

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA

FACULTAD DE VETERINARIA

**EVALUACIÓN DE UN PROGRAMA DE CONTROL DE NEMATODES
GASTROINTESTINALES EN VAQUILLONAS DE PRIMER ENTORE
EN UN ESTABLECIMIENTO COMERCIAL**

“por”

Raúl Ignacio MAGLIONE HOURCADE

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

MODALIDAD: Ensayo experimental

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2013**

PÁGINA DE APROBACIÓN

Tesis de grado aprobado por:

Presidente de mesa:

Dra. Zully Hernández
nombre completo y firma

Segundo Miembro (Tutor):

Dra. Elinor Castro
nombre completo y firma

Tercer Miembro:

Dr. Gonzalo Suárez
nombre completo y firma

Fecha:

19/12/13

Autor:

Raúl Ignacio Maglione
nombre completo y firma

AGRADECIMIENTOS.

- A la Dra. Elinor Castro por su colaboración y apoyo permanente en la realización del trabajo de campo y de laboratorio.
- A la Dra. María Salazar y todo el personal del “Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Veterinaria” por su colaboración en el trabajo de laboratorio.
- Al Ing. Agrónomo Juan Bolívar por el material y datos aportados en el trabajo de campo.
- Al Ing. Agrónomo Aldo Gómez de la escuela agraria “La Carolina”, por su hospitalidad
- A los estudiantes y personal de la escuela agraria “La Carolina”.
- Al Br. Diego Buscio y Lorena Generali por su amabilidad y colaboración en el trabajo de campo.
- Familiares y amigos por su apoyo durante estos años.
- A mis padres por su colaboración y apoyo incondicional por todos estos años.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA DE APROBACIÓN	2
AGRADECIMIENTOS	3
LISTA DE CUADROS Y FIGURAS	6
1. RESUMEN	7
2. SUMMARY	8
3. INTRODUCCIÓN	9
3.1 Nematodos Gastrointestinales (NGI), generalidades, epidemiología y ciclo biológico	9
3.2 Principales nematodos gastrointestinales que afectan a los bovinos	12
3.3 Estadios parasitarios de vida libre	14
3.4 Dinámica parasitaria	16
3.5 Población en refugio	16
3.6 Población en el hospedero	17
3.7 Inmunidad del bovino contra NGI	17
3.8 Control de los NGI	18
3.9 Resistencia antihelmíntica	20
4. OBJETIVOS	22
4.1 Objetivo general	22
4.2 Objetivo específicos	22
5. MATERIALES Y MÉTODOS	22
5.1 Lugar físico del desarrollo del presente estudio	22
5.2 Animales	23
5.3 Alimentación	23

5.4 Metodología	24
5.4.1 Extracción de muestras de materia fecal, pesaje y determinación de la condición corporal	24
5.4.2 Determinación de (hpg) por la técnica de McMaster modificada	24
5.4.3 Cultivo de larvas	25
5.4.4 Tratamiento antihelmíntico	25
5.4.5 Tratamiento reproductivo y ecografías	25
5.4.6 Determinación de aportes/oferta	26
5.4.7 Análisis estadístico	26
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	27
7. CONCLUSIONES	30
8. BIBLIOGRAFÍA	32
9. ANEXOS	37

LISTA DE CUADROS, FIGURAS Y GRÁFICAS

Cuadros:	Página
Cuadro 1. Nematodos gastrointestinales más importantes en bovinos	13
Cuadro 2. Tratamiento antihelmíntico e insecticidas utilizados en el grupo tratado y el grupo no tratado	25
Cuadro 3. Media de peso, condición corporal y del h.pg del grupo tratado y el grupo no tratado	28
Cuadro 4. Resultados de las ecografías a los 30 y 60 días posteriores a la I.A.T.F	30
Cuadro 5. Porcentaje de preñez a los 30 y 60 días posteriores a la I.A.T.F	30
Figuras:	
Figura 1. Ciclo biológico de nematodos gastrointestinales	10
Figura 2. Ostertagiasis tipo I y tipo II	11
Figura 3. Presentación de los estados hipobióticos de <i>O. ostertagi</i>	12
Figura 4. Distribución vertical de larvas sobre los pastos	15
Figura 5. Distribución horizontal de larvas sobre los pastos	15
Gráficos:	
Gráfica 1. Evolución del peso vivo (media±DS) y hpg para cada grupo (2011-2012).	29
Gráfica 2. Aportes en Kg/Ms/Mes/CN	29

1. RESUMEN

Los nematodos gastrointestinales son parásitos que producen importantes pérdidas productivas en los bovinos. Sin embargo, su efecto negativo no es el mismo en todas las categorías animales. El bovino va desarrollando resistencia a los mismos y a partir de los 2 años se vuelve resistente. Es práctica común en muchos establecimientos de nuestro país, el tratamiento antihelmíntico en categorías mayores. El productor no es consciente de que dicha práctica no sólo no resulta beneficiosa sino que presiona para la selección de parásitos resistentes, comprometiendo el manejo parasitario de categorías menores. El objetivo del presente trabajo fue evaluar un sistema de control químico de nematodos gastrointestinales (NGI) en un establecimiento comercial del Departamento de Flores (marzo de 2011 a enero de 2012) en vaquillonas de 2 años de las razas Hereford y Aberdeen Angus hasta el primer entore y confirmar que el tratamiento de animales mayores de 2 años no se justifica.

Para ello se emplearon 49 vaquillonas Aberdeen Angus y 23 vaquillonas Hereford ambos lotes de 2 años de edad, y se formaron 2 grupos homogéneos de 36 animales, de acuerdo al peso, raza y cantidad de huevos por gramo (hpg). A los animales de uno de los grupos se le administraron antihelmínticos (AH) de amplio espectro (grupo tratado (GT)) de acuerdo a la estrategia del establecimiento y el otro grupo no fue tratado usándose como control (GNT).

Mensualmente se extrajeron muestras de materia fecal para el conteo de hpg de NGI, cultivo de larvas para identificación de los géneros actuantes y se pesaron todos los animales. En noviembre los dos grupos fueron subdivididos para la adjudicación de dos tratamientos de inseminación artificial. En enero se realizó el diagnóstico de preñez de todos los animales por ecografía. Se tomó como peso de entore 310 kg.

En setiembre todos los animales de ambos grupos ya estaban con el peso de entore y se fue incrementando hasta el momento de la inseminación. No se observaron diferencias significativas entre la ganancia de peso, peso al entore e índice de preñez entre los 2 grupos.

Estos resultados confirman que no se obtienen beneficios productivos con el tratamiento de vaquillonas de primer entore, mayores de 2 años. La decisión para el control AH de esta categoría, debería estar basada, principalmente, en el monitoreo mensual de la carga parasitaria a través del hpg y la determinación de la ganancia de peso, lo que llevaría a realizar el tratamiento AH solamente en los casos que fuera necesario.

Palabras claves: bovinos, vaquillonas, nematodos gastrointestinales, ganancia de peso, tratamiento antihelmíntico control.

2. SUMMARY

Gastrointestinal nematodes are parasites that cause significant production losses in cattle. However, its bad effect is not the same in all animal categories. Cattle develops resistance to them and becomes resistant once they reach the two years old. It is common practice in many places of our country, deworming old categories. Farmers are not aware that this practice is useless and developed in pushing the selection of resistant parasites, compromising the management of small categories. The aim of this study was to evaluate a system of chemical control of gastrointestinal nematodes (GIN) in a commercial establishment of the Department of Flores (March 2011 to January 2012) in Hereford and Aberdeen Angus heifers two years old during the first breeding to confirm that treatment of animals older than 2 years old is unjustified. We used 49 Aberdeen Angus heifers and 23 Hereford heifers both groups of 2 years old, and formed two homogeneous groups of 36 animals according to the weight, the breed and the eggs per gram. One group was given antihelminthics (AH) broad spectrum (the treated group (TG)) according to the facility strategies and the other group was untreated and used as control (GNT). In NGI faecal samples were taken monthly for faecal eggs per gram count,; larval culture for genus identification and weighed all animals. In December, the two groups were subdivided for the award of two artificial insemination treatments. In January, pregnancy diagnosis was performed by ultrasound in all animals. Weight breed was 310 kg. No significant differences were found between the weight gain and breeding weight and pregnancy rates between the 2 groups. In September all animals in both groups reach the weight of breeding and increased until the time of insemination. These results confirm that productivity increases are not obtained by the treatment in first breed heifers, older than 2 years old. The decision to control AH of this category should be based primarily on parasite load monthly monitoring through the epg and the determination of the weight gain, which would lead to performing AH treatment only when needed

Keywords: bovine, gastrointestinal nematodes, eggs per gram (epg), weight gain, control antihelmintic treatment.

3. INTRODUCCIÓN

Los nematodos gastrointestinales (NGI) son una de las principales limitantes productivas en los sistemas pastoriles de producción de carne bovina. Si bien un porcentaje menor (10 %) se debe a mortandades, tales pérdidas son debidas a las parasitosis subclínicas que son las de mayor dificultad diagnóstica. El control eficiente es uno de los desafíos constantes que tienen productores y profesionales dedicados a la ganadería (Fiel, 2005a).

Muchos son los aspectos que se relacionan con las pérdidas ocasionadas por los NGI en los bovinos. Entre éstos están la alteración del apetito y reducción de la ingesta de alimentos (Loyacano y col., 2002), pérdidas en la ganancia de peso (Entrocasso, 1994), pérdidas en el desarrollo corporal (Manuales Bayer, 2007), mortandad de animales (Baeck y Jiménez, 2000), falta de desarrollo óseo con menor alzada y menor tamaño pelviano, estructura esquelético-muscular disminuida (Steffan y Fiel, 1994), mal estado general en los casos clínicos con pérdidas que pueden llegar a los 30-40% (30-60kg), menor producción de leche (Charlier y col., 2009), carne (Lacuesta y Vásquez, 2001), menor calidad de carcasa (Schnieder y col., 1995), en vaquillonas de 15 meses alteración de la actividad reproductiva con menor desarrollo de los órganos genitales y falta de madurez sexual lo que las hace no aptas para el servicio (Fiel, 2005b).

Los bovinos que se encuentran pastoreando durante períodos prolongados en pasturas infestadas reciben un desafío larvario que estimula su sistema inmunitario estableciéndose tres etapas de desarrollo de inmunidad que son la etapa de infección aditiva (nacimiento hasta 6-8 meses de edad), de regulación (6-8 meses de edad hasta los 18 a 24 meses) y de resistencia (24 meses de edad en adelante). Sólo en circunstancias especiales, animales adultos se vuelven vulnerables (Nari y Riso, 1994).

En nuestro país, en términos generales, el peso de entore (280-300 kg) se alcanza a los 3 años (Rovira, 1996), o sea cuando la vaquillona se encuentra en la etapa de resistencia (Nari y Riso, 1994). Y es una práctica común, el tratamiento AH sistemático de esta categoría. Este tipo de manejo, además de no traer beneficios, está seleccionando los pocos parásitos que puedan tener estos animales para resistencia, comprometiendo el control futuro de animales más jóvenes de dicho establecimiento. El propósito del presente trabajo fue demostrar que no hay beneficios en el tratamiento de esa categoría y sugerir otras formas de mejoramiento del sistema productivo.

3.1 Nematodos gastrointestinales, generalidades, epidemiología y ciclo biológico

El Phylum NEMATELMINTOS es el grupo de parásitos más numeroso de los animales domésticos y del hombre. Su cuerpo es cilíndrico, no segmentado con un tracto digestivo completo y una cavidad general. Tienen forma redonda en sección transversal y están cubiertos por una cutícula más o menos resistente a la digestión intestinal (Quiroz, 2005).

Según Fiel (2005b), la epidemiología parasitaria consiste en la interacción de diversos aspectos del parásito, del hospedero y del ambiente que determinan la importancia de las parasitosis especialmente como una enfermedad crónica de tipo subclínica.

El ciclo biológico de los NGI es corto, simple y directo (Castells, 2004a) (Figura 1), es decir que no necesita de hospederos intermediarios. Tiene una fase en el hospedero donde llega al estado adulto que contaminará las pasturas con sus huevos (relación parásito-animal) y otra de vida libre, o sea afuera del hospedero (relación parásito-medio ambiente) (Fiel y Steffan ,1994).

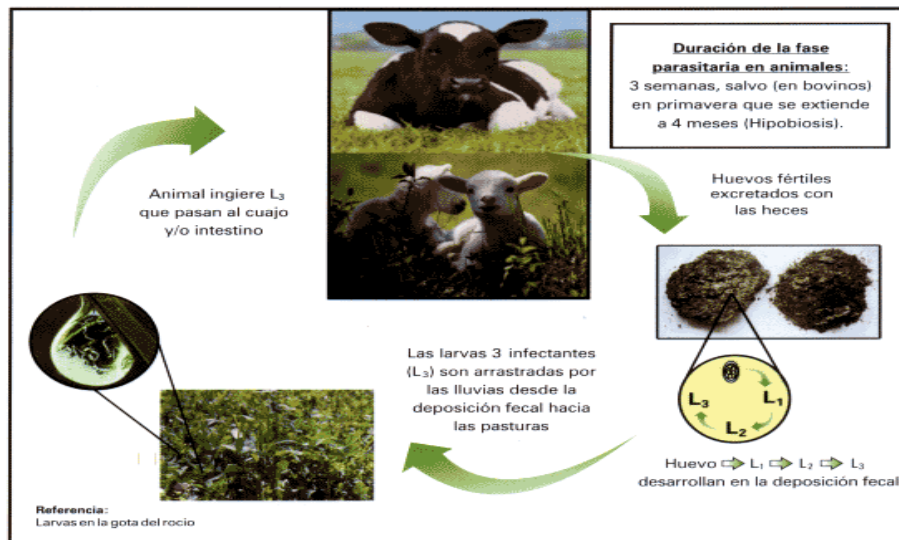


Figura 1: Ciclo biológico de nematodos gastrointestinales
Fuente: Fiel, 2005a.

Los animales adquieren la infección parasitaria al ingerir pasturas contaminadas con las larvas infectantes, que son las larvas de tercer estadio (L3). Una vez ingeridas, las L3 sufren una serie de cambios a nivel de los órganos digestivos (Saravia, 2004), como son la pérdida de la envoltura externa en el rumen (para parásitos del abomaso) o en el abomaso (para los parásitos intestinales), luego aumentan de tamaño pasando así a los 4 días post-ingestión a larva de cuarto estadio (L4), a los 10 días post-ingestión pasa a la larva de quinto estadio (L5) y por último llegan a adultos. Una vez llegados a adultos (macho y hembra) se produce la cópula e inicia la postura de huevos, ésta sería la fase en el hospedero (Fiel y Steffan ,1994).

Los huevos salen con las heces donde comienzan su etapa de vida libre o fuera del hospedero (Saravia, 2004). En las heces bajo condiciones adecuadas de humedad, temperatura comienzan a evolucionar por diferentes estadios (mórula, gástrula, larva pre-eclosionada) antes de dar origen a la larva de primer estadio (L1). La L1 abandona el huevo y después de un periodo en el que se alimenta de hongos y bacterias presentes en las heces pasa a la larva de segundo estadio (L2), no sin antes haber cambiado la cutícula que la recubre. La L2 tiene los mismos hábitos alimenticios que la L1. Luego de un periodo de reposo la L2 pasa a la larva de tercer estadio L3 infectante, la cual mantiene la cutícula de la L2 y esta envoltura que la recubre le impide alimentarse pero la hace más resistente a las condiciones ambientales (Fiel y Steffan, 1994). Éstas

tienen una mayor sobrevivencia en condiciones de alta humedad relativa y temperaturas que no sobrepasen los 35°C (Saravia, 2004).

Una vez ingerida la L3, después de haberse desenvainado, se introduce en las glándulas de la mucosa gástrica para realizar su muda a L4. Luego sale a la luz para mudar a L5 y finalmente a adulto. El periodo de prepatencia o prepatente (periodo que va desde la ingestión de L3 hasta que empieza la postura de huevos) es para la mayoría de los géneros parasitarios de 3 semanas aproximadamente (6 semanas para *Oesophagostomum* spp. o más si son reinfecciones), excepto cuando se produce una inhibición del desarrollo o hipobiosis en el cual este periodo se extiende hasta 4-5 meses (Fiel y Steffan, 1994).

Este fenómeno de hipobiosis o inhibición del desarrollo larvario ha sido observado en diferentes especies de NGI y es una forma que tiene el parásito de superar las condiciones climáticas adversas dentro del hospedero (Frank y col., 1986).

En este estado, los NGI detienen su ciclo y se mantienen en un metabolismo muy bajo hasta que aparecen condiciones ambientales más favorables para su desarrollo.

En Uruguay este fenómeno se ha descrito para *Haemonchus contortus* en ovinos y para *Ostertagia ostertagi* en bovinos (Nari y Cardozo, 1987).

La Ostertagiasis tipo I es una enfermedad provocada por *O. ostertagi* con un período prepatente de 3 semanas y generalmente los brotes ocurren durante otoño e invierno. Este tipo de cuadro clínico afecta principalmente a los terneros recién destetados y también a la cría (Descarga, Piscitelli y Zielinski, 2002).

Ante determinados estímulos del medio ambiente, factores relacionados al NGI o factores relacionados al hospedero, *O. ostertagi* detiene su desarrollo (Fernández y col., 1998) (Loyacano y col., 2002). Lo detiene como larva 4 inicial (L4i) en la profundidad de las glándulas abomasales por 3-5 meses antes de completar su ciclo de vida. Estos fenómenos se describen en la figura 2.

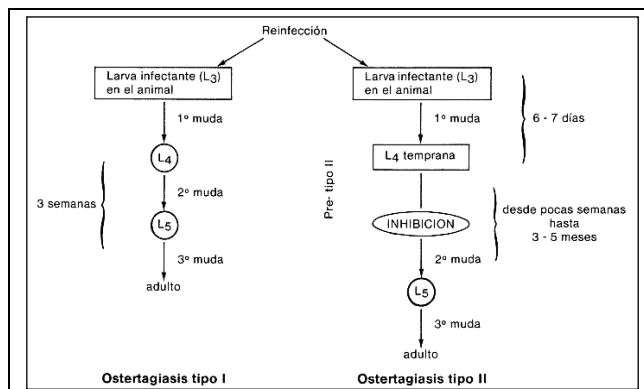


Figura 2: Ostertagiasis tipo I y tipo II.
Fuente: Williams, 1986.

El estímulo es inducido principalmente por el efecto adverso del aumento de la temperatura ambiente sobre los NGI en las pasturas (Descarga, Piscitelli y Zielinski, 2002) así como también el aumento de exposición a las horas de luz de las L3 infectantes (Fernández y col., 1998).

Por lo que las L3 infectantes ingeridas en primavera (setiembre a diciembre), inhiben su desarrollo acumulándose como L4i en la pared del abomaso, quedando en hipobiosis y es lo que se conoce como la Ostertagiasis pre-tipo II, la cual es de tipo subclínico (Fernández y col., 1998).

La reanudación del desarrollo ocurre en el fin del verano e inicio del otoño y se conoce como Ostertagiasis tipo II. La salida de estas larvas puede ser en oleadas o en forma sincrónica lo que puede provocar una alta mortalidad. Este tipo de cuadro clínico afecta a la recría (Fiel y Steffan, 1994).

En la figura 3 se muestra la prevalencia de los estados hipobióticos (L4h) y estados adultos de *Ostertagia* spp. en las diferentes épocas del año (Nari y Riso, 1994).

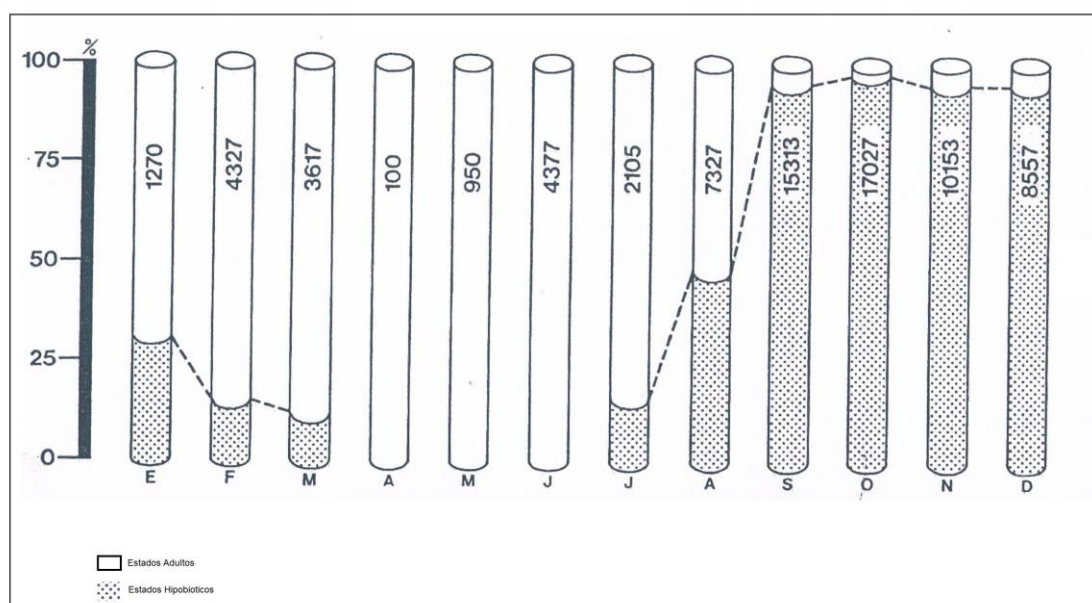


Figura 3: Presentación de los estados hipobióticos de *O. ostertagi*.
Fuente: Nari y Riso, 1994.

La Ostertagiasis Tipo I se da en otoño-invierno, la Pre-tipo II en primavera-verano y la Tipo II a fines en verano (Nari y Riso, 1994).

3.2 Principales NGI que afectan a los bovinos

En animales en pastoreo se pueden observar infecciones producidas por diversos géneros de NGI, trematodes, coccidios, cestodes y también ectoparásitos.

De todos estos los NGI son los más patógenos y económicamente importantes en los bovinos de zonas templadas de todo el mundo (Fiel y Steffan, 1994).

Los vacunos pueden albergar siete u ocho géneros parasitarios en su tubo digestivo, pero en general son dos o tres los géneros de mayor incidencia y patogenicidad. La incidencia de uno u otro género parasitario va a estar dada por las condiciones climáticas de la zona. Es así que *Cooperia oncophora* y *Trichostrongylus colubriformis*, de localización intestinal, *O. ostertagi*, *Haemonchus* spp. y *Trichostrongylus axei* ubicados en el cuajo son los principales géneros parasitarios en el bovino (Fiel y Steffan, 1994).

En Uruguay los NGI más importantes en los bovinos son *Cooperia* spp. y *Ostertagia* spp. (Nari y Risso, 1994).

En la cuadro 1 se presentan los diferentes géneros parasitarios con sus respectivas localizaciones y efectos.

Cuadro 1: Nematodes gastrointestinales más importantes en los bovinos.
Adaptado de Soca y col. (2005).

Género	Localización	Efecto
<i>Haemonchus</i> spp.	Abomaso	Anemia, gastritis
<i>Trichostrongylus axei</i>	Abomaso	Abomasitis, gastritis, úlceras profundas, diarreas severas, alteraciones del pH
<i>Ostertagia ostertagi</i>	Abomaso	Anemia, nódulos, alteraciones del pH, afecta la producción de pepsinógeno
<i>Cooperia</i> spp.	Intestino Delgado	Enteritis, anemia y diarreas
<i>Trichostrongylus columbriformis</i>	Intestino Delgado	Congestión y enteritis catarral
<i>Nematodirus fillicolis</i>	Intestino Delgado	Alteración de la absorción intestinal.
<i>Oesophagostomum radiatum</i>	Intestino Grueso	Enflaquecimiento, diarreas, pérdida de proteína plasmática

3.3 Estadios no parasitarios o de vida libre

Uruguay tiene una extensión pequeña de 176.215 km² y se encuentra totalmente en una zona templada (30° latitud S-35° latitud S). Estas circunstancias y el no tener montañas hacen que los géneros y especies de NGI tengan una distribución similar por todo el territorio. La calidad y disponibilidad de forraje varía estacionalmente y son frecuentes los periodos de sequía o prolongadas precipitaciones pluviales (Nari y Risso, 1994).

La relación entre ambiente-parásito va a estar dada por dos factores, que son el clima y las pasturas (Fiel y Steffan, 1994).

Las condiciones climáticas de temperatura y humedad, juegan un papel clave en el origen y evolución de las enfermedades del ganado especialmente en las enfermedades parasitarias (Uriarte y Calvete, 2012). Son las que van a determinar el predominio de las especies, tanto la temperatura como la humedad son factores determinantes, siendo la humedad el factor más limitante ya que en donde llueve menos de 50 mm y las temperaturas son elevadas (verano) es difícil que ocurra la infectación de las pasturas (Fiel y Steffan, 1994). Las bajas temperaturas retrasan la evolución de huevo a L3.

Existen diferentes géneros parasitarios según la época del año, se sabe que *Ostertagia* spp. y *Nematodirus* spp. se adaptan mejor al clima frío, *Trichostrongylus* spp. y *Cooperia* spp. son intermedios y por último *Haemonchus* spp. y *Oesophagostomum* spp. son más de clima tropical/subtropical.

Dentro de los géneros parasitarios más comunes de nuestro país *Cooperia* spp. tiene mayor resistencia a las altas temperaturas y a la desecación ambiental en comparación con *Ostertagia* spp. (Suárez, 2002).

En lo referente a las pasturas se sabe que aquellas que están compuestas en mayor parte por leguminosas contribuyen a una mayor supervivencia que las que están compuestas mayoritariamente por gramíneas. Esto se debe a que las leguminosas forman más sombra que permiten conservar la humedad y protegen a las L3 infectantes de la exposición solar directa (Suárez, 2002).

La migración de la L3 infectante de las heces al forraje parece estar dado por las lluvias a pesar de la gran movilidad que tienen los nematodos. Es que estos no pueden expresar su movilidad sin la presencia de una película acuosa que los envuelva (lluvia, rocío).

Además las lluvias, rocío hacen que las heces no formen costra favoreciendo la migración larvaria (Fiel y Steffan, 1994).

Los pájaros y el pisoteo por parte de los animales también favorece la disgregación y el traslado de heces y con ello las larvas (Williams, 1986).

En la figura 4 y 5 se observa la distribución vertical y horizontal de las larvas.

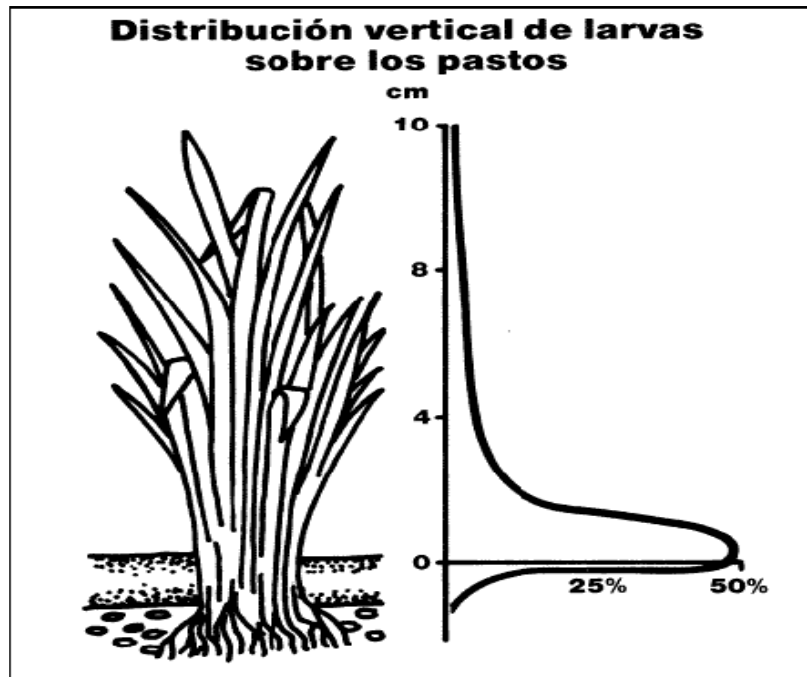


Figura 4: Distribución vertical de larvas sobre los pastos.
Fuente: Williams (1986).

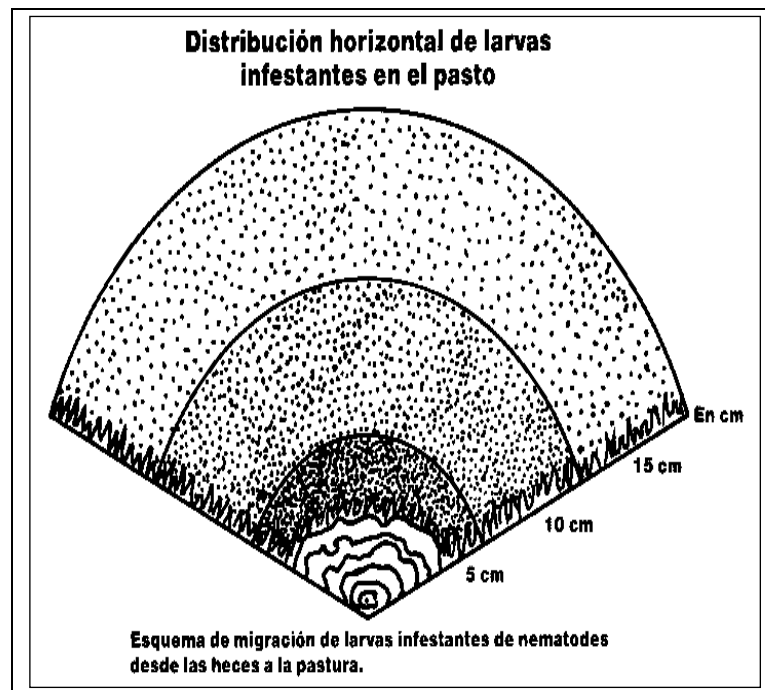


Figura 5: Distribución horizontal de larvas sobre los pastos.
Fuente: Williams (1986).

Las L3 tienen la capacidad de trepar por el tallo de la planta y permanecen en la pastura hasta que son ingeridas (Figura 4).

En la Figura 5 se muestra la distribución horizontal de las L3 las cuales pueden migrar de las heces sólo si existe humedad (Fiel y Steffan, 1994).

3.4 Dinámica parasitaria

“La dinámica de los estadios parasitarios es diferente en los distintos sistemas productivos, dependiendo del tipo de explotación, el manejo, la categoría animal, las condiciones climáticas y el nivel de infectividad de las pasturas” (Nari y Riso, 1994).

En nuestro país el clima es templado y permite la evolución de los dos géneros de nematodos más importantes que son *Ostertagia* spp. y *Cooperia* spp.

Otros géneros como *Haemonchus* spp. (verano-otoño) *Trichostrongylus* spp. (invierno-primavera) y *Oesophagostomum* spp. (verano-otoño) tienen una presentación más estacional (Nari y Riso, 1994).

En el bovino la categoría animal tiene mayor importancia que en el ovino, en relación al desarrollo de las poblaciones parasitarias.

La mayoría de los casos clínicos se observan en las categorías jóvenes, es decir terneros de destete en su primer invierno de pastoreo (68%), terneros cumpliendo el año (21%) y terneros de sobreaño mudando dientes (9%). Los casos clínicos que se observan en animales mayores de 2 años están asociados a problemas de edad, subnutrición y preñez. Para todas las categorías existe una incidencia marcada de tres especies de nematodos que son *O. ostertagi*, *T. axei* y *C. punctata* (Nari y Riso, 1994).

3.5 Población en refugio

Se le denomina población en refugio a todos aquellos estadios que no pueden ser afectados por los antihelmínticos, o sea los que se encuentran en la pastura así como podrían incluirse las larvas hipobióticas (L4h) (Torres y col., 2007).

Las condiciones ambientales tienen un gran impacto sobre los estadios de vida libre, en Uruguay la temperatura y la humedad tienen una influencia importante sobre la velocidad de desarrollo de larvas infectantes. Y se observa una mayor carga parasitaria en invierno (junio-agosto) que en verano (diciembre-febrero) (Nari y Riso, 1994).

La migración de L3 de las heces al suelo o pastura está relacionada por la presencia de una película de humedad entre ambas. La salida de las larvas desde las heces, se da luego de la deshidratación y desintegración, es aquí que el pisoteo por parte de los vacunos que son manejados a altas cargas, puede tener una influencia inmediata en el desarrollo de las L3. La concentración de larvas disminuye a medida que nos alejamos de las deposiciones fecales, la mayor cantidad se encuentran a 10-20 cm aunque a veces se pueden encontrar a 1 metro cuando son arrastradas por la lluvia. Los bovinos evitan comer cerca de las deposiciones fecales, pero cuando la carga es alta esto es imposible. Otro aspecto clave es la movilidad vertical que poseen las larvas (Figura 4), cuando las cargas son bajas los vacunos evitan comer pasturas cortas, cuando las cargas son

elevadas esto se pierde y los bovinos ingieren este tipo de pasturas que son las que tienen una mayor concentración de larvas infectantes (Nari y Risso, 1994).

3.6 Población en el hospedero

Los animales de un rodeo que pastorean la misma pastura, generalmente no tienen la misma carga parasitaria, ya que existe un porcentaje (alrededor de 5-10%) de estos animales que se encuentran en peor estado y cargan la mayoría de la población de nematodos (Nari y Risso, 1994).

Los integrantes del rodeo pueden encontrarse en tres estados diferentes:

- a) parasitismo: es el estado natural de equilibrio entre el hospedero y el parásito; este equilibrio se observa normalmente en el 100% de un rodeo bien alimentado y luego de que los animales son dosificados con un antihelmíntico eficiente.
- b) parasitiasis: es el proceso que se observa en los animales más débiles y es cuando comienza a aumentar la carga parasitaria.
- c) parasitosis: es la enfermedad parasitaria propiamente dicha y que es difícil de controlar sin medidas de manejo complementarias a la dosificación (Nari y Risso, 1994).

3.7 Inmunidad del bovino contra NGI

Los bovinos que se encuentran pastoreando durante períodos prolongados en pasturas infestadas reciben un desafío larvario que estimula su sistema inmunitario (Nari y Risso, 1994). Algunos animales están más predispuestos que otros a una infección masiva debido a factores genéticos, conductuales, nutricionales o ambientales (Tizard, 2000).

Estos NGI estimulan la inmunidad humoral y celular. En lo referente a la respuesta inmune humoral, se ha observado en ovinos parasitados por *H. contortus* como en bovinos parasitados con *Ostertagia* y/o *Cooperia* altos niveles de IgM, IgG, IgE, IgA en el suero y/o la mucosa gástrica. La respuesta inmune celular está asociada a linfocitos, eosinófilos, mastocitos y macrófagos que llegan al sitio donde está el parásito (Eddi y Caracostantogolo, 1994).

La respuesta inmune humoral y celular provoca alteraciones en el metabolismo de los parásitos que llevan a que estos reduzcan su tamaño, presenten alteraciones morfológicas y disminución de la oviposición de las hembras (Eddi y Caracostantogolo, 1994).

Existen tres etapas en el desarrollo de la inmunidad en el bovino (Nari y Risso, 1994):

1. Etapa de infección aditiva esta comienza cuando en el ternero se sustituye la alimentación láctea por pastura por lo que el animal se encuentra expuesto a desafíos larvarios. Su capacidad de respuesta inmune es muy pobre, por lo que

gran parte de las larvas consumidas desarrollarán a adultas. Esta etapa se mantiene generalmente hasta los 6-8 meses de edad, dependiendo mucho de la calidad de forraje disponible.

2. Etapa de regulación a pesar de que el desafío larvario es continuo en condiciones de pastoreo en los bovinos, sus poblaciones parasitarias no siguen aumentando en forma aditiva. Esto es debido a que los bovinos empiezan a desarrollar defensas inmunológicas contra los parásitos y de esta forma controlan sus cargas parasitarias. Esta etapa se extiende desde los 6-8 meses hasta los 18-24 meses dependiendo de las condiciones ambientales y de la oferta de larvas. Esta etapa se caracteriza por una disminución de larvas que se desarrollan a adultos, disminución de la postura de huevos de las hembras y por un aumento de la eliminación de parásitos adultos sustituidos por nematodos de ingestión reciente (turnover). Es una etapa altamente dinámica y sujeta a condiciones de estrés.
3. Etapa de resistencia luego de 18-24 meses de edad y dependiendo de las condiciones de estrés que pueden estar asociadas (preñez, mala alimentación), los bovinos pueden regular sus poblaciones parasitarias con éxito. En esta etapa es de esperar que el rodeo consuma gran cantidad de larvas, de las cuales muchas de estas no llegaran a adultos, disminuyendo así la tasa de contaminación de la pastura. Esta resistencia no es la misma para todas las especies de nematodos ni en todos los individuos del rodeo. La inmunidad se desarrolla primero contra el género *Dictyocaulus* spp. y *Strongyloides* spp., luego del año aparece la inmunidad contra *Cooperia* spp., *Haemonchus* spp. y *Bunostomum* spp. y por último aparece la inmunidad contra *Trichostrongylus* spp. y *Ostertagia* spp. (Nari y Risso, 1994).

3.8 Control de los NGI

Los sistemas de producción pastoriles de bovinos y ovinos presentan como desafío el control de los NGI. El método de control más frecuentemente usado por los productores ha sido el químico, utilizando distintas estrategias de dosificación. Actualmente, donde la resistencia antihelmíntica, los residuos y la sustentabilidad son elementos muy importantes está cambiando el enfoque del control de los NGI. Es por ello que hoy se habla de un control integrado de parásitos (CIP), el cual apunta a una menor utilización de las drogas, con un uso cada vez más inteligente de las mismas y a la integración de otras medidas de control no químico (Castells, 2004b).

Entre éstas se destacan las medidas de manejo (de pasturas), de la alimentación (proteínas, taninos), selección de animales resistentes, el desarrollo de vacunas (sobretudo molecular), el control biológico por organismos vivos (bacterias, insectos) entre otros (Castells, 2004b).

El manejo de las pasturas con un criterio parasitario, está basado en tres puntos fundamentales (Nari y Cardozo, 1987):

- Las pasturas tienen que ser de buena calidad, ya que los animales con buen

estado son más resistentes a los NGI.

- Los animales que se introduzcan a la pastura poco infestada tienen que estar dosificados.
- El desafío de larvas debe ser mínimo.

Este tipo de manejo se basa en la posible obtención de pasturas en las cuales el contacto entre las L3 del parásito y el hospedero disminuyen (Nari y Cardozo, 1987).

Sin embargo, actualmente, la obtención de pasturas limpias o seguras es cuestionable. Principalmente, en lo que se refiere a la presión de selección para resistencia AH. Frente a la resistencia AH, el manejo que se sugiere es la introducción de los animales y luego su dosificación, para permitir la dilución de los parásitos resistentes en la población en refugio.

Existen diferentes tipos de pastura (Nari y Cardozo, 1987):

- Pastura libre: Es aquella que no tiene contaminación ni larvas disponibles, esta situación es poco probable que ocurra debido a nuestras condiciones de manejo.
- Pastura limpia: Tiene una infestación mínima en la cual los animales que ingresen previamente dosificados no se verán afectados.
- Pastura segura: Su contaminación no es suficiente para producir pérdidas de producción en los animales, aunque la presencia de animales en este potrero determina un aumento de la contaminación del mismo.
- Pastura sucia: Aquella en la cual existe una importante contaminación.

Los sistemas de pastoreo pueden ser alternos, donde se alternan especies (bovino y ovino) o categorías (adultos y jóvenes) o rotativos donde se realiza una división de parcelas que determina que disminuya la permanencia o se aumenten los períodos de descanso (Nari y Cardozo, 1987).

El pastoreo alternativo, está basado en que la tendencia a desarrollar nematodos entre las dos especies de rumiantes es diferente, por lo que en el tiempo en que los bovinos están pastoreando no se está produciendo contaminación para los ovinos y viceversa, además los niveles de oferta de L3 disminuyen por la acción de los factores climáticos y el tiempo (Castells, 2004b). Una ventaja que posee es que el potrero puede seguir siendo pastoreado por animales y esto evita grandes cambios de carga animal en otros potreros de un establecimiento (Nari y Cardozo, 1987). En otros países o aéreas donde no se encuentra otra especie para poder realizar pastoreo alternativo, se han obtenido buenos resultados realizando pastoreo alternativo con categorías resistentes, sin embargo según su experiencia en ovinos utilizando capones adultos, estos no proporcionaron pasturas seguras para los corderos destetados (Castells, 2004b).

El pastoreo rotativo consiste en evitar la posibilidad de que los ciclos parasitarios se desarrollen, los sistemas de pastoreo rotativo pueden favorecer el control parasitario por 2 mecanismos, el tiempo de permanencia o el tiempo de descanso.

El tiempo de permanencia corto (menos de 7 días), determina que la contaminación de los propios animales no tenga tiempo de reinfestarlos ya que cuando las L3 están disponibles para que los animales las ingieran estos ya cambiaron de potrero. Este sistema tiene más éxito en los países con climas tropicales donde las L3 tienen una alta mortandad hacia la cuarta a sexta semana luego de la contaminación.

En los climas templados, en donde los ciclos son más lentos, el tiempo de descanso pareciera ser lo más importante. Es así que en Uruguay los sistemas de pastoreo con 28 días de permanencia y 90 a 120 días de descanso han mostrado buenos resultados, pero cuando las condiciones climáticas son favorables para los parásitos los 28 días son suficientes para completar el ciclo antes que los animales abandonen el potrero (Castells, 2004b).

Otra medida de control es el uso de plantas con propiedades AH, estas se encuentran en plantas forrajeras con contenido alto a mediano de taninos condensados (TC), estos TC son metabolitos secundarios de las plantas y han sido asociados como parte de la defensa de las plantas contra insectos y herbívoros, estos tienen la propiedad de reducir los niveles parasitarios sobre los rumiantes jóvenes (Mederos y col., 2004).

Es muy difícil imaginar una estrategia de control en la cual no se utilicen AH, por ser un medio simple, económico y que posee resultados rápidamente apreciables.

Existen diferentes metodologías para la aplicación de AH en la cual tenemos dosificaciones estratégicas, tácticas, curativas y múltiples (Nari y Risso, 1994).

Las estratégicas, son aquellas en las cuales los tratamientos son aplicados en momentos claves del crecimiento o estado reproductivo. Como por ejemplo en ovinos los tratamientos realizados en la preencarnerada, parto, postparto y destete (Nari y Cardozo, 1987). Y las tácticas son aquellas que se pueden utilizar para cubrir el espacio entre dos dosificaciones estratégicas (Nari y Risso, 1994). Los motivos para su realización pueden ser varios, por ejemplo por factores climáticos (humedad-temperatura), manejo (aumento de la carga animal-estrés) o por el hecho de que una pastura limpia o segura se ha transformado en sucia. Las curativas, son aquellas que se utilizan como tratamiento para los animales con sintomatología, que puede ser grave e incluso cuando existe mortandad de animales. Las múltiples son aquellas en las cuales se aplica tratamiento varios meses al año, pudiendo existir algunos establecimientos en los cuales se realizan dosificaciones todos los meses. Por otro lado, se debe considerar también que los problemas de producción causados por los NGI son manejo dependiente, por lo que su incidencia estará influenciada por cada sistema productivo en particular. Teniendo en cuenta este concepto existen tantas estrategias de control como sistemas productivos (leche-carne) y sus variaciones (extensivas, semi-intensivas e intensivas) (Nari y Risso, 1994).

3.9 Resistencia antihelmíntica

El control eficiente de los NGI de los bovinos se puede lograr con un adecuado manejo de las superficies de pastoreo y el uso estratégico de antiparasitarios. Sin embargo, en la práctica productiva se ha instalado la administración regular de AH como una rutina que se realiza incontroladamente y sin ningún criterio técnico (Sievers y Alocilla, 2007) (González y col., 2003). Este uso a ciegas de los AH también se realiza en Uruguay, y

está llevando a la aparición de severos casos clínicos de parasitosis y al aumento de pérdidas (productivas y económicas) debido al incremento de parásitos resistentes (Gayo, 2004). Se entiende por resistencia antihelmíntica a la habilidad que tiene una población de NGI para resistir dosis de AH significativamente mayores a las necesarias para matar una población normal (Bonino, 2004).

La resistencia antihelmíntica se produce más rápidamente en regiones como Australia, Nueva Zelanda, Sudáfrica y Sudamérica, cuyas condiciones climáticas y sistemas pastoriles permiten la exposición a continuas reinfecciones y en donde los programas de control se basan en la utilización frecuente de antihelmínticos. Si bien muchas son las causas de aparición de resistencia antihelmíntica, las principales se relacionan a la alta frecuencia de dosificación, el uso indiscriminado de AH y la falta de rotación de los principios activos y a su vez agrava el riesgo aquellas drogas de efecto prolongado (Fiel y col., 2001).

Actualmente la mayoría de los AH disponibles para el control de los NGI corresponden a tres grupos químicos: los imidazotiazoles (levamisoles), los benzimidazoles y las lactonas macrocíclicas (avermectinas / milbemicinas) (Anziani y Fiel, 2004). Los imidazotiazoles y benzimidazoles disminuyen rápidamente su concentración plasmática dándole pocas oportunidades a los parásitos que poseen genes de resistencia. La ivermectina que pertenece al grupo de las avermectinas de las lactonas macrocíclicas tiene cierto poder residual dependiendo de la concentración (Gayo, 2004), dando la posibilidad de seleccionar más que las drogas menos persistentes.

El uso intensivo de un mismo principio activo seleccionará aquellos parásitos que son genéticamente resistentes y éstos transmitirán esa resistencia a su descendencia. Posteriores tratamientos continuarán seleccionando e incrementando de esta forma el nivel de resistencia (Fiel y col., 2001). Con los métodos coprológicos actualmente disponibles, la misma no será detectada hasta que la frecuencia de individuos resistentes sea alta en la población.

El tamaño de las poblaciones en refugio condicionará la manifestación más o menos rápida de la resistencia antihelmíntica. Cuando la población en refugio es menor (pasturas seguras y/o fines de verano) el uso de AH puede llevar a una rápida selección de resistencia, y por el contrario la selección de resistencia es menor cuando la población en refugio es grande (pasturas sucias o en otoño-invierno y principios de primavera), debido a que los parásitos susceptibles producirán un mayor efecto de dilución. Por otro lado y teniendo en cuenta los géneros parasitarios resistentes tanto en bovinos como en ovinos, la selección de resistencia ocurriría más rápidamente en aquellos géneros con eficacia declarada entre un 90 y 99.9% (Fiel y col., 2001).

Es de clave importancia poder diferenciar la aparición de resistencia antihelmíntica con la falta de eficacia del AH utilizado. Esta última puede estar originada por una mala calidad del producto (Fiel y col., 2001), por subdosificaciones debidas a una mala estimación del peso vivo o por una pérdida del producto durante la aplicación o por una mala calibración de la pistola (Romero y Boero, 2002). Sea cual sea el método utilizado para detectar resistencia antihelmíntica la correcta anamnesis se impone como un elemento clave para detectar la posibilidad cierta de resistencia. Es imprescindible tener datos como la categoría animal, manejo del pastoreo, plan sanitario y el historial de desparasitaciones de los últimos 2-3 años en donde estén datos sobre que drogas

(nombre comercial, dosis utilizadas) se utilizaron y con qué frecuencia (Fiel y col., 2001).

Diferentes métodos han sido desarrollados para la detección de resistencia antihelmíntica, que comprenden test *in vivo* e *in vitro* (Cutullé y col., 2004), pero existen métodos más simples, económicos y prácticos como es el test de reducción del conteo de huevos (T.R.C.H.) en materia fecal, más conocido como “LOMBRITEST” (Nari, 1999; Fiel y col., 2004; Bonino, 2010).

El “LOMBRITEST” es un método sencillo el cual consta de una parte de campo y otra de laboratorio y permite evaluar cuáles son las drogas que “funcionan” en el establecimiento evaluando el grado de resistencia existente de los parásitos a las mismas (Bonino, 2010). El conocer cuáles son las drogas que realmente “funcionan” en un establecimiento resulta clave para un correcto control parasitario (Rodríguez y Banchemo, 2007).

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general:

El objetivo general de este trabajo fue evaluar un programa de control antihelmíntico para vaquillonas de primer entore.

4.2 Objetivos específicos:

- Determinar que el control químico programado de nematodos gastrointestinales en vaquillonas de 24 meses de edad, no tiene un efecto positivo en su peso al entore.
- Determinar el efecto de un control químico programado de nematodos gastrointestinales en la ganancia de peso en este tipo de categoría.
- Determinar el efecto de un control químico programado de nematodos gastrointestinales en el índice de preñez.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Lugar físico de desarrollo del presente estudio

Este trabajo constó de una parte de campo y otra de laboratorio. La parte de campo se realizó en la Escuela Agraria “La Carolina” CETP (UTU) ANEP, que se encuentra ubicada sobre la ruta nacional número 23 en el Km 1621/2 en la localidad de Ismael Cortinas en el departamento de Flores. La parte de laboratorio se realizó en el

Departamento de Parasitología de la Facultad de Veterinaria en Montevideo, y en el laboratorio de la Escuela Agraria.

Consta de un sistema productivo mixto de ciclo incompleto (aunque se terminan algunos novillos según la disponibilidad de alimentos y las variabilidades de precios). Consta de 2000 hectáreas/totales (ha/totales) de las cuales 1673 ha son ganaderas y 240 ha son destinadas a la lechería.

Se encuentra en la región cristalino centro-sur del Uruguay (Gallego, 2010), una de las regiones geomorfológicas más grandes del país (2.5 millones de hectáreas) y una de las principales zonas ganaderas y agrícolas del país (MGAP- DIEA, 2012).

Los tipos de suelos más dominantes en el establecimiento son los brunosoles eutrícos típicos y los vertisoles rúpticos luvicos (Gallego, 2010).

5.2 Animales

Para el trabajo se utilizaron 72 vaquillonas nacidas en la primavera del año 2009 (18 meses de edad), 49 de la raza Aberdeen Angus y 23 de la raza Hereford, identificadas con caravanas de trazabilidad y del establecimiento.

El 2 de febrero se pesó la totalidad de los animales y se extrajeron muestras para la determinación de huevos (de parásitos) por gramos (de materia fecal) (hpg.). Se formaron 2 grupos homogéneos de 36 animales ajustados por peso, raza y por hpg. Se sortearon los grupos para la asignación de los tratamientos.

Las vaquillonas del grupo “no tratado” (GNT) (control) no recibieron tratamiento AH a lo largo del experimento (Febrero 2011- Enero 2012), con la excepción de aquellas vaquillonas que perdieron un 10% de su peso entre dos pesadas sucesivas. Esto ocurrió para once animales en el periodo del 23 de mayo del 2011 al 23 de junio del 2011.

Los animales del otro grupo “tratado” (GT) recibieron tratamiento AH de acuerdo al manejo del establecimiento (tratamientos cada 3 meses desde marzo hasta diciembre, cuando se entoran). Ambos grupos se manejaron en el mismo potrero.

5.3 Alimentación

Ambos grupos pastorearon juntos durante todo el experimento.

Pasturas:

- 40 hectáreas de campo natural con una disponibilidad de 1350 kilogramos de materia seca (Kg/Ms) al 30 de mayo del 2011. Potrero en el cual los animales estuvieron durante todo el ensayo.
- 9 ha pradera permanente de 4to año (PP4), sembrada con Lotus San Gabriel (*Lotus corniculatus*) y Trébol Blanco (*Trifolium repens*) para pastoreo horario (1 hora por día). Este pastoreo comenzó el 20 de junio y duró hasta el 13 de julio.
- 20,6 ha de pradera permanente de 3er año (PP3) sembrada con Lotus San Gabriel (*Lotus corniculatus*) y Trébol Blanco (*Trifolium repens*), utilizadas

también para pastoreo horario (1 hora por día). Este pastoreo comenzó el 14 de julio y duró hasta el 15 de septiembre. Luego en el mes de octubre se comenzó devuelta con el pastoreo de esta PP3 hasta el momento de la inseminación.

Suplementación:

- Ensilaje de grano húmedo de sorgo a razón de 1,5 Kg por animal por día (Kg/a/día).
- Sal mineral, *ad libitum*.

La base forrajera utilizada fue el campo natural (CN), tapiz del potrero en el cual permanecieron durante todo el periodo de trabajo. Debido a la disminución de la disponibilidad del CN, el 20 de junio las vaquillonas comenzaron con un sistema de pastoreo horario en una PP4. En la cual ingresaban a la hora 13:30, siendo retiradas a las 14:30 al CN para ser suplementadas permaneciendo ahí hasta el día siguiente.

Este manejo se continuó hasta el comienzo de un segundo pastoreo horario en una PP3 el día 14 de julio, a la cual ingresaban por la mañana, en el horario de 10 a 11hs y luego por la tarde eran suplementadas. Esta suplementación finalizó el 3 de agosto.

Las vaquillonas continuaron con este pastoreo horario hasta el 15 de septiembre para luego, en el mes de octubre, volver con el pastoreo de la PP3 hasta el momento de la inseminación. Luego de ésta volvieron a quedar solas a CN.

5.4. Metodología

5.4.1 Extracción de materia fecal, pesaje y determinación de la condición corporal (CC)

La extracción de materia fecal, pesaje y determinación de la CC, se hizo cada treinta días (con una variación ± 2 días) entre las 8-9 hs AM, a excepción de los meses de agosto y diciembre, debido a remodelaciones realizados en las instalaciones y a la falta de personal. Se extrajeron directamente del recto muestras individuales de materia fecal, las cuales se colocaron en bolsas de polietileno individuales previamente identificadas y fueron llevadas al laboratorio en caja térmica refrigerada (Anexo 1).

Junto con la extracción de muestras se pesó individualmente a los animales de ambos grupos con una balanza electrónica (Thunderbird), y se determinó la CC mediante la escala de 1 a 5 (Banera y Peñafort, 2005).

5.4.2 Determinación de hpg por técnica de Mac Máster modificada

Se realizó mes a mes (excepción agosto y diciembre) en el laboratorio de “Parasitología de la Facultad de Veterinaria” mediante la técnica de Mc Master modificada (Ueno,

1983) con una sensibilidad de 50 hpg, y se evaluó la cantidad de huevos por gramo de las muestras extraídas (Anexo 2) (Anexo 3).

5.4.3 Cultivo de Larvas

Con las muestras que daban más de 100 hpg se realizó un pool de muestras (Pradenas y col., 2008) y mediante la técnica de O'Sullivan (Ueno, 1983) se realizó el cultivo de larvas en el laboratorio de "Parasitología de la Facultad de Veterinaria" para identificar el género parasitario actuante. Si bien estaba programada la realización de cultivos mensuales, debido a problemas en el manejo de las muestras y a la baja carga parasitaria no se pudo realizar en todos los meses.

5.4.4 Tratamiento AH

En el cuadro 2, se presenta el tratamiento AH y la aplicación de piojicidas para el GT y GNT. El GT recibió el tratamiento AH que se realiza en el establecimiento, en el cual se practica una dosificación sistemática cada 3 meses, aproximadamente, para este tipo de categorías (24 de marzo, 23 de junio y el 30 de septiembre). El 23 de junio del 2011, once animales del GNT recibieron tratamiento AH, debido a que su peso bajó más de un 10% entre dos pesadas sucesivas. Los animales del GT fueron tratados con cipermetrina al 5% para el control de piojos (*Damalinia bovis*, *Haematopinus eurysternus* y *Linognathus vituli*), el 23 de junio y el 22 de julio. Mientras que en el GNT los animales fueron tratados con cipermetrina al 5% solamente el 22 de julio (Cuadro 2).

Cuadro 2: Tratamientos antihelmínticos e insecticidas utilizados en el grupo tratado (GT) y en el grupo no tratado (GNT).

Fecha	Nombre Comercial	Principio Activo	Dosis	Vía de administración	Grupo
24/03/11	Parasules Forte	Ricobendazole al 15%	1cc-42kg-pv	S/C	GT
23/06/11	Ivermectina Rosenbusch al 1 %	Ivermectina al 1%	1cc-50kg-pv	S/C	GT y 11 animales del GNT
23/06/11	Califly	Cipermetrina al 5%	10 ml	Pour on	GT
22/07/11	Califly	Cipermetrina al 5 %	10 ml	Pour on	GT y GNT
30/09/11	Virbamax L.A	Abamectina al 1 %		S/C	GT

5.4.5 Tratamientos reproductivos y ecografías

Los trabajos reproductivos se realizaron en conjunto con la Facultad de Agronomía de la Universidad de la República y estuvieron a cargo del Ing. Agr. Juan Bolívar.

Los mismos comenzaron el 1 de noviembre del 2011, cuando se determinó por ecografía la presencia de cuerpo lúteo. Esto se hizo también el 12 de noviembre. El objetivo de estas ecografías fue descartar aquellas vaquillonas que no estuviesen ciclando.

Luego se formaron dos grupos dentro de los grupos GT y GNT, y se aplicaron dos protocolos distintos: A y B (Anexo 4).

El 12 de noviembre se comenzó con los protocolos de inseminación artificial a tiempo fijo (I.A.T.F).

El procedimiento común para ambos protocolos fue el siguiente: Se colocó un dispositivo intravaginal liberador de Progesterona (DILP) (esponja de poliuretano artesanal) impregnado con 250 mg de Acetato de Medroxiprogesterona por un espacio de 7 días. Al momento de la colocación del dispositivo se le inyectó 2 mg i/m de Benzoato de Estradiol (BE) (Dispert) y a la extracción del mismo se inyectó una dosis luteolítica de Prostaglandina F₂α (400 µg de Delprostenate, Glandinex, Universal Lab, Uruguay) en forma intramuscular.

A continuación, para los animales con el protocolo A (TA), se le inyectó 0,5 mg de BE a las veinticuatro horas de haber inyectado la PGF₂ alfa (día 8) y se inseminó a tiempo fijo a las 52-56 horas (día 9) de haber extraído el DILP, el 21 de noviembre.

Y a los animales bajo el protocolo B (TB), luego de la aplicación de la Prostaglandina F₂α (día 7), se determinó celo la tarde del día 7, el día 8 y la mañana del día 9. La detección de celo se realizó por observación visual, 2 veces diarias (cuando correspondía), inseminándose a las 10-12 horas siguientes. En la misma mañana del día 9, se inyectó 0,5 mg de BE a las que no mostraron celo y se les inseminó a tiempo fijo a las 72 horas (día 10) de haber extraído el DILP, el 22 de noviembre. Se inseminó con semen de un solo toro y se utilizó un único inseminador.

A los 10 días luego de haber finalizado la última IATF, las vaquillonas de ambos grupos se trasladaron a un potrero con 2 toros fértiles por un periodo de 60 días.

5.4.6 Determinación de los Aportes/Oferta

Si bien estaba planificada la realización de la determinación de los aportes y oferta de forraje en forma mensual, la misma no pudo ser realizada, por lo que se usaron valores de los aportes del CN (Kg/Ms) extraídos de un trabajo realizado previamente en el establecimiento (Grassi, 2009). También se determinó el aporte del suplemento en (Kg/Ms) el cual fue calculado según su porcentaje de humedad (25%). No fue posible determinar el aporte de las PP3 y PP4, ya que no se pudo medir la disponibilidad (Kg/Ms/ha) de las mismas.

5.4.7 Análisis estadístico

Para el análisis, se realizó la transformación logarítmica de los resultados del hpg (log hpg+1).

Para determinar la ganancia diaria de peso y las diferencias de peso se realizó una regresión donde las variables explicativas fueron el tratamiento y el log del hpg para un nivel de significancia $\alpha \leq 0,05$. Estos resultados se expresan como medias aritméticas \pm desvió estandar (DS).

También se estudió la correlación entre el hpg y el peso.

Para el peso al entore se tomó como punto de referencia el peso de los animales (310 kg) al 30 de septiembre. Se realizó un análisis de regresión donde la variable respuesta fue el tiempo en que los animales llegaron al peso de entore y la variable explicativa fue el tratamiento.

Para determinar la influencia del control AH en el índice de preñez se usó el test de Fisher.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En virtud de que 11 animales del grupo no tratado fueron tratados en una oportunidad, se hicieron análisis estadísticos con y sin ellos, no detectándose variación en el resultado final.

En el cuadro 3 se muestra la media de peso (kg), ganancia diaria de peso (kg) y media del hpg de ambos grupos a lo largo del período de estudio. La ganancia diaria para el GT fue de 0,36 kg y para el GNT 0,32. No se detectaron diferencias significativas debidas al tratamiento AH en la ganancia diaria de peso ($p=0,437$) y en el peso ($p=0,679$) y se obtuvo una correlación negativa entre el hpg y el peso ($p<0,001$) así como con la ganancia diaria de peso ($p < 0,001$).

En el cuadro 3 puede observarse la homogeneidad de los pesos de los animales de ambos grupos al inicio del experimento. El peso a lo largo de las observaciones varió un poco entre ambos grupos y si bien se detectó una diferencia de 13,78 kg a favor del GT, ésta no fue significativa. Es probable que esta diferencia se pueda deber al tratamiento preferencial que el productor les dio a los animales del GT en relación a los ectoparásitos, en momentos de crisis forrajera. Estos animales fueron tratados el 22 de junio y 23 de julio, mientras que el GNT sólo fue tratado con piojicidas al mes siguiente del primer tratamiento del GT. Esto provocó que para el mes de julio los animales del GT tuvieran una diferencia de peso de 5.58 kg mayor a la del GNT.

Se observaron diferencias significativas en el valor de los hpg en los meses de marzo, abril, mayo y setiembre ($P<0,05$) (Cuadro3). Pero éstas pudieron haberse debido a la baja sensibilidad de la técnica (50 hpg) y a que muy pocos animales tenían contaje de huevos (Anexo 1).

Los animales con contajes ≥ 100 hpg fueron muy pocos a lo largo del período experimental, por lo que sólo se realizaron 4 cultivos y los dos últimos cultivos se realizaron con un pool de muestras de sólo 2 animales. El género parasitario predominante fue *Ostertagia* spp, lo que concuerda con Nari y Risso (1994) para esa categoría.

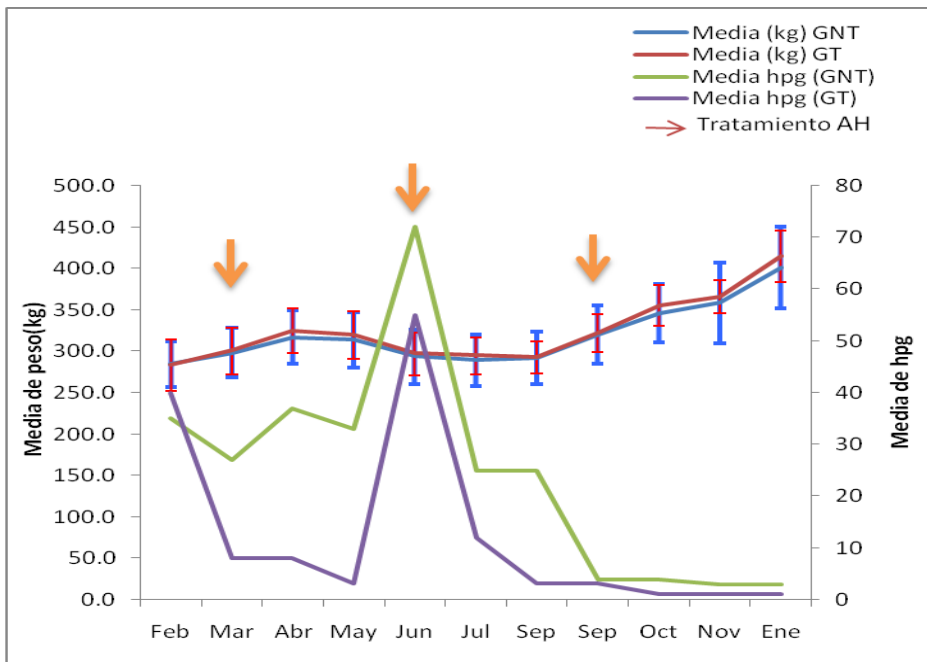
Cuadro 3: Media de peso (kg), condición corporal (CC) y del hpg de grupo tratado (GT) y grupo no tratado (GNT).

Mes	Grupo	CC	Ganancia diaria de peso(kg)	Media de Peso (Kg) Desvío estandar	P*	Media de hpg	P*
Feb	GNT		-	284±27	0.44	35	0.41
	GT		-	283±31		40	
Mar	GNT	3.6	0,3	298±30	0.35	27	0.03
	GT	3.6	0,4	301±28		8	
Abr	GNT	3.7	0,6	317±32	0.13	37	0.01
	GT	3.8	0,8	325±27		8	
May	GNT	3.4	-0,1	314±33	0.2	33	0.0005
	GT	3.5	-0.2	320±28		3	
Jun	GNT	3.2	-0,7	293±33	0.31	72	0.22
	GT	3.4	-0,7	297±25		55	
Jul	GNT	3.4	-0,1	289±31	0.19	25	0.11
	GT	3.5	-0,1	295±22		12	
Sep	GNT	3.3	0,1	292±31	0.44	25	0.02
	GT	3.3	-0,04	293±19		3	
Sep	GNT	3.3	1,4	320±35	0.4	4	0.37
	GT	3.6	1,4	322±23		3	
Oct	GNT	3.6	1,3	346±35	0.1	4	0.21
	GT	3.6	1,7	355±25		1	
Nov	GNT	3.7	0,5	359±49	0.22	3	0.28
	GT	3.8	0,4	366±20		1	
Ene	GNT	3.8	0,5	401±49	0.08	3	0.28
	GT	3.8	0.6	415±31		1	

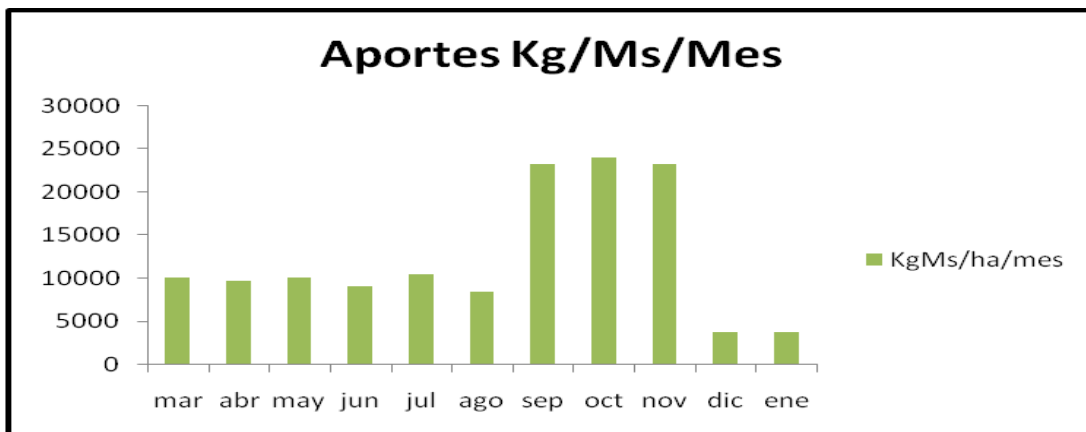
CC: Condición corporal; P*: Se consideran diferencias significativas $p \leq 0,05$; GT: Grupo tratado; GNT: Grupo no tratado

En la gráfica 1 se observa la evolución del peso y la carga parasitaria del GT y del GNT y en el gráfico 2 se observa la disponibilidad por hectárea de materia seca del CN.

La gráfica 1 muestra que tanto el GT como el GNT tuvieron un marcado descenso de su peso vivo (25.22 y 24.75 kg respectivamente) en el periodo de invierno (Junio y Julio). Esta disminución coincide con la disminución de la disponibilidad de pasturas en este periodo (Gráfica 2). Debido a la disminución de peso y a la menor disponibilidad de forraje fue que en el mes de junio se comenzó con el pastoreo horario de la PP4 en la mañana y la suplementación por la tarde, para luego en el mes julio pasar al pastoreo horario de la PP3 en la mañana y suplementación por la tarde. Esto tuvo un marcado impacto ya que en el mes de septiembre comenzaron a aumentar de peso debido a la mayor oferta forrajera (Gráfica 2). Si comparamos nuestros datos con los datos presentados por Leborgne (1983), Simeone y col. (2012), Formoso y col. (2013) y Rovira (2013), la disminución del peso vivo en el mes de junio y julio coincide con la disminución estacional que tiene el CN de esa región, así como la mayoría de las gramíneas y leguminosas cultivadas en nuestro país.



Gráfica 1: Evolución del peso vivo (media±DS) y hpg para cada grupo (2011-2012)
(GT: Grupo tratado; GNT: Grupo no tratado; AH: Antihelmíntico)



KgMs: Kilogramos de materia seca.; Ha: Hectárea

Gráfica 2: Aportes en Kg/Ms/Mes/CN

No hubo diferencias en el tiempo en que llegaron al peso de entore (n=72) (p=0.906). La media de peso al 30 de setiembre para el GT fue 322, 2 y para el GNT 320,4 kg.

En el cuadro 4, se muestran los resultados de las ecografías a los 30 y 60 días posteriores a la inseminación artificial de cada grupo y dentro de estos de cada tratamiento reproductivos.

Cuadro 4: Resultados de las ecografías a los 30 y 60 días posteriores a la I.A.T.F

		Preñez 30 días	Preñez 60 días	No Preñez	Total de animales
GNT	Trat A	7	5	6	18
	Trat B	13	4	1	18
GT	Trat A	11	7	0	18
	Trat B	10	4	4	18

GT: Grupo tratado; GNT: Grupo no tratado; Trat A: Tratamiento reproductivo A; Trat B: Tratamiento reproductivo B

Se hizo un análisis de regresión logística para estudiar las diferencias entre las vaquillonas que quedaron preñadas y las que no quedaron. Hubo diferencias significativas ($p=0,049$) en la preñez entre el tratamiento A y B en los animales del GNT.

En el cuadro 5, se observan los porcentajes de preñez del GNT y del GT a los 30 y 60 días posteriores a la inseminación.

Cuadro 5: Porcentaje de preñez a los 30 y 60 días posteriores a la I.A.T.F.

	30 días	60 días
%de Preñez GNT	56	81
%de Preñez GT	58	89

GT: Grupo tratado; GNT: Grupo no tratado; Trat A: Tratamiento reproductivo A; Trat B: Tratamiento reproductivo B

No se observaron diferencias significativas en el porcentaje de preñez entre los grupos (GNT y GT) ni entre los tratamientos de inseminación de acuerdo al test de Fisher ($p=0,274$) (Anexo 5).

7. CONCLUSIONES

1. El uso de drogas antihelmínticas para vaquillonas mayores de 20 meses de edad no trae beneficio alguno en cuanto a la ganancia diaria de peso.
2. El tiempo en que una vaquillona mayor de 20 meses llega al peso de entore no se ve afectado por el uso de drogas antihelmínticas.
3. El porcentaje de preñez no fue afectado positivamente por el uso de antihelmínticos en vaquillonas de 20 meses.

Consideraciones finales:

El presente estudio confirmó que animales mayores de 20 meses de edad van adquiriendo resistencia a los nematodos parásitos por lo que una práctica que es común en el campo como es la dosificación a intervalos de 2-3 meses en esta categoría hasta el primer entore, no sólo no se justificaría, sino que podría comprometer el control antihelmíntico futuro en categorías de menor edad.

El uso masivo por parte de los productores de este tipo de drogas para estas categorías resistentes a los nematodos gastrointestinales, estaría favoreciendo la aparición de resistencia antihelmíntica, además de generar un gasto económico innecesario, comprometiendo la sostenibilidad de ese sistema productivo a futuro.

Existen otras medidas de manejo parasitario que se pueden implementar para disminuir el uso innecesario de drogas AH, como por ejemplo, monitorear la carga parasitaria a través del h.p.g, realizar pesadas mensuales o cada 2 meses y detectar síntomas. De esta forma se puede priorizar el uso de tratamiento AH para los casos que realmente sean necesarios y para las categorías susceptibles.

Es importante destacar la importancia de la alimentación en invierno para aquellos animales que se encuentran pastoreando sólo a campo natural. En este período la oferta de forraje del campo natural disminuye en nuestro país, lo que llevaría a una disminución notoria de peso si no se toman medidas, las cuales, para este tipo de categoría (resistente a los NGI), no estarían ligadas a la administración de antihelmíntico sino más bien a una adecuada alimentación. Entre estas medidas se puede destacar la posibilidad de utilizar alternativas forrajeras de mayor producción en esta estación para poder “contrarrestar” estas deficiencias nutricionales.

Dentro de estas alternativas forrajeras tenemos las praderas, ejemplo una pradera de raigrás (*Lolium perenne*) y lotus (*Lotus corniculatus*). La cual aporta una buena calidad y cantidad de forraje no solamente durante el periodo de invierno sino que durante todo el año.

Otra alternativa serían los verdeos de invierno como avena (*Avena sativa*), raigrás (*Lolium perenne*), cebada (*Hordeum vulgare*) y trigo (*Triticum spp*). Estos verdeos son gramíneas anuales que se caracterizan por producir un volumen muy alto de forraje de buena calidad en un período corto de tiempo, lo que los hace importantes para cubrir las deficiencias normalmente producidas en su estación de crecimiento.

Y finalmente, la posibilidad de contar con reservas forrajeras, como por ejemplo heno (fardos), ensilaje, grano húmedo y henilaje. El heno de pradera, es el preferido por los productores, mientras que el heno de cultivos anuales se ubica en el segundo lugar de preferencia. El ensilaje constituye el segundo tipo de reserva en importancia. Los cultivos anuales constituyen la principal fuente de material para ensilar: 89% y las praderas presentan una escasa participación relativa con el 11%.

El ensilaje de grano húmedo está mostrando un nivel de adopción interesante. Los cultivos de verano resultan ser los más frecuentes, y dentro de éstos el grano de sorgo es el de uso más común. En lo que respecta al henilaje, una de las tecnologías de más reciente aparición, se da con baja frecuencia con respecto a las otras alternativas de reserva (2%), y está exclusivamente vinculada a los establecimientos lecheros.

De esta manera se puede garantizar una oferta de alimento en este período, maximizar la carga animal y por ende maximizar la capacidad de producción por hectárea.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Anziani, O; Fiel, C (2004). Resistencia de los nematodos gastrointestinales a los antihelmínticos: un problema emergente y relevante para la producción bovina nacional. Disponible en: <http://cnia.inta.gob.ar/helminto/pdf%20Resistencia/Anziani.pdf> Fecha de consulta: 4 de junio del 2013.
2. Baeck, J.M; Jiménez, J (2000). Parasitosis gastrointestinales en la región centro-oeste de nuestro país. Disponible en: http://www.produccionbovina.com/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/06-parasitosis_region_centro_oeste.pdf Fecha de consulta: 6 de abril 2013.
3. Banera, G; Peñafort, C (2005). Condición corporal. Disponible en: http://www.produccionanimal.com.ar/informacion_tecnica/cria_condicion_corporal/52-condicion_corporal_cc.pdf Fecha de consulta: 10 de junio d 2013.
4. Bonino, J (2010). Lombritest. Disponible en: http://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_ovinos/06-lombritest.pdf Fecha de consulta: 4 de junio de 2013.
5. Bonino, J (2004). Resistencia antihelmíntica en ovinos: Antecedentes y situación actual. En: Parasitosis gastrointestinales en ovinos y bovinos. INIA, Actividades de difusión N°369,p.20-31.
6. Castells, D (2004a). Epidemiología y control de NGI de ovinos en el Uruguay. En: INIA, Actividades de difusión N°359, p.3-12.
7. Castells, D (2004b). Métodos integrados de control de parásitos gastrointestinales: Manejo del pastoreo. En: Parasitosis gastrointestinales en ovinos y bovinos. INIA, Actividades de difusión N°369, p.2-5.
8. Charlier, J; Hoglund, J; Samson-Himmelstjerna, G.v; Dorny, P; Vercruyse, J (2009). Gastrointestinal nematode infections in adult dairy cattle: Impact production, diagnosis and control. Disponible en: www.elsevier.com/locate/vetpar Fecha de consulta: 8 de mayo.
9. Cutullé, C; Eddi, C; Caracostantogolo, J; Castaño Zubieta, R. y Schapiro, J. (2004). Métodos “in vitro” para el diagnostico de resistencia anthelmintica. Disponible en: <http://cnia.inta.gob.ar/helminto/pdf%20Resistencia/IN%20VITRO%20DIAGNOSTICO%20%20RESISTENCIA.htm>. Fecha de consulta: 22 de junio del 2013.
10. Descarga, C; Piscitelli, H; Zielinski, G. (2002). Ostertagiasis en vacas adultas. Disponible en: [http://www.veterinaria.org/asociaciones/vetuy/articulos/artic_bov/nuevos/blank_copia\(43\)/bov000.htm](http://www.veterinaria.org/asociaciones/vetuy/articulos/artic_bov/nuevos/blank_copia(43)/bov000.htm) Fecha de consulta: 20 de mayo.

11. Eddi, C; Caracostantogolo, J (1994). La inmunidad a los parásitos gastrointestinales. En: Nari, A. Fiel, C. Enfermedades parasitarias de importancia económica en bovinos, Montevideo, Hemisferio Sur, p.23-32.
12. Entrocasso, C.M. (1994). Fisiopatología del parasitismo gastroenterico. En: Nari, A. Fiel, C. Enfermedades parasitarias de importancia económica en bovinos, Montevideo, Hemisferio Sur, p.3-17.
13. Fernández, A.S; Fiel, C.A; Steffan, P.E (1998). Study on the inductive factors of hypobiosis of *Ostertagia ostertagi* in cattle. *Veterinary Parasitology* 81: 295–307.
14. Fiel, C. (2005a). Manual Técnico: Antiparasitarios internos y endectocidas de bovinos y ovinos. Disponible en: http://www.produccionanimal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/65-manual_tecnico.pdf Fecha de consulta: 8 de enero 2013.
15. Fiel, C. (2005b). Parásitos gastrointestinales de los bovinos: epidemiología y control. Jornadas de Buiatria, XXXIII, Paysandú, Uruguay, junio de 2005 p.143-150.
16. Fiel, C; Saumell, C; Fuse, L; Segui, R; Freije, E; Steffan, P; Iglesias, L (2004). Resistencia antihelmíntica en bovinos. Dos escenarios diferentes como resultado de (1.) El sistema de manejo y (2.) La excesiva frecuencia de tratamientos antiparasitarios. Disponible en: <http://cnia.inta.gob.ar/helminto/pdf%20Resistencia/Fiel.pdf> Fecha de consulta: 5 de junio 2013.
17. Fiel, C; Anziani, O; Suárez, V; Vázquez R; Eddi C; Romero J; Caracostantógolo J; Saumell C; Miguel M; Costa, J y Steffan, P (2001). Resistencia antihelmíntica en bovinos: causas, diagnóstico y profilaxis. *Veterinaria argentina*, 2001, vol. 18, no 171, p. 21-33 Disponible en: http://rafaela.inta.gov.ar/anuario2001/a2001_63.htm Fecha de consulta: 26 de marzo de 2013.
18. Fiel, C; Steffan, P (1994). Epidemiología de los nematodos gastrointestinales en la Pampa Húmeda. En: Nari, A. Fiel, Enfermedades parasitarias de importancia económica en bovinos, Montevideo, Hemisferio Sur, p.67-94.
19. Formoso, D; Rebuffo, M; Ayala,W; Bermudez, R; Juarena, M (2013). Los mejoramientos de campo en el cristalino central. *Revista INIA N°33-2013*,p.28-32.
20. Frank, GR; Herd, RP; Marbury, KS; Williams, JC (1986). Effects of transfer of *Ostertagia ostertagi* between northern and southern U.S.A on the pattern and frequency of hypobiosis. *International Journal for Parasitology*. 16: 391–398.
21. Gallego, F (2010). Cartografía de comunidades de la region centro-sur (Cristalino). Disponible en: http://pastizales.fcien.edu.uy/Documentos/Pasantias/Informe_Pasantia_FGallego2010.pdf Fecha de consulta: 23 de mayo de 2013.

22. Gayo, V (2004). Las lombrices de los vacunos ya no se mueren como las de antes. Disponible:http://www.planagropecuario.org.uy/publicaciones/revista/R144/R_144_44.pdf Fecha de consulta: 21 de mayo de 2013.
23. González, R; Torres, G; Nuncio, M; Cuellar, J; Zermeño, M (2003). Detección de eficiencia antihelmíntica en nematodos de los ovinos de pelo con la prueba de reducción de huevos en heces. Disponible: <http://lrrd.cipav.org.co/lrrd15/12/gonza1512.htm> Fecha de consulta: 4 de junio del 2013.
24. Grassi, D (2009). Evaluación de la incidencia de *H.irritans* en la ganancia diaria de toros Hereford y Aberdeen Angus en la Escuela Agraria “La Carolina”. Pág. 6-43. Disponible en:<http://www.utu.edu.uy/Escuelas/departamentos/flores/la%20carolina/la%20carolina%20agraria.htm> Fecha de consulta: 24 de abril del 2013.
25. Lacuesta, P; Vazquez, A. (2001). Mejora de los índices de procreo vacunos en sistemas ganaderos. Seminario Técnico. Cría y recría ovina y vacuna. INIA Tacuarembó, p.99–121.
26. Leborgne, R. (1983). Producción de pasturas. En: Leborgne, R. Antecedentes técnicos y metodología para presupuestación en establecimientos lecheros, Montevideo, Hemisferio Sur, p.9-17.
27. Loyacano A.F; Williams J.C; Gurie J; DeRosa A.A (2002). Effect of gastrointestinal nematode and liver fluke infections on weight gain and reproductive performance of beef heifers. *Veterinary Parasitology* 107: 227–234.
28. Manuales Bayer (2007). Enfermedades parasitarias. Disponible en: <http://www.sanidadanimal.com/manuales.php> Fecha de consulta: 8 de mayo 2013.
29. Mederos, A; Montossi, F; De Barbieri, I; Cuadro, R (2004). Efecto de la utilización de una leguminosa con taninos condensados en el manejo integrado de los parasites gastrointestinales de los ovinos en pastoreo. *Parasitosis gastrointestinales en ovinos y bovinos*. INIA, Actividades de difusión N°369, p.11-19.
30. MGAP-DIEA (2012). Anuario 2012. Disponible en: <http://www.mgap.gub.uy/Dieaanterior/Anuario2012/DIEA-Anuario-2012web.pdf>. Fecha de consulta: 24 de junio del 2013.
31. Nari, A (1999). Resistencia antihelmíntica en ovino. Montevideo, Sul, p. 1-36.
32. Nari, A.; Risso, E. (1994). Epidemiología y control de nematodos gastrointestinales. En: Nari, A. Fiel, C. Enfermedades parasitarias de importancia económica en bovinos, Montevideo, Hemisferio Sur, p.155-191.

33. Nari, A; Cardozo, H (1987). Enfermedades causadas por parásitos internos, En: Bonino Morlán, J; Duran del Campo, A; Mari, J.J (1987). Enfermedades de los lanares. Montevideo; editorial Hemisferio Sur. V1, p. 11-12.
34. Pradenas, M; Kruze, J; van Schaik, G (2008). Sensibilidad del cultivo de pool fecal para detectar infección por Mycobacterium avium subsp paratuberculosis en rebaños bovinos de leche y su relación con la prueba de ELISA. Disponible en: <http://www.scielo.cl/pdf/amv/v40n1/art04.pdf> Fecha de consulta: 12 de junio del 2013.
35. Quiroz, H (2005). Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Disponible:<http://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=xRxkXaI1Y6EC&oi=fnd&pg=PA15&dq=inmunidad+parasitaria+bovinos+segun+generos+parasitarios&ots=kZkXImVsQK&sig=ZbHbjTNiod8IroNpPsfwVUtmmh24#v=onepage&q&f=false> Fecha de consulta: 27 de mayo 2013.
36. Rodríguez, A; Banchemo, G (2007). Problemas sanitarios más frecuentes en la recría e invernada. Revista INIA N°12, p.6-9.
37. Romero, J.R; Boero, C.A (2002). Epidemiología de la gastroenteritis verminosa de los ovinos en las regiones templadas y calidad de la Argentina. Disponible en:http://produccionbovina.com/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_ovinos/63-gastroenteritis_ovina.pdf Fecha de consulta: 4 de junio de 2013.
38. Rovira, P (2013). Ensilaje de grano húmedo de sorgo: Inclusión de fuente de proteína para mejorar la recría de terneros sobre campo natural. Revista INIA N°33-2013, p. 17-21.
39. Rovira, P (1996). Manejo nutritivo de los rodeos de cría en pastoreo. Montevideo; Hemisferio Sur, p. 1-288.
40. Saravia, A (2004). Control de parásitos gastrointestinales: afinando la estrategia. Disponible en: http://www.planagropecuario.org.uy/publicaciones/revista/R128/R_128_36.pdf Fecha de consulta: 11 de mayo del 2013.
41. Schnieder, T; Epe, C; Samson-Himmelstjerna, G.v; Kohlmetz, C (1995). The development of protective immunity against gastrointestinal nematode and lungworm infections after use of an ivermectin bolus in first-year grazing calves. Institute of Parasitology, School of Veterinary Medicine, Brunteweg 17, D-30559 Hannover, Germany, 64: 239-250.
42. Sievers, G; Alocilla, A. (2007). Determinación de resistencia antihelmíntica frente a ivermectina de nematodos del bovino en dos predios del sur de Chile. Disponible en: <http://www.scielo.cl/pdf/amv/v39n1/Art10.pdf> Fecha de consulta: 2 de junio de 2013.

43. Simeone, A; Beretta, V; Elizalde, J; Caorsi, J.(2012). Agregando valor a la cría. En: Simoene, A; Beretta, V. 14° Jornada anual de la unidad de producción intensiva de carne, p.29-37.
44. Soca, M; Roque, E; Soca, M. (2005). Epizootiología de los nematodos gastrointestinales de los bovinos jóvenes. Disponible en: <http://revista.ihatuey.cu/index.php/pasto/article/view/732/234> Fecha de consulta: 22 de abril 2013.
45. Steffan, P; Fiel, C. (1994). Efectos en producción y control de nematodos gastrointestinales en bovinos. En: Nari, A. Fiel, C. Enfermedades parasitarias de importancia económica en bovinos, Montevideo, Hemisferio Sur, p.131-153.
46. Suarez, V. (2002). Disponibilidad y supervivencia estival de los estadios de vida libre de los nematodos gastrointestinales bovinos en el oeste de la región pampeana. Disponible en: www.produccion-animal.com.ar Fecha de consulta: 25 de abril 2013.
47. Tizard, I.R. (2000). Inmunidad contra parásitos. En: Tizard, I.R. Inmunología Veterinaria, 6a . ed, México, D.F, Industria editorial mexicana. p. 303-318.
48. Torres, P; Prada, G; Marquez, D. (2007). Resistencia antihelmíntica en los nematodos gastrointestinales del bovino. En: Revista de Medicina Veterinaria N° 13: 59-76.
49. Ueno, H (1983). Concentração de ovos de helmintos nas fezes. En: Ueno, H. Manual para diagnostico das helmintoses de ruminantes. Tokyo, editorial JICA, p.8-16.
50. Uriarte, J; Calvete, C. (2012). El cambio climático modifica la epidemiología de los nematodos gastrointestinales. Disponible en:http://www.produccionbovina.com/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/12-cambio_climatico.pdf Fecha de consulta: 26 de abril 2013.
51. Williams, J (1986). Importancia, epidemiología y control de los parásitos gastrointestinales Disponible en: http://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/49-importancia_epidemiologia_control_parasitos.pdf Fecha de consulta: 15de enero 2013.

9. ANEXOS

Anexo 1. Materiales de campo

Los materiales que se utilizaron para el trabajo de campo fueron:

- Balanza electrónica (Thunderbird)
- AH: Ricobendazole (Parasules Forte), Ivermectina (Ivermectina Rosenbusch 1%) y Abamectina (Virbamax L.A. - Abamectina 1% - Virbac – 1000).
- Jeringas metálicas (Waltmur)
- Baño Pour-on, cipermetrina 5% (Bactroflay® Pour on).
- Planillas para el registro de peso y CC (condición corporal)
- Guantes de tacto
- Pajuelas 0,25
- Saca pajuelas
- Termómetro
- Pistola inseminadora
- Vaina
- Hormonas(Progesterona, Benzoato de estradiol y Prostaglandina F2 α)
- Vaginoscopio
- Cánula
- Ecógrafo (Sonoscape con transductor lineal)

Anexo 2. Carga parasitaria (hpg) y cantidad de animales

Meses	Grupos	50 (hpg)	100 (hpg)	150 (hpg)	200 (hpg)	250(hpg)	300(hpg)
Marzo	GNT	8	2		1		
	GT		2				
Abril	GNT	5	4		1	1	
	GT	1	1				
Mayo	GNT	7	6	1			
	GT	2					
Junio	GNT	9	6	2		2	1
	GT	8	6		2		2
Julio	GNT	6	1	1	1		
	GT	3		1			
Sep	GNT	2	3	1	1		
	GT	2					
Sep	GNT	1	1				
	GT	1					
Octubre	GNT	1	1				
	GT	1					
Nov	GNT	2					
	GT						
Enero	GNT	2					
	GT	1					

Anexo 3. Materiales de laboratorio

Para la realización de h.p.g y cultivo de larvas se utilizó:

- Solución saturada de NaCl (cloruro de sodio, Densidad 1,2)
- Cámaras de Mc. Máster (Fort Douge)
- Microscopio (Olympus)
- Colador
- Mortero
- Pipeta
- Caja de Petri
- Bolsas de polietileno
- Conservadora
- Refrigerante
- Balanza de precisión (Acculab)
- Planillas
- Estufa

Anexo 4. Tratamiento reproductivo (Protocolo A o B) aplicado a cada animal de cada grupo

GNT	Raza	Nº Animal	Tratamiento (12/11/11)	Preñez (30 días)	Preñez(60 días)
GNT	HE	607	A	1	1
GNT	HE	609	B	1	1
GNT	HE	611	A	0	0
GNT	HE	616	B	1	1
GNT	AA	799	A	0	0
GNT	AA	811	B	1	1
GNT	AA	813	A	0	1
GNT	AA	814	B	0	1
GNT	AA	815	A	1	1
GNT	AA	821	B	1	1
GNT	AA	1193	A	0	0
GNT	HE	2000	B	1	1
GNT	HE	2002	A	1	1
GNT	HE	2006	B	1	1
GNT	HE	2007	A	1	1
GNT	AA	2015	B	1	1
GNT	AA	2021	A	0	1
GNT	HE	2025	B	1	1
GNT	AA	2032	A	0	0
GNT	AA	2042	B	1	1
GNT	AA	2045	A	0	1
GNT	AA	2046	B	0	1
GNT	AA	2051	A	1	1
GNT	HE	2053	B	1	1
GNT	AA	2059	A	1	1
GNT	AA	2061	B	0	1
GNT	AA	2062	A	0	1
GNT	AA	2063	B	1	1
GNT	AA	2066	A	0	0
GNT	HE	2072	B	0	1
GNT	HE	2080	A	0	1
GNT	AA	2084	B	1	1
GNT	AA	2091	A	0	0
GNT	HE	2098	B	1	1
GNT	AA	(1163 00702)	A	1	1
GNT	AA	825 (2086 01128)	B	0	0

GT	Raza	Nº Animal	Tratamiento (12/11/11)	Preñez 30 días	Preñez 60 días.
GT	HE	608	A	1	0
GT	HE	614	B	1	1
GT	HE	615	A	0	1
GT	AA	807	B	0	1
GT	AA	808	A	1	1
GT	AA	810	B	1	1
GT	AA	817	A	0	1
GT	AA	825	B	0	0
GT	AA	826	A	1	1
GT	AA	1988	B	1	1
GT	AA	1991	A	1	1
GT	AA	1994	B	0	0
GT	AA	1996	A	1	1
GT	AA	1998	B	1	1
GT	HE	2003	A	1	1
GT	AA	2004	B	1	1
GT	HE	2005	A	1	1
GT	AA	2008	B	1	1
GT	AA	2011	A	0	1
GT	AA	2023	B	1	1
GT	AA	2028	A	1	1
GT	HE	2036	B	0	1
GT	HE	2041	A	1	0
GT	AA	2049	B	0	0
GT	AA	2050	A	1	1
GT	AA	2060	B	0	1
GT	HE	2070	A	0	1
GT	AA	2078	B	0	1
GT	AA	2079	A	0	1
GT	HE	2087	B	1	1
GT	AA	2093	A	0	1
GT	AA	2094	B	1	1
GT	HE	2096	A	0	1
GT	AA	2099	B	1	1
GT	AA	*826	A	1	1
GT	AA	1190(00702)	B	0	0

Anexo 5. Test de Fisher, para determinar la influencia del control AH en el índice de preñez

	Trat A (GNT)	Trat B (GNT)	Trat A (GT)	Trat B (GT)	Total
No Preñez (30días post I.A.T.F)	11	5	7	8	31
Porcentaje	61,11	27,78	38,89	44,44	43,06
Preñez (30días post I.A.T.F)	7	13	11	10	41
Porcentaje	38,89	72,22	61,11	55,56	56,94
Total	18	18	18	18	72
	100	100	100	100	100

Teat de Fisher= 0,274

