

UNIVERSIDAD DE LA REPUBLICA

FACULTAD DE VETERINARIA

**EVALUACIÓN Y VALIDACION DEL METODO FAMACHA®
COMO ESTRATEGIA DE DOSIFICACION EN CORDEROS
(*Ovis aries*) EN OTOÑO**

“Por”

Laura DECIA MIGUEZ*
María Magdalena PERALTA ALVAREZ**

TESIS DE GRADO presentada como uno de
los requisitos para obtener el título de
Doctor en Ciencias Veterinaria
Orientación: *Tecnología en alimentos
* *Producción animal

MODALIDAD: Ensayo experimental

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2016**

PÁGINA DE APROBACIÓN

Tesis de Grado aprobado por:

Tutor de Tesis de Grado:

Dr. Roberto Kremer

Co-tutor de Tesis de Grado:

Oscar A. Correa

Presidente de Mesa:

Segundo Miembro:

Tercer Miembro:

Cuarto Miembro:

Fecha:

Autor:

Laura Decia Miguez

María Magdalena Peralta Alvarez

AGRADECIMIENTOS

- A nuestro tutor Dr. Roberto Kremer, por darnos la posibilidad de realizar esta tesis vinculada a un área de tan importante interés como es en el sector agropecuario la producción ovina y por la ayuda brindada en los análisis estadísticos para una mejor comprensión de los mismos.
- A nuestro cotutor Oscar Correa por su colaboración en los trabajos realizados.
- A la Profesora Dra. Soledad Valledor que siempre estuvo dispuesta, orientándonos y apoyándonos a lo largo de todo el trabajo.
- Al Lic. Oscar Castro, por apoyarnos y brindándonos sus críticas constructivas.
- A Analía Buffa, por auxiliarnos con esos conocimientos que no son parte de nuestra profesión, pero son necesarios.
- A las autoridades responsables y trabajadores del campo Experimental N°1, Migueles, de Facultad de Veterinaria por permitirnos realizar el ensayo, facilitarnos las instalaciones y animales del establecimiento.
- A todos los docentes que participaron en nuestro desarrollo profesional.
- A nuestros padres y familiares, por brindarnos todo el apoyo y comprensión en los momentos de mayor stress y la invaluable compañía en este camino.
- A todos los amigos y compañeros de estudio que fuimos ganando en esta tiempo, que tantas horas de estudio, risas, nervios y mates compartimos.

TABLA DE CONTENIDO

PÁGINA DE APROBACIÓN.....	2
AGRADECIMIENTOS.....	3
TABALA DE CONTENIDO	4
LISTA DE FIGUURAS Y CUADROS.....	6
ABREVIATURAS.....	8
1. RESUMEN	9
2. SUMMARY.....	10
3. INTRODUCCIÓN	11
3.1 Características generales de la región.....	11
4. REVISIÓN BIBLIOGRAFICA.....	13
4.1 Los parásitos gastrointestinales	13
4.2 Relevancia de los nematodos gastrointestinales.....	15
4.3 Ciclo Biológico	17
4.4 Epidemiología.....	19
4.5 Patogenia	20
4.6 Sintomatología	20
4.7 Diagnóstico.....	21
4.8. Control integrado de Parásitos (CIP).....	21
4.8.1. Control químico	22
4.8.2. Alternativas de control no químico.....	22
4.8.2.1. Método FAMACHA®	23
5. HIPÓTESIS	25
6. OBJETIVOS.....	25
6.1. Objetivo General.....	25
6.2. Objetivos Específicos	25
7. MATERIALES Y METODOS.....	26
7.1. Establecimiento y manejo de los animales.....	26
7.2. Actividades	27
7.2.1 Ensayo experimental N°1.....	27
7.2.2. Ensayo experimental N°2.....	27
7.3. Cronograma de actividades de campo.....	28

7.4. Registros Meteorológicos	28
7.5. Análisis estadístico	28
7.6. Análisis económico.....	29
8. RESULTADOS.....	30
8.1. Registros Meteorológicos	30
8.2. Validación de los diferentes grados de anemia por medio del método FAMACHA®.	31
8.3. Efecto de diferentes estrategias de control sobre el crecimiento y condición corporal.....	32
9. DISCUSIÓN	37
9.1. Relación entre los grado de FAMACHA® y Hto (%)	37
9.2. Relación entre CC, PV, grados de FAMACHA® y cargas parasitarias HPG	38
9.3. Relación entre las diferentes estrategias de manejo y sus costos económicos	39
10. CONCLUSIONES	41
11. BIBLIOGRAFIA	42
12. ANEXOS	51
12.1 Test de Resistencia Antihelmíntica	51
12.2. Técnicas de laboratorio	52

LISTA DE FIGURAS Y CUADROS

Figura 1.	Distribución de ovinos ROU.....	12
Cuadro 1.	Taxonomía de los principales helmintos ovinos.....	13
Figura 2.	Distribución relativa de géneros de nematodos gastrointestinales en ovinos.....	16
Figura 3.	Porcentaje de participación relativa anual acumulada de cada una de las especies encontradas entre el otoño de 2007 y el otoño de 2009.....	16
Figura 4.	Esquema del ciclo biológico de los nematodos gastrointestinales en ovino.....	17
Figura 5.	Escala grafica de la coloración de la conjuntiva del ojo, método FAMACHA®.....	24
Figura 6.	Población en estudio de corderas y corderos de la raza Corriedale.....	26
Figura 7.	Tarjeta de lectura de hematocrito (FANEM®).....	27
Cuadro 2.	Cronograma de actividades de campo.....	28
Figura 8.	Precipitaciones tomadas a lo largo del 2015 medidas en mm.....	30
Figura 9.	Temperaturas tomadas a lo largo del 2015 medidas en °C....	31
Cuadro 3.	Grado de FAMACHA®, Hto (%), PV y CC (índice) en corderos Corriedale destetados.....	31
Cuadro 4.	Efectos principales y su significado estadístico.....	32
Cuadro 5.	Variación del peso de corderos (promedio y desvío estándar) de los distintos grupos experimentales.....	32
Cuadro 6.	Variación de los grados de FAMACHA® en los corderos (promedio y desvío estándar) de los distintos grupos experimentales.....	33
Cuadro 7.	Variación de la condición corporal en los corderos (promedio y desvío estándar) de los distintos grupos experimentales.....	33
Cuadro 8.	Variación HPG en los diferentes grupos experimentales.....	34

Figura 10. Coprocultivos obtenidos en el desarrollo de la investigación.....35

Cuadro 9. Costo de dosificación de los diferentes grupos en el periodo de estudio.....35

ABREVIATURAS

- **ATH:** Antihelmínticos
- **CC:** Condición corporal
- **CIP:** Control integrado de parásitos
- **HPG:** Huevo por gramo
- **Hto:** Hematocrito
- **L3:** Larva infestante
- **MF:** Materia fecal
- **NGI:** Nematodos gastrointestinales
- **PPP:** Periodo pre-patente
- **PV:** Peso vivo
- **TRCH:** Test de reducción de contaje de huevos
- **Kg:** kilo gramo
- **g:** gramos
- **rpm:** Revoluciones por minuto

1. RESUMEN

Se ha comprobado que las dos especies mayormente involucradas en las parasitosis gastrointestinales de los ovinos son *Haemonchus contortus* y *Trichostrongylus colubriformis*, siendo el primero más prevalente y más patógeno. Los objetivos de este trabajo fueron: en una primer instancia validar el índice de anemia utilizado por FAMACHA[®] mediante el porcentaje de Hto; y en una segunda instancia se determinó la evaluación de carga y géneros de nematodos gastrointestinales, la evolución de pesos, condición corporal y la validación del "score" de anemia utilizando el método FAMACHA[®], sobre una población de 138 corderos dientes de leche de la raza Corriedale. Los animales se diferenciaron en tres grupos homogéneos donde se evaluaban diferentes estrategias de dosificación: Grupo 1, llamado Control, el cual se dosificaba cada 15 días; Grupo 2, Estratégico, monitoreado a través de HPG individuales, dosificado cuando el promedio superaba los 800 HPG; Grupo 3, FAMACHA[®], dosificando a los animales que presentaban grado 4 y 5 en la escala FAMACHA[®]. El ensayo se llevó a cabo en un periodo de 5 meses (mayo-julio) en el Campo Experimental N° 1 (Migues) de la Facultad de Veterinaria. En cada instancia de trabajo se pesaban todos los animales, se determinaba la condición corporal, se realizaba extracción de materia fecal para posterior análisis coprológico, se dosificaba dependiendo del grupo al cual pertenecían y se determinaba el grado de FAMACHA[®]. En dos instancias se tomaron al azar hasta 10 animales de cada grado de FAMACHA[®] a los que se le extrajo sangre por veno-punción yugular, con posterior llenado de capilares. La comparación de Hto entre los distintos grados fue analizada a través del análisis de varianza, y las diferencias entre medias por el test de Bonferroni. No se encontraron diferencias significativas entre los grupos en lo que refiere a peso vivo ni entre los grados de FAMACHA[®], pero sí se observaron diferencias ($P < 0,05$) para lo que es CC. Las condiciones climatológicas (veranillo y déficit hídrico), resultó ser muy importante en lo que se refiere al comportamiento y presencia de *H. contortus* en la población en estudio. Las variaciones de HPG fueron fluctuando a lo largo de la experiencia dependiendo del manejo antihelmíntico utilizado. El método FAMACHA[®] resultó ser económicamente rentable en comparación con una estrategia de control regida por el análisis de HPG.

2. SUMMARY

It has been demonstrated that the two main species involved in gastrointestinal parasitism in ovine animals are *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis*, the former being the most prevalent and pathogenic. In this sense, this study had two objectives. Firstly, the purpose was to validate the anemia index employed in FAMACHA® method by contrasting it with the percentage of Hematocrit. The second one was to determine both the number of eggs per gram (EPG) and genera of the gastrointestinal nematodes, weight evolution and body condition (BC) of the sheep, and certify anemia scores, for which FAMACHA® system was applied. In order to be implemented, this experimental essay utilized 138 lambs with milk teeth, belonging to Corriedale breed. These animals were divided into three homogeneous groups, in which different strategies of dosage were assessed. Group 1, called control group, was dosed every 15 days. Group 2, named strategic group, was observed through individual EPG and dosed when the mean exceeded 800 EPG. Group 3, FAMACHA® group, was dosed only when the animals displayed values of 4 and 5 of FAMACHA® scores. The essay was conducted from May to July of 2015 and it took place in Campo Experimental N° 1 (Migues), located at the School of Veterinary of the University of the Republic. Each stage of research implied weighing all the animals, checking BC, analyzing feces using stool culture, dosing the young sheep according to the group they were included and measuring FAMACHA® scores. Up to 10 animals were selected twice randomly for each of FAMACHA® categories so as to collect blood samples via jugular vein puncture and deposit into capillary tubes. The comparison between Hematocrit levels and different degrees of FAMACHA® scores was examined through variance analysis, while the dissimilarities within the mean were scrutinized with the Bonferroni test. As a result, although no significant differences were found neither between the groups regarding live weight nor FAMACHA® categories, changes were evident concerning BC ($P < 0,05$). Weather conditions, specifically Indian summer and hydrologic deficit, played a major role in the way *H. contortus* appeared and behaved within the monitored lambs. Furthermore, fluctuations in EPG throughout the working process depended on the anthelmintics administered. Finally, from an economic viewpoint, FAMACHA® method proved to be more profitable than a strategy of control based on EPG analysis.

3. INTRODUCCIÓN

3.1 Características generales de la región

Uruguay se encuentra situado en América del Sur, tiene costas sobre el océano Atlántico, entre el paralelo 30° y 35 ° de latitud sur y los meridianos 53 ° y 58° de longitud oeste. Se ubica en la zona templada del hemisferio sur. Limita al norte y al noreste con Brasil; al oeste con Argentina a través del Río Uruguay; al sur con el Río de la Plata y al este con el Océano Atlántico. Su posición privilegiada en el Cono Sur del continente es muy estratégica pues le permite una política de integración regional. Además de ser la puerta de salida de los países de la cuenca del Plata, es un país puente entre los grandes países Argentina y Brasil.

El clima de nuestro territorio oscila entre templado a subtropical y sub-húmedo, presenta una temperatura media anual de 17 a 18°C y precipitaciones con una distribución anual entre 1000 y 1200 mm. (Dirección Nacional de Meteorología del Uruguay 2016).

La mayoría de los sistemas de producción pecuarios se basan principalmente en pasturas naturales, compuestas mayoritariamente por especies estivales. Esto hace que las primeras heladas que se puedan producir tengan resultados adversos para la continuación del ciclo natural de estas especies forrajeras y se produzca el cese de su productividad. Este fenómeno de heladas también incide en la persistencia y posible control natural o no de los diferentes patógenos, ya que si no se producen algunas noxas persisten todo el año en residuos vegetales y/o en el suelo, pudiendo desarrollar diferentes enfermedades (Giménez, y col., 2009).

Uruguay es un país netamente agropecuario, con 41.795 establecimientos ganaderos en algo más de 16.357 hectáreas, de las cuales el 88% son pasturas nativas (DIEA, 2015).

Los sistemas de producción se caracterizan por ser mixtos, donde se desarrolla la mayor parte del año el pastoreo conjunto de bovinos y ovinos. El número total de ambas especies de rumiantes ha tenido variaciones importantes en los últimos 20 años, fundamentalmente en ovinos con un rango que fluctuó entre los 6 y los 25,6 millones. En los bovinos el rango fue menor, entre 8,5 y 11,5 millones. El stock de bovinos es de 11.869.674 cabezas, manteniéndose prácticamente respecto al año anterior (tuvo un aumento de 0,23), con respecto a los ovinos el stock es de 6.627.814, casi 800.000 cabezas menos que en el año pasado (DI.CO.SE., 2015). Las mayores explotaciones del rubro ovino en el Uruguay se encuentran en los departamentos de Artigas, Salto, Paysandú, Tacuarembó y Durazno, como lo muestra la fig. 1 (DIEA, 2015).

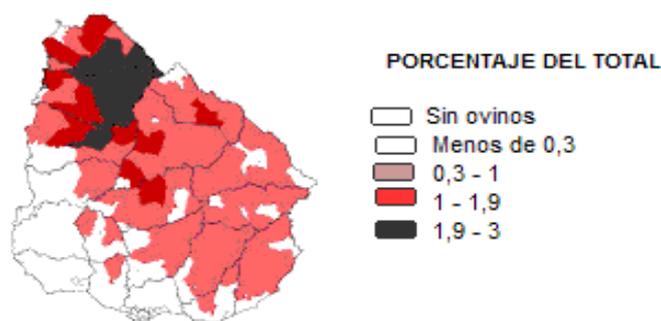


Figura 1. Distribución de ovinos (como % del total nacional), según Sección Policial. Año Agrícola 2013/2014. (Fuente: DIEA, 2015).

Cuando se evalúa el comportamiento de la producción ovina, se pueden apreciar factores que influyen directamente en la eficiencia y en los resultados económicos del proceso cría - invernada, como la tasa reproductiva y la posibilidad de mejorar los procreos ovinos, las características de la especie explotada, así como aspectos de la fisiología reproductiva, nutrición, manejo, mejora genética y sanidad (Garibotto y Bianchi, 2008).

Históricamente el mercado Uruguayo presentaba una serie de alternativas en la producción de corderos con diferentes grados de exigencia y demanda según las épocas del año: “cordero liviano” (13–15 kg), al pie de sus madres sobre campo natural, acompañando el crecimiento primaveral del tapiz nativo; “cordero de fin de año” y/o “cordero precoz” (22–25 kg), con ganancias de peso de 150 gramos por día, alcanzando el peso vivo (PV), en corto plazo, incorporando “cordero pesado” (> 35 kg); participando en este proceso corderos puros de las razas laneras Corriedale, Merino Australiano e Ideal, entre otras (Garibotto y Bianchi, 2008). Dependiendo de la elección de la raza paterna y de la alimentación que tengan los animales desde su etapa de crecimiento hasta la comercialización, pudiendo alcanzar los 200 g/día (Bianchi., 2007), otros autores como Montossi y col.,(1999), indican variaciones de ganancias de PV de 108 a 152 g/animal/día.

Los sistemas de producción ganaderos están influenciados por factores de mercado, nutricionales, genéticos y sanitarios entre otros. En este sentido, los NGI son responsables de parte de la falta de eficacia en la producción de las majadas, donde el incremento de la carga parasitaria aumenta las pérdidas de energía, reflejándose en una reducción en el crecimiento o ganancia de peso (Bonino, 2002). Fernández Abella y col., 2006 estudio la acción de los NGI en los ovinos a nivel reproductivo y se encontró que afecta la fertilidad, fecundidad y prolificidad en las condiciones de Uruguay. En los últimos años se ha incrementado los diagnósticos de resistencia de los NGI de los ovinos a los antihelmínticos y a su vez la utilización de estos fármacos tienen como limitante los residuos en los tejidos y el impacto ambiental (Bonino, 2002). Por éste motivo es que se debe de implementar medidas de manejo eficaces además de un buen control integrado de parásitos, algunos de los controles pueden realizarse mediante, manejos de pasturas y rotaciones, vacunas, utilizando la resistencia genética de los animales, FAMACHA® y por métodos biológicos (Castells y col., 2013).

4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

4.1 Los parásitos gastrointestinales

Las parasitosis gastrointestinales son identificadas como uno de los problemas sanitarios más importantes en los sistemas de producción ovina a nivel mundial. Éstas afectan la salud y bienestar de ovinos y se manifiestan por diarrea, pérdida de apetito, anemia leve a severa y mortandad. Sin embargo, las infecciones sub-clínicas (infecciones leves pero persistentes) son muy importantes ya que causan pérdidas económicas ya sea por disminución en la producción de carne, lana y leche y/o incremento en los costos asociados con su control (Castells y col., 2013).

Los parásitos gastrointestinales mayormente encontrados en los ovinos son nematodos y en menor proporción cestodos y protozoos (Anderson, 1982), como se indica en el Cuadro 1.

PHYLLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE
<i>Nemathelminthos</i>	<i>Nematoda</i>	<i>Strongylida</i>	<i>Trichostrongilidae</i>	<i>Haemonchus</i>	<i>H. contortus</i>
				<i>Trichostrongylus</i>	<i>T. colubriformis</i>
					<i>T. axei</i>
					<i>T. vitrinus</i>
				<i>Cooperia</i>	<i>C. curticei</i>
					<i>C. pectinata</i>
				<i>Nematodirus</i>	<i>N. filicolis</i>
					<i>N. spathiger</i>
				<i>Ostertagia</i>	<i>O. circumcincta</i>
					<i>O. trifurcata</i>
				<i>Teladorsagia</i>	<i>T. circumcincta</i>
			<i>Strongylidae</i>	<i>Oesophagostomum</i>	<i>O. venulosum</i>
					<i>O. columbianum</i>

Cuadro 1. Taxonomía de los principales nematodos ovinos (Rosa y Ribicich, 2012).

La CLASE Nematoda son parásitos de sección transversal circular, tienen un tegumento formado por una cutícula apoyada y generada por la hipodermis. Posen un sistema nervioso, compuesto por un anillo nervioso que rodea al esófago y haces nerviosos que se dirigen hacia la extremidad caudal del verme. El sistema digestivo es simple, formado por un esófago que actúa a modo de bomba de alimento hacia el intestino, el que en las hembras desemboca en un ano formado por invaginación de su cutícula. En los machos el intestino desemboca en una cloaca compartida con el sistema reproductor. Poseen cápsula bucal o carecen de ella, pueden alimentarse de nutrientes extracorporales (tejidos del hospedero incluyendo sangre, mucus, quimo intestinal) y predigeridos por acción enzimática.

El tipo de alimentación y las características de la cápsula bucal de los nematodos, determina la lesión que genera a nivel de la mucosa digestiva y, en consecuencia estará asociado a su patogenicidad (Giudici y col., 2013).

Los machos del ORDEN *Strongylida* tienen una bolsa caudal copulatoria que consiste en una expansión dorsal, lateral y ventral de la cutícula del cuerpo y sostenidos por prolongaciones musculares (Bowman. 2011).

Los de la FAMILIA *Trichostrongyloidea* se diferencian por su cápsula bucal pequeña o ausente, pero pueden estar provistos de dientes o lancetas.

Éstos son especialmente frecuentes y patógenos en los rumiantes a pastoreo, y su ubicación es principalmente el abomaso y el intestino delgado (Bowman. 2011).

Trichostrongylus

Son vermes pequeños, capilariformes, el macho mide de 5,5 a 7 mm y la hembra mide 8 mm de longitud, parecidos a un pelo, con cápsula bucal muy pequeña. Sus espículas son cortas y delgadas. *Trichostrongylus axei* parasita el abomaso de los rumiantes; *Trichostrongylus colubriformis* parasita el intestino delgado y muestran un nivel más alto de especificidad. De hábitos histiófagos, no causa efectos patógenos evidentes si se presenta en número reducido pudiendo cursar la enfermedad de forma asintomática, sin embargo si se encuentra en grandes cantidades éstos parásitos causan una diarrea profusa y debilitante.

Teladorsagia (Ostertagia)

Ostertagia spp. y *Teladorsagia* spp. no se pueden distinguir entre sí. Suelen medir menos de 14 mm y poseen una cápsula bucal pequeña y papilas cervicales. Los dos géneros parasitan el abomaso de grandes y pequeños rumiantes (*Ostertagia ostertagi* y *Teladorsagia circumcincta* respectivamente). Estos helmintos viven alrededor de nueve meses dentro de su hospedador.

Haemonchus

Los adultos de éste género se ubican en el abomaso y tienen una longitud de 10 a 30 mm, siendo los más largos de la superfamilia Trichostrongyloidea. Poseen una cavidad bucal armada con una lanceta la que utilizan para poder alimentarse de la sangre de su hospedador. La especie de mayor importancia en ovinos es *H. contortus*, por su incidencia y por su alta patogenicidad la que se le atribuye a sus hábitos alimenticios, hematofagia, ya que cada ejemplar consume un volumen de 0,1 ml de sangre diario; es de esperar que en altas infestaciones los animales parasitados cursen con grados variables de anemia, edemas y depresión, sin contar las repercusiones productivas. El macho tiene una bolsa caudal que se puede apreciar a simple vista como un abultamiento en la cola del parásito.

Cooperia

Cooperia es un parásito que se aloja en el intestino delgado, con un tamaño de menos de 9 mm. De cavidad bucal pequeña con estriaciones horizontales de la cutícula, que si bien son comunes en todos los nematodos, son muy manifiestas en la región esofágica de éste género. La bolsa caudal de los ejemplares machos de *Cooperia* spp. es grande y con espículas con expansiones aliformes, no presentan gubernaculum.

Nematodirus

Éstos parásitos se localizan en el intestino delgado de rumiantes. El macho tiene una longitud de 8 a 16 mm mientras que la hembra 19 a 25 mm. Son parásitos largos, delgados y blanquecinos. Dos especies son las más encontradas en ovinos *N. spathiger* y *N. fillicolis*. Son parásitos poco patógenos y los animales a cuales infectan sobreviven a la infección después de un pequeño período de enteritis. En muchas ocasiones ésta parasitosis no presenta signos aparentes.

Oesophagostomum

Las especies de este género se localizan en el colon. El macho mide de 12 a 16,5 mm y la hembra de 14 a 21,5 mm. Cada hembra puede poner hasta 3000 huevos al día. Los efectos patógenos están provocados por la propia reacción tisular del hospedero, ante la presencia de larvas en la mucosa del intestino delgado en las reinfecciones.

(Bowman. 2011; Dunn. 1983).

4.2 Relevancia de los nematodos gastrointestinales

En su revisión de la fauna parasitológica registrada para nuestro país, Castro y Trenchi (1954) mencionaron los siguientes parásitos gastrointestinales en ovinos: en el abomaso, *H. contortus*, *Ostertagia (Teladorsagia) circumcincta* y *T. axei*; en intestino delgado, *Trichostongylus columbiformis*, *Nematodirus fillicolis*, *N. sathiger*, *Strongyloides papillosus* y *Cooperia punctata*, y en el intestino grueso *Trichuris ovis*, *Oesophagostomum columbianum* y *O. venulosum*.

Posteriormente, Nari y col., (1977a) estudiaron la frecuencia relativa de cada una de estas especies de nematodos gastrointestinales (NGI) en ovinos encontrándose: *H. contortus* (43%), *T. colubriformis* (26%), *T. axei* (12%), *N. fillicolis* y *N. spathiger* (11%) y en menores cantidades *T. (Ostertagia) circumcincta*, *C. punctata*, *Oesophagostomum columbianum*, *S. papillosus* y *T. ovis* (Figura 2).

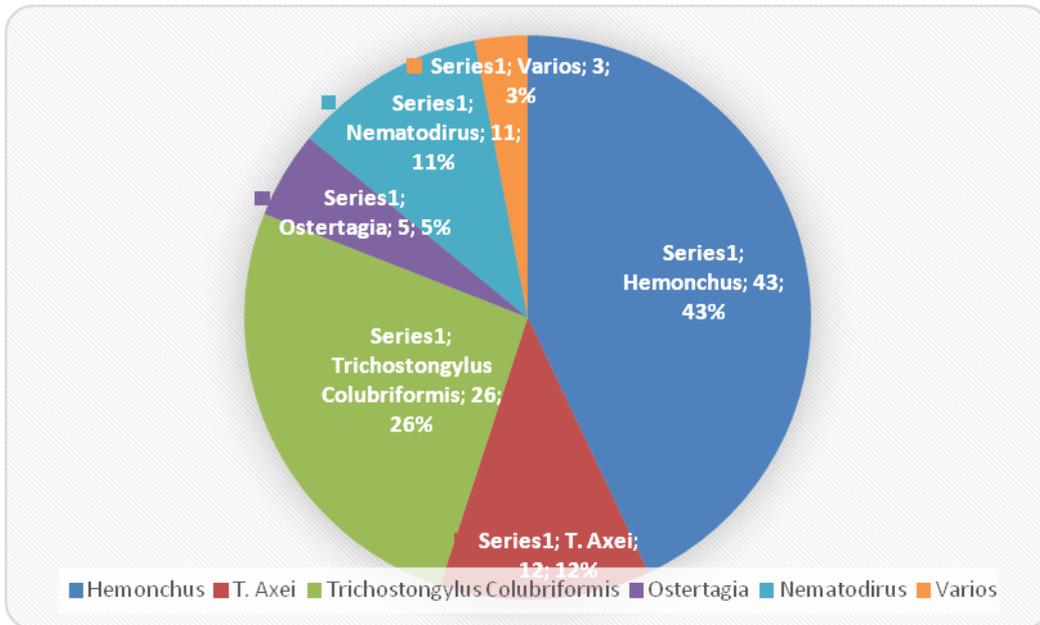


Figura 2. Distribución relativa de géneros de NGI en ovinos (Nari y col., 1977a).

Posteriormente el SUL, el DILAVE, el INIA, la Facultad de Veterinaria y la Facultad de Agronomía de la Universidad de la República, realizaron un estudio durante dos años (otoño de 2007 a otoño de 2009), en seis lugares distintos, distribuidos en las distintas regiones de nuestro país, a través de 192 necropsias parasitarias (Castells y col., 2011). Dicho estudio arrojó datos similares a los demostrados por Nari y col., en 1977a, siendo *H. contortus* (35,1%) y *Trichostrongylus colubriformis* (31,9%) las especies más frecuentemente encontradas.

También se encontraron otras especies como *T. axei* (10,3%), *N. spathiger* (7,7%), *T. circumcincta* (4,8%), además de otras especies con prevalencia menor como *S.papillosus*, *T. ovis*, *O. venulosum* (4%) (Figura 3).

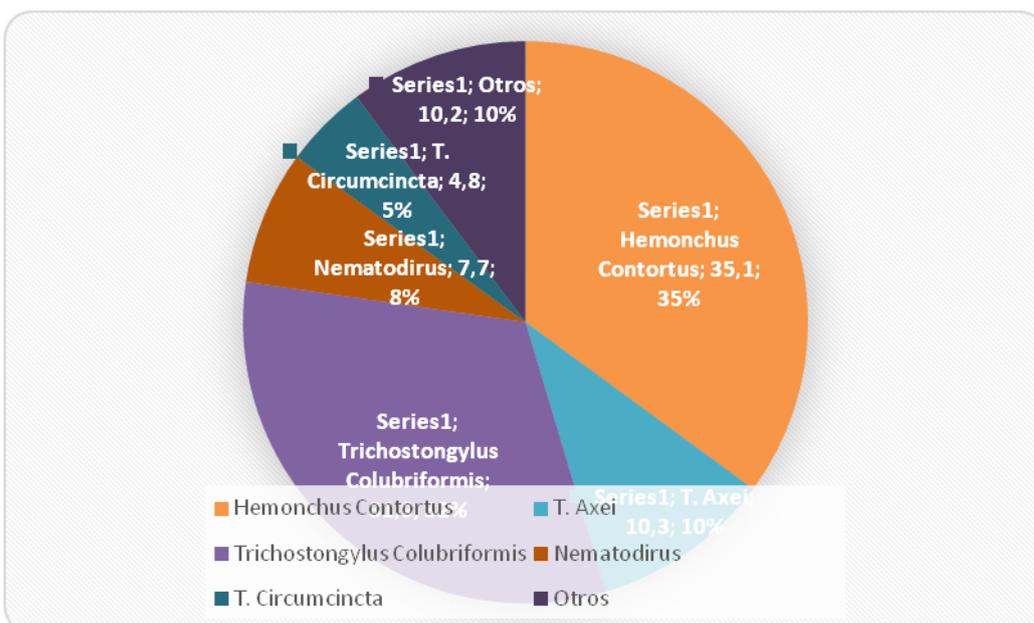


Figura 3. Porcentaje de participación relativa anual acumulada de cada una de las especies encontradas entre el otoño de 2007 y el otoño de 2009 (Castells y col., 2011).

4.3 Ciclo Biológico

El ciclo de vida de la mayoría de los nematodos es directo, es decir, necesitan un solo hospedador para completarlo, y está dividido, según Borchert (1968), Espaine y Lines (1983), en dos fases: exógena y endógena.

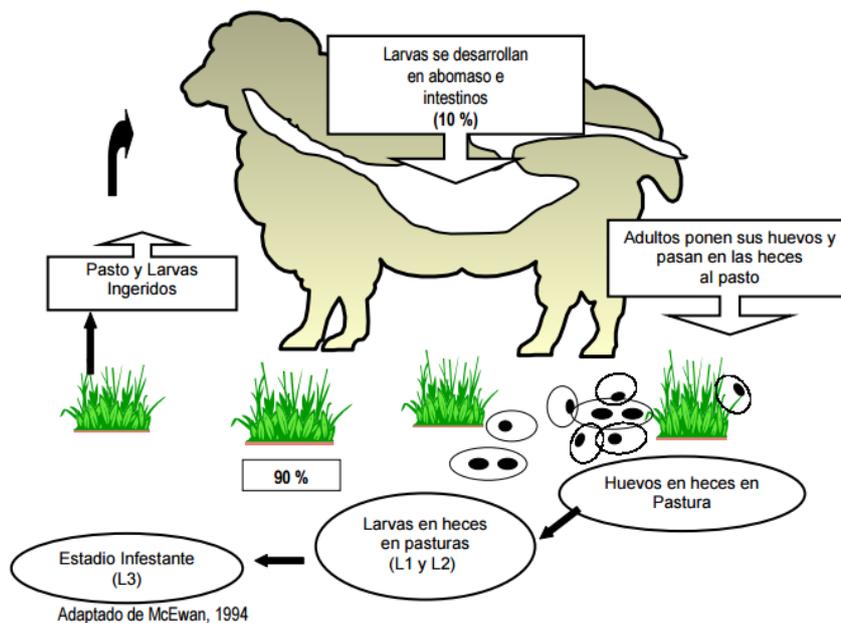


Figura 4. Esquema del ciclo biológico de los nematodos gastrointestinales en ovinos. (McEwan, 1994)

La fase exógena comienza con la expulsión de los huevos en las heces fecales del animal al exterior. En circunstancias favorables de oxigenación, temperatura (20°C) y humedad (80%), los huevos eclosionan para dar origen a larvas L1, las que a su vez pasan a ser larvas del segundo estadio (L2); en este proceso se desprenden de su cutícula protectora. Las larvas L2 sufren una segunda muda para transformarse en larva tres (L3) o estadio infestante sin desprendimiento de la cutícula protectora. Tanto la L1 como la L2 se alimentan de las bacterias presentes en las heces fecales; sin embargo la L3, que se encuentra cubierta por la cutícula de la L2, no puede alimentarse y depende de sus reservas alimenticias para su supervivencia. Cuando esas reservas se agotan las larvas mueren (Soulsby, 1988). La L3 se encuentra madura en cuatro a siete días, suele ser activa y migra desde las heces hasta los tallos y hojas para poder ser ingeridas por el hospedador.

Una vez localizada en las paredes del abomaso o del intestino delgado, muda a L4 y luego de unos 14 días emergen los parásitos adultos. El período pre-patente (PPP), definido como el tiempo entre la ingestión de las L3 y la

aparición de huevos en las heces de su hospedador, generalmente es entre 16 y 21 días (Abbott y col., 2009)

Existen dos términos para describir las condiciones de las pasturas conteniendo los estadios libres parasitarios. Se dice que las pasturas están contaminadas, cuando se encuentran huevos y larvas presentes, mientras que están infectivas, si hay L3 presentes y las condiciones climáticas son adecuadas para que éstas se desplacen a través de las pasturas, de manera que puedan ser ingeridas (Abbott y col., 2009).

La temperatura y la humedad son dos de los factores con mayor importancia en controlar el rango de desarrollo y supervivencia de los estadios de vida libre (Gibson, 1973). Condiciones de temperatura de entre 22 y 26°C y una humedad entre 85% y 100% se consideran óptimas para el desarrollo larvario (Hansen y Perry, 1994). Según Borchert (1968), la migración de las larvas suele ser mínima durante el día y de máxima intensidad en la noche.

Los NGI que se encuentran a nivel del abomaso de ovinos como *Teladorsagia* spp., *H. contortus* y *Trichostrongylus axei*, son capaces de interrumpir su desarrollo en el estadio de L4 y persistir por largos períodos en un estado de quiescencia denominado hipobiosis (Abbott y col., 2009), las condiciones climáticas en Uruguay permite el desarrollo de esta fase solo a *H. contortus*. Esta interrupción del desarrollo se puede considerar como una adaptación evolutiva, donde un retraso en la producción de huevos aumenta las oportunidades de poder continuar con el ciclo parasitario al enfrentarse a condiciones ambientales más favorables (Abbott y col., 2009). Según Romero y Boero (2001), en zonas templadas, con veranos calurosos y relativamente secos, este fenómeno se produce durante la primavera-verano en el caso de *Teladorsagia* spp. y en invierno en el caso de *H. contortus*, género menos resistente a las condiciones frías. Estos mismos autores establecen que, la reactivación masiva de las larvas hipobióticas, puede asociarse a trastornos clínicos severos, incluso en ovejas adultas cuando la desinhibición coincide con el momento del parto.

Según Quiroz (2002), éste período de hipobiosis tiene un papel muy importante en la epidemiología de las estrogilosis gastrointestinales, ya que permite que la L4 se conserve en la pared intestinal; favoreciendo a que el parásito no envejezca y que cuando las condiciones se vuelvan favorables, los huevos que salen tengan más posibilidades de sobrevivir y, por tanto, establecer un nuevo ciclo evolutivo. A nivel de Uruguay la importancia epidemiológica de la hipobiosis es que contribuye al alza de lactación, siendo la fuente principal de infestación para los corderos

La producción de huevos por hembras adultas puede variar en según el género de nematodo de que se hable; Hansen y Perry (1994) señalan que una hembra de *H. contortus* y de *Oesophagostomum* puede producir entre 5000 y 10000 huevos por día; mientras que *Ostertagia* y *Trichostrongylus* varían entre 100 y 200 huevos, *Cooperia* entre 500 y 1000, y *Nematodirus* entre 50 y 100.

4.4 Epidemiología

Los NGI están ampliamente distribuidos, especialmente en donde los pastos constituyen la base alimentaria de los rumiantes, y las condiciones climáticas, principalmente la temperatura y la humedad, favorecen la eclosión y el desarrollo de los huevos hasta L3 durante todo el año (Villar, 1997; Quiroz, 2002).

Las características de las instalaciones y el área destinada a la explotación pecuaria, el tipo y la forma de alimentación, el sistema de crianza y las medidas higiénicas, ejercen una influencia decisiva en el estado parasitológico de cualquier rebaño.

La edad de los animales también puede influir en la carga parasitaria. Las incorporaciones tempranas al pastoreo (uno a dos meses) favorecen la infestación de los animales debido, entre otros factores, al poco desarrollo del sistema inmunológico a esta edad. Pasados los dos años de vida, los NGI carecen de importancia en los bovinos mientras que los ovinos siguen siendo susceptibles toda su vida, (Furlong, 1997)

Muchos autores le han brindado atención a la relación alimentación-parasitismo y resaltan su importancia para crear en los animales una inmunidad que les permita enfrentar estas helmintiasis. En este contexto, según Coop y Kyriazakis (2001), Houdijk y Athanasiadou (2003), la nutrición de los animales, en especial las proteínas, las vitaminas y los minerales, son considerados como los factores que más influyen en la relación huésped-parásito, donde una alimentación adecuada disminuye la susceptibilidad y prevalencia de las infestaciones en los hospederos y aumenta la resistencia, con respuestas inmunológicas adecuadas contra estas parasitosis.

Si bien los corderos son los más susceptibles a los NGI, una segunda categoría que se ve afectada, es la oveja de cría en el período del parto, a través de un fenómeno denominado alza de lactación. Ésta puede ser definida como un aumento transitorio pero marcado de la eliminación de huevos de nematodos en la materia fecal por la oveja parturienta, que comienza en las últimas semanas de la gestación y alcanza el pico máximo entre las 6 y 8 semanas de lactación (Crofton, 1954; Procter y Gibbs, 1968). Es un evento particularmente importante porque representa una fuente de contaminación larvaria de las pasturas para los corderos recién nacidos (Bishop y Stear, 2001; Romero y Boero, 2001).

Brunsdon (1964) menciona tres mecanismos que provocan su aparición: un aumento en la fecundidad de parásitos maduros ya presentes en el hospedero, una adquisición de una nueva infección debido a una baja en la inmunidad dada por una mayor producción de prolactina, caída en el estado nutricional, exposición a clima adverso y preñez, y debido a una maduración de parásitos que han estado en hipobiosis como larvas en la mucosa del abomaso.

Este fenómeno de incremento en la deposición de huevos en el período postparto coloca a la oveja de cría como una importante fuente de infestación de estadios larvales hacia los corderos, previo al destete (Procter y Gibbs, 1968).

No se ha encontrado en ovejas falladas, lo que hace suponer que además de un estado inmunitario superior en estas, la menor ingestión de alimentos evite una reinfección (Nari y col., 1977b).

En nuestro país se ha visto que este fenómeno se produce entre la sexta y octava semana postparto, aunque su efecto puede quedar disimulado por el excesivo escalonamiento de la parición en condiciones de campo (Cardozo y Berdie, 1977; Nari 1977; Castells y Bonino 2001). El destete promedio de corderos se realiza aproximadamente a los cuatro meses y medio, en general sin cambio previo de potrero, lo que da tiempo suficiente a los huevos depositados en la pastura, a estar disponibles como larvas infectantes antes que se realice el destete (Bonino y col., 1987).

Recientes estudios llevados adelante en Australia por Kahn y col., (2003), han demostrado que más que los cambios hormonales asociados al parto y la lactancia, son los niveles de energía y proteína los que determinan la caída inmunitaria ya que los requerimientos aumentan dos a tres veces en ese período (Nari y col., 1987).

4.5 Patogenia

La infestación por NGI causa una secuencia de efectos metabólicos que derivan en un síndrome análogo a la subnutrición. Entre estos se mencionan la depresión de la ingesta de alimentos debida posiblemente al dolor producido por las lesiones de aparato digestivo, a los cambios de pH abomasal, a la disminución de aminoácidos estimulantes del apetito y a una mayor producción de colecistoquinina, hormona que normalmente deprime el apetito. Por otro lado ocurre una pérdida de nitrógeno endógeno a través de las lesiones y habría una depresión de la digestibilidad y absorción de los alimentos (Nari y Cardozo, 1987).

El parasitismo limita las ganancias de PV, deposición de tejidos blandos, crecimiento muscular y la producción de leche y lana. Las canales de los rumiantes parasitados, generalmente contiene menos proteína que las canales de los individuos no parasitados (Mederos, 2002).

4.6 Sintomatología

La gravedad de la infestación por NGI depende de la cantidad de parásitos presentes y del estado nutricional de los individuos. En animales con una buena nutrición y baja carga parasitaria se puede desarrollar la forma subclínica, por otra parte la muerte súbita de animales saludables puede suceder por una haemonchosis hiperaguda, encontrándose en la necropsia recuentos desde 20.000 a 50.000 nematodos en abomaso. En caso de una haemonchosis aguda los ovinos evidencian anemia, el Hto disminuye y en la necropsia los animales estarán pálidos y edematosos. Se puede encontrar de 2.000 a 20.000 vermes y lesiones hemorrágicas en la mucosa con un contenido abomasal de color pardo debido a la presencia de sangre. La forma crónica normalmente surge como consecuencia de infecciones con un menor número de vermes en combinación con una mala nutrición que persiste por un largo periodo de tiempo, de semanas o meses (Argüello, 2007).

La depresión sobre el consumo de pasturas que producen los NGI puede oscilar entre el 15-20% en infecciones subclínicas crónicas hasta la anorexia completa en infecciones agudas (Steel y Symons, 1978).

La anemia es una manifestación frecuente en numerosas enfermedades parasitarias, que puede ser producida por la acción hematófaga de parásitos como *H. contortus* y *F. hepatica*, entre otros (Familton, 1983).

En el caso particular de los estróngilos digestivos de los pequeños rumiantes, en las infecciones con las especies *H. contortus*, *Trichostrongylus axei* y en menor grado *Teladorsagia circumcincta*, se ha observado que el volumen total de glóbulos rojos hematocrito (Hto.) y el número de glóbulos rojos disminuyen, como consecuencia de la pérdida de sangre, insuficiencia de la hematopoyesis, disminución del apetito, carencia de hierro y perturbación de la absorción intestinal de nutrientes (Familton, 1983).

4.7 Diagnóstico

Muchas de las veces los casos de nematodosis gastrointestinales en los ovinos cursan con escasa o nula sintomatologías por lo que el diagnóstico clínico presenta poco valor. Por ello se debe realizar un diagnóstico de laboratorio basado en técnicas coprológicas entre otras, que permitan estimar la carga parasitaria de los animales. La técnica de Mc Master modificado es la más utilizada con estos fines, pero se debe tener en cuenta que los resultados no informan los géneros parasitarios involucrados, salvo los que poseen huevos morfológicamente diferenciables caso de *Nematodirus* spp, *Trichuris* spp, *Moniezia* spp. Por lo tanto es necesario realizar coprocultivo como Robert's O'Sullivan y la identificación posterior de las L3 en base a las características morfológicas que permitan diagnosticar los géneros y/o especies de nematodos presentes (Castells, 2013).

4.8. Control integrado de Parásitos (CIP)

La dependencia total de un solo método de control ha demostrado ser poco sustentable y costo/eficiente en el largo plazo. En términos de resistencia antihelmíntica, lo adecuado es combinar varias herramientas de control, a efecto de desestabilizar la formación de aquellas poblaciones parasitarias con mayor proporción de individuos genéticamente resistentes, manteniendo un nivel adecuado de producción.

El CIP se considera “un sistema de manejo de parásitos que utiliza todas las técnicas y métodos apropiados para combatir una o más parasitosis, interfiriendo lo menos posible con el medio ambiente y manteniéndolas a un nivel que no produzcan daño” (Nari, 2006).

Los métodos de control apuntan a eliminar el parásito en alguna de las etapas de su ciclo, pero ninguno presenta potencial para la erradicación de los nematodos del sistema, por lo que el objetivo apunta a un grado de control compatible con la producción y económicamente competitivo con otras alternativas productivas. Algunos de los controles pueden realizarse mediante productos químicos, manejo parasitario, vacunas, utilizando la resistencia genética de los animales y por métodos biológicos (Castells y col., 2013).

4.8.1 Control químico

La elección del antihelmíntico (ATH), puede depender de muchas variables, pero hoy día la principal es el estado de resistencia antihelmíntica del predio. Para ello el test de reducción de contaje de huevos (TRCH), es la prueba de campo más utilizada y a pesar de ciertas limitantes se la puede considerar muy confiable. En el mercado se encuentran disponibles cuatro grupos de antiparasitarios de amplio espectro (bencimidazoles, imidazotiazoles, lactonas macrocíclicas y aminoacetoniitrilo derivados) y dos de espectro reducido (organofosforados y salicilanilidas). Las drogas con acción nematodocidas son numerosas e incluyen al grupo de los bencimidazoles como el Tiabendazol, Albendazol, Febendazol, Mebendazol y Ricobendazol, y los Probencimidazoles como el Febantel, que actúan sobre los parásitos adultos, larvas y huevos. Los Imidazotiazoles (Levamisol) y las Tetrahidropirimidinas (Morantel y Pirantel) son eficaces principalmente contra formas adultas, con acción menor sobre larvas en desarrollo y sin presentar efecto en las larvas hipobióticas. Las Avermectinas (Ivermectina, Doramectina, Abamectina y Espiromectina) y las Milbemectinas (Moxidectina) presentan efecto adultocida y larvicida (Angulo-Cubillan, 2005).

La susceptibilidad frente a la infección parasitaria o su patogenia es diferente según la edad, el estado fisiológico o la etapa productiva en que se encuentre el ovino. Si bien hay diferencias entre especies de nematodos a modo general se puede decir que la inmunidad natural frente a la mayoría de los NGI se estimula luego de varias infecciones, sin embargo debilitamientos inmunitarios marcados frente a *H. contortus* surgen en la oveja de cría en torno al parto y las primeras semanas de la lactancia. A fines del verano y principios del otoño, se produce un aumento significativo en el nivel de parasitosis fundamentalmente compuesto por *H. contortus*, debido por un lado a condiciones ambientales favorables (humedad/temperatura) y por otro a la presencia de categorías sensibles como lo son los corderos con 6 meses de edad. Es recomendable el tratamiento a fines de verano y principios del otoño solo en las categorías jóvenes y orientado sobretudo al control de *H. contortus* (Giudici y col., 2013).

4.8.2. Alternativas de control no químicas

La utilización de pasturas seguras para el destete de corderos en verano mediante el pastoreo previo durante tres meses (primavera) con bovinos fue estudiado por varios autores en Uruguay (Nari y col., 1987; Quintana y col., 1987; Castells y Nari 1996). En todos los trabajos se llega a la conclusión de que con una dosificación estratégica efectiva en el destete y el pastoreo de potreros utilizados exclusivamente con bovinos adultos, el nivel de infectividad bajo del potrero en corderos que ingresan prácticamente libres de parásitos, determina bajos niveles de riesgo parasitario de los corderos durante 2 a 3 meses (Castells y col., 2013). Los diferentes manejos de pastoreos son: descansos de pasturas, pastoreos alternos, pastoreos rotativos.

El manejo de animales está destinado a incrementar la resistencia/tolerancia natural a los parásitos de la majada a través de la suplementación, mejora del estado fisiológico y selección de animales resistentes.

Desarrollos de nuevas estrategias con la necesidad de incentivar la investigación, nuevas formas de control como mecanismos válidos al manejo y

control, de resistencias. Como la utilización de hongos nematófagos destinados a combatir los estados libres de nematodos que se encuentran en la materia fecal de los ovinos y del método FAMACHA[®] (Nari y Edi, 2002).

4.8.2.1. Método FAMACHA[®]

Ante la resistencia que adquirieron los NGI a los ATH utilizados para su control, surgió la necesidad de establecer nuevas opciones de manejo, de manera tal que los costos de implementación sean poco significativos para las explotaciones involucradas. De esta manera se desarrolla el método FAMACHA[®] (Malan y Van Wyk, 1992) como una alternativa a nivel de campo diseñada con la intención de aportar a los productores una forma fácil y práctica de identificar animales severamente afectados por *H. contortus* (Van Wyk y Bath 2002).

El método más utilizado para determinar la carga parasitaria y la resistencia ante un desparasitante es a través del conteo de huevos por gramo en heces (HPG) y el TRCH respectivamente, ambos mediante la técnica McMaster (Molento y col., 2004). El primero consiste en pesar una muestra de materia fecal y diluirla en una solución de flotación, posteriormente se filtra y el filtrado se coloca en un portaobjetos especial de conteo, de esta manera se cuantifican los huevos en el medio y el resultado se multiplica por un factor de dilución (Smith 2004). El segundo procedimiento consiste en realizar el conteo antes y después de la aplicación de desparasitante al rodeo.

Otros análisis que se efectúan son la determinación del grado de anemia de un animal mediante la evaluación de los niveles de: Hto, hemoglobina y conteo de glóbulo rojos (Vatta y col., 2002), exámenes de migración, eclosión y desenvolvimiento de larvas además de pruebas serológicas (Molento 2004).

Todos estos análisis se realizan a nivel de laboratorio para lo cual se requiere de equipo y personal especializado, lo que representa una alternativa que muchas veces está fuera del alcance de productores, esta situación promueve aún más la aplicación de FAMACHA[®] como una iniciativa viable en el control parasitario (Myers, 2004).

Los inicios del método FAMACHA[®] se gestaron en Sudáfrica como resultado de un intenso estudio que se realizó a inicio de los años 90s, ante la conducta degenerativa que propicia *H. contortus* sobre sus hospederos; se hizo una observación subjetiva y sin parámetros previos sobre la coloración de las membranas de la conjuntiva del ojo, relacionado con el grado de anemia clínico debido a la infección con este parásito (Malan y Van Wyk 1992).

Aunque inicialmente este procedimiento se desplegó para el manejo de ovinos, Bath y col., (2001); Van Wyk y Bath (2002) indicaron que la sensibilidad del método en ovinos tiene valores entre 67-69%, por otro lado, Vatta y col., (2002) en un estudio realizado durante los veranos de 1998/1999 y 1999/2000 en granjas ovinas de bajos recursos económicos, indican que FAMACHA[®] demostró una sensibilidad de 76 – 85% respectivamente, esto se traduce en aplicabilidad del método en explotaciones de ovinos para identificar correctamente entre el 70-80% de los animales que necesitan tratamiento; además, aduce que la especificidad de FAMACHA[®] fue baja (52-55%) por lo que una gran parte de los animales que no requieren tratamiento podrían ser tratados.

El método FAMACHA® puede ser aplicado de manera directa e inmediata en todas aquellas regiones donde *H. contortus* es uno de los principales problemas para la estabilidad productiva de un rodeo.

El principio de este sistema consiste en evaluar la coloración de la conjuntiva del ojo de los animales, y compararlo con una tabla ilustrada que muestra las posibles tonalidades estrictamente correlacionadas con la condición anémica del animal (Gaully y col., 2004; Burke, 2005).

La tabla fue establecida en una escala de cinco categorías diferentes (Kumba, 2002), donde uno y dos corresponden a la tonalidad más oscura y definen a los animales más saludables, que por ende no requieren de dosificación antiparasitaria; el tres es catalogado como punto intermedio, en esta etapa la decisión de aplicar la droga depende del usuario; los niveles cuatro y cinco revelan animales que se encuentran en un grado de anemia riesgoso, es en estas etapas donde el tratamiento es inevitable y debe realizarse lo antes posible (Burke, 2005; Schoenian, 2005; Myers, 2004).



Figura 5. Escala gráfica de la coloración de la conjuntiva del ojo, método FAMACHA®. (Fuente: Bath y col., 2001)

La evaluación de los animales se debe hacer con regularidad sobre todo en los grupos más propensos como es el caso de animales jóvenes, las hembras que están en las últimas dos semanas de gestación y hembras que acaban de iniciar su periodo de lactancia, debido a que el sistema inmunológico se ve deprimido durante estos períodos, lo que estimula que sean más susceptibles al ataque de este parásito (Burke, 2005).

Cabe hacer mención que los valores FAMACHA® miden el grado de anemia de manera subjetiva, razón por la cual distintas personas pueden diferir un poco entre los valores que ellos asignen (Myers, 2004), además, la revisión de los animales no se debe realizar basado en la escala captada por la memoria visual, lo más acertado es comparar siempre la conjuntiva del ojo del animal contra la gráfica.

5. HIPÓTESIS

El método FAMACHA® sirve como Diagnóstico Indirecto para disminuir el uso de drogas antihelmínticas principalmente en el control de *H. contortus*.

6. OBJETIVOS

6.1. Objetivo General

- Evaluar y Validar el método FAMACHA® como estrategia en la dosificación de corderos (*Ovis aries*) en otoño.

6.2. Objetivos Específicos

- Determinar la evolución de carga y géneros de NGI parasitarios en corderos sometidos a diferentes estrategias de dosificación.
- Validar el “score” de anemia utilizando el método FAMACHA®.
- Evaluar la evolución de pesos y condición corporal de corderos sometidos a distintas estrategias de dosificación.

7. MATERIALES Y MÉTODOS

7.1. Establecimiento y manejo de los animales

El ensayo de llevo a cabo en el Campo Experimental N°1, de la Facultad de Veterinaria, ubicado en el departamento de Canelones, localidad de Míguas, Ruta 108, Km 11; además involucró la participación del Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Veterinaria (Montevideo) donde se realizaron los análisis coprológicos. Este trabajo experimental se realizó entre los meses de marzo a julio (otoño-invierno).

Previo al inicio del ensayo en el mes de octubre de 2014 se realizó un TRCH en corderos y corderas de sobre año (nacidos en agosto 2013) con el fin de determinar la eficacia de los diferentes grupos de antihelmínticos, especialmente frente a *H. contortus*. (Anexo 1)

A partir del destete de los corderos en el mes de Diciembre (2014) se realizó un seguimiento por HPG, coprocultivo, PV y condición corporal (CC). Por estos datos se seleccionaron los animales para el ensayo, eliminando los individuos de mayor y menor HPG promedio. Todos los animales siguieron pastoreando juntos en los mismos potreros, con pasturas nativas sobre suelos cristalinos superficiales y con un índice CONEAT de 100.

ANIMALES: Se realizó el estudio en una población de 138 corderos y corderas diente de leche de la raza Corriedale, ya previamente identificados con caravanas numeradas.



Figura 6. Población en estudio de corderas y corderos de la raza Corriedale.

7.2. Actividades

7.2.1. Ensayo experimental N°1: *Validación de los diferentes grados de anemia por medio del método FAMACHA®.*

En dos instancias se procedió a la extracción de sangre de animales del grupo FAMACHA® por veno-punción yugular y posterior llenado de capilares. En un muestreo de animales con los grados 1, 2, 3, 4 y 5 de FAMACHA®. *Solo se encontraron 2 animales con el gado 5.* Una vez extraídas las muestras se centrifugaron a 3000 rpm 15 minutos y se cotejaron con una tarjeta de lectura de Hto (FANEM®).

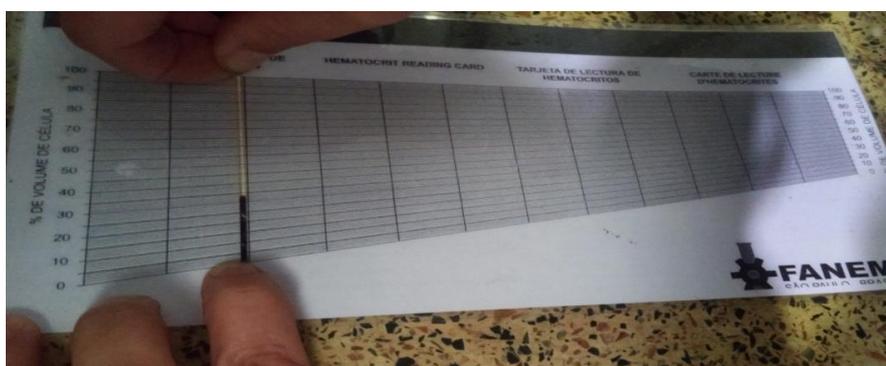


Figura 7. Tarjeta de lectura de Hto (FANEM®).

7.2.2. Ensayo experimental N°2: *Efecto de diferentes estrategias de control sobre el crecimiento y condición corporal.*

En cada instancia de trabajo se procedió al registro del PV, grado de FAMACHA® y CC de la totalidad de los animales, en los diferentes grupos tratados, más la extracción de MF para la cuantificación de HPG. Los análisis estadísticos se realizaron con el paquete estadístico STATA 11 (2010).

En un periodo de 5 meses se realizaron las actividades con intervalos de 15 a 20 días; comenzando con la conformación 3 lotes de 47, 45 y 46 animales respectivamente, equilibrados por HPG, sexo y PV, adjudicando al azar los tratamientos a los siguientes grupos: 1) Control, 2) Estratégico y 3) FAMACHA®. En cada instancia de trabajo se realizaba medición de: CC en una escala de 1 al 5, donde el 1 corresponde a un animal emaciado y el 5 a un animal obeso (Jefferies, 1961), grado de coloración de la mucosa ocular por medio del método FAMACHA®, se pesaban todos los animales, extracción de materia fecal (MF) desde el recto, además de la dosificación dependiendo del criterio de cada grupo.

El **Grupo Control o techo**, obtuvo dosificaciones quincenales con el objetivo de mantener cargas parasitarias bajas en forma continua, siendo utilizado como control del potencial productivo de los corderos, sin incidencia parasitaria.

El **Grupo Estratégico o tradicional**, tuvo como criterio de dosificación cuando el promedio aritmético mensual superaba los 800 HPG y con no más del 20 % de las muestras con resultado = 0, procediéndose a la dosificación de todos los animales.

El **Grupo FAMACHA®**, fue monitoreado por inspección de la mucosa ocular determinando el grado de pigmentación, cotejándolo con un patrón impreso. De acuerdo al protocolo FAMACHA®, fueron dosificados aquellos animales que su score de anemia era de 4 o superior.

Una vez extraída la MF se procedía a la identificación y acondicionamiento en bolsas de nylon y refrigeradas para ser trasladadas al laboratorio de Parasitología de la Facultad de Veterinaria. Después de cada actividad práctica en el campo se continuaba con los trabajos en el Laboratorio realizando el conteo individual de HPG y coprocultivo general de grupo. El conteo de HPG se realizaba por la técnica de Mc. Master (Whitlock, 1958). Posteriormente se realizó el coprocultivo de cada grupo.

7.3. Cronograma de actividades de campo

Fecha/Actividades	MARZO	ABRIL	MAYO		JUNIO	JULIO	
	27	16	8	29	15	8	29
Inicio de ensayo	X						
MF	X	X	X	X	X	X	X
FAMACHA®	X	X	X	X	X	X	X
PV/CC	X	X	X	X	X	X	X
Hto.						X	X
Coproparasitario	X	X	X	X	X	X	X
Coprocultivo	X	X	X	X	X	X	X

Cuadro 2.

7.4. Registro meteorológico

Se llevaron registros diarios de precipitaciones (mm) y temperatura máximas/mínimas con la estación meteorológica del Campo Experimental N° 1 (Vantage Vue, Davis).

7.5. Análisis estadístico

El seguimiento del peso (kg) y estado corporal se analizaron por ANOVA con medidas repetidas, los efectos fijos fueron los grupos (Control, Estratégico, Famacha), la fecha (n=7) y sexo (machos castrado, hembra).

La comparación de Hto, PV y CC entre los distintos grados fueron analizados a través del análisis de varianza y las diferencias entre medias por el test de Bonferroni. Se calculó la correlación de Spearman entre los grados de FAMACHA® y el Hto. Para la comparación entre grupos de hpg, los datos se

normalizaron mediante su transformación a log10. Los análisis estadísticos se realizaron con el paquete estadístico STATA 11 (2010).

7.6. Análisis económico

Se calcularon los costos económicos de las diferentes estrategias de dosificación teniendo en cuenta el antihelmíntico utilizado y el número de animales dosificados por grupo y los costos de laboratorios para la realización de la técnica de Mc. Master.

8. RESULTADOS

8.1. Registro meteorológico

En la figura N°8 se detallan las precipitaciones anuales ocurridas en el 2015. Donde se puede observar que las mayores precipitaciones se registraron en los meses de Agosto y Diciembre, mientras que en los meses de Abril a Julio se presentaron los registros más bajos.

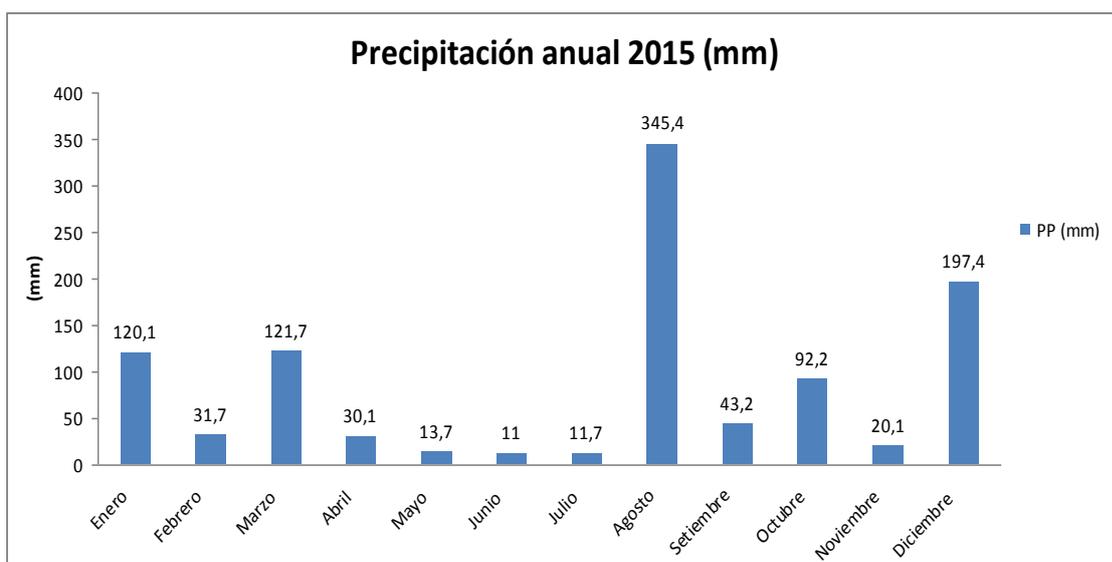


Figura 8. Precipitaciones tomadas a lo largo del 2015 medidas en mm.

En la Figura N°9, se observan las variaciones de temperatura (máximas y mínimas) en el transcurso del año 2015. Registrándose las mayores temperaturas de Diciembre a Febrero, y las menores en los meses de Junio a Setiembre. Cabe destacar que las temperaturas más bajas que se registraron están por encima de las tomadas en el mismo período en años anteriores.

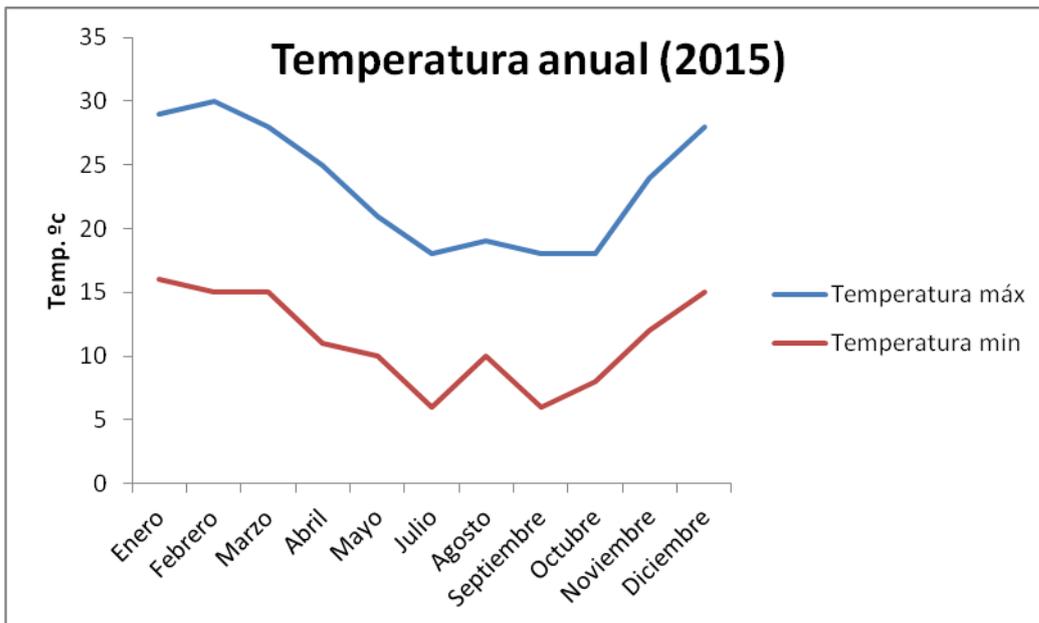


Figura 9. Temperaturas tomadas a lo largo del 2015 medidas en °C.

8.2. Validación de los diferentes grados de anemia por medio del método FAMACHA®.

En la Cuadro 3 se presenta los resultados de grado FAMACHA® y Hto de los 38 corderos muestreados, el efecto fue significativo ($P < 0,01$). El grado FAMACHA® tuvo también un efecto significativo ($P < 0,01$) sobre el PV.

Cuadro 3. Grado de FAMACHA®, Hto (%), PV y CC (índice) en corderos Corriedale destetados.

FAMACHA®	N	Hto (%)	PV (kg)	CC
1	10	35,35±4,33 ^a	27,00±4,14	2,40±0,62
2	11	36,73±9,96 ^a	26,46±4,23	1,95±0,62
3	8	31,69±7,23 ^{a c}	25,75±4,43	1,88±0,35
4	7	28,64±6,12 ^{ac}	23,00±2,77	2,07±0,61
5	2	18,50±2,12 ^{bc}	-----	-----

Medias con diferentes superíndices indican diferencias estadísticas con $P < 0,05$.

Se puede observar los diferentes grados de FAMACHA® con sus respectivos valores de Hto (%) que se encontraron en la población estudiada. Cada grado de FAMACHA® se correlaciona positivamente con los valores de Hto ya determinado para cada uno de ellos.

La correlación entre score FAMACHA® y Hto fue de -0,4618, $P < 0,0035$.

8.3. Efecto de diferentes estrategias de control sobre el crecimiento y condición corporal.

En el cuadro 4 se observa la relación de los diferentes parámetros de estudio en el correr del periodo de análisis, teniendo en cuenta que los parámetros fueron medidos en cada una de las instancias de trabajo. No se encontraron diferencias significativas entre los grupos en lo que refiere a PV ni entre los grados de FAMACHA[®], pero sí se observaron diferencias significativas ($P < 0,05$) para lo que es CC. A nivel de machos y hembras las diferencias encontradas de PV fueron interesantes ($P < 0,01$); no encontrándose diferencias importantes en lo que se refiere a la CC y grados de FAMACHA[®]. En el estudio comparativo de PV, CC y grados de FAMACHA[®] en el transcurso de la evaluación se encontraron diferencias importantes ($P < 0,01$).

Cuadro 4. Efectos principales y su significado estadístico

VARIABLES	GRUPOS	SEXO	FECHAS
PESO (kg)	NS	**	**
CC	*	NS	**
FAMACHA [®]	NS	NS	**

NS: no significativo, *: $P < 0,05$. **: $P < 0,01$.

El cuadro 5 detalla los PV promedio de los corderos en los diferentes grupos a lo largo del período de estudio. Los individuos se encontraban al comienzo del ensayo con un peso de 27,3 kg promedio y pastoreando en campos naturales. A lo largo de la investigación las condiciones alimentarias fueron desfavorables, a raíz de un importante déficit de precipitaciones, lo que repercutió en los meses de abril y principios de mayo, con una baja de casi 800g por animal independientemente del tratamiento antihelmíntico realizado. A fines del otoño se observa un mínimo repunte en el PV, pero con una mayor disminución en lo que corresponde a los meses de invierno, cuando se terminó el ensayo con un peso promedio por debajo del inicial.

Cuadro 5. Variación del peso de corderos (promedio y desvío estándar) de los distintos grupos experimentales

FECHA	CONTROL	ESTRATEGICO	FAMACHA [®]	Significado Estadístico de las Diferencias
27/3	27,5 ± 3,5	27,1 ± 3,5	27,3 ± 3,6	NS
16/4	27,8 ± 3,9	27,5 ± 3,7	27,7 ± 4,0	NS
8/5	26,9 ± 3,8	26,7 ± 3,3	27,0 ± 3,5	NS
29/5	27,3 ± 3,8	27,0 ± 3,5	26,8 ± 3,7	NS
15/6	25,7 ± 4,3	25,6 ± 3,7	26,0 ± 4,1	NS
8/7	26,4 ± 3,5	25,8 ± 3,1	26,0 ± 3,6	NS
29/7	26,8 ± 3,7	26,0 ± 3,8	26,3 ± 3,7	NS

TOTAL	26,9 ± 3,8	26,5 ± 3,6	26,7 ± 3,7	NS
--------------	------------	------------	------------	----

NS: no significativo *: P < 0,05. **: P < 0,01.

El Cuadro 6 nos ilustra los diferentes grados de FAMACHA® medidos subjetivamente en el transcurso de la evaluación; no encontrándose diferencias significativas con respecto a los diferentes grupos. Se comenzó el estudio con un valor promedio de 3 llegando al final con grados menores, pudiendo esta mejoría observada estar explicada por la época del año (invierno) adversa para *H. contortus* y por los tratamientos realizados.

Cuadro 6. Variación de los grados de FAMACHA® en los corderos (promedio y desvío estándar) de los distintos grupos experimentales

FECHA	CONTROL	ESTRATEGICO	FAMACHA®	Significado Estadístico de las Diferencias
27/3	3,4 ± 0,8	3,1 ± 0,8	3,1 ± 0,9	NS
16/4	2,3 ± 0,7	2,2 ± 0,7	2,4 ± 0,6	NS
8/5	2,2 ± 0,7	2,0 ± 0,7	2,3 ± 0,8	NS
29/5	3,3 ± 0,5	3,4 ± 0,6	3,4 ± 0,6	NS
15/6	2,6 ± 0,8	2,9 ± 1,1	2,7 ± 0,8	NS
8/7	2,2 ± 0,8	2,4 ± 1,1	2,4 ± 0,9	NS
29/7	1,8 ± 0,7	2,2 ± 0,9	1,9 ± 0,7	NS
TOTAL	2,5 ± 0,9	2,6 ± 1,0	2,6 ± 0,9	NS

Entre grupos, NS: no significativo, *: P < 0,05. **: P < 0,01.

En el Cuadro 7 podemos observar que no se presentaron diferencias significativas a lo largo del ensayo en la CC de los animales experimentales. Es de destacar que los animales se encontraban en una CC media a baja (2,3), estando en una etapa de crecimiento continuo, pastoreando en campos naturales y justo coincide con una época de escasos recursos alimenticios, notándose un pequeño descenso a fines de otoño - principio de invierno.

Cuadro 7. Variación de la CC en los corderos (promedio y desvío estándar) de los distintos grupos experimentales

FECHA	CONTROL	ESTRATEGICO	FAMACHA®	Significado Estadístico de las Diferencias
27/3	2,3 ± 0,4	2,3 ± 0,4	2,2 ± 0,4	NS
16/4	2,7 ± 0,4	2,8 ± 0,5	2,6 ± 0,5	NS
8/5	2,6 ± 0,5	2,6 ± 0,4	2,6 ± 0,3	NS
29/5	2,0 ± 0,3	1,0 ± 0,4	2,0 ± 0,4	NS
15/6	2,1 ± 0,5	1,8 ± 0,5	2,0 ± 0,4	NS
8/7	2,4 ± 0,6	2,2 ± 0,5	2,3 ± 0,6	NS
29/7	2,2 ± 0,7	2,0 ± 0,6	2,0 ± 0,6	NS
TOTAL	2,3^a ± 0,5	2,3^a ± 0,5	2,2^b ± 0,5	*

Entre grupos, NS: no significativo, *: P < 0,05. **: P < 0,01.

En el cuadro 8 se presenta la variación de HPG a lo largo del periodo de estudio; como se puede observar se comenzó el ensayo con valores elevados de HPG, lo cual se vio afectado en el correr del ensayo por la dosificación aplicada en cada grupo. En el caso del grupo control se observó una baja a lo largo del ensayo, estando explicada por la continua dosificación; pero cabe destacar que presentaron un pequeño aumento en los meses de mayo, junio y julio lo cual puede estar justificado por encontrarse pastoreando en los mismos potreros que los otros animales, los cuales presentaban mayor carga parasitaria. En la totalidad de los animales en el segundo muestreo se observó una importante baja en el conteo de huevos de NGL debido a la dosificación en el inicio del ensayo con Naphtalophos que según el TRCH fue calificada con un 98% de eficiencia. El grupo FAMACHA® continuó a lo largo del periodo de estudio con niveles bajos de infestación, no pasando lo mismo en el caso del grupo estratégico el cual en el mes de junio aumentó sus HPG por encima del límite establecido, para ese grupo; en donde se tuvo que realizar una dosificación según protocolo.

Cabe destacar que en éste ensayo las muestras a los animales se tomaron al azar con el fin de monitorear la majada para su posterior tratamiento, exceptuando el grupo FAMACHA® que se muestreó la totalidad de ellos.

Cuadro 8. Variación HPG en los diferentes grupos experimentales			
FECHA	CONTROL	ESTRATEGICO	FAMACHA®
27/3	1633 ± 1208	1350 ± 1427	907 ± 605
Nº	12	16	15
16/4	0 ± 0	20 ± 30	44 ± 128
Nº	14	14	44
29/5	127 ± 134	277 ± 186	424 ± 424
Nº	16	15	42
15/6	87 ± 154	1854 ± 1868	358 ± 655
Nº	12	14	43
8/7	288 ± 191	748 ± 507	575 ± 520
Nº	15	14	44
29/7	0 ± 0	1420 ± 931	612 ± 892
Nº	13	14	44
PROMEDIO	329 ± 719	947 ± 1218	435 ± 623

En la Figura 10 representa la presencia de los géneros parasitarios en los grupos estratégico y FAMACHA® a lo largo de los meses de la investigación. Los géneros dominantes fueron *Haemonchus* spp. y *Trichostrongylus* spp. y en menor proporción *Cooperia* spp., *Oesophagostomun* spp. y *Ostertagia* spp.

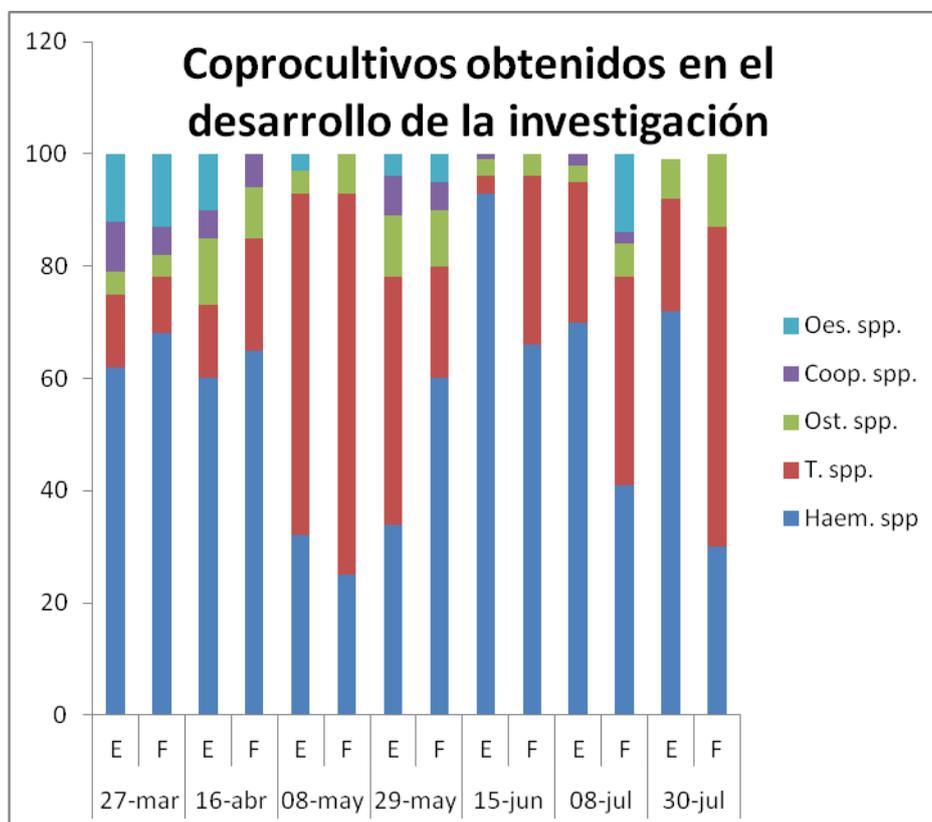


Figura 10. Coprocultivos obtenidos en el desarrollo de la investigación
E: grupo estratégico/ F: grupo FAMACHA®

El Cuadro 9 representa cuales fueron los gastos económicos en U\$S en el correr del periodo de estudio para las diferentes estrategias de dosificaciones. Anteriormente se analizaron estadísticamente los datos de PV, CC, FAMACHA® dando como resultados que no hay diferencias significativas entre los diferentes grupos para cada parámetro, pero sin embargo este cuadro si demuestra diferencias económica importantes dependiendo de cada tratamiento al igual que en el número de animales tratados.

Cuadro 9. Costo de dosificación de los diferentes grupos en el periodo de estudio

FECHAS	CONTROL		ESTRATEGICO		FAMACHA®	
	Nº de dosificados	U\$S tratamiento	Nº de dosificados	U\$S tratamiento	Nº de dosificados	U\$S tratamiento
27/3	47	32,9	45	31,50	46	32,20
16/4	47	32,9	0	0	1	0,70
8/5	47	32,9	0	0	1	0,70
29/5	47	32,9	0	0	25	17,5

15/6	47	32.9	0	0	7	4,9
23/6	0	0	45	31,50	0	0
8/7	47	32,9	0	0	7	4,9
TOTAL	282	197,4¹	90	63^{1**}	87	60,90¹

¹Precio promedio al cliente del día 27/10/2016 de Empresa: DUTER SA.

- Startect x dosis U\$S 0,70 (1cc/5kg)

^{**}Al grupo estratégico se le debe adicionar los costos de laboratorio, que en este caso corresponde a la técnica de Mc Master US\$ 1,27 (cada muestra). Al final de las actividades el costo total de laboratorio fue de U\$S 342,9.

El costo real total del grupo estratégico es de U\$S 405.9. Precio extraído laboratorio de Parasitología de la Facultad de Veterinaria UDELAR

9. DISCUSIÓN

9.1. Relación entre los grados de FAMACHA® y Hto (%)

En el trabajo experimental N°1 se mostró que los valores de Hto en sangre que se registraron en los ovinos coinciden con la coloración de las mucosas ocular ya descritas por los diferentes grados de FAMACHA®, como lo indican Maciel y col., (1996), quienes describen que los niveles de infestación parasitaria por NGI se correlacionan negativamente con parámetros hematológicos como el valor Hto, constituyendo buenos indicadores de la presencia de parásitos hematófagos; como sucede en aquellos animales parasitados por *H. contortus*, la anemia es una manifestación frecuente de esta parasitosis Steffan y Fiel, (1994).

Morley (1980) realizó un trabajo donde los resultados evidenciaron que aquellos animales con niveles de infestación parasitaria elevados presentaron los valores más bajos de Hto, lo cual es concordante con lo planteado por Núñez (1987), para quien los animales más resistentes a la infestación parasitaria presentan valores hematológicos normales o próximos a los normales, mientras que los más sensibles estarían anémicos. Siendo los valores del Hto afectados negativamente por el nivel de infestación parasitaria, destaca la importancia del uso de estos criterios como elementos básicos para el desarrollo de estrategias de control, lo cual además de contribuir con la disminución de los costos de producción, reduce la frecuencia y cantidad de tratamientos de antihelmínticos requeridos (Mederos 2002).

Bisset y Morris, (2001) realizaron trabajos donde determinaron que las categorías 4 y 5 de FAMACHA® solo fueron asignadas al 3,35 % de los casos, lo cual indica una baja tasa de tratamientos antiparasitarios, de acuerdo con el método selectivo de estos; y confirma la teoría de que la menor parte de un rebaño alberga las mayores cargas parasitarias como coincide en nuestro trabajo experimental.

Además, los autores antes mencionados, indican que el 96,6 % fueron clasificados en las categorías 1, 2 y 3, de FAMACHA®, lo cual se corresponde con ovinos no anémicos. El empleo de este método de identificación de los animales más susceptibles en el rebaño puede contribuir a la implementación de estrategias integrales para el control parasitario, con énfasis en la selección de aquellos resilientes o resistentes al parasitismo gastrointestinal. Como resultado de estos trabajos concluyeron que el método FAMACHA® constituye una herramienta viable para la detección de anemia en ovinos, y que pudiera ser aplicado dentro de un CIP.

9.2. Relación entre CC, PV, grados de FAMACHA® y cargas parasitarias HPG

En nuestra investigación al realizar el análisis de los valores de FAMACHA®, CC y PV no se encontraron diferencias significativas a lo largo del periodo entre los diferentes grupos; dichos resultados pueden estar relacionados con el hecho que todos los animales se encontraban en las mismas condiciones de pastoreo, sin suplementación, coincidiendo con un periodo de déficit hídrico, presentando mayores limitantes productivas con una consecuencia de una menor disponibilidad de pasturas, teniendo en cuenta que esta categoría de cordero es de alto requerimiento energético.

Aguilar-Caballero y col., (2005) encontraron que existe una estrecha relación entre el efecto de la suplementación alimenticia sobre la resistencia parasitaria y salud. En todos los casos los tratamientos que incluyeron suplementación mejoraron los indicadores de FAMACHA® y Hto con respecto al valor inicial. Sin embargo para el caso de las ovejas que estuvieron solo bajo pastoreo, los indicadores mencionados disminuyeron con respecto a los iniciales, esto determina que los tratamientos que produjeron mayor resistencia a parásitos fueron los que incluyeron suplementación energética y proteica comparado con las ovejas que solo pastorearon. Esto respalda las conclusiones reportadas por Knox y Steel (2005), quienes exponen que la suplementación energética-proteica incrementa la resistencia y resiliencia a parásitos gastrointestinales en pequeños rumiantes. Según Valledor (2011), existe una pequeña diferencia en la ganancia de peso diaria entre grupo control y grupo dosificado, que oscila entre 36 y 73g para el grupo control y dosificado respectivamente, dichas diferencias no fueron significativas. Mientras que Bianchi (2007) mostró que, dependiendo de la elección de la raza paterna y de la alimentación que tengan los animales en esta etapa de vida, la ganancia puede alcanzar los 200 g/día.

En el transcurso del periodo de estudio se observó que hubo una disminución de 600g de peso promedio de los animales sin distinción de grupos, lo que significa de los animales estuvieron en general en una etapa de mantenimiento en este periodo. Castells y col., (1995), determina un impacto potencial con pérdidas de la evolución del PV hasta 23,6%, y Sievers y col., (2002) hallaron interferencia en la ganancia de PV y calidad del producto. Tanto Sykes (1978), Entrocasso (1992) indicaron que el ciclo biológico parasitario genera lesiones que provocan disminución de la ingesta de los alimentos, su digestión y absorción. Mientras que Schoenian (2005) indicó que la hematofagia de *H. contortus* provoca desmedro de las funciones metabólicas. Pérez y col., 2003, Myers (2004) y Hutchens y Harmon, (2005), describieron una reducción productiva próxima al 50% y Kaplan (2004) y Maurer (2005) una disminución de la CC, decaimiento y bajos niveles de producción.

Henriquez y col., (2004) sugiere, estudiando la correlación de HPG y Hto, que la presencia de nematodos hematófagos del genero *H. contortus* ocasiona disminución del Hto reflejándose en la palidez de la mucosa ocular de los animales estudiados y confirmando que FAMACHA® es una técnica de campo rápida y confiable para detectar anemia ocasionada por parasitosis gastrointestinales en ovinos donde su principal agente etiológico sea dicho parásito.

En el comienzo de nuestro estudio se pudo apreciar que la totalidad de los animales presentaban los mayores registros de HPG debido al manejo antiparasitario previo. En el mes de marzo se comenzaron con las dosificaciones estratégicas lo que explica la reducción posterior de los HPG en los tres grupos; en el caso del grupo estratégico se comienza en el mes de abril con un promedio de 20 HPG el cual se va incrementando hasta llegar a un promedio de 1854 HPG superando el límite propuesto en el protocolo de la investigación. Por lo que se realizó la dosificación previamente estipulada. Posterior a esto se observa una disminución en el número de HPG seguido de un aumento paulatino dado que no presentaron más dosificaciones y por encontrarse pastoreando en campos contaminados. En cuanto al grupo FAMACHA[®] se pudo observar el mismo descenso al comienzo del estudio pero conservando un promedio uniforme a lo largo del ensayo, lo cual se puede explicar por la estrategia de dosificación la cual fue dosificar en cada instancia de trabajo aquellos animales que presentaban un mayor despigmentación de la mucosa ocular. Terminando el ensayo con un promedio de HPG más bajo en el grupo FAMACHA[®] que en el estratégico.

Los géneros de NGI identificados en los corderos, así como la prevalencia principalmente de *Haemonchus spp.* y en segundo lugar de *Trichostrongylus spp.* concuerda con otros trabajos realizados en Uruguay (Castells y col., 2013; Mederos y col., 2002; Nari y Cardozo, 1987). En la dinámica poblacional se observó una prevalencia mayor del género *Haemonchus spp.* a excepción de los meses de mayo y fines de julio donde la mayor prevalencia fue del género *Trichostrongylus spp.* Esto difiere de la bibliografía uruguaya consultada donde se expresa que el género *Trichostrongylus spp.* es de mayor prevalencia en otoño-invierno. Una de las principales variables de estas diferencias encontradas puede deberse a las adversidades del clima, presentándose temperaturas demasiado altas para la época (veranillos) en invierno que llevan a determinar condiciones favorables para las formas libres de *H. contortus* como lo expresan Castells y col., 2013.

9.3. Relación entre las diferentes estrategias de manejo y sus costos económicos

La eficiencia productiva de un establecimiento se encuentra relacionada con la salud, nutrición y manejo de la majada. La correcta aplicación de un plan sanitario permite el incremento de la producción, obtención de productos de mejor calidad, garantizando un uso eficiente de recursos y reducción de costos. En este trabajo se calcularon los costos económicos para cada estrategia de dosificación, arrojando grandes diferencias. El grupo control presenta costo medio en comparación con los otros grupos, dado que sus gastos corresponden a la administración de los ATH cada 15 días en la totalidad de la población. Este manejo sanitario por su frecuencia y su alcance predispone a presentar en corto plazo una resistencia antihelmíntica. El uso frecuente de drogas favorece la difusión de individuos resistentes en la población, junto a la utilización de un mismo núcleo químico durante un largo periodo de tiempo son las causa de la aparición de resistencia antihelmíntica en una majada (Salles, 2002). Castells y col., (1995) determinó que el control de los NGI mediante las

drogas ATH, está dirigido al uso estratégico de las mismas, basado en el conocimiento epidemiológico, de diagnóstico de laboratorio y elección de la droga o combinación de estas de acuerdo al grado de resistencia. Según estos mismos autores, en el caso de una majada de cría, la desparasitación se realiza en la pre-encarnerada, parto, señalada y destete. El grupo estratégico presenta los costos del ATH más los gastos de laboratorio en la realización de la técnica de Mc Master, por este motivo sus costos se elevan sustancialmente. Cuando se analizó el grupo FAMACHA[®] se vio que los gastos económicos eran mínimos ya que presenta como único costo la utilización del ATH en aquellos animales con grado FAMACHA[®] mayor o igual a 4. Según Roberson, (1987), el empleo de la carta de colores para el tratamiento selectivo de los animales constituye una herramienta práctica para el control de *H. contortus*, sin que sea necesaria la intervención rutinaria de los laboratorios. Krecek y Waller, 2005 confirman que el control de nematodos con ATH, además de representar altos costos para las explotaciones ganaderas, ha propiciado altos niveles de resistencia parasitaria como resultado del uso frecuente e indiscriminado de antihelmínticos. Por otra parte, al no respetarse el tiempo de retiro de los antihelmínticos en los animales destinados para consumo humano, se convierte en un problema de salud pública, debido a los residuos químicos en productos de origen animal y daños causados al medio ambiente (Sangster, 1999).

10. CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos desde la hipótesis inicial y los objetivos planteados para la evaluación y validación de método FAMACHA[®] como estrategia de dosificación en corderos en otoño permiten concluir que:

- El método FAMACHA[®] resulta económicamente rentable en comparación con una estrategia de control regida por el análisis de HPG.
- Los géneros más prevalentes de NGI patógenos en los corderos estudiados corresponden al siguiente orden: *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus* spp.
- El control de HPG y las distintas desparasitaciones no se reflejaron en el PV o CC, como tampoco tuvo relación con los diferentes grados de FAMACHA[®]. Destacamos que el ensayo se realizó en los meses de marzo a julio (otoño-invierno) época en la cual *H. contortus* no es el parásito de mayor prevalencia, siendo primavera-verano las estaciones de mayor presencia para este parásito.
- Los datos obtenidos de las diferentes muestras presentan alta correlatividad entre los valores de Hto. y los diferentes scores de FAMACHA[®], lo cual se ajusta con la relación encontrada en la decoloración de las mucosas oculares con el bajo Hto., coincidiendo con estudios anteriores.
- La estacionalidad de *H. contortus* no se comportó según lo esperado debido a las circunstancias meteorológicas, predominando su presencia a lo largo del ensayo.
- En este sistema de producción no se encontraron diferencias significativas entre las variables CC, PV y FAMACHA[®], teniendo presente que este ensayo se realizó en un periodo relativamente corto (5 meses).
- El peso de los animales no varió en ninguna de las diferentes estrategias de dosificación.
- Sería interesante poder realizar este ensayo en un período de un año, abarcando todas las estaciones y fluctuaciones de los NGI; como también poder evaluar los animales con diferentes estrategias de alimentación.

11. BIBLIOGRAFIA

1. Abbott, K.A., Taylor, M., Stubbings, L.A. (2009). Sustainable worm control strategies for sheep. A technical manual for veterinary surgeons and advisers. 3ª ed. L.A., **EDITORIAL!!!**, 51p.
2. Aguilar-Caballero, A J, Ojeda-Robertos N F, Mendoza-de Gives P, Torres-Acosta JFJ, Rodríguez-Vivas RI. (2005). Journal of Helminthology 79 (2):151-157.
3. Anderson, N. (1982). Internal parasites of sheep and goats. En: Coop, IE. World Animal Science; Sheep and goat production. Vol. C 1, , Amsterdam, Elsevier, p. 175-191.
4. Angulo-Cubillan J (2005). Nematodosis gastrointestinales. Disponible en: www.avpa.ula.ve/docuPDF/libros_online/manual-ganaderia/seccion5/articulo16-s5.pdf. Fecha de consulta 27/11/2014.
5. Arguello D (2007). Control de endoparasitos por medio de productos homopaticos en un rebaño en el departamento de Cundinamarca. Trabajo de grado. Facultad de Medicina Veterinaria. Universidad de la Salle, 158p.
6. Bath, G.; Hansen, J.; Krecek, R.; Van Wyk, J; Vatta, A. (2001). Sustainable approaches for managing Haemonchosis in sheep and goats, final report of FAO. Technical cooperation project N° TCP/SAF/882 (A). (en línea). Disponible en: <http://cniia.inta.gov.ar/helminto/pdf%20alternativos/Sustainable%20approaches%20for%20managing%20haemonchosis%20in%20sheep%20and%20goats.pdf>. Fecha de Consulta: 6 Julio de 2005
7. Bianchi, G. (2007). Uso de Razas carniceras en Cruzamientos Terminales y su Impacto en la Producción de Carne y el Resultado Económico. In: Bianchi, G (Ed). Alternativas Tecnológicas para la Producción de Carne Ovina de Calidad en Sistemas Pastoriles. Montevideo, Hemisferio Sur, Cap. 3. p 65-131.
8. Bishop S. C., Stear M. J. (2001). Inheritance of, and factors affecting, egg counts during early lactation in Scottish Blackface ewes facing mixed, natural nematode infections. Anim. Sci. 73, 389–395.
9. Bisset, S., Morris C. (2001) Feasibility and implications of breeding sheep for resilience to nematode challenge International Journal for Parasitology 26: 857-868.

10. Bonino, J, Durán del Campo, A, Mari, J (1987). Enfermedad de los Lanares. Montevideo, Hemisferio Sur, V1.
11. Bonino J (2002). Resistencia antihelmíntica de parásitos gastrointestinales en ovino. Jornada Técnica INIA-SUL. Parasitosis gastrointestinales de los ovinos: Situación actual y avances de la investigación, Durazno, Uruguay, 6-10pp.
12. Borchert, A. (1968) Parasitología veterinaria. La Habana, Edición Revolucionaria. 352 p
13. Bowman Dwight, D (2011). Georgis` Parasitología para Veterinarios. Novena edición. Elsevier.
14. Brunson RU (1964). The seasonal variation in the nematode egg counts of sheep: a comparison of the spring rise phenomenon in breeding and unmated ewes. New Zealand Veterinary Journal, 12 (4): 75-80p.
15. Burke, J. (2005) Management of barber pole worm in sheep and goats in the Southern U.S. Small farms research (en línea). Disponible en: http://www.attra.org/downloads/goat_barber_pole.pdf. Fecha de Consultada: 28 Junio 2005.
16. Cardozo H, Berdie J, (1977). Primera demostración en un área cercana al Campo Experimental "Dr. Alejandro Gallinal" del SUL. Producción Ovina 4 (1):69-81p.
17. Castells, D , Gayo V, Mederos A, Martínez D, Risso E, Rodríguez D, Scremini P, Olivera J, Banchero G, Lima AL, Larrosa F, Casaretto A, Bonino J, Rosadilla D, Franchi M, Quintana S, Quintans G (2011). Epidemiological study of gastro-intestinal nematodes of sheep in Uruguay: Prevalence and seasonal dynamics. 2º Proceedings International Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology. Bs. As. Argentina, 16 p.
18. Castells, D., Nari, A. (1996). Sanidad ovina - Alternativas de control. "Seminario taller de carne ecológica". Facultad de Agronomía y Caja Notarial. 24-25 de agosto de 1996, Montevideo. Uruguay: 87-92p.
19. Castells, D.; Bonino, J., Mari, J. (2001). Evaluación de la Doramectina como dosificación estratégica del destete de ovinos. Veterinaria 36(144-145): 23-28.
20. Castells D.; Nari A.; Gayo V.; Mederos A.; Pereira D. (2013). Fundamento epidemiológico para su diagnóstico y control. En: Fiel, C, Nari A, 1ª. Edición, Montevideo. Ed. Hemisferio Sur, p.151-174.
21. Castells, D., Nari, A., Marmol, E., Rizzo, E., Acosta, D. (1995). Efecto de los nematodos gastrointestinales sobre diversos parámetros

productivos del ovino en la etapa de recría. . Año II Producción Ovina 8, p. 17-32.

22. Castro E, Trenchi H (1954). Fauna parasitológica comprobada en el Uruguay. Montevideo. Laboratorio de Biología Animal “Miguel C. Rubino”, 84 p.
23. Coles G. C., Baguer C., Borgsteede F. H., Geerts S., Klei T. R., Taylor M. A., Waller P. J. (1992). Word Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) Methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Veterinary Parasitology*. 44:35-44.
24. Coop, R.L., Kyriazakis, I. (2001) Influence of host nutrition on the development and consequences of nematode parasitism in ruminants. *TRENDS in Parasitology*. 17:325p
25. Crofton HD (1954). Nematode parasite population in sheep on lowlands farms I. Worm eggs counts in ewes. *Parasitology*, 44:465-477 p.
26. DI.CO.SE. (2015). Dirección de contralor de semovientes. Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca. Disponible en: http://www.mgap.gub.uy/DGSG/DICOSE/Informe2015/DJ2011_TNacional.pdf. Fecha de consulta 21/03/2016
27. DIEA. Dirección de Economía Agropecuaria, 2015. Anuario Estadístico agropecuario 2015. Dirección de Estadísticas Agropecuarias. Ministerio de Agricultura y Pesca. Disponible en: <http://www.mgap.gub.uy/Dieaanterior/Anuario2015/DIEA-Anuario2015-01web.pdf>. Fecha de consultado: 21 de Marzo de 2016.
28. Dirección Nacional de Meteorología del Uruguay (2016). Características climáticas generales. Disponible en: <http://www.meteorología.com.uy>. Fecha de Consulta: 21 de Marzo 2016
29. Dunn, A. M. (1983). “Los parásitos”. En A. M. Dunn, *Helmintología Veterinaria*. México: Manual Moderno. 18-151 p.
30. Dunn, A. M. (1983b). Técnicas de Laboratorio Auxiliares en el Diagnóstico. En A. M. Dunn, *Helmintología Veterinaria* (357-366 pp). Mexico: Manual Moderno.
31. Entrocasso, C. (1992). Efectos del parasitismo gastroentérico en el crecimiento del cordero. En: Entrocasso, C. *Medicina preventiva de rebaños ovinos III*. Valdivia, Chile. 35-45pp.

32. Espaine, C., Lines, R. (1983). Manual de parasitología y enfermedades parasitarias. La Habana, ENPES-MES. Tomo II. 254p
33. Familton A. S., (1983). Internal parasites and the growth of lambs. Animal industries workshop. Lincoln college, technical handbook. Ministry of Agriculture and Fisheries. Lamb growth. Canterbury. A.S. Familton. 165-174pp.
34. Fernández Abella D, Castells D, Piaggio L, De León N (2006). Estudio de la mortalidad embrionaria y fetal en ovinos. Efectos de distintas cargas parasitarias y su interacción con la alimentación sobre las pérdidas embrionarias y la fecundidad. Producción Ovina, 25-31p.
35. Furlong J. (1997). Pesquisa em doenças parasitarias em bovinos de leite. En: EMBRAPA Gado de Leite. 20 años de pesquisa. (Eds. L.P. Passos, M.M. Carvalho & O.F. Campos). CNPGL-EMBRAPA. Juiz de Fora, Brasil. 221p.
36. Garibotto, G., Bianchi, G. (2008). Algunas consideraciones sobre la Invernada de Corderos. XXXVI Jornadas Uruguayas de Buiatría, pp. 119-127 pp.
37. Gaulty, M.; Schackert, M.; Erhardt, G. (2004). Use of FAMACHA® Eye colour chart in the context of breeding for parasite resistance in lambs exposed to an artificial *Haemonchus contortus* infection. Detsche Tier- rztliche Wochenschrift. 111 (11): 430-433 pp.
38. Gibson TE, (1973). Recent advances in the epidemiology and control of parasitic gastroenteritis in sheep. Veterinary record, 92 (68): 469-473.
39. Giménez, A., Castaño, J. P.; Baethgen, W. E., Lanfranco, B. (2009). Cambio Climático en Uruguay, Posibles Impactos y Medidas de Adaptación en el Sector Agropecuario. Serie Técnica N° 178, INIA. 56 p.
40. Giudici C.; Entrocasso C.; Steffan P. (2013). "Resistencia antihelmíntica en Uruguay". En: Fiel C, Nari A, Montevideo. Ed. Hemisferio Sur, p 283-30.
41. Hansen J, Perry B (1994) The Epidemiology, Diagnosis and control of Helminth Parasites of Ruminants. Nairobi, internacional Laboratory for Research on Animal diseases, 121p.
42. Henriquez, H; Conrado A, Bravo, M; Suárez, C; Mosquera, O. (2004). Evaluación del sistema FAMACHA® como herramienta de diagnóstico para el control estratégico de *Haemonchus* spp. en caprinos del estado Lara, Venezuela. Revista CMV. Vol 10. Disponible en:

<http://revistacmvl.iimdo.com/suscripci%C3%B3n/volumen-10/famacha>. Fecha de Consultado; 7 de Junio 2016.

43. Houdijk, J.G.M., Athanasiadou, S. (2003). Direct and indirect effects of host nutrition on ruminant gastrointestinal nematodes. VI International Symposium on the Nutrition of Herbivores. Mérida, Yucatán, México. 2003. 213p.
44. Hutchens, T.; Harmon, R. (2005) County Assessment of FAMACHA® chart. Goat producer's newsletter. University of Kentucky. (en línea). Disponible en: <http://www.ukg.edu/Ag/AnimalScience/goats/newsletter/fgoatproducers-newsletter019052.pdf>. Fecha de Consultado: 24 Junio 2016.
45. Jefferies BC (1961). Body condition scoring and its use in management. Tasmania Journal of Agriculture, 32:19-32 p.
46. Kahn, L.P., Knox, M.R., Gray, G.D., Lea, J.M., Walkden-Brown, S.W. (2003). Enhancing immunity to nematode parasites in single-bearing Merino ewes through nutrition and genetic selection. Vet. Parasitol., 112(3): 211-225 p.
47. Kaplan, R. (2004). Responding to the emergence of multi-ple-drug resistant Haemonchus contortus: Smart drenching and FAMACHA® Proceeding of the Georgia Veterinary Medical Association 2004 Food Animal Conference. Georgia, USA. 12 p.
48. Knox, M., Steel, J. (2005). Nutritional enhancement of parasite control in small ruminant production systems in developing countries of south east Asia and the Pacific. International Journal of Parasitology. 26(8-9), 963-970.
49. Krecek R.C., P. Waller (2005). Towards the implementation of the "basket of options" approach to helminthes parasite control of livestock: emphasis on tropics/subtropics. Memorias 4o Seminario Internacional sobre métodos alternativos para el control de parásitos helmintos en la ganadería: Manejo o control de parásitos: nuevos paradigmas en el control integrado" UADY, Mérida, Yucatán, México. 17p.
50. Kumba, F. 2002. A gut feeling: deworming goats. Science in Africa. University of Namibia. Namibia, Africa (en línea). Disponible en: <http://www.sciencein africa.co.za/2002/december/goats.htm>. Consultado 22 de Junio de 2016.
51. Lapage G (1981). Parasitología Veterinaria. 6ª ed. Mexico. Continental, 791p.

52. Maciel, S.; Giménez, A.M.; Gaona, C.; Waller, P.J., Hansen, J.W. (1996). The prevalence of anthelmintic resistance in nematode parasites of sheep in Southern Latin America: Paraguay. *Veterinary Parasitology* 62: 207-212.
53. Malan, F; Van Wyk, J. (1992). The packed cell volume and colour of the conjunctive as aids for monitoring *Haemonchus contortus* infestation in sheep. *Proceedings of the SA Veterinary Ass. Biennial National Veterinary Congress. Grahamstown.*
54. Maurer, T. (2005). Reducing parasite problems in small ruminants. *Attra News*. 13(1): 1-6 (en línea). Disponible en http://attra-digest/ATTRAnews_Jan05.pdf. Fecha de Consulta: 30 de julio 2015.
55. Mederos AE, (2002). Epidemiología de los nematodos gastrointestinales de los ovinos en Uruguay. *Jornada técnica: Parásitos gastrointestinales de los ovinos. Situación actual y avances de la investigación. INIA Tacuarembó, Uruguay.* p. 2-5.
56. McEwan J., (1994). *Breeding sheep resistant to worm infection: Breeders Manual. The New Zealand Meat Research and Development Council and AgResearch.*
57. Molento, M.; Tasca, C.; Gallo, A.; Ferreira, M.; Bonont, R; Stecca, E. (2004). Método FAMACHA® como parámetro clínico individual de infección por *Haemonchus contortus* em pequenos ruminantes. *Ciencia Rural* 34(4):11391145.
58. Montossi, F., San Julián, R., Banhero, G., Ganzabal, A. (1999). I Congreso Latinoamericano de Especialistas en Pequeños Ruminantes y Camélidos Sudamericanos. Facultad de Veterinaria – Intendencia Municipal de Montevideo. Montevideo - Uruguay. 23 al 25 de Setiembre de 1999.
59. Morley, F.H. (1980). Farm management and systems of helminth control. *Veterinary Parasitology* 6: 105-134.
60. Myers, G. (2004). Preliminary observations on the use of the FAMACHA® chart. *Goat Producer's Newsletter. University of Kentucky.* (en línea). Consultado 24 jun. 2005. Disponible en: <http://www.ukg.edu/AnimalScience/goats/newsletter/faugustseptembernewslet ter01704.pdf>
61. Nari A., Cardozo H (1987). *Enfermedades de los Lanares. Montevideo, Agropecuaria Hemisferio Sur, V1, p. 1-55 pp.*
62. Nari A., Cardozo H., Berdié J., Canábez F., Bawden R. (1977a). Dinámica de población para nematodos gastrointestinales de ovinos en Uruguay. *Veterinaria (Montevideo)* 14 (66): 11-24 p.

63. Nari A., Edi C. (2002). Sitio Argentino producción animal. 1-14 pp.
64. Nari, A. (1977). Enfoque Epidemiológico sobre el Diagnóstico y Control de Resistencia a Antihelmínticos en Ovinos. Montevideo, Hemisferio Sur. **PAG????**
65. Nari, A.; Cardozo, H. Berdie, J., Canabez, F.; Bawden, R. (1977b). Dinámica de población para nematodos gastrointestinales de ovinos en Uruguay. Veterinaria. Sociedad de Medicina Veterinaria del Uruguay. Vol. 14 **PAG????**
66. Nari, A.; Robledo, M.; Dambrasukas, G.; Rizzo, E.; Elizalde, M. y Bugarin, J. (1987). Manejo parasitario del cordero de destete en campo natural II Pastoreo alterno con bovinos en un área de basamento cristalino. Veterinaria, (Montevideo) 23: 15-22 p.
67. Nari A. (2006) División de Producción y Sanidad Animal. Control integrado de parásitos. Roma, FAO. **EN: 32-34pp.**
68. Niec, R. (1968). Cultivo e identificación de larvas infectantes de nematodos gastrointestinales del bovino y ovino. INTA **¿?????**
69. Núñez, J. L. (1987). Fundamentos de Parasitología Veterinaria. Buenos Aires, Hemisferio Sur. **PAG????????????????**
70. Perez, J.; García, P.; Hernández, S.; Mozos, E.; Cámara, S.; Martínez, A. (2003). Experimental Haemonchosis in goats of single and multiple infections in the host response. Veterinary Parasitology 111(4): 333-342.
71. Procter BG, Gibbs HC (1968). Studies on the spring rise phenomenon in the ovine helminthiasis I. Spring rise in stabled sheep. Comparative Medicine and Veterinary Science, 32:359-365.
72. Quintana S, (1987). Manejo parasitario del cordero de destete en campo natural. I. Pastoreo alterno con bovinos en un área de basalto superficial. Veterinaria (Uruguay); 23 (97): 6-14.
73. Quiroz H. (2002) Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México, Limusa, 876 p.
74. Roberson, E. L. (1987). Quimioterapia de las Enfermedades Parasitarias. En: Booth, N. H. y McDonald, L. E. (Eds). Fármacos contra Nematodos. Farmacología y Terapéutica Veterinaria. Ed., Zaragoza, Acribia. 171-172p.
75. Roberts, F., P. J. O'Sullivan. 1949. Methods for eggs counts and larval cultives for strongylus infesting the gastrointestinal tract of cattle. Australian Journal Agricultural Research 1: pp. 99-102.

76. Romero J.R., Boero C.A. (2001). Epidemiología de la gastroenteritis verminosa de los ovinos en las regiones templadas y cálidas de la Argentina. *Analecta Veterinaria*. 21, 1: 2137 pp.
77. Rosa A, Ribicich M (2012). *Parasitología y enfermedades parasitarias en veterinaria*. Buenos Aires, Hemisferio sur, 325p.
78. Salles, J. (2002). Famacha®, una herramienta para controlar la resistencia antihelmíntica en pequeños rumiantes. En: *Resistencia genética del ovino y su aplicación en sistemas de control integrado de parásitos*, FAO Animal Production and Health Paper (eds), 41-47 pp. **CAPITULO?????**
79. Sangster, N.C. (1999) Anthelmintic resistance: past, present and future. *International Journal for Parasitology* 29: 115-124.
80. Schoenian, S. (2005). Integrated parasite management (IPM) in small ruminant. Maryland Cooperative Extension. University of Maryland, USA. (en línea). Disponible en: www.sheepandgoat.com/articles/1PM.html. Fecha de Consulta 21 de junio 2015
81. Sievers, G.; Jara, M.; Cardenas, C., Nunez, J. (2002). Estudio anual de la eliminación de huevos y ooquistes de parásitos gastrointestinales y larvas de nemátodos pulmonares en ovinos de una estancia en Magallanes, Chile. *Arch. med. vet.* [online]. 2002, vol.34, pp. 37-47. Disponible en: www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301732X2002000100004&lng=es&nrm=iso. Fecha de consulta: 21 de Junio de 2015.
82. Smith, L. (2004). How do you know your parasite control program is working?. *Buceye Meat Goat Newsletter*. Ohio State University. Ohio, USA. (en línea). Disponible en: <http://ross.osu.edu/ag/lamb&goat/goatnewsletters/goatnews%2004nov.pdf>. Fecha de Consulta 25 de Junio 2015.
83. Soulsby, E. J. L. (1988). *Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos*. Nueva Ed. Interamericana, S.A. México. pp. IXXII. Southcott, W. H. (1961). Toxicity and anthelmintic efficiency of Neguvon for sheep. *Australian Veterinary Journal* 37:55 – 60.
84. Steel J. W., Symons L.E.A., (1978). Current ideas on the mechanisms by which gastrointestinal helminths influence the rate of wool growth. En: Black J.L., Reis P.J. *Physiological and environmental limitations to wool growth*. Leura, New South Wales. Armidale. p 311-320. **EDITORIAL CIUDAD???**
85. Steffan, P. y Fiel, C. (1994) Efectos en producción y control de nematodos gastrointestinales en Bovinos. en: Nari, A, Fiel, C. (Eds). *Enfermedades Parasitarias de Importancia Económica en Bovinos*,

Bases Epidemiológicas para su Prevención y Control. Montevideo, Hemisferio Sur, p. 131-153.

86. Sykes, A.R. (1978). The effect of subclinical parasitism in sheep. *Veterinary Records* 102: 32-34 p.

87. Valledor, MS (2011). Estudio de la influencia de las poblaciones parasitarias gastrointestinales, en corderos (*Ovis aries*), destinados a la producción cárnica, en dos establecimientos acopiadores de los departamentos de Colonia y Soriano. Tesis de Maestría, Facultad de Veterinaria, UDELAR. **TOTAL DE PÁGINAS????**

88. Van Wyk J and Bath G. (2002). The FAMACHA system for managing haemonchosis in sheep by clinically identifying individual animals for treatment. *Veterinary research* 33: 509-529 p.

89. Vignau, M.L.; Venturini, L. M.; Romero, J. R.; Eiras, D. F.; Basso, W. U. (2005). *Parasitología Práctica y Modelos de enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos*. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad de la Plata. Argentina **TESIS PÁGINAS???**

90. Vatta, A.; Krecek, R.; Letty, B.; Linde, M.; Grimbreck, R.; Villiers, J.; Motswatsewe, P.; Molebiaemang, G.; Boshoff, H.; Hansen, J. 2002. Incidence of *Haemonchus* spp. And effect on hematocrit and eye colour in goats farmed under resource-poor conditions in South Africa. *Veterinary Parasitology* 103: 119-131p.

91. Villar C.E. (1997). Aspectos básicos para el manejo integral del parasitismo en bovinos. *Información Técnica*. No. 4. CORPOICA, Regional 8. Villa-vicencio, Meta, Colombia. 8 p.

92. Whitlock, J. (1958). The inheritance of resistance to *Trichostrongylidosis* in sheep. Demonstration of validity of the phenomena. *Cornell Veterinarian* 48: 127-133.

12. ANEXOS

ANEXO 1

12.1 Test de Resistencia Antihelmíntica:

Previo al ensayo, en el mes de Diciembre 2014, se crearon 10 grupos de borregas con 12 animales cada uno, con un peso promedio de 43kg. El grupo 1 correspondió al control y los demás grupos del 2 al 10 se los dosifico cada uno con una droga diferente.

Las drogas a evaluar fueron:

- Naphtalophos: (1cc/3kg) Tritom ®, Cibeles, vía oral.
- Levamisol: (1cc/4kg) Ripercol ® Fort-dodge, vía oral.
- Moxidectina: (1cc/10kg) Cydectin ® Zoetis, vía oral.
- Derquantel-Abamectina: (1cc/5kg) Startect ® Zoetis, vía oral.
- Rafoxanida: (1cc/10kg) Ranide ® Cibeles, vía oral.
- Closantel: (1cc/20kg) Zuletel ® Microsules, vía oral.
- Fembendazole: (0.6cc/10kg) Panacur ® Intervet, vía oral.
- Albendazole: (1cc/20kg) Valbazen ® Zoetis, vía oral.
- Monepantel: (1cc/10kg) Zolvix ® Novartis), vía oral

El TRCH es una técnica de diagnostico *in-vivo* que permite evaluar la presencia de la resistencia los antihelmínticos. Provee una estimación de la eficacia antihelmíntica ante infecciones naturales a través de la comparación de los conteos de HPG y coprocultivo de materia fecal de animales antes y después del tratamiento antihelmíntico. Permitiendo evaluar la resistencia a los principios activos utilizados (Coles y col., 1992).

Partiendo de que se considera Eficaz una droga que logre más del 95% de eficacia promedio, Sospechosa si el valor promedio de eficacia está entre 90-95%, de Baja eficacia si su promedio se ubica entre un 85 -90% y Resistente si está por debajo de 85%, realizamos las conclusiones del Test de Resistencia antihelmíntica (Coles y col., 1992).

A través de las pruebas de laboratorio y su posterior análisis de los datos obtenidos, se puede determinar que las drogas más eficaces resultaron ser Drequantel-Abamectina (Startect) y Monopantel (Zolvix) con un 100% de eficacia contra todos los géneros parasitarios de NGI presentes.

El Naphtalophos (Tritom), órgano fosforado de mediano espectro, obtuvo un 98% de eficacia en general para NGI, demostrando una baja reducción sobre el género *Oesophagostomum* spp. La droga Levamisol (Ripercol) obtuvo un 98% de eficacia promedio, con una buena reducción de todos los géneros parasitarios de NGI, menos para el género *Trichostrongylus* spp en el cual logró un 89% de eficacia.

Por otro lado, la Moxidectina (Cydectin) reflejó con una Baja eficacia promedio, que al analizarlo detalladamente se obtiene por su baja acción contra *H. contortus*.

Rafoxanida (Ranide), Closantel (Zuletel), Fembendazol (Panacur) y Albendazol (Valbazen) resultaron ser de baja eficacia, siendo el Albendazol un caso particular ya que es 100% efectivo contra todos los NGI menos contra los Trichostrongylidos (*H. contortus* y *Trichostrongylus spp.*) en donde su reducción fue de un 0%.

ANEXO 2

12.2. Técnica de laboratorio:

Técnicas de diagnóstico.

Mc Master Modificado (Robert y O'Sullivan, 1949), (Dunn, 1983b), (Vignau, 2005), (Valledor, 2011)

Técnica:

- Preparación de la solución sobresaturada de cloruro de Sodio: se agregan aproximadamente 400 g de cloruro de sodio y se completa hasta enrasar un litro de agua (preferentemente caliente), hay que alcanzar la densidad de 1.200.
- Se deja enfriar la solución.
- Se mide la densidad de la solución sobresaturada de NaCl (1.20)
- Se pesan 2 g de materia fecal, que se colocan en un mortero.
- Se miden 38 ml de esta solución sobresaturada, que se agrega al mortero con la materia fecal.
- Se mezcla todo vigorosamente, logrando la destrucción total de la forma de las materias fecales de los ovinos.
- Se lava el instrumental entre muestra y muestra.
- Se filtra para obtener una solución libre de detritus gruesos.

Llenado de la Cámara:

- Se utiliza una pipeta con una pera de goma, la cual se llena con la solución mientras se mantiene agitándose para permitir una distribución homogénea de los huevos presentes. El líquido se obtiene de la mitad de la muestra no de la superficie ni del fondo.
- Se llenan los dos retículos de la cámara de McMaster, teniendo la precaución de no dejar exceso de burbujas de aire. Para que esto resulte más fácil se puede humedecer la cámara a utilizar.
- Se deja reposar unos minutos y se lleva al microscopio para su lectura.

Lectura y Cálculo:

- Se cuentan todos los huevos de nematodos que aparezcan en ambas retículas, y se multiplica este número por un factor, que en este caso es 40, lo que le da la una sensibilidad a esta técnica de 40 huevos por gramo, expresando un resultado de huevos por gramo de materia fecal (HPG). El factor surge de la dilución de 1/19, que se realiza de la muestra (2 g de heces en 38 ml de solución sobresaturada)

Técnica de Roberts y O'Sullivan (modificada): (Vignau y col., 2005), (Valledor, 2011).

Materiales:

- Envases de plástico de 300 ml con tapa rosca
- Poliestireno expandido en copos, aserrín o vermiculita
- Agua destilada o potable declorada
- Estufa de cultivo a 22-30°C
- Pipeta Pasteur
- Portaobjetos o cámara

Procedimiento:

- Homogeneizar un conjunto de muestras de materia fecal del mismo grupo de animales. Debe agregarse a la mezcla la misma proporción de cada una de las muestras.
- Colocar en un envase 50-100 g de materia fecal mezclada con vermiculita u otro material empleado a fin de favorecer un medio aerobio en el cultivo.
- Mantener en estufa de cultivo durante 7-10 días.
- Finalizado el período de cultivo llenar con agua el envase hasta el borde.
- Cubrir con una caja de Petri.
- Invertir el envase en plano inclinado, y dejar 12-24 horas hasta que las larvas migren hacia el agua, aproximadamente en ½ hora podrán verse las primeras larvas en el agua.
- Decantar 2-4 horas.
- Tomar una gota del fondo del tubo con una pipeta.
- Descargar la pipeta en un portaobjetos.
- Fijar con Lugol diluido.
- Observar al microscopio.
- Identificar y contar 100 ejemplares; establecer la distribución porcentual en el cultivo.

IDENTIFICACION DE LARVAS DE STRONGYLIDOS (Niec, 1968; Vignau y col., 2005), (Valledor, 2011).

Para su identificación las L3 de nematodos gastrointestinales se clasifican según su tamaño, y características morfológicas. Las claves prácticas de mayor uso consideran la presencia o ausencia de la vaina de la segunda muda, su forma y tamaño, el largo total del parásito, cantidad de células intestinales y aspecto de la cavidad oral o del esófago. Las características que se describirán son las que permiten la identificación en cada caso. Las medidas citadas, corresponden a un rango aceptable entre lo definido por varios autores. La medida de la cola de la vaina que se menciona en cada caso está tomada desde la cicatriz del ano de la larva 2 hasta el extremo de la cola de la vaina.

1-Larvas sin vaina: *Strongyloides* spp. Los nematodos Rhabditidos pueden o no presentar vaina, sin embargo la L3 de *Strongyloides* spp. no la retiene luego de la segunda muda, su longitud total es de 550 a 650 µm. El esófago

fácilmente visible ocupa de 1/3 a 1/2 de la longitud del cuerpo. La cola de la larva termina en tres pequeños bulbos distinguibles según la posición. A temperaturas de 20-25° C, la larva es infectante en 30-70 hs.

2- Larvas con vaina

2-a) Larvas de menos de 650 µm de longitud (incluida la vaina): *Bunostomum spp.* La larva es muy corta, de 500 a 640 µm. La cola de la vaina tiene entre 120 y 170 µm y termina en un filamento, la cavidad bucal es cónica y el esófago aparece fuerte y con el bulbo posterior bien marcado. Las células intestinales no son evidentes. A 22- 24° C, incuba en 6-7 días.

2-b) Larvas mayores de 650 µm, incluida la vaina

I- Cola de la vaina corta:

Sin capsula bucal *Trichostrongylus spp.*: Esta larva es relativamente corta de 580 a 780 µm, siendo en general más cortas las de *T. axei* que las de *T. colubriformis*. Las colas de las vainas son cónicas y de 80 a 110 µm. La abertura oral no presenta cavidad visible. El intestino tiene 16 células triangulares. La extremidad de la larva en las diferentes especies puede presentar o no unos pequeños bulbos. La incubación a 22-24° C se produce en 6 a 8 días.

Con cápsula bucal opaca y más larga que ancha *Ostertagia spp.*: Es una larva de aspecto fino de longitud entre 730 y 930 µm, con una cola corta de entre 110 y 170µm. La cola de *Ostertagia (Teladorsagia) circumcincta* es algo más corta. La cápsula bucal es de forma cónica, a menor aumento aparece pequeña, algo más larga que ancha y opaca. El intestino posee 16 células pentagonales la cola de la larva termina en forma redondeada. Incuba en 7-8 días a 22-24 ° C.

II- Cola de la vaina mediana:

Sin cápsula bucal *Haemonchus spp.*: Son larvas esbeltas. El largo total es entre 600 y 860 µm, (algo más cortas y robustas las de *H. contortus* que las de *H. placei*) la cola de la vaina mide de 120 a 190, µm y termina muy fina (especialmente en *H. placei*). Poseen cápsula bucal poco evidente y de forma tubular, y 16 células intestinales triangulares. Con temperaturas de 27-28° C. incuban en 6-7 días.

Con cápsula bucal más ancha que larga y con uno o dos cuerpos refringentes sobre el nacimiento del esófago. *Cooperia spp.*: Son diferentes entre especies, aunque todas poseen cápsulas bucales en forma cónica ancha (siempre aparecen más anchas que profundas) la cutícula que la reviste es gruesa en la cápsula bucal lo que hace que su contorno aparezca marcado y refringente. *C. oncophora* es la de mayor tamaño, de 760 a 1.000 µm., la cola de la vaina tiene de 160 a 180 µm. La cápsula bucal tiene forma como de "lira", y la refringencia de la cutícula en la base toma el aspecto de dos puntos muy marcados cuando se observa con menores aumentos. Las otras especies de *Cooperia* (*C. punctata*, *C. curticei*, y *C. masteri*) son más pequeñas: 670 890 µm, y sus colas oscilan entre 130 y 180 µm. El contorno de sus cápsulas bucales es menos marcado pero igualmente refringente y ancho en lugar de

observarse dos puntos refringentes en la base de la cápsula suele verse como una pequeña banda estrecha. Todas las especies presentan 16 células intestinales pentagonales e incuban en 7- 8 días a 22-24° C.

III- Cola de la vaina larga:

Con 8 células intestinales *Nematodirus spp.* Las larvas de especies de este género son muy grandes, de 930 a 1.300 μm . de longitud. La cola de la vaina es la más larga, con 260 a 370 μm . El intestino presenta sólo 8 grandes células de forma trapezoidal o rectangular según las especies. La cápsula bucal es recta y de contorno marcado. La extremidad de la larva presenta distintas formaciones según la especie. La incubación y evolución hasta larva 3 transcurre dentro del huevo produciéndose la eclosión al final, las condiciones de incubación y eclosión son variables según la especie considerada: *Nematodirus spp.* incuban en 10 días a 22-24°C, eclosionando espontáneamente entre los 10 y 15 días. y requieren de un estímulo mecánico (removido del cultivo) o térmico (someterse a 36-38° C, o sufrir un cambio brusco pasando por -2° C, y luego volver a temperatura de 22 grados) para recién eclosionar.