividad por el abomaso (Beveridge y Ford 1982, Blood y Radostits 1992).

Cabe hacer notar, que se comunica el hallazgo por primera vez en Chile, de las especies *Trichostrongylus rugatus* y *Trichostrongylus falculatus*, identificadas de acuerdo a las descripciones hechas por Soulsby (1987).

En el Cuadro 5 se encuentran las 10 especies identificadas en intestino delgado. La especie más frecuente fue *Trichostrongylus vitrinus* que corresponde al 44,9% de los intestinos delgados positivos, siendo el número máximo de ejemplares encontrados en el órgano de 970 nemátodos. Distintos autores han obtenido cifras variadas para esta especie. Zúñiga (2003) determinó un 25,0% para esta especie, mientras que Barlow (1993) un 41,2%. Borgsteede (1981) señala que es un nematodo mas adaptado al ovino que al bovino y con afinidad por el intestino delgado (Tagle 1970, Beveridge y Ford 1982).

Cabe hacer notar, que se comunica el hallazgo por primera vez en intestinos delgados de ovinos de la Región de Magallanes, de las especie *Ostertagia occidentalis* identificada de acuerdo a las descripciones hechas por Soulsby (1965). Cabe destacar también que se encontraron 3 ejemplares machos del género *Trichostrongylus*, los cuales no pudieron ser identificados según la literatura existente en Chile.

En el Cuadro 6 se encuentran las 5 especies identificadas en intestino grueso. Las especies más frecuentes fueron *Chabertia ovina* y *Oesophagostomum venulosum*, ambas se

encontraron con un 28,3% de los intestinos gruesos positivos. El número máximo corresponde a la especie *Oesophagostomum venulosum* con 57 ejemplares. Opitz (1977), encuentra que las especies más frecuentes son: *Trichuris ovis* (80,6%) y *Trichuris globulosa* (63,20%). Mendoza (1993) encuentra que la especie más frecuente es *Oesophagostomum venulosum* (60,0%). La presentación de estas especies durante la investigación, tiene relación con las condiciones climáticas predominantes en las zonas de origen de los animales estudiados. Es así que Johnstone (1970), señala que *Chabertia ovina* y *Oesophagostomum venulosum* se encuentran frecuentemente en áreas de clima templado a frío, y que las larvas infectantes sobreviven las bajas temperaturas.

Cabe hacer notar, que se comunica el hallazgo por primera vez en intestinos gruesos de ovinos de la Región de Magallanes, de las especies *Trichuris skrjabini* y *Trichuris discolor*, identificadas de acuerdo a las descripciones hechas por Skrjabin y col (1957).

Respecto a las combinaciones parasitarias, que consisten en la presencia de uno o más parásitos distintos en el mismo órgano, se aprecia que desde el punto de vista del género, en los abomasos positivos a infección por helmintos (Cuadro 7), las más frecuentes fueron el monoparasitismo y biparasitismo, con 20 y 18 animales, que corresponden al 40,8 y 36,7% respectivamente, seguida de triparasitismo con el 20,40% y tetraparasitismo con un 2,1%. Zúñiga (2003) encontró desde mono a pentaparasitismo, siendo la combinación más frecuente mono y biparasitismo con un 37,7% cada una. Barlow (1993) encontró desde mono a tetraparasitismo, siendo la combinación más frecuente el biparasitismo, con un 37,3%, mientras que la menos frecuente fue el tetraparasitismo, con el 14,7% de los abomasos positivos.

En los intestinos delgados positivos, la combinación parasitaria más frecuente según género (Cuadro 8), es el triparasitismo, que se presenta en el 35,7% de los positivos, seguida del biparasitismo con el 25,0%, monoparasitismo con un 17,9% tetraparasitismo con un 16,1% y pentaparasitismo con un 5,4%. Zúñiga (2003) encontró desde mono a tetraparasitismo, donde la combinación más frecuente fue el monoparasitismo con 45,3% y la menos frecuente el tetraparasitismo con un 7,8%. Por su parte, Barlow (1993), quién encontró desde mono a tetraparasitismo, señala que la combinación presente en mayor cantidad fue el biparasitismo (38,4%) y la que menos se encontró fue el tetraparasitismo con el 12,3% de los positivos.

Para los intestinos gruesos positivos, la combinación parasitaria más frecuente según género (Cuadro 9), es el monoparasitismo, que se presenta en el 62,3% de los positivos, seguida del biparasitismo con el 30,2% y triparasitismo con un 7,5%. Mendoza (1993) encontró hasta triparasitismo, siendo más frecuente el monoparasitismo. Godoy (2002) indica que encontró hasta triparasitismo, siendo más frecuente el biparasitismo (42,00%).

Muy pocos trabajos extranjeros hacen mención a las combinaciones parasitarias, es así como Soulsby (1963) Knight y Vegors (1970), Morales (1989) y Reinecke y col (1989) encontraron un predominio de infecciones mixtas por sobre el monoparasitismo. Las infecciones parasitarias mono-específicas fueron las combinaciones más frecuentes en el presente estudio en abomaso e intestino grueso. Soulsby (1963) señala que las infecciones

monoespecíficas pueden ser consecuencia del clima de una determinada región geográfica, lo que favorecería el desarrollo de algunos géneros de parásitos. El mismo autor también menciona que infecciones monoespecíficas pueden ocurrir por epidemias, o bien por animales con un intensivo control parasitario.

De lo anterior y bajo las condiciones del presente estudio se llegó a las siguientes conclusiones:

- Un alto porcentaje de ovinos de la XII Región y provenientes del distrito agroclimático “Cerro Sombrero”, beneficiados en Punta Arenas, presenta alguna especie de helminto parásito en abomaso, intestino delgado, intestino grueso o en todos.
- La población de helmintos de ovinos del distrito agroclimático “Cerro Sombrero” difiere de las poblaciones de otras regiones del País.
- Se identificó por primera vez en Chile, a las siguientes especies: *Trichostrongylus rugatus* y *Trichostrongylus falculatus*.
- Se identificó por primera vez en la XII Región de Magallanes, a las siguientes especies: *Ostertagia occidentalis*, *Trichuris skrjabini* y *Trichuris discolor*
- Ovinos de la XII Región de Magallanes albergan especies de helmintos no identificadas en el País.
- La baja cantidad de especímenes encontrados en los ovinos del presente estudio, se debió en gran medida a las bajas temperaturas y bajas precipitaciones en el distrito agroclimático “Cerro Sombrero”.
- El Monoparasitismo es la combinación parasitaria predominante en ovinos de la XII Región que provenían del distrito agroclimático “Cerro Sombrero”.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Al-zubaidy AJ, IM Al-saqur, KI Altaif. 1984. Estudio sobre la patología de la ostertagiosis ovina, consecutiva a la infestación única por *Ostertagia circumcincta* de ovejas Awassí, en el Irak. *N M V.* 2: 154-162.
- Alomar D, N Tadich, V Jimenez, C Gallo. 1997. Efecto de un programa básico de salud ovina sobre la producción de lana en rebaños pequeños de la Provincia de Valdivia. *Arch Med Vet* 29: 295-299.
- Anderson N, R Blake, D Titchen. 1976. Effects of a series of infections of *Ostertagia circumcincta* on gastric infection in sheep. *Parasitology.* 72: 1-12.
- Armour J, W Jarret, F Jennings. 1966. Experimental *Ostertagia circumcincta* infections in sheep. Development and pathogenesis of a single infection. *Am J Vet Res* 27: 1267-1278.
- Armour J. 1978. Recent advances in the epidemiology of sheep endoparasites. The management and diseases of sheep. British Council special course. Edinburgh. Pp 334-339.
- Barker I. 1976. Location and distribution of *Trichostrongylus colubriformis* in the small intestine of sheep during the prepatent period and the development of villus atrophy. *J Comp Path* 85:417-426.
- Barlow R. 1993. Identificación de helmintos parásitos en abomaso e intestino delgado de ovinos provenientes de distintos predios de la novena y décima regiones, y beneficiados en la ciudad de Valdivia. Tesis, M.V. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad Austral de Chile.
- Beveridge I., GE Ford. 1982. The trichostrongyloid parasites of sheep in South Australia and their regional distribution. *Aust Vet J* 59: 177-179.
- Bishop SC, MJ Stear. 1997. Modelling responses to selection for resistance to gastrointestinal parasites in sheep. *Anim Sci* 64: 469-478.
- Blood D, O Radostits. 1992. Medicina Veterinaria. 7^a ed., Ed. Interamericana- McGraw-Hill, México D.F. México.
- Blood D, J Henderson, O Radostits. 1986. Medicina Veterinaria. 6^a ed. Nueva Editorial Interamericana y S.A. de C.V. México.

- Boch J, R Supperer, 1982. Parasitología en Medicina Veterinaria. Ed. Hemisferio S.A., Buenos Aires. Argentina.
- Borchert A. 1964. Parasitología Veterinaria. 3ª ed. Editorial Acribia. Zaragoza. España.
- Borgsteede FHM. 1981. Experimental cross-infections with gastrointestinal nematodes of sheep and cattle. *Z Parasitenkd* 65:1-10.
- Burgos G. 1980. Estudio de la helmintiasis gastrointestinal en ovinos beneficiados en la planta faenadora de carnes de Chillán. Tesis, M.V. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad de Concepción.
- Buxadé C. 1996. Producción ovina. Ediciones Mundi Prensa, Madrid. España.
- Cárdenas C. 1999. Estudio de la eliminación de huevos y larvas de parásitos gastrointestinales y pulmonares en ovinos de una estancia en Magallanes, XII Región de Chile, de Enero a Abril de 1999. Tesis, M.V. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad Austral de Chile.
- Chile. 1982. Ministerio de Agricultura. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Desarrollo tecnológico agropecuario. Vol 6. Distritos agroclimáticos en la Región de Magallanes. Chile.
- Chile. 1997. Instituto Nacional de Estadísticas. VI Censo Nacional Agropecuario. Chile.
- Chile. 2003. Ministerio de Agricultura. Fundación para la Innovación Agraria. Producción del cordero lechal. Pp 52. Santiago. Chile.
- Chile. 2004. Ministerio de Agricultura. Oficina de Desarrollo de Políticas Agrarias. Producción de Carne. Artículo del 16/12/2004.
- Chile. 2005. Ministerio de Agricultura. Oficina de Desarrollo de Políticas Agrarias. Producción de Carne. Consumo de Carne. Artículo del 04/03/2005.
- Chile. 2006. Ministerio de Agricultura. Oficina de Desarrollo de Políticas Agrarias. Producción de Carne. Boletín estadístico de Comercio Exterior Silvoagropecuario Enero – Diciembre 2005. Vol 40. Chile.
- Coles G. 1993. Parasites control in sheep. *In Practice*. 16: 309-318.
- Coop RL. 1986. Subclinical parasitism: The insidious effects of roundworms on lamb performance. Science and quality lamb production. Edinburgh. Pp 24-25.
- Coop RL, KW Angus. 1981. How helminths affect sheep. *In Practice* 3: 4-11.

- Coop RL, KW Angus, AR Sykes. 1979. Chronic infection with *Trichostrongylus vitrinus* in sheep. Pathological changes in the small intestine. *Res Vet Sci* 26: 363-371.
- Coop RL, RB Graham, F Jackson, SE Wright, KW Angus. 1985 a. Effect of experimental *Ostertagia circumcincta* infection on the performance of grazing lambs. *Res Vet Sci* 38: 282-287.
- Coop RL, WD Smith, KW Angus, RB Graham, SE Wright, F Jackson. 1985 b. Effect of *Ostertagia ostertagi* on lamb performance and cross resistance to *Ostertagia circumcincta*. *Res Vet Sci* 39: 200-206.
- Coop RL, WD Smith, KW Angus, RB Graham, SE Wright, F Jackson. 1986. Effect of concurrent infection with *Ostertagia circumcincta* and *Trichostrongylus vitrinus* on the performance of lambs. *Res Vet Sci* 40: 241-245.
- Cordero del Campiño M, F Rojo. 1999. Parasitología veterinaria. Editorial McGraw Hill. Madrid. España.
- Cruz JA, ACB Gonçalves. 1972. A strongilidose gastrointestinal dos ruminantes em Moçambique-Resultados de um ensaio para combate á helmintose no núcleo bovino do Posto Zootécnico da Angonia. *Veterinaria Moçambicana, Lourenço Marques* 5: 69-75.
- Dhar D, R Sharma, G Bansal. 1982. Gastro-intestinal nematodes in sheep in Kashmir. *Vet Parasitol.* 11: 271-277.
- Dunn A. 1978. Veterinary Helminthology. 2nd ed. W. Heinemann, Medical Books Ltd. London.
- El-moukadad AR. 1977. Study on endoparasites of sheep in Austria. *Vet Bull* 48:3060.
- Elliot DC. 1986. Tapeworm (*Moniezia expansa*) and its effects on sheep production: The evidence reviewed. *N Z Vet J* 34: 61-65.
- Eslami A, M Meydani, S Maleki, A Zargarzadeh. 1979. Gastrointestinal nematodes of wild sheep (*Ovis orientalis*) from Irán. *J Wildlife Dis* 15: 263-265.
- FAO. 2000. Food and Agriculture Organization of the United Nations. En: Hervé 2004. Apuntes de Zootecnia General. Instituto de Zootecnia. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile. Valdivia. Chile.
- FAO. 2002. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Biomasa, ganado, población y medio ambiente. Artículo del 28/12/2002.
- García D. 1986. Producción Ovina. Facultad de ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile.

- García D. 2002. Razas de ovinos. Revista el campo. 1217: A6.
- García AL, RA Juste. 1987. Helminfos parásitos de la oveja en el País Vasco. *Rev Iber Parasitol*. Vol. Extraordinario: 105-113.
- Georgi JR. 1980. Parasitology for Veterinarians. 2nd ed. W.B. Saunders Company, Philadelphia.
- Gibbons L, L Khalil. 1982. A key for the identification of genera of the nematode family Trichostrongylidae, Leiper 1912. *J Helminth* 54: 185-233.
- Gibson TE, G Everett. 1977. The effect of different levels of larval intake on the output of eggs by *Ostertagia circumcincta* in lambs. *Br Vet J* 133: 360-364.
- Gibson TE, JW Parfitt. 1977. Egg output of *Ostertagia circumcincta* in sheep given single infection of varying size. *Vet Parasitol* 3: 61-66.
- Godoy L. 2002. Estudio de la fauna parasitaria del intestino grueso, hígado y pulmón de ovinos (*ovís aries*) procedentes de la IX Región. Tesis M.V. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad Católica de Temuco.
- González J. 1978. Proteínas séricas en animales naturalmente infectados con helminfos parásitos. Tesis, M.V. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Veterinarias. Valdivia. Chile.
- Goodwin D. 1975. Producción y manejo del ganado ovino. Ed. Acribia. Zaragoza. España.
- Gordon HM. 1967. The diagnosis of helminthosis in sheep. *Vet Med Rev* 2: 140-168.
- Green RS, CA Morris, PGC Douch, M Wheeler, CJ West, SM Hickey. 1999. Means and heritabilities of concentrations of antibody to *Trichostrongylus colubriformis* and other nematode parasites in lambs from three to seventeen months of age. *Livestock Prod Sci* 58: 129-135.
- Hauenstein B. 2003. Estudio de la fauna helmintológica de abomaso e intestino delgado de ovinos (*ovis aries*) procedentes de la IX Región. Tesis M.V. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad Católica de Temuco.
- Hendrix C. 1998. Diagnostic Veterinary Parasitology. 2nd Ed. Mosby Inc. New York. USA.
- Herlich H. 1978. The importance of helminth infections in ruminants. *W Animal Rev* 26: 22-26.
- Hervé M. 1999. Apuntes de Zootecnia General. Instituto de Zootecnia. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile. Valdivia. Chile.

- Hiepe T. 1972. Enfermedades de la Oveja. Editorial Acribia. España. Pp 211–306.
- Horton GMJ, NC Owen, IG Orak, J Schröder. 1977. Haematological changes caused by *Trichostrongylus colubriformis* in lambs fed a dystrophic diet. *J S Afr Vet Assoc* 48: 99-103.
- Jara M. 2001. Estudio de la eliminación de huevos y larvas de parásitos gastrointestinales y pulmonares en ovinos de una estancia en Magallanes, XII Región de Chile, de Septiembre de 1999 a Enero de 2000. Tesis M.V. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad Austral de Chile.
- Johnstone IL. 1970. Enfoque ecológico para el control de la parasitosis ovina. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. San Carlos de Bariloche. Argentina.
- Knight RA, HH Vegors. 1970. Gastrointestinal nematode parasites from domestic sheep, *Ovis aries*, in Nebraska. *J Parasitol* 56: 998-990.
- Lawton DE, GW Reynolds, SM Hodgkinson, WE Pomroy, HV Simpson. 1996. Infection of sheep with adult and larval *Ostertagia circumcincta*: effects on abomasal pH serum gastrin and pepsinogen. *Int J Parasitol* 26:1063-1074.
- Levine N. 1968. Nematode parasites of domestic animals and of man. Burgess Publishing Co. Minneapolis. USA.
- Levine N. 1973. Nematode parasites of domestic animals and of man. 2nd ed. Burgess Publishing Co. Minneapolis. USA.
- Levine N. 1978. Tratado de Parasitología Veterinaria. Ed. Acribia, Zaragoza. España.
- Martin W, I Aitken. 2000. Diseases of Sheep. 3^a ed. Editorial Blackwell science. Londres.
- Mendoza V. 1993. Identificación de helmintos parásitos en intestino grueso, hígado y pulmón de ovinos beneficiados en Valdivia. Tesis, M.V. Escuela de Medicina Veterinaria Universidad Austral de Chile.
- Mcfarlane R. 2001. Estrategias alternativas para el control de nemátodos internos en Nueva Zelanda. Curso Internacional en Salud y Producción Ovina. Valdivia. Pp 108-121.
- Montecinos C. 2000. Estudio de parasitismo interno en corderos beneficiados en una planta faenadora de carnes de Chillán. Memoria de Título M.V. Escuela de Medicina Veterinaria Universidad de Concepción.
- Morales G. 1989. Epidemiología y ecología de los helmintos parásitos de ovinos y caprinos de zonas áridas del Estado Lara (Venezuela). *Rev Fac Cs Vet* 36: 9-52.

- Neimann-Sorensen A, D Tribe. 1982. World Animal Science. Sheep and Goat Production. Vol C1. Lincoln College. Cantenbury. New Zealand.
- Nickel R. 1982. Lehrbuch der Anatomie der Haustiere. 5° Aufl. Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg. Deutschland.
- Opitz H. 1977. Estudio de las helmintiasis gastrointestinales de ovinos beneficiados en la planta faenadora de carnes Ganaval, Valdivia. Tesis M.V.escuela de Medicina Veterinaria. Universidad Austral de Chile.
- Oppong ENW. 1973. Diseases of sheep in Ghana. *Ghana J Agric Sci* 6: 3-7.
- Orr MB, P Masón, SF Crosbie. 1985. The effect of gastrointestinal parasitism on the temporary dentition of lambs. *N Z Vet J* 33: 48-52.
- Pachalag SV, T More, C Hattopadhyay. 1973. Observations on the haematological changes and breed susceptibility of sheep to severe nematodiasis. *Indian vet J* 50: 1-5.
- Rehbein S, M Kollmannsberger, M Visser, R Winter. 1996. Helminth burden of slaughter sheep in Upper Bavaria. 1: Species spectrum, infestation extent and infestation intensity. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 109: 161-167.
- Reinecke RK, R Kirpatrick, AMD Kriel, F Frank. 1989. Availability of infective larvae of parasitic nematodes of sheep grazing on kikuyu (*Pennisetum clandestinum*) pastures in the winterrainfall área. *Onderstepoort J Vet Res* 56: 223-234.
- Rosenberger G. 1990. Exploración clínica de los bovinos. 3^a ed. Hemisferio Sur. Uruguay.
- Santos MD, ES Viana, JMF Neto. 1976. Influencia da alimentação, do anti- helmintiço e do parasitismo sobre as proteínas séricas de ovinos. *Arquivos da Escola de Veterinaria da Universidade Federal da Minas Gerais* 28: 297-306.
- Sievers G, G Valenzuela. 2002. Parasitología General. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Austral de Chile. Valdivia. Chile.
- Skrjabin JL, NP Shikhobalova, IV Orlov. 1957. Essentials of nematology. Vol 6. Trichocephalidae and capillariidae of animals and man and the diseases caued by them. Wiener Bindery Ltd. Jerusalem. Israel.
- Skrjabin JL, NP Shikhobalova, RS Shults. 1970. Trichostrongyles of animals and man. Vol 3. Wiener Bindery Ltd. Jerusalem. Israel.
- Somerville RI. 1963. Distribution of some parasitic nematodes in the alimentary tract of sheep, cattle and rabbits. *J Parasitol* 49: 593-599.

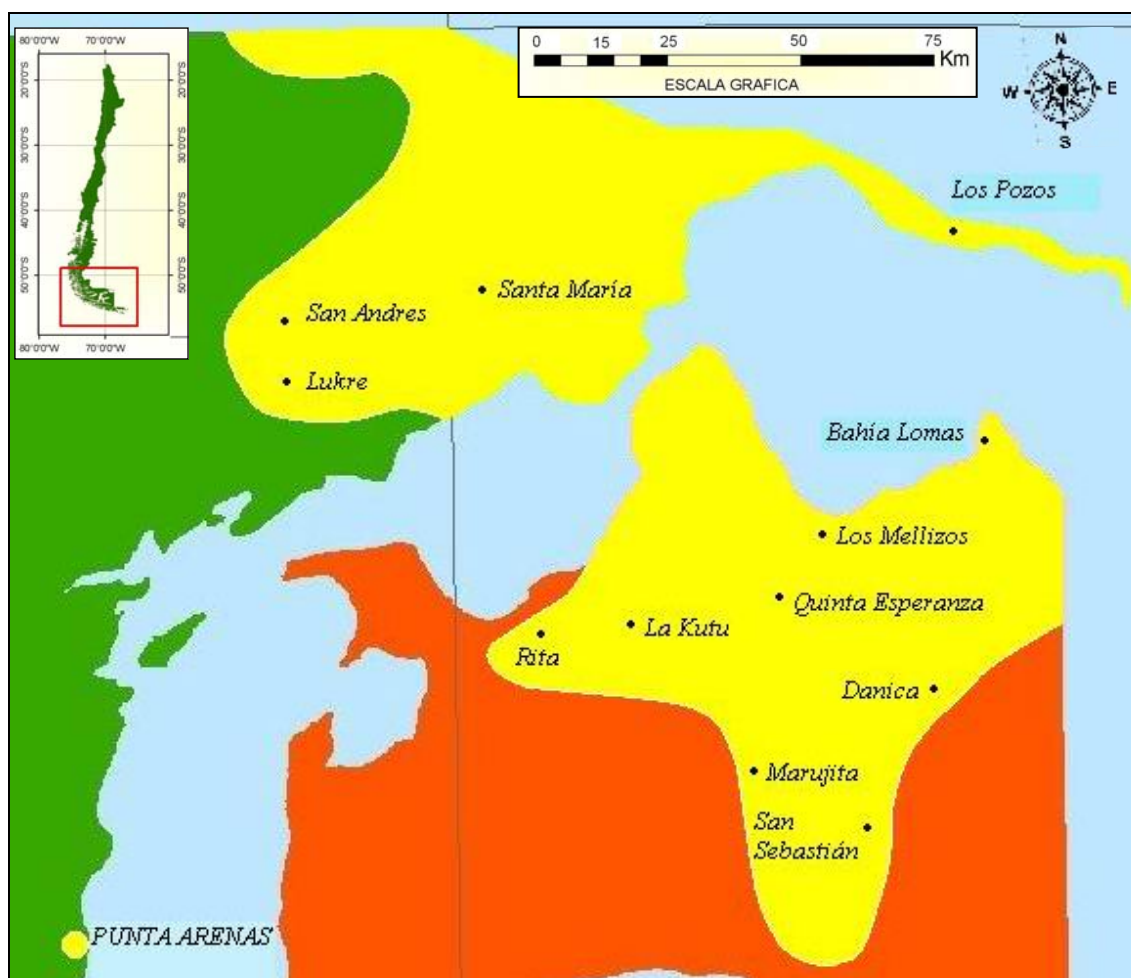
- Soulsby E JL. 1965. Textbook of veterinary clinical parasitology. Blackwell Scientific Publications. New York. USA.
- Soulsby E JL. 1976. Pathophysiology of parasitic infection. Academic Press, New York. USA.
- Soulsby E JL. 1987. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. 7^a ed., Nueva Editorial Interamericana, México D. F. México.
- Sykes AR. 1978. The effect of subclinical parasitism in sheep. *Vet Rec* 102: 32-34.
- Sykes AR. 1993. Interacción entre parasitismo y deficiencias minerales. Primeras Jornadas Chilenas de Buiatría. Osorno. Pp 91-116.
- Sykes AR, RL Coop. 2001. Interaction between nutrition and gastrointestinal parasitism in sheep. *N Z Vet J* 49: 222-226.
- Sykes AR, RL Coop, KW Angus. 1975. Experimental production of osteoporosis in growing lambs by continuous dosing with *Trichostrongylus colubriformis* larvae. *J Comp Path* 85: 549-559.
- Sykes AR, RL Coop, KW Angus. 1979. Chronic infection with *Trichostrongylus vitrinus* in sheep. Some effects on food utilisation, skeletal growth and certain serum constituents. *Res Vet Sci* 26: 372-377.
- Tagle I. 1970. Enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Editorial Andrés Bello, Santiago. Chile.
- Thambsborg SM, RJ Jorgensen, H Ranulg, P Bartlett, PJ Waller, P Nansen. 1998. The performance of grazing sheep in relation to stocking rate and exposure to nematode infections. *Livestock Prod Sci* 53: 265-278.
- Thomas RJ. 1980. Effects of subclinical gastrointestinal parasitism on animal performance I. Proceedings of Meeting of the Sheep Veterinary Society. Newcastle. Pp 126-128.
- Thompson RL, APL Callinan. 1981. The effects of nematodiasis on weaner sheep in Western Victoria. *Aust J Agric Res* 32: 975-985.
- Todd KS, N Levine, P Boatman. 1976. Effect of temperature on survival of free-living stages of *Haemonchus contortus*. *Am J Vet Res* 37: 991-992.
- Ueno H, PC Gonçalves. 1998. Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes. 4^a ed. Japan International Cooperation Agency. Tokyo. Japan.
- Ulbe PP. 1974. Prophylaxis of cestode infections in sheep. *Veterinariy a Moscow* 3: 60.

- Valenzuela G. 1980. Gastroenteritis parasitaria del ovino Anuario de la asociación de criadores Corriedale de Magallanes. Punta Arenas. Pp 1-11.
- Valenzuela G. 2004. Enfermedades parasitarias en ovinos. Recipe Vademécum Veterinario. 2^{da} ed. 2004-2005. Santiago. Pp 23-25.
- Valenzuela G, I Quintana, C Fernandez. 1991. Epidemiología de la infección por *Nematodirus spp.* (Nematodo: Trichostrongylidae) en ovinos en sistema de pastoreo. *Arch Med Vet* 23: 151-155.
- Valenzuela G, G Sievers, I Quintana. 1992. Parásitos identificados en Bovinos, Ovinos y Equinos en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Austral de Chile. III Jornadas Anuales de Parasitología. Olmué. Chile.
- Van houtert MF, J Barger, J Steel, R Windon, D Emery. 1995. Effects of dietary protein intake on responses of young sheep to infection with *Trichostrongylus colubriformis*. *Vet Parasitol* 56: 163-180.
- Vega F. 1971. Estudio de la eficacia de algunos antihelmínticos y prospección del parasitismo gastrointestinal ovino en una zona de la provincia de Magallanes. Tesis M.V. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad Austral de Chile.
- Vlassoff A, D Leathwick, AC Heath. 2001. The epidemiology of nematode infections of sheep. *N Z Vet J* 49: 213-221.
- Waller P, A Axelsen, A Donald, FH Morley, RJ Dobson, JR Donnelly. 1987. Effects of helminth infection on the pre-weaning production of ewes and lambs: comparison between safe and contaminated pasture. *Aust Vet J* 64: 357-362.
- Whitlock H. 1958. Técnicas de diagnóstico. Ciclo de Conferencias sobre Enfermedades y Crianza de Ovinos. Arequipa. Pp 207-220.
- Wright P, F Andersen. 1972. Parasitic helminths of sheep and cattle in Central Utah. *J Parasitol* 58: 959.
- Zúñiga A. 2003. Identificación de helmintos parásitos en abomaso e intestino delgado de ovinos faenados en la ciudad de Coyhaique, XI región Chile. Tesis, M.V. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad Austral de Chile.

8. ANEXOS

Anexo 1

Ubicación Geográfica del distrito Agroclimático de “Cerro Sombrero” (color amarillo) y de las 12 estancias muestreadas en la XII Región de Magallanes, Chile.



Anexo 2

Abomasos, intestinos delgado e intestinos gruesos, positivos (+) y negativos (-) a las distintas clases de Helmintos parásitos en una muestra de 60 ovinos faenados en la XII Región y provenientes del distrito agroclimático de Cerro Sombrero.

N° Animal	Abomaso	Intestino Delgado		Intestino Grueso
	<i>Nematodos</i>	<i>Nematodos</i>	<i>Cestodos</i>	<i>Nematodos</i>
1	+	-	-	-
2	-	+	-	+
3	-	+	+	+
4	+	+	-	+
5	+	+	-	+
6	-	+	+	-
7	-	+	+	+
8	-	+	-	+
9	+	+	-	+
10	-	+	-	+
11	+	+	+	+
12	+	+	-	+
13	-	+	-	+
14	-	+	-	+
15	-	+	+	+
16	+	-	+	-
17	-	+	+	+
18	+	+	-	+
19	+	+	-	+
20	+	+	+	+
21	+	+	-	+
22	+	-	+	+
23	+	+	-	+
24	+	+	-	+
25	+	+	+	+
26	+	+	+	+
27	+	+	-	+
28	+	+	-	+
29	-	+	-	+
30	+	+	-	+

N° Animal	Abomaso	Intestino Delgado		Intestino Grueso
	<i>Nematodos</i>	<i>Nematodos</i>	<i>Cestodos</i>	<i>Nematodos</i>
31	+	+	+	-
32	+	+	+	+
33	+	+	-	+
34	+	+	-	+
35	+	+	-	-
36	+	+	+	+
37	+	+	-	+
38	+	+	-	+
39	-	+	-	+
40	+	+	-	+
41	+	+	-	-
42	+	+	-	+
43	+	+	+	+
44	+	+	-	+
45	+	+	-	+
46	+	-	-	+
47	+	+	-	+
48	+	+	-	+
49	-	+	-	+
50	+	+	-	+
51	+	+	-	+
52	+	+	-	+
53	+	+	+	+
54	+	+	-	+
55	-	+	-	+
56	+	+	-	+
57	-	+	-	+
58	+	+	+	+
59	-	+	-	+
60	+	+	-	+

Anexo 3

Detalle de la identificación de helmintos parásitos en abomaso, intestinos delgado e intestino grueso de cada ovino examinado.

Nº	Abomaso		Intestino delgado		Intestino grueso		
	Ovino	Especie	Nº	Especie	Nº	Especie	Nº
1		- <i>N. filicollis</i>	30	Negativo		Negativo	
		- <i>Nematodirus sp.</i>	150				
		- <i>O. circumcincta</i>	30				
		- <i>Ostertagia sp.</i>	30				
		- <i>Trichostrongylus sp.</i>	60				
2		- <i>O. circumcincta</i>	5	- <i>Cooperia sp.</i>	10	- <i>Trichuris sp.</i>	2
				- <i>Nematodirus filicollis</i>	30		
				- <i>Nematodirus sp.</i>	65		
				- <i>N. spathiger</i>	35		
				- <i>Trichostrongylus sp.</i>	5		
3		- <i>Nematodirus sp.</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i>	160	Negativo	
		- <i>N. spathiger</i>	5	- <i>Nematodirus sp.</i>	125		
				- <i>N. spathiger</i>	75		
				- <i>O. circumcincta</i>	5		
				- <i>Moniezia expansa</i>	2		
4		- <i>N. filicollis</i>	5	- <i>Nematodirus sp.</i>	10	- <i>Trichuris sp.</i>	2
				- <i>N. spathiger</i>	80		
				- <i>T. vitrinus</i>	5		
5		- <i>Nematodirus sp.</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i>	50	- <i>Trichuris sp.</i>	2
				- <i>Nematodirus sp.</i>	110		
				- <i>N. spathiger</i>	30		
				- <i>Ostertagia sp.</i>	5		
				- <i>T. vitrinus</i>	5		
6		Negativo		- <i>Nematodirus filicollis</i>	55	Negativo	
				- <i>Nematodirus sp.</i>	110		
				- <i>N. spathiger</i>	15		
				- <i>O. circumcincta</i>	5		
				- <i>Moniezia expansa</i>	1		
7		Negativo		- <i>Nematodirus filicollis</i>	55	- <i>Trichuris sp.</i>	1
				- <i>Nematodirus sp.</i>	35		
				- <i>N. spathiger</i>	25		
				- <i>Ostertagia sp.</i>	15		
				- <i>T. vitrinus</i>	5		
				- <i>Moniezia expansa</i>	5		

8	Negativo		- <i>Nematodirus filicollis</i> 60 - <i>Nematodirus sp.</i> 140 - <i>N. spathiger</i> 95	- <i>Trichuris sp.</i> 5
9	- <i>O. circumcincta</i> 55 - <i>Ostertagia sp.</i> 50 - <i>T. colubriformis</i> 10		- <i>Nematodirus filicollis</i> 360 - <i>Nematodirus sp.</i> 460 - <i>N. spathiger</i> 5 - <i>O. circumcincta</i> 15 - <i>Ostertagia sp.</i> 60 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 670 - <i>T. vitrinus</i> 300	- <i>O. venulosum</i> 27 - <i>Chabertia sp.</i> 12
10	- <i>Nematodirus sp.</i> 5 - <i>O. circumcincta</i> 5		- <i>Capillaria sp.</i> 10 - <i>Nematodirus filicollis</i> 50 - <i>Nematodirus sp.</i> 150 - <i>N. spathiger</i> 5 - <i>Ostertagia sp.</i> 45 - <i>T. colubriformis</i> 5 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 405 - <i>T. vitrinus</i> 315	- <i>Chabertia sp.</i> 1
11	- <i>N. filicollis</i> 5 - <i>O. circumcincta</i> 55 - <i>Ostertagia sp.</i> 35 - <i>O. trifurcata</i> 5 - <i>T. axei</i> 10 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 30 - <i>T. vitrinus</i> 5		- <i>Capillaria sp.</i> 5 - <i>Nematodirus filicollis</i> 150 - <i>Nematodirus sp.</i> 200 - <i>O. circumcincta</i> 10 - <i>Ostertagia sp.</i> 25 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 1210 - <i>T. vitrinus</i> 970 - <i>Moniezia expansa</i> 11	- <i>O. venulosum</i> 2
12	- <i>N. filicollis</i> 5 - <i>Nematodirus sp.</i> 60 - <i>O. circumcincta</i> 155 - <i>O. lyrata</i> 5 - <i>Ostertagia sp.</i> 155 - <i>O. trifurcata</i> 5 - <i>T. axei</i> 85 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 235 - <i>T. vitrinus</i> 85		- <i>Nematodirus filicollis</i> 45 - <i>Nematodirus sp.</i> 145 - <i>O. circumcincta</i> 30 - <i>Ostertagia sp.</i> 35 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 695 - <i>T. vitrinus</i> 285	- <i>O. sp.</i> 141 - <i>Chabertia sp.</i> 4 - <i>Trichuris discolor</i> 2 - <i>Trichuris sp.</i> 8 - <i>Trichuris skrjabini</i> 1
13	- <i>N. filicollis</i> 5 - <i>Nematodirus sp.</i> 5 - <i>O. circumcincta</i> 35 - <i>Ostertagia sp.</i> 20 - <i>O. lyrata</i> 5 - <i>Trichos. axei</i> 30 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 85 - <i>T. vitrinus</i> 15		- <i>Capillaria sp.</i> 5 - <i>Nematodirus filicollis</i> 90 <i>Nematodirus sp.</i> 240 - <i>Marsh. marshalli</i> 5 <i>Ostertagia sp.</i> 5 <i>Trichostrongylus sp.</i> 10 - <i>T. vitrinus</i> 5	- <i>O. sp.</i> 3 - <i>Chabertia sp.</i> 4

14	Negativo		- <i>Nematodirus filicollis</i> 10 - <i>Nematodirus sp.</i> 15 - <i>N. spathiger</i> 40	- <i>Trichuris ovis</i> 1 - <i>Trichuris sp.</i> 2
15	Negativo		- <i>Nematodirus filicollis</i> 35 - <i>Nematodirus sp.</i> 25 - <i>N. spathiger</i> 25 - <i>T. vitrinus</i> 5 - <i>T. actinioides</i> 6	- <i>Trichuris skrjabini</i> 1 - <i>Trichuris sp.</i> 3
16	- <i>T. vitrinus</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i> 65 - <i>Nematodirus sp.</i> 105 - <i>N. spathiger</i> 155 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 5 - <i>T. actinioides</i> 1	Negativo
17	- <i>Nematodirus sp.</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i> 450 - <i>Nematodirus sp.</i> 1120 - <i>N. spathiger</i> 245 - <i>O. circumcincta</i> 10 - <i>Ostertagia sp.</i> 5 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 10 - <i>T. vitrinus</i> 10 - <i>Moniezia expansa</i> 1 - <i>T. actinioides</i> 3	- <i>Trichuris ovis</i> 3 - <i>Trichuris sp.</i> 43 - <i>Trichuris skrjabini</i> 6 - <i>Trichuris discolor</i> 4
18	- <i>O. circumcincta</i> - <i>Ostertagia sp.</i>	10 15	- <i>Nematodirus filicollis</i> 275 - <i>Nematodirus sp.</i> 810 - <i>N. spathiger</i> 275 - <i>T. vitrinus</i> 5	- <i>Trichuris ovis</i> 2 - <i>Trichuris sp.</i> 16 - <i>Trichuris skrjabini</i> 1
19	- <i>Ostertagia sp.</i>	10	- <i>Nematodirus filicollis</i> 65 - <i>Nematodirus sp.</i> 60 - <i>N. spathiger</i> 95 - <i>O. circumcincta</i> 5 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 15	- <i>Trichuris discolor</i> 1 - <i>Trichuris sp.</i> 10
20	- <i>N. filicollis</i> - <i>N. spathiger</i> - <i>Ostertagia sp.</i> - <i>T. falculatus</i>	10 20 5 5	- <i>Nematodirus filicollis</i> 95 - <i>Nematodirus sp.</i> 355 - <i>N. spathiger</i> 50 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 10 - <i>Moniezia expansa</i> 1 - <i>T. actinoides</i> 4	- <i>Nematodirus sp.</i> 2 - <i>Trichuris sp.</i> 1
21	- <i>O. circumcincta</i> - <i>Ostertagia sp.</i> - <i>T. axei</i> - <i>Trichostrongylus sp.</i> - <i>T. vitrinus</i>	15 20 50 195 5	- <i>N. spathiger</i> 5 - <i>O. circumcincta</i> 10 - <i>Ostertagia sp.</i> 15 - <i>Trichostrongylus axei</i> 5 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 50 - <i>T. vitrinus</i> 10	- <i>Chabertia ovina</i> 9 - <i>Chabertia sp.</i> 17 - <i>O. sp.</i> 2

22	- <i>T. axei</i>	15	Negativo		- <i>Chabertia sp.</i>	8
	- <i>Trichostrongylus sp.</i>	50			- <i>O. sp.</i>	1
	- <i>O. circumcincta</i>	10				
23	- <i>O. circumcincta</i>	15	- <i>O. circumcincta</i>	10	- <i>Chabertia ovina</i>	4
	- <i>T. axei</i>	10	- <i>Ostertagia sp.</i>	5		
	- <i>Trichostrongylus sp.</i>	80				
24	- <i>T. axei</i>	15	- <i>Capillaria sp.</i>	5	- <i>O. venulosum</i>	6
	- <i>Trichostrongylus sp.</i>	35	- <i>Trichostrongylus sp.</i>	15		
			- <i>T. actinioides</i>	1	- <i>O. sp.</i>	12
25	- <i>Trichostrongylus sp.</i>	10	- <i>Nematodirus filicollis</i>	10	- <i>Chabertia ovina</i>	6
			- <i>Nematodirus sp.</i>	15	- <i>Chabertia sp.</i>	13
			- <i>Trichostrongylus sp.</i>	745	- <i>O. sp.</i>	1
			- <i>T. vitrinus</i>	270		
			- <i>T. actinioides</i>	2		
26	- <i>N. filicollis</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i>	430	- <i>Trichuris ovis</i>	1
	- <i>O. ostertagi</i>	5	- <i>Nematodirus sp.</i>	605		
			- <i>N. spathiger</i>	600		
			- <i>Moniezia expansa</i>	1	- <i>Trichuris sp.</i>	14
			- <i>T. actinioides</i>	4		
27	- <i>Ostertagia sp.</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i>	215	- <i>Trichuris sp.</i>	4
			- <i>Nematodirus sp.</i>	780		
			- <i>N. spathiger</i>	540		
			- <i>Trichostrongylus sp.</i>	5		
28	- <i>N. spathiger</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i>	60	- <i>Trichuris sp.</i>	6
			- <i>Nematodirus sp.</i>	150		
			- <i>N. spathiger</i>	30		
29	Negativo		- <i>Nematodirus filicollis</i>	365	- <i>Trichuris ovis</i>	2
			- <i>Nematodirus sp.</i>	1325	- <i>Trichuris sp.</i>	4
			- <i>N. spathiger</i>	450	- <i>Trichuris discolor</i>	3
				- <i>Trichuris skrjabini</i>	1	
30	- <i>Nematodirus sp.</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i>	165	- <i>Trichuris ovis</i>	1
	- <i>Ostertagia sp.</i>	5	- <i>Nematodirus sp.</i>	710	<i>Trichuris sp.</i>	6
	- <i>O. ostertagi</i>	5	- <i>N. spathiger</i>	315		
			- <i>Moniezia expansa</i>	2		
31	- <i>O. circumcincta</i>	35	- <i>Nematodirus filicollis</i>	5	Negativo	
	- <i>Ostertagia sp.</i>	15	- <i>Nematodirus sp.</i>	30		
	- <i>Trichostrongylus sp.</i>	10	- <i>O. circumcincta</i>	20		
	- <i>T. vitrinus</i>	15	- <i>Ostertagia sp.</i>	20		
			- <i>Trichostrongylus sp.</i>	55		
		- <i>T. vitrinus</i>	35			

32	- <i>Ostertagia</i> sp. 10	- <i>Nematodirus filicollis</i> 45 - <i>Nematodirus</i> sp. 100 - <i>Trichostrongylus</i> sp. 60 - <i>T. vitrinus</i> 40 - <i>Moniezia expansa</i> 4 - <i>T. actinoides</i> 1	- <i>Trichuris ovis</i> 4 - <i>Trichuris</i> sp. 10
33	- <i>N. filicollis</i> 5 - <i>O. circumcincta</i> 35 - <i>Ostertagia</i> sp. 15 - <i>T. axei</i> 5	- <i>Nematodirus filicollis</i> 70 - <i>Nematodirus</i> sp. 130 - <i>O. circumcincta</i> 15 - <i>Ostertagia</i> sp. 10 - <i>Trichostrongylus</i> sp. 120 - <i>T. vitrinus</i> 75	- <i>O. sp.</i> 1
34	- <i>Nematodirus</i> sp. 5 - <i>O. circumcincta</i> 45 - <i>Ostertagia</i> sp. 5 - <i>T. axei</i> 5	- <i>Nematodirus filicollis</i> 140 - <i>Nematodirus</i> sp. 165 - <i>O. circumcincta</i> 5 - <i>Ostertagia</i> sp. 5 - <i>Trichostrongylus</i> sp. 75 - <i>T. vitrinus</i> 45	- <i>O. venulosum</i> 2 - <i>O. sp.</i> 4 - <i>Trichuris</i> sp. 1
35	- <i>N. filicollis</i> 5 - <i>O. circumcincta</i> 75 - <i>O. lyrata</i> 5 - <i>O. ostertagi</i> 5 - <i>Ostertagia</i> sp. 60 - <i>Trichostrongylus</i> sp. 5 - <i>T. vitrinus</i> 5	- <i>Nematodirus</i> sp. 5 - <i>O. circumcincta</i> 20 - <i>Ostertagia</i> sp. 50 - <i>Trichostrongylus</i> sp. 50 - <i>T. vitrinus</i> 5	Negativo
36	- <i>Trichostrongylus</i> sp. 10 - <i>T. vitrinus</i> 10	- <i>Capillaria</i> sp. 5 - <i>Trichostrongylus</i> sp. 315 - <i>T. vitrinus</i> 150 - <i>Moniezia expansa</i> 2	- <i>O. venulosum</i> 9 - <i>O. sp.</i> 10
37	- <i>Capillaria</i> sp. 5 - <i>Ostertagia</i> sp. 5 - <i>Trichostrongylus</i> sp. 10	Negativo	- <i>O. venulosum</i> 5 - <i>O. sp.</i> 11 - <i>Trichuris</i> sp. 1
38	- <i>T. axei</i> 5 - <i>Trichos. sp.</i> 10	- <i>Trichostrongylus</i> sp. 80 - <i>T. vitrinus</i> 30	- <i>O. venulosum</i> 2 - <i>O. sp.</i> 2
39	Negativo	- <i>Nematodirus</i> sp. 40 - <i>Ostertagia</i> sp. 5 - <i>Trichostrongylus</i> sp. 190 - <i>T. vitrinus</i> 240	- <i>O. venulosum</i> 2 - <i>O. sp.</i> 1
40	- <i>Trichos. sp.</i> 5	- <i>Ostertagia</i> sp. 5 - <i>Trichostrongylus</i> sp. 385 - <i>T. vitrinus</i> 150	- <i>O. venulosum</i> 57 - <i>O. sp.</i> 24 - <i>Trichuris discolor</i> 1 - <i>Trichuris</i> sp. 1

41	- <i>Ostertagia</i> sp.	20	- <i>T. colubriformis</i>	320	- <i>Chabertia ovina</i>	15
	- <i>T. axei</i>	265	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	430	- <i>Chabertia</i> sp.	21
	- <i>T. colubriformis</i>	10	- <i>T. vitrinus</i>	10	- <i>O. sp.</i>	2
	- <i>T. rugatus</i>	5				
	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	930				
	- <i>T. vitrinus</i>	35				
42	- <i>O. circumcincta</i>	5	- <i>O. circumcincta</i>	5	Negativo	
	- <i>T. axei</i>	15	- <i>Ostertagia</i> sp.	20		
	- <i>T. colubriformis</i>	70	- <i>T. colubriformis</i>	75		
	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	145	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	155		
	- <i>T. vitrinus</i>	10				
43	- <i>O. circumcincta</i>	25	- <i>Nematodirus</i> sp.	5	- <i>Chabertia ovina</i>	19
	- <i>Ostertagia</i> sp.	15	- <i>O. circumcincta</i>	10	- <i>Chabertia</i> sp.	54
	- <i>T. axei</i>	30	- <i>Ostertagia</i> sp.	10		
	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	120	- <i>T. colubriformis</i>	20		
			- <i>Trichostrongylus</i> sp.	125		
		- <i>Moniezia expansa</i>	1			
44	- <i>O. circumcincta</i>	55	- <i>O. circumcincta</i>	40	- <i>Chabertia ovina</i>	9
	- <i>Ostertagia</i> sp.	65	- <i>Ostertagia</i> sp.	55	- <i>Chabertia</i> sp.	19
	- <i>T. davtianii</i>	15	- <i>T. davtianii</i>	5		
	- <i>T. axei</i>	125	- <i>T. colubriformis</i>	130		
	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	745	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	475		
	- <i>T. vitrinus</i>	5	- <i>T. vitrinus</i>	20		
		- <i>T. sp.</i>	5			
45	- <i>T. axei</i>	25	- <i>O. circumcincta</i>	15	- <i>Chabertia</i> sp.	1
	- <i>T. colubriformis</i>	5	- <i>Ostertagia</i> sp.	5		
	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	230	- <i>T. colubriformis</i>	260		
	- <i>T. vitrinus</i>	15	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	715		
		- <i>T. vitrinus</i>	15			
46	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	10	Negativo		- <i>Chabertia ovina</i>	4
					- <i>Chabertia</i> sp.	7
					- <i>O. venulosum</i>	1
					- <i>O. sp.</i>	1
47	- <i>O. circumcincta</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i>	250	- <i>Chabertia ovina</i>	36
	- <i>Ostertagia</i> sp.	15	- <i>Nematodirus</i> sp.	315	- <i>Chabertia</i> sp.	26
	- <i>T. axei</i>	5	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	185	- <i>O. venulosum</i>	14
	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	5	- <i>T. vitrinus</i>	150	- <i>O. sp.</i>	18
					- <i>Trichuris</i> sp.	2
48	- <i>N. filicollis</i>	5	- <i>Nematodirus filicollis</i>	25	- <i>Chabertia ovina</i>	15
	- <i>Nematodirus</i> sp.	10	- <i>Nematodirus</i> sp.	30	- <i>Chabertia</i> sp.	12
	- <i>O. circumcincta</i>	5	- <i>Trichostrongylus</i> sp.	415	- <i>O. venulosum</i>	13
	- <i>T. vitrinus</i>	15	- <i>T. vitrinus</i>	270	- <i>O. sp.</i>	18

49	Negativo	- <i>Nematodirus filicollis</i> 95 - <i>Nematodirus sp.</i> 115	- <i>Chabertia ovina</i> 31 - <i>Chabertia sp.</i> 18 - <i>O. venulosum</i> 1 - <i>O. sp.</i> 3
50	- <i>Nematodirus sp.</i> 5 - <i>M. marshalli</i> 10 - <i>Ostertagia sp.</i> 40 - <i>T. axei</i> 45 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 30	- <i>Nematodirus sp.</i> 5 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 10 - <i>T. vitrinus</i> 10	- <i>Chabertia ovina</i> 8 - <i>Chabertia sp.</i> 6 - <i>O. venulosum</i> 3 - <i>O. sp.</i> 5
51	- <i>Trichostrongylus sp.</i> 15 - <i>T. vitrinus</i> 10	- <i>Nematodirus filicollis</i> 160 - <i>Nematodirus sp.</i> 420 - <i>N. spathiger</i> 5 - <i>Ostertagia sp.</i> 10 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 460 - <i>T. vitrinus</i> 445 - <i>Trichostrongylus no identificado</i> 5	- <i>Trichuris skrjabini</i> 2 - <i>Trichuris sp.</i> 8 - <i>Trichuris discolor</i> 4
52	- <i>Nematodirus sp.</i> 10 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 5	- <i>Nematodirus filicollis</i> 150 - <i>Nematodirus sp.</i> 115 - <i>N. spathiger</i> 25 - <i>O. occidentalis</i> 5 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 85 - <i>T. vitrinus</i> 55	- <i>Trichuris sp.</i> 1
53	- <i>N. filicollis</i> 5 - <i>Nematodirus sp.</i> 15 - <i>Ostertagia sp.</i> 10 - <i>T. vitrinus</i> 5	- <i>Nematodirus filicollis</i> 210 - <i>Nematodirus sp.</i> 265 - <i>N. spathiger</i> 60 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 25 - <i>T. vitrinus</i> 30 - <i>Trichostrongylus no identificado</i> 5 - <i>Moniezia expansa</i> 11 - <i>T. actinioides</i> 9	- <i>Trichuris ovis</i> 2 - <i>Trichuris sp.</i> 9 - <i>Trichuris bicolor</i> 2
54	- <i>T. colubriformis</i> 5 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 35 - <i>O. circumcineta</i> 5	- <i>Nematodirus sp.</i> 50 - <i>Ostertagia sp.</i> 5 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 220 - <i>T. vitrinus</i> 120	- <i>Trichuris skrjabini</i> 12 - <i>Trichuris sp.</i> 15
55	Negativo	- <i>Nematodirus filicollis</i> 95 - <i>Nematodirus sp.</i> 135 - <i>Trichostrongylus sp.</i> 120 - <i>T. vitrinus</i> 100 - <i>Trichostrongylus no identificado</i> 5	- <i>Trichuris skrjabini</i> 3 - <i>Trichuris sp.</i> 12

56	<i>-Ostertagia sp.</i>	5	<i>-Trichostrongylus sp.</i>	80	<i>-O. venulosum</i>	1
			<i>-T. vitrinus</i>	55	<i>-O. sp.</i>	1
57	Negativo		<i>-Trichostrongylus sp.</i>	85	<i>-Chabertia ovina</i>	1
			<i>-T. vitrinus</i>	50	<i>-Chabertia sp.</i>	1
					<i>-O. sp.</i>	4
58	<i>-Trichostrongylus sp.</i>	5	<i>-Nematodirus sp.</i>	5	<i>-Chabertia ovina</i>	1
	<i>-T. vitrinus</i>	15	<i>-Moniezia expansa</i>	1	<i>-Chabertia sp.</i>	1
					<i>-Trichuris sp.</i>	2
59	Negativo		<i>-Capillaria sp.</i>	5	<i>-Chabertia ovina</i>	33
			<i>-Nematodirus sp.</i>	65	<i>-Chabertia sp.</i>	38
			<i>-Trichostrongylus sp.</i>	10	<i>-O. venulosum</i>	8
			<i>-T. vitrinus</i>	5	<i>-O. sp.</i>	9
					<i>-Trichuris ovis</i>	2
60	<i>-Nematodirus sp.</i>	5	<i>-Nematodirus filicollis</i>	25	<i>-Chabertia ovina</i>	3
	<i>-Trichostrongylus sp.</i>	10	<i>-Nematodirus sp.</i>	20	<i>-Chabertia sp.</i>	1
	<i>-T. vitrinus</i>	15	<i>-Trichostrongylus sp.</i>	20	<i>-O. sp.</i>	1
			<i>-T. vitrinus</i>	30	<i>-Trichuris ovis</i>	1

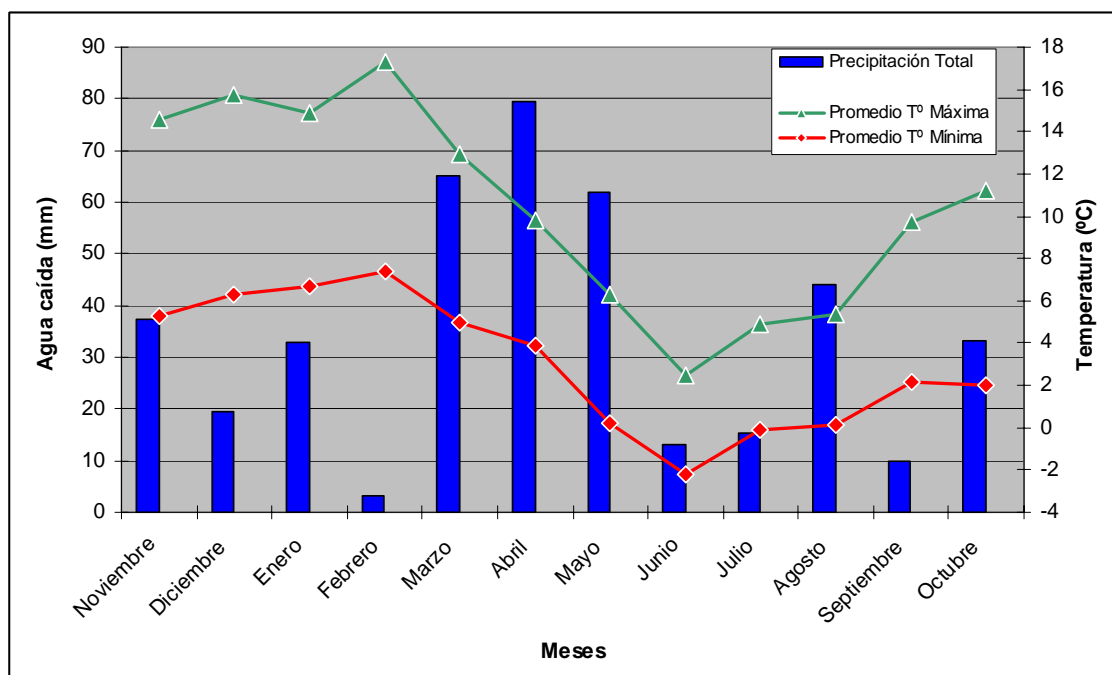
Anexo 4

Edad según cronometría dentaria y sexo de los 60 animales faenados en la XII Región, Chile.

N° Animal	Edad	Sexo	N° Animal	Edad	Sexo
1	6 meses	Hembra	31	1,5 años	Macho
2	6 meses	Macho	32	1,5 años	Macho
3	6 meses	Macho	33	1,5 años	Macho
4	6 meses	Macho	34	1,5 años	Macho
5	6 meses	Macho	35	1,5 años	Macho
6	6 meses	Macho	36	3,5 años	Hembra
7	6 meses	Macho	37	3,5 años	Hembra
8	6 meses	Macho	38	4 años	Hembra
9	1,5 años	Macho	39	4 años	Hembra
10	1,5 años	Macho	40	3,5 años	Hembra
11	1,5 años	Macho	41	2,5 años	Hembra
12	1,5 años	Macho	42	2,5 años	Hembra
13	1,5 años	Macho	43	3,5 años	Hembra
14	6 meses	Macho	44	4 años	Macho
15	6 meses	Macho	45	4 años	Hembra
16	6 meses	Macho	46	4,5 años	Hembra
17	6 meses	Macho	47	4,5 años	Macho
18	6 meses	Macho	48	4,5 años	Macho
19	6 meses	Macho	49	4,5 años	Hembra
20	6 meses	Macho	50	3,5 años	Hembra
21	4,5 años	Hembra	51	1,5 años	Macho
22	4,5 años	Hembra	52	1,5 años	Macho
23	4,5 años	Hembra	53	1,5 años	Macho
24	3,5 años	Hembra	54	1,5 años	Macho
25	3,5 años	Hembra	55	1,5 años	Macho
26	9 meses	Macho	56	1 año	Macho
27	9 meses	Macho	57	1 año	Macho
28	9 meses	Macho	58	1 año	Macho
29	9 meses	Macho	59	1 año	Hembra
30	9 meses	Macho	60	1 año	Hembra

Anexo 5

Temperaturas máximas y mínimas promedios mensuales (°C) y precipitación total mensual (mm. de agua caída) desde Noviembre de 2004 hasta Octubre de 2005, registradas en la Estación Meteorológica del Aeropuerto Presidente Carlos Ibáñez del Campo (Latitud 53°00' S. Longitud 70°51' O. Elevación 37 metros), Punta Arenas, XII Región, Chile.



9. AGRADECIMIENTOS

- Estas breves palabras son para dar las Gracias a todas las personas que de una u otra manera hicieron posible la realización de éste trabajo, comenzando por mi Profesor Patrocinante, Dr. Gastón Valenzuela Jaramillo, por su buena disposición, paciencia y constante apoyo durante la ejecución de éste trabajo.
- También quisiera agradecer al Servicio Agrícola y Ganadero de la XII Región por el valioso apoyo prestado a la realización de este trabajo, y dar especialmente las gracias a los Drs: Carlos Rowland, Edgardo Contreras y Rigofredo Venéreos, de los cuales tuve un gran apoyo y constante preocupación.
- Al Señor Nicolas Simunovic de la planta faenadora y frigorífico Simunovic S.A, por permitirme trabajar en dicho establecimiento.
- Al grupo humano del Laboratorio de Parasitología Veterinaria, Dr. Gerold Sievers, por su palabra atenta y gesto amable en todo momento, a Don Belisario Monsalve, por su trato cordial, buena disposición, buenos consejos y constante Simpatía, así como también a todos los Tesistas del Instituto.
- A mis Padres: Edgardo y Silvia, a mi Hermana Silvia, por su incondicional apoyo y constante amor, sin los cuales no hubiese terminado este hermoso trabajo. Gracias a ellos acabo de dar este primer e importante paso en mi Carrera Profesional.