



Facultad de Veterinaria
Universidad de la República
Uruguay



UNIVERSIDAD
DE LA REPUBLICA
URUGUAY

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA

FACULTAD DE VETERINARIA

**“EFECTOS SOBRE LA GANANCIA DE PESO EN BORREGOS DE RAZA IDEAL
NATURALMENTE INFECTADOS CON *FASCIOLA HEPATICA*”**

“por”

**Heber Gerardo ALFONSO OLIVERA
Daniel Ernesto VELAZQUEZ MONTERO**

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
2016**

PÁGINA DE APROBACIÓN:

Presidente de mesa:

.....
Dr. Roberto Kremer

Segundo miembro (Tutor):

.....
Prof. Oscar Correa

Tercer miembro:

.....
Dra. María Teresa Armúa

Co-Tutor:

.....
Lic. Oscar Castro

Fecha: 28 de Septiembre de 2016.

Autores:

.....
Heber Gerardo Alfonso Olivera

.....
Daniel Ernesto Velazquez Montero

AGRADECIMIENTOS:

A nuestro tutor Oscar Correa y co-tutor Oscar Castro por su compromiso, disposición, enseñanzas invaluables y brindarnos la oportunidad de realizar la tesis.

A nuestras familias por el apoyo incondicional durante toda la carrera.

A la familia Montero por permitirnos realizar el ensayo en su establecimiento y brindarnos todas las comodidades para llevar a cabo el mismo.

Al Departamento de Parasitología de Facultad de Veterinaria por permitirnos utilizar sus instalaciones para realizar el procesamiento de las muestras.

A las funcionarias de Biblioteca de Facultad de Veterinaria por la disposición, colaboración, amabilidad y tiempo en la búsqueda de materiales.

A la Facultad de Veterinaria por permitir realizar nuestros estudios.

A los laboratorios que brindaron su colaboración para la realización del trabajo.

A todas aquellas personas que de una manera u otra hicieron posible este día.

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
4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	11
4.1. GANADERÍA EN EL URUGUAY	11
4.1.1. Generalidades	11
4.1.2. Producción ovina en Uruguay	12
4.2. Generalidades de las principales endoparasitosis en el ganado ovino	13
4.3. <i>Fasciola hepatica</i>	16
4.3.1. Historia	16
4.3.2. Taxonomía	17
4.3.3. Morfología	17
4.3.4. Ciclo biológico	17
4.3.5. Epidemiología	23
4.3.6. Patología	26
4.3.7. Diagnóstico	27
4.3.7.1. Diagnóstico clínico	27
4.3.7.2. Diagnóstico de laboratorio	29
4.3.7.3. Diagnóstico por necropsia	31
4.3.8. Tratamiento	32
4.3.9. Control y Profilaxis	41
4.3.9.1. Reducción de la carga parasitaria en el hospedador definitivo	41
4.3.9.2. Reducción del número de caracoles	43
4.3.9.2.1. Control químico (aplicación de molusquicidas)	43
4.3.9.2.2. Control físico	44
4.3.9.2.3. Control biológico	45
4.3.9.3. Reducción de la coincidencia hospedador-parásito	45
4.4. Pérdidas ocasionadas por fasciolosis	45
4.4.1. Directas	46
4.4.2. Indirectas	47
5. OBJETIVOS	49
5.1. Objetivos generales	49
5.2. Objetivos específicos	49
6. HIPOTESIS	49
7. MATERIALES Y MÉTODOS	50
7.1. Lugar físico en el que se realizó el ensayo experimental	50
7.2. Animales participantes del ensayo experimental	50

7.3. Diseño del ensayo experimental	51
7.4. Actividades y estudios realizados	52
7.4.1. Estudios meteorológicos	52
7.4.2. Evolución del peso	53
7.4.3. FAMACHA©.....	53
7.4.4. Determinaciones coprológicas realizadas	53
7.4.4.1. Detección y conteo de huevos de <i>Fasciola</i> mediante la técnica de Happich & Boray (1969)	53
7.4.4.2. Determinación de los huevos por gramo (hpg) mediante la técnica de Mc.Master	53
7.4.4.3. Coprocultivo Método de Roberts & O´Sullivan	54
7.4.5. Necropsia	54
7.4.6. Test de resistencia	54
7.4.7. Identificación de caracoles (hospedador intermediario).....	55
7.5. Análisis estadístico	55
8. RESULTADOS	56
8.1. Estudios meteorológicos	56
8.2. Evolución del peso vivo de los animales	57
8.3. Resultado de técnica coprológica Happich & Boray	58
8.4. FAMACHA©	59
8.5. Necropsia	60
8.5.1. Resultados lectura de necropsia	61
8.6. Identificación del caracol <i>Lymnaea neotropica</i>	63
9. DISCUSIÓN	64
10. CONCLUSIONES	66
11. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	67
12. ANEXOS	75
12.1. Sexo y evolución del peso vivo de los animales	75
12.2. Happich & Boray y Mc. Master.	76
12.3. Coprocultivo Método de Roberts & O´Sullivan	77
12.4. Método FAMACHA©	78
12.4.1. Tabla FAMACHA©	79
12.5. Test de resistencia antihelmíntica	80
12.5.1. Resultado de Test de resistencia antihelmíntica.....	81

LISTA DE CUADROS Y FIGURAS:

CUADROS:

• Cuadro n°1: Superficie dedicada a cada rubro en Uruguay.....	11
• Cuadro n°2: Potencial biótico <i>Fasciola hepatica</i>	20
• Cuadro n°3: Motivos de decomisos de hígados.....	46
• Cuadro n°4: Media y desvío estándar para peso vivo (Kg) en cada grupo	57
• Cuadro n°5: Tabla resultados Happich & Boray	59
• Cuadro n°6: Promedio de FAMACHA© según cada grupo en cada visita al predio	60
• Cuadro n°7: Lectura necropsia Grupo Control.....	62
• Cuadro n°8: Lectura necropsia Grupo Triclabendazol	63
• Cuadro n°9: Lectura necropsia Grupo Clorsulón	64
• Cuadro n°10: Sexo y evolución del peso vivo.....	76
• Cuadro n°11: Tabla combinada Happich & Boray y Mc. Master	77
• Cuadro n°12: Resultados de coprocultivo.....	78
• Cuadro n°13: FAMACHA©.....	80
• Cuadro n°14: Resultado de Test de resistencia.....	82

FIGURAS:

• Figura n°1: Ciclo de vida de <i>Fasciola hepatica</i>	18
• Figura n°2: Espectro de actividad de los fármacos contra <i>Fasciola hepatica</i> a la dosis recomendada para ovejas	40
• Figura n°3: Animales participantes del ensayo	50
• Figura n°4: Cañada de las grutas	52
• Figura n°5: Gráfico temperaturas máximas y mínimas durante el ensayo.....	56
• Figura n°6: Gráfico pluviometría (mm) durante el ensayo	56
• Figura n°7: <i>Fasciola hepatica</i> en hígado.....	61
• Figura n°8: Cartilla FAMACHA©.....	79
• Figura n°9: Pasos del Test de Resistencia. Fuente: SUL: Manual práctico de producción ovina.....	82

1. RESUMEN.

La Fasciolosis es una de las parasitosis más importantes entre los animales domésticos alimentados a pasturas en Uruguay, así como también en el resto del mundo. Produce pérdidas cuantiosas por muertes, mermas en la producción tanto en el estado subclínico como en el crónico, manifestándose en la reducción en la producción de carne, leche y lana, así como por los decomisos de hígados en los frigoríficos, infecciones secundarias de bacterias, interferencias en la fertilidad y costos asociados a la aplicación de tratamientos. El objetivo del ensayo fue determinar las posibles pérdidas en la ganancia de peso, por efecto de *Fasciola hepatica* en borregos de la raza ideal infectados naturalmente. El ensayo experimental se realizó en un establecimiento rural particular localizado en el Departamento de Tacuarembó, con presencia de *Fasciola hepatica* comprobada. El trabajo de campo transcurrió en el periodo comprendido entre el 21 de marzo del 2015 al 4 de julio del mismo año. Se utilizaron 45 borregos/as de raza Ideal identificadas por medio de caravanas color anaranjado numeradas, distribuidas en 3 grupos homogéneos de 15 animales cada uno de acuerdo a su peso corporal (el grupo Clorsulón tras la muerte de un individuo quedó conformado por 14 animales). El grupo control no se dosificó con drogas fasciolicidas, mientras que los otros 2 grupos fueron nombrados de acuerdo a la droga fasciolicida empleada quedando de esta forma conformado el grupo Triclabendazol y el grupo Clorsulón respectivamente. Los 3 grupos fueron dosificados contra nemátodos gastrointestinales con drogas de eficacia comprobada de acuerdo con los resultados obtenidos de la realización de un Test de resistencia antihelmíntica, para reducir el efecto “nemátodo” que pudiera interferir con el ensayo. Se realizaron 7 visitas al predio, que se efectuaron los días: 21/03/2015 (Día 0), 28/03/2015 (Día +7), 13/04/2015 (Día +23), 25/04/2015 (Día +35), 21/05/2015 (Día +61), 8/06/2015 (Día +79) y 04/07/2015 (Día +104), en las cuales se realizó el pesaje, toma de muestras de materia fecal para la realización de las técnicas coprológicas Happich & Boray cuantitativo, Mc. Master y el Método de Roberts & O’Sullivan y además se efectuó la revisión de las mucosas oculares por el método FAMACHA© de manera individual para cada grupo. Otra actividad realizada en cada una de las visitas al predio fue la colecta de ejemplares de la colonia de caracoles con la finalidad de catalogar, efectuar su medición y disección individual para detectar formas evolutivas de *Fasciola hepatica* en su ciclo dentro del caracol, además de la identificación del caracol mediante estudios biomoleculares. Dicho estudio permitió catalogar al molusco como *Lymnaea neotropica*, siendo el primer registro de dicho molusco en nuestro país, además de comprobarse su capacidad para actuar como hospedero intermediario de *Fasciola hepatica* en condiciones de campo. Los resultados obtenidos muestran que no hubo diferencias significativas entre los animales tratados y no tratados, debido a *Fasciola hepatica*. Se concluye que con las condiciones que se presentaron durante la realización del estudio no se produjeron diferencias significativas en la evolución de peso, lo que no justificaría la realización de un tratamiento específico.

2. SUMMARY.

Fasciolosis is one of the most important parasitic diseases in domestic animals fed with pastures in Uruguay as well as in other countries around the world. Producing massive losses by mortality, causes production decreases in both subclinical and chronic state, manifested in meat, milk and wool production reduction, as well as liver confiscation in slaughterhouses; secondary bacterial infections; interference with fertility and costs associated with treatment applications. The objective of this study was to determine the potential losses in weight gain, due to *Fasciola hepatica*, in Ideal breed sheep naturally infected. The experimental trial was conducted in a private farm located in the department of Tacuarembó, endemic to *F. hepatica*. The fieldwork was undertaken between March 21 and July 4 of 2015. Forty five Ideal breed sheep, identified by numbered ear-tags, were distributed in three homogeneous groups of 15 animals each according to the body weight (the Clorsulon group after the death of an individual was made up of 14 animals). The control group wasn't dosed with fasciolicide drugs, while the other two groups were named according to the trematodicide drug used: triclabendazole group and Clorsulon group. To remove the potential interference of nematodes with the assay, the three groups were dosed against gastrointestinal nematodes with drugs proven effective according to the results of a previous egg-count reduction test. The farm was visited seven times, on days 03/21/2015 (Day 0), 03/28/2015 (Day +7), 04/13/2015 (Day +23), 04/25/2015 (Day +35), 05/21/2015 (Day +61), 06/08/2015 (Day +79) and 07/04/2015 (Day +104). In each visit, the experimental sheep were weighed; stool samples were collected, for the realization of coprological techniques (quantitative Haplich & Boray, Mc. Master and Roberts & O'Sullivan) were obtained, and the ocular mucous membrane was checked individually for each group by FAMACHA© method. We also collected snails to catalogue, measure and to conduct their individual dissection to detect evolving forms of *F. hepatica* inside the snail, and snail identification through biomolecular studies. *Lymnaea neotropica*, was the first record of that snail species in our country, and we also verified its ability to act as intermediate host of *F. hepatica* in field conditions. The results showed no significant differences in weight gain between fasciolicide-drug treated and untreated animals. It is concluded that, under the conditions of the study, no significant differences in weight gains could be detected, which would not justify the implementation of a specific treatment.

3. INTRODUCCIÓN.

Uruguay tiene un clima agradable, en cuanto a temperaturas y régimen de lluvias, suelos fértiles y una red hidrográfica, que constituyen un excelente entorno para la cría de ganado (Gómez, R. 2006).

Situado al sudeste de América del Sur entre los paralelos 30 y 35 de Latitud Sur y los meridianos 53 y 58 de Longitud Oeste y de superficie de 176.215 kilómetros cuadrados (RaU, 2015; MINTURD, 2016).

Posee un clima templado y húmedo (promedio 17 °C), con veranos cálidos y precipitaciones más o menos homogéneas durante todo el año (promedio de unos 1400 mm anuales en la zona del extremo norte y en el Sur y Este de 1000 mm anuales) (Severova, V., 1997; MINTURD, 2016).

El Uruguay ha sido un país eminentemente agropecuario, cuya principal riqueza proviene de la explotación del sector ganadero (siendo sus dos pilares el ganado ovino y el bovino), quedando en segundo plano la agricultura (Enciclopedia Geográfica del Uruguay, 2016).

La Fasciolosis o Distomatosis es una enfermedad producida por especies del género *Fasciola*, la cual afecta a animales domésticos, equinos y al hombre, que provoca la inflamación del hígado y de los conductos biliares, con frecuencia de carácter crónico, acompañada de trastornos nutritivos. Cursa con anemia, hipoalbuminemia e hiperglobulinemia, anorexia, pérdida de peso o retraso del crecimiento (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). A nivel de campo es conocida como “Saguaypé”, “duela hepática” o “palomilla del hígado” (Cardozo y Nari, 1987).

Es considerada una de las parasitosis más importantes entre los animales domésticos alimentados a pasturas a nivel mundial, produciendo pérdidas cuantiosas por muertes, mermas en la producción que produce el estado subclínico y crónico manifestándose en la reducción en la producción de carne, leche y lana, así como por los decomisos de hígados en los frigoríficos, infecciones secundarias de bacterias, interferencias en la fertilidad y costos asociados a la aplicación de tratamientos (Cardozo y Nari, 1987; Cesar, D. 2004b). Sin embargo, debido a las variaciones en los niveles de infección, su severidad según el año y lugar, los factores fisiológicos y nutricionales de los animales, existen trabajos contradictorios con respecto las pérdidas que ocasiona *Fasciola hepatica* (César, 2004a). Es menester mencionar que hay estimaciones de las pérdidas económicas anuales a nivel mundial que superan los U\$S 3 billones (Olaechea, F. 2007).

La fasciolosis es una zoonosis parasitaria considerada re-emergente a nivel mundial, aunque en Uruguay se considera como una zoonosis menor (López Lemes y cols, 1996). Boray y Esteban et al (1997; 1998 citado en Olaechea, F. 2007) han estimado que más de 300 millones de bovinos y 250 millones de ovinos del mundo pastorean en áreas donde *Fasciola hepatica* está presente, poniendo en riesgo entre 2,7 a 17 millones de personas.

Se conocen dos especies: *Fasciola hepatica* y *Fasciola gigantica*. La primera se encuentra en climas templados y la segunda en climas tropicales, existiendo híbridos donde confluyen ambas especies (Cardozo y Nari, 1987; FAO, 1994; Rosa. A y Ribicich. M, 2012; Rosenberger, 2005). En el ciclo biológico interviene un hospedador definitivo (animales domésticos y el hombre) y un hospedador intermediario caracoles del genero *Lymnea* (Cardozo y Nari, 1987).

En establecimientos agropecuarios la prevalencia de *Fasciola hepatica* es siempre superior en bovinos que en ovinos, siendo en los primeros de un 57%. Esto se debe al

comportamiento etológico diferencial de ambas especies, en donde el bovino tiende a pastorear áreas más húmedas y bajas que el ovino, y se encuentra distribuida en todos los Departamentos (López Lemes y col., 1996). El monitoreo llevados a cabo durante el año 2003 por el Instituto Plan Agropecuario, Facultad de Veterinaria y Merial S.A. en 40 predios ganaderos de la zona Norte y Este del país reveló que el 62.5% de los predios tenía presencia de *Fasciola hepatica* (César, 2004a).

Muchos estudios realizados en bovinos han sugerido que cargas relativamente bajas del parásito pueden afectar la ganancia de peso y la condición corporal. Por el contrario existen trabajos que han fracasado en demostrar algún impacto substancial (Marley y col., 1994).

Debido a la importancia que tiene la ganadería en la economía del Uruguay, a la repercusión que tiene dicha parasitosis sobre la producción animal (Cardozo y col., 1989) y a la escasa información a nivel nacional y mundial sobre los efectos de la parasitosis por *Fasciola hepatica* en la especie ovina creemos importante profundizar en esta temática.

4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

4.1. Ganadería en el Uruguay.

4.1.1. Generalidades.

Durante muchos años la ganadería de Uruguay se mantuvo con un stock relativamente estable, con un área constante dedicada al rubro, mayoritariamente sobre campo natural y con un pequeño porcentaje del área mejorada, principalmente sistemas de pastoreo continuos mixtos de ovinos y bovinos. Con una carga aproximada de 0.6 y 0.7 UG/há, un índice de procreo promedio de 65%, una relación lanar/vacuno de 2 a 1 y que los novillos se terminaban con 3 a 4 años de edad a un peso aproximado de 450-520kg de peso vivo. Las razas predominantes, Hereford en bovinos y Corriedale en ovinos.

Si bien actualmente aún existen establecimientos que encuadran en esta descripción, es evidente que sobre finales del siglo XX y principios de este siglo, la ganadería ha cambiado (Carriquiry, E.J, 2008).

El Uruguay es un país agro-exportador, por lo que la agricultura y la ganadería, sumado a la forestación en los últimos años juegan un rol preponderante en la economía. La superficie dedicada a cada rubro (Cuadro n°1) se detalla en la siguiente tabla:

Cuadro n° 1: Superficie dedicada a cada rubro en Uruguay. Fuente: DIEA (2015).

	Año 2011	
SUPERFICIE DE LAS REGIONES AGROPECUARIAS	Miles de hás	%
TOTAL	16,357	100
GANADERAS	6,467	40
Ganadera ovejera	507	3
Ganadera con 10% o menos de mejoramientos	4,381	27
Ganadera con más de 10% de mejoramientos	1,522	9
Ganadera lechera	57	0
AGRÍCOLAS	4,928	30
Agrícola	1,287	8
Agrícola ganadera	3,114	19
Agrícola lechera	527	3
ARROCERAS	1,836	11
Arrocera	640	4
Arrocera ganadera	1,195	7
LECHERAS	344	2
Lechera	124	1
Lechera ganadera	220	1
CON AGRICULTURA INTENSIVA	336	2
Citrícola	152	1
Frutivíticola	88	1
Hortícola	80	0
Hortifrutivíticola	15	0
FORESTALES	2,448	15

El PBI (producto bruto interno) agropecuario del país en el año 2014 contabilizado en U\$S corrientes fue de 4.029 millones de dólares americanos, con un PBI TOTAL agropecuario y agroindustrial de 57.560 millones de dólares americanos (DIEA, 2015).

El rubro ovino a pesar de haber reducido su stock en los últimos años totalizó un total de 1.514.003 de cabezas faenadas en 2014, y un total de lana esquilada en base sucia para el periodo 2014/2015 de 27.693 toneladas (DIEA, 2015).

4.1.2. Producción ovina en Uruguay.

La producción ovina ha sido una de los grandes protagonistas en la historia del desarrollo económico y social del Uruguay. Durante mucho tiempo fue el principal rubro proveedor de divisas del país, y jugó un papel fundamental en el aprovisionamiento de materia prima permitiendo el desarrollo de la industria textil nacional, así como obtener una de las principales fuentes alimenticias en el desarrollo rural de nuestro país y lo sigue siendo en el presente (SUL, 2016c).

Según Mena Segarra las primeras introducciones de cabezas ovinas se remontan a 1608 cuando los portugueses construyeron la “Nova Colonia do Sacramento”; fueron ovejas de las llamadas “churras” de poca lana, sin rizo y de muy baja calidad y que darían origen luego a la oveja criolla (SUL, 2016a). Desde entonces, el país ha desarrollado su propia cultura la producción ovina que ha sido durante décadas el pilar básico de su economía (SUL, 2016b).

La población ovina en Uruguay es la más grande de América y sus productos son principalmente para la exportación a diferentes países del mundo (SUL, 2016b).

La producción ovina se realiza a cielo abierto sobre pasturas naturales, con las máximas garantías en cuanto a salud y bienestar animal. Lana, carne ovina, pieles de oveja, con varios niveles de procesamiento, y reproductores han forjado el perfil de las exportaciones del rubro (SUL, 2016b).

Varios tipos de razas de ovejas se crían en casi 15.000 explotaciones agrícolas en combinación con ganado de carne, granos y forraje (SUL, 2016b).

Con un stock ovino en el país de 7.427.126 cabezas totales (DICOSE, 2014), distribuidas en una superficie de 507 mil hectáreas (2011) ósea 3% de la superficie total del país. (DIEA, 2015).

El rubro genera muchos miles de puestos de trabajo en los diferentes niveles de la economía a partir de 28.000 empresas agropecuarias distribuidas en todo el país que crían ovinos. Se suman a esta actividad los puestos generados a nivel industrial (industria textil y frigorífica) y en el área de los servicios.

Las principales razas ovinas de acuerdo al número de ejemplares que existen en el país son: Corriedale, Merino Australiano, Ideal, Merilin y Romney Marsh.

Cohabitan otras, en menor proporción, que son utilizadas fundamentalmente en cruzamientos para producción de carne. Es así que encontramos: Texel, Ile de France, Hampshire Down, Southdown, Suffolk, Poll Dorset, Doonhe Merino (SUL, 2016a).

La lana ha sido el principal producto de exportación de Uruguay durante el siglo XX (SUL, 2016a).

En ese período, las tecnologías de producción y procesamiento tuvieron una evolución positiva que permite un alto nivel de calidad en las materias primas y productos finales (SUL, 2016b).

Durante el año agrícola 2013/14 la producción de lana en base sucia fue de 31 mil toneladas (DIEA, 2015).

En la actualidad, el principal producto de exportación de lana es en forma de TOPS. Este es el resultado de una gran inversión en plantas de peinado en locales donde este proceso se lleva a cabo. En las últimas décadas Uruguay ocupa el segundo lugar en el mundo como exportador de tops. Otros productos textiles con mayor valor añadido también se exportan, como hilados, tejidos, prendas y alfombras (SUL, 2016a).

Estas exportaciones tienen un gran impacto en los ingresos totales de Uruguay. Las normas y reglamentos aplicables a los procesos de producción primaria de fibras a lo largo de la cadena hasta los productos finales, garantizan que sus características originales se conservan. Por lo tanto, se evita la introducción de agentes de diversos orígenes contaminantes. Debido a la variedad de razas de ovejas en Uruguay existe una amplia oferta de lana con diferentes micras y productos que llenan los más variados y exigentes requisitos de los mercados (SUL, 2016a).

Uruguay produce y exporta diferentes tipos de carne ovina a diferentes mercados de todo el mundo (SUL, 2016b).

Durante el año agrícola 2013/14 la producción de carne fue de 60 mil toneladas, siendo el consumo de la misma por habitante y por año 4.1 kilos carcasa (DIEA, 2015).

El alto nivel de las tecnologías aplicadas en los procesos de producción e industrialización permite altos productos competitivos en el mercado internacional (SUL, 2016b).

Productos de exportación: ovinos en pie, carne congelada, carne enfriada, menudencias y subproductos (DIEA, 2015).

4.2 4.2. Generalidades de las principales endoparasitosis en el ganado ovino.

“Las helmintosis pueden alcanzar niveles capaces de diezmar una majada o un hato de ganado lanar o vacuno.

Causan pérdidas al disminuir las ganancias de peso, por pérdida del apetito, por retardo del desarrollo, por disminución de la producción de carne y leche y lana de inferior calidad. Además, el animal parasitado es más susceptible de contraer enfermedades secundarias” (Rodríguez García, 1971).

Principales endoparásitos:

A) Plathelminetos:

- *Moniezia*: céstodo presente en el intestino delgado de los rumiantes, siendo la enfermedad de los corderos de mayor frecuencia y significación. Enzootica en las condiciones uruguayas, siendo las especies más frecuentes *Moniezia expansa* y *benedeni*; aunque las dos pueden

encontrarse tanto en lanares como en vacunos, la primera prevalece más en lanares y provoca mayor grado de parasitosis y es la de mayor significación patológica. Es muy común que se le llame “tenia de los corderos”. Alta ocurrencia en categorías jóvenes y su presencia y efecto se agregan a los nemátodos gastrointestinales de los lanares en pasturas. Presenta en su ciclo hospedadores intermediarios ácaros de la familia oribatidae (Cardozo y Nari, 1987; Ramajo Martin, V. y col., 1999).

- *Thysanosoma actinoides*: céstodo que se ubica en el canal colédoco, canales biliares mayores, duodeno y conducto pancreático de los ovinos y rumiantes salvajes. Se le conoce comúnmente como “tenia del hígado”. se cree que presenta como hospedadores intermediarios en su ciclo artrópodos de vida libre (Cardozo y Nari, 1987; Ramajo Martin, V. y col., 1999).
- Paranfistomosis: enfermedad parasitaria ocasionada por tremátodos digeneos pertenecientes, en su mayoría, a la familia Paramphistomidae, afecta tanto a rumiantes domésticos (bovinos y ovinos) como silvestres. Los estadios juveniles se localizan a nivel intestinal, migran de forma anterógrada provocando lesiones del lumen, mientras los estadios adultos localizados en rumen y retículo no causarían acción patógena. Presenta en su ciclo hospedadores intermediarios que son moluscos pulmonados de agua dulce, pertenecientes a la familia Planorbidae y Lymnaeidae, predominando la primera (Sanabria. R y col., 2013; Ramajo Martin, V. y col., 1999; Rosa. A y Ribicich. M, 2012).

B) Nemthelminetos:

- *Haemonchus contortus*: “es sin lugar a duda, nemátodo trychostrongiloideo más estudiado y el gusano que más daño a ocasionado a la ganadería ovina en todo el mundo” (Rudolphi, 1803 citado por Giudici.C y col., 2013). Posee un alto potencial biótico, donde una hembra puede eliminar al ambiente varios miles de huevo por día con la materia fecal (Giudici. C, y Arduoso. G, citado en Rosa. A y Ribicich. M, 2012). Además presenta un periodo prepatente de 21 días (Suárez. V, 2007). Es un parásito hematófago localizado en el abomaso siendo su forma infectante la L3 en la pastura (Mederos, 2002). La frecuencia relativa de esta especie es de 43 % (Nari. 1977, citado en Castells. D y col, 2013). Se presenta principalmente en primavera y otoño, pero también puede verse en veranos lluviosos o cuando se producen veranillos de invierno, dándose casos de brotes clínicos (Cardozo y Nari, 1987). Presenta los mayores porcentajes de hipobiosis a fines de otoño y durante el invierno (Castells. D y col, 2013; Cardozo y Nari, 1987).
- *Trichostrongylus colubriformis*: parásito localizado en el intestino delgado y abomaso de ovinos y otros mamíferos, inclusive el hombre. Se presentan

fundamentalmente a finales de otoño y principios de invierno. Su forma infectante es la L3 en la pastura (Meana Mañes, A y col., 1999; Suárez. V, 2007; Mederos, 2002). La frecuencia relativa de esta especie es de 26% (Nari. 1977, citado en Castells. D y col, 2013).

- *Trichostrongylus axei*: parásito localizado en abomaso de ovinos y otros mamíferos, inclusive el hombre. Se presentan fundamentalmente a finales de otoño y principios de invierno. Su forma infectantes es la L3 en la pastura (Meana Mañes, A y col., 1999; Suárez. V, 2007; Mederos, 2002). La frecuencia relativa de esta especie es de 12% (Nari. 1977, citado en Castells. D y col, 2013).
- *Nematodirus fillicolis* y *spathiger*: localizados en intestino delgado. Su forma infectante crece dentro del huevo, siendo la excepción al de las otras especies de nemátodos, que la primera, segunda y tercera larvas crecen y mudan su epidermis dentro de los huevos en lugar de hacerlo en forma libre. Se presentan en dos periodos, fin de invierno y principios de primavera (Meana Mañes, A y col., 1999; Mederos, 2002, Lapage, 1971; Castells. D, 2013). La frecuencia relativa de ambas especie es de 11% (Nari. 1977, citado en Castells. D y col, 2013).
- *Ostertagia circumcincta*: ubicado en el abomaso del hospedador (Giudici. C, y Arduoso. G, citado en Rosa. A y Ribicich. M, 2012). Es de clima relativamente frío y se desarrolla entre 7°C y 20°C, en caso de adecuados niveles de humedad (Castells. D, 2013). Su forma infectante es la L3 en la pastura (Mederos, 2002). Utiliza la hipobiosis, en L4, como estrategia de vida para asegurar su transmisión (Giudici. C, y Arduoso. G, citado en Rosa. A y Ribicich. M, 2012). Su potencial biótico es bajo, de 200 a 300 huevos por día (Castells. D y col, 2013).
- *Cooperia punctata*: ubicado en el intestino delgado y en menor frecuencia en el abomaso del hospedador (Meana Mañes, A y col., 1999). Mayor frecuencia de recuentos de adultos en invierno y los más bajos en verano. Como se han encontrado bajos niveles en ovinos, se considera un nemátodo de escasa importancia en esta especie (Castells. D y col, 2013).
- *Strongyloides papillosus*: está localizado en intestino delgado y su forma infectante es la L3 en la pastura. Su periodo prepatente es de 9-10 días. (Suárez. V, 2007), siendo su patogenicidad baja (Castells. D y col, 2013).
- *Trichuris ovis*: denominado vulgarmente “gusano látigo” por su forma característica, siendo localizado en el ciego del hospedador. Es considerado poco patógeno aunque en algunos casos se le atribuyen diarreas persistentes (Castells. D y col, 2013). Su estadio infectante es el

huevo con L2 en su interior; teniendo como periodo de prepatencia 70 a 100 días (Peralta. J, y col. citada en Rosa. A y Ribicich. M, 2012).

- *Oesophagostomum venulosum*: La forma infectante es la L3 que invaden el tracto digestivo, penetran la mucosa del intestino delgado provocando la formación de nódulos. Luego de mudar, las L4 abandonan los nódulos, migrando y completando su desarrollo en el lumen del colon. El período prepatente abarca de 37 a 48 días (Suárez. V, 2007).
- *Dictyocaulus filaria*: se ubica en bronquios mayores y sus ramificaciones. El periodo prepatente es de 4 a 5 semanas, siendo la L3 en la pastura su forma infectante. La enfermedad puede darse en cualquier época del año, pero el desarrollo óptimo larvario se producirá con humedad y temperatura medias (Cardozo y Nari, 1987; Díez Baños, P. y col., 1999; Mederos, 2002).

4.3. *Fasciola hepatica*.

4.3.1. Historia.

La *Fasciola hepatica* fue el primer tremátodo descrito para la ciencia. La primera referencia en el mundo fue la del pastor francés Jean De Brie quien presentó a Carlos V de Francia en 1379 el tratado ... l'art de bergerie... que, resumido y retitulado como Le bon berger... par le rustique Jehan de brie,... en las primeras impresiones del siglo XVI, cuenta que vió al parásito en el hígado de un ovino y relacionó su presencia con el consumo de una hierba llamada dauve, de donde derivó el nombre de “duela del hígado” (Wikipedia, 2016).

“Gabucinus en el año 1547 recuerda algunos vermes semejantes a semillas de calabazas, que se localizaban en el hígado de las ovejas y de las cabras, y que para algunos autores como Davaine, es la primera mención de estos parásitos. Dice Devaine, que para algunos autores, Gentili Arnulphus, es indicado como el primero en haber observado el Distóma hepático (*Fasciola hepatica*). (...) En el siglo XVI Pallas encuentra por primera vez el parásito en el hombre, demostrando de esta manera la importancia de la *Fasciola hepatica* en la patología humana. (...) Marcando los datos más importantes en los descubrimientos de la evolución de este parásito, diremos que Crepelin en 1831 descubre el miracidium que se forma en el huevo como consecuencia de su permanencia en el agua. Luego en 1873 Weinland da los primeros datos relacionados con la complicada evolución de este parásito en un huésped intermediario” (Bacigalupo, J, 1942).

En 1737, Swammerdam descubrió las cercarias y casi 150 años después Leuckart y también Thomas (1882) descubrieron el ciclo evolutivo, pero la migración de los parásitos en el hospedador recién fue totalmente aclarada por Schumacher en 1939 (Rosenberger, 2005).

En América la fasciolosis llegó con el ganado traído de España por los conquistadores, difundiéndose al comienzo por República Dominicana en donde es hoy un problema grave y extendiéndose de ahí a Florida (Estados Unidos) y a la costa del Golfo de México.

También se supone que los españoles introdujeron el hospedador intermediario, ya que no existen evidencias del caracol en épocas de la precolombinas (Flores, 2005).

“El primer reporte escrito en Uruguay data de 1878, en un caso de muertes de ganado bovino, aunque este parásito ya era bien conocido por el personal de campo” (De Luis, 1878, citado en Olaechea, F y col. 2013).

4.3.2. Taxonomía.

Fasciola hepatica es una especie de helminto que pertenece al phylum Plathelminthos, el cual se caracteriza por tener cuerpo blando, ancho, aplanado dorsoventralmente y ser hermafroditas. Perteneciente a la clase Tremátoda (cuerpo sin divisiones) y al orden Digenea, el cual recibe este nombre porque sus miembros siguen un desarrollo indirecto o con generaciones sexuadas y asexuadas que parasitan hospedadores alternativos; además pertenece a la súper familia Fascioloidea, familia Fasciolidae, subfamilia Fasciolinae, siendo su género *Fasciola* (Bowman, 2004; Manga González, M.^a Y.^a, 1999; Guía de clases prácticas de parasitología; Bacigalupo, J, 1942).

4.3.3. Morfología.

El parásito mide de 18 a 50 por 4 a 14 mm; el cuerpo es aplanado dorsoventralmente de forma foliácea o de hoja, ancha anteriormente formando un cono posterior; adquiere color café rosa grisáceo cuando está viva o ha muerto recientemente o gris cuando se conserva en formol. Su cuerpo está cubierto por pequeñas espinas; posee una ventosa oral en el extremo superior, otra, la ventral a la altura de lo que se podría llamar hombros (Quiroz, H, 1984; Lapage, 1981).

Los órganos internos (aparato digestivo y reproductor) son muy ramificados, especialmente los ciegos, que son largos y con numerosos divertículos laterales; característica que está relacionada con su forma de alimentación que es hematófaga. Los dos testículos ocupan la parte media corporal. El cirro está bien desarrollado y la bolsa del cirro incluye también a la próstata y la vesícula seminal. El ovario y el útero están localizados anteriormente a los testículos. Las glándulas vitelógenas, formadas por finos folículos, ocupan los márgenes laterales del tremátodo. Los conductos de los folículos se unen formando dos transversales que drenan a la glándula de Mehlis, desde la cual comunican con el ootipo (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Euzéby. J, 2001).

4.3.4. Ciclo biológico.

La *Fasciola hepatica* posee un ciclo biológico (Figura n°1) indirecto, y para completarlo, necesita dos hospedadores, uno intermediario (caracol del género *Lymnaea*) y otro definitivo (mamífero). En ambos las poblaciones del parásito pueden aumentar en número, dentro del intermediario por la producción de cercarias y dentro del definitivo por la postura de huevos (Olaechea, F y col. ,2013; Cardozo y Nari, 1987; Rosa. A y Ribicich. M, 2012).

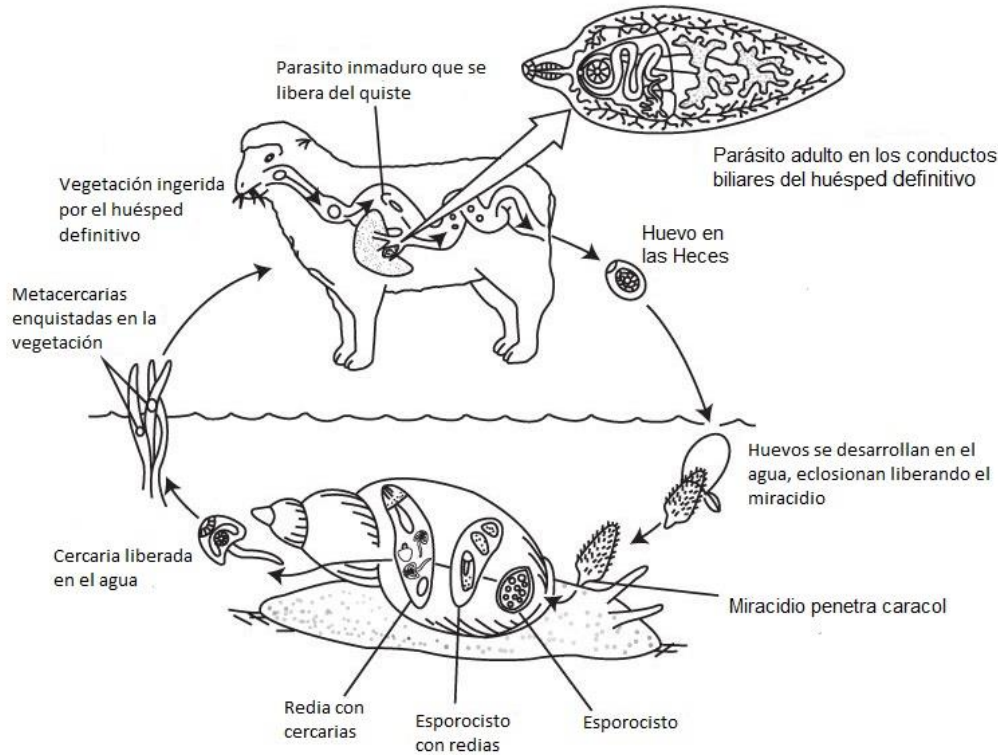


Figura n° 1: Ciclo de vida de *Fasciola hepatica*. Fuente: Levy, S. y col., 2013.

En el ciclo de la *Fasciola hepatica* pueden reconocerse por lo menos cuatro subpoblaciones:

- En el hospedador definitivo:

Esta etapa se extiende desde que el hospedador toma la metacercaria hasta la producción de huevos por la *Fasciola* adulta. En el ovino dura de 8 a 12 semanas y está influenciada por el hospedador y el número de metacercarias que ingiere (Cardozo y Nari, 1987).

Los hospedadores más importantes desde el punto de vista epidemiológico son los ovinos y bovinos, pero el desarrollo de la infección tiene marcadas diferencias entre ellos ya que el hospedador utiliza los mecanismos de respuesta inmunitaria, tanto humorales como celulares, para combatir al parásito. En bovinos raramente causa muerte y parasitosis aguda, mientras que esto ocurre en ovinos con más frecuencia (Cardozo y Nari, 1987; Olaechea, F y col., 2013).

En los ovinos, la edad o el sexo no afecta el nivel de parasitación y los animales parasitados no desarrollan resistencia para los próximos desafíos, siendo este hospedador el que más contribuye a la contaminación de las pasturas, llegando a mantener los parásitos durante 11 años (Boero, 1967 citado en Olaechea, F y col., 2013).

Además de ovinos y bovinos, los porcinos, equinos, caprinos, conejos, animales salvajes como carpinchos, liebres y ciervos pueden ser infectados; así como

también el hombre puede resultar parasitado (Cesar, 2004b.; Cardozo y Nari, 1987).

El hospedador definitivo se infecta por la ingestión de pasturas o agua contaminadas con metacercarias de *Fasciola hepatica* (Olaechea, F y col. ,2013). El número de *Fasciolas hepaticas* adultas que se pueden recoger luego de una infección con metacercarias, está en función del hospedador y de su tamaño. En ovinos, el número es de aproximadamente de un 40 % (Cardozo y Nari, 1987). En el CIVET “Miguel C. Rubino”, con infecciones a borregos de dos dientes con 200 metacercarias a cada uno, se recuperó un 36,4 % como adultas (D. Acosta comunicación personal citado en Cardozo y Nari, 1987). Dichas metacercarias comienzan a desenquistarse en el rumen por la acción enzimática (ambiente reductor), concentración de dióxido de carbono y temperatura de 39 °C; pasa al intestino donde ocurre un segundo desenquistamiento por la bilis y el propio parásito (Acosta, D, 1994; Olaechea, F y col. ,2013; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). Las jóvenes duelas atraviesan la pared intestinal, pasan la cavidad peritoneal y desde allí alcanzan el hígado (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999); penetran la cápsula de Glisson e ingresan al parénquima hepático (Olaechea, F y col. ,2013; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). La vía de llegada al hígado puede ser también a través de la circulación sanguínea o del conducto biliar (Cardozo y Nari, 1987). Aproximadamente en 7 días la *Fasciola* penetra en el parénquima hepático donde circulan por 8 a 12 semanas, produciendo grandes daños (Cardozo y Nari, 1987). Durante esta migración el parásito se desarrolla en forma acelerada, culminando dicha migración cuando este se aloja en los canalículos biliares, alcanza la madurez sexual y comienza la deposición de huevos (Olaechea, F y col. ,2013) los cuales serán eliminados con la bilis por las materias fecales (Cardozo y Nari, 1987).

“Excepcionalmente, las fasciolas inmaduras pueden atravesar el peritoneo visceral o pasar a la corriente sanguínea y ser transportadas a otras localizaciones, fundamentalmente en los hospedadores menos específicos o como consecuencia de infecciones con elevada intensidad parasitaria. La localización ectópicas más frecuente es la pulmonar, pero también se han citado los ganglios linfáticos, debajo de la piel y el útero” (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

Dicha etapa depende de la coincidencia hospedador-parásito, debido a que la ingestión de metacercarias está en función de esto. Esta coincidencia resulta afectada por:

- Densidad de pastoreo,
- hábitos de pastoreo,
- disponibilidad y calidad de las pasturas,
- grado de infección de las pasturas.

Se puede suponer que en veranos secos con poca disponibilidad de forraje, los hospedadores busquen pasturas verdes en los manantiales y lugares más húmedos favoreciendo la coincidencia. En veranos lluviosos el aumento de las poblaciones de caracoles y su dispersión en áreas más amplias, favorece la distribución de metacercarias (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994).

- Vida libre I:
Se encuentran presente en dicha etapa dos estructuras a considerar: los huevos y la primera forma larvaria el miracidio. Esta etapa depende de la temperatura y la humedad.

- Huevos:
La *Fasciola* adulta pone los huevos en los canalículos biliares y salen al medio ambiente con las materias fecales (Cardozo y Nari, 1987); siendo su potencial biótico (Cuadro n°2) según los diferentes autores de 3000 a 3500 en ovinos levemente infectados a 2.000.000 según Cardozo y Nari, 1987, 3.000 a 3.500 según Lapage, 1981, de 25.000 en ovinos y bovinos a 2.000.000 en ovinos según Boero, 1967 citado en Olaechea, F y col., 2013, de entre 20.000 a 50.000 según Olaechea, F, 2004, de 5.000 a 10.000 según Rosenberger, 2005; de 2.000 a 5.000 según Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999 y de 20.000 y 50.000 según FAO, 1994; siempre hablando de huevos por día y por animal.

Cuadro n° 2: Potencial biótico *Fasciola hepatica*.

AUTOR	AÑO	HUEVOS/DÍA
Boero	1967	25.000-2.000.000
Lapage	1981	3.000-3.500
Cardozo y Nari	1987	3.000-2.000.000
FAO	1994	20.000-50.000
Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999	1999	2.000-5.000
Olaechea, F	2004	20.000-50.000
Rosenberger	2005	5.000-10.000

Los huevos son ovals, operculados, de color amarillento, de cáscara fina y miden de 130 a 150 micras por 63 a 83 micras (Acosta, D, 1994; Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; FAO, 1994).

Para que el huevo se desarrolle y eclosione es preciso tener en cuenta:

- Separación de los huevos de la materia fecal,
- Temperatura de entre 10 °C y 30 °C,
- Humedad constante (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; FAO, 1994).

La viabilidad de los huevos es mayor en invierno que en verano, pues el frío prolonga el tiempo de eclosión debido a un desarrollo más lento (Cardozo y Nari, 1987; FAO, 1994). La sequía del verano es crítica para la humedad y su ausencia provoca la muerte de gran cantidad de huevos (Cardozo y Nari, 1987).

Si existen estas condiciones en el interior del huevo se desarrolla la forma larvaria denominada miracidio.

Esta etapa de huevo a miracidio está influenciada por el medio ambiente y puede ir aproximadamente desde 12 días a 26°C a 8 semanas en

condiciones naturales de 10-12°C (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Cesar, 2004a).

- **Miracidio:**

Por las condiciones antes mencionadas las larvas que se forman dentro del huevo pueden eclosionar. Dicha larva es el miracidio, es del tamaño del huevo, ciliada, piriforme, con dos manchas oculares en el extremo anterior más ancho (Acosta, D, 1994; Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Olaechea, F y col. ,2013; Lapage, 1981). Esta eclosión se produce siempre en presencia de luz y no en la oscuridad (Cardozo y Nari, 1987).

La luz estimula al miracidio a segregar enzimas proteolíticas que digieren las sustancias que cierran el opérculo del huevo. La salida a exterior se da por la actividad del miracidio y por la hipertonia del medio interno que presionan el opérculo (Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

Puede vivir únicamente en el agua como gotas de rocío o humedad (Cardozo y Nari, 1987; Lapage, 1981) y su tiempo de vida es de alrededor de 24 horas, dependiendo de sus reservas energéticas, debiendo nadar durante este tiempo hasta alcanzar un caracol del género *Lymnaea* (Olaechea, F y col. ,2013; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Cardozo y Nari, 1987; Rosenberger, 2005). El miracidio localiza al caracol por el fototropismo positivo, geotropismo negativo, quimiotropismo y el movimiento al azar del mismo en el medio ambiente (Cardozo y Nari, 1987; Rosenberger, 2005).

Es un punto crítico del ciclo, ya que si el miracidio no encuentra el hospedador intermediario, el ciclo no continúa (Cesar, D. 2004a).

- **En el hospedador intermediario:**

Una vez que el miracidio coincide con los caracoles del género *Lymnaea*, entra en contacto con este y se adhiere por la acción de succión de su papila anterior, ayudado por el mucus del caracol. Penetra las partes blandas y atraviesa la epidermis, para migrar por los canales linfáticos y alcanza la glándula digestiva, donde se multiplica mediante uno o dos ciclos de reproducción asexual (Cardozo y Nari, 1987; Olaechea, F y col. ,2013). Esta larva que penetra el caracol, retiene los ojos, intestino y las células germinales, pero pierde sus cilios y se convierte en esporocisto joven de forma elíptica (Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). Los esporocistos constituyen el primer estado larvario de *Fasciola hepatica* dentro del hospedador intermediario; en su interior se empezaran a formar acúmulos de células germinales, de las cuales a los 15 días ya existe la primera generación de redias (5-8 por cada esporocisto), segundo estado larvario dentro del hospedador intermediario (Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). Cuando el esporocisto llega a un tamaño de 0.26 mm, se rompe la pared dejando en libertad a las redias que migran hacia el hepatopáncreas del caracol (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994). Las redias tiene un rudimento de tubo digestivo, de forma alargada, con dos protuberancias posteriores pequeñas y se alimentan de los tejidos del hepatopáncreas del *Lymnaea*. Si las condiciones ambientales (temperatura) y nutritivas para los caracoles son desfavorables

pueden formarse una segunda generación de redias, también llamadas redias hijas, aunque lo normal es que la primera generación de redias de lugar a cercarias (Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

Las cercarias que se desarrollan dentro de las redias tiene cuerpo discoidal u oval y una cola para poder nadar (Cardozo y Nari, 1987; Lapage, 1981). Su anatomía se parece a la *Fasciola adulta*, excepto en que tiene cola y carece de órganos reproductores (Lapage, 1981). Una vez maduras abandonan las redias, para abandonar el caracol cuando las condiciones de temperatura y humedad son las adecuadas (Cardozo y Nari, 1987; Lapage, 1981). El tiempo requerido para el desarrollo de cercarias en el caracol es entre 6 a 7 semanas según Lapage, 1981; coincidiendo en cierta medida con Cesar, D. 2004a que expuso que este periodo lleva de 5 a 6 semanas; aunque según Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999 y FAO, 1994, el desarrollo intramolusco requiere de 8 a 10 semanas ampliándose a 12 si se añade la formación del miracidio.

Esta fase del ciclo se produce a temperaturas superiores a los 10°C hasta los 26°C, y a medida que se aumenta la temperatura la velocidad de desarrollo aumenta (Cardozo y Nari, 1987; Lapage, 1981; Cesar, D. 2004a).

- Vida libre II:

Las cercarias, una vez liberadas del caracol, presentan dos ventosas, un cuerpo redondeado y una cola para desplazarse activamente en el agua (Cardozo y Nari, 1987). Estas en plazo de 3 a 4 horas se enquistan sobre las hierbas y plantas acuáticas, generalmente en la zona próxima a la superficie del agua, aunque un 10% lo puede hacer también en el agua. En este momento toman una forma quística, perdiendo la cola y se rodean de una cubierta resistente (Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Radostits, 2002).

Esta fase, que se denomina metacercaria, la cual es la forma infectante para su hospedador definitivo, luego de 8-10 días de maduración (Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Olaechea, F, 2004).

De la viabilidad de las metacercarias depende la infección del hospedador definitivo (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999); esta depende fundamentalmente de la humedad relativa, la cual debe ser mayor a 70% y la temperatura siendo sensibles a temperaturas mayores de 20°C, así como prolongándose su vida a temperaturas bajas (4°C en heladera, en agua renovable, pueden vivir más de 11 meses) (Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Cesar, D. 2004a). Metacercarias sometidas a la exposición directa de luz solar, pueden sobrevivir 2 a 3 horas, mientras que en pasto seco y a la sombra 8 meses (Cardozo y Nari, 1987). Es por lo tanto posible que, en condiciones favorables, los pastos puedan continuar infectantes hasta por doce meses (Lapage, 1981). En Uruguay se observó que las metacercarias en verano vivían 14 días, en otoño 33 días, en invierno 50 días y en primavera 47 días (Acosta. D, comunicación personal, Citado en Cardozo y Nari, 1987); siendo notoria la corta vida que se observó en verano, mientras que las diferencias en invierno y primavera fueron mínimas (Acosta, D, 1994).

El periodo prepatente, desde que ingiere la forma infectante hasta que el animal elimina los huevos es de dos meses y medio a tres meses (Nari y Cardozo, 1987).

“Considerando las limitantes que enfrenta este ciclo biológico, la probabilidad de que un huevo se transforme en *Fasciola hepatica* adulta, según Taylor (1965), es de 1×10^6 (Olaechea, F y col. ,2013).

4.3.5. Epidemiología.

La fasciolosis es la enfermedad transmitida por vectores de mayor distribución mundial, tanto latitudinal, longitudinal como actitudinal. Los cambios climáticos y ecológicos que se han producido en los últimos años han contribuido a la gran expansión tanto en animales como en humanos de la enfermedad, modificando de modo sustancial la epidemiología (Rosa. A y Ribicich. M, 2012).

El potencial biótico del parásito, con su gran producción de huevos en el hospedador definitivo y de cercarias en el caracol, le permite la permanencia en el medio ambiente y una amplia distribución geográfica (Acosta, D, 1994).

Lo esencial para que se establezca la enfermedad es la presencia del hospedador intermediario y el definitivo, que a su vez estos coincidan entre sí, temperatura y humedad adecuadas tanto para el desarrollo del miracidio y de los estadios larvales en el caracol, como para la reproducción de este último (Cardozo y Nari, 1987; Olaechea, F. 2007).

La epidemiología depende además de una serie de factores (biológicos, topográficos y de manejo) que determinan el nivel de infección (presentación clínica o subclínica) y la prevalencia de la enfermedad (Acosta, D, 1994; Olaechea, F. 2007).

Las condiciones climáticas determinan la ocurrencia estacional de la enfermedad que varía de un área a otra (Cardozo y Nari, 1987). En términos generales, el ciclo se acelera al elevarse la temperatura ambiente y se hace más lento al descender la temperatura, deteniéndose por debajo de los 10°C (Bendezú, P., 1970 citado en Eddi y col., 1998). Se necesita más de 10°C y menos de 30°C para favorecer el desarrollo de las formas libres del parásito y el caracol (Rosa. A y Ribicich. M, 2012), de esta manera la temperatura actúa regulando la estacionalidad (Acosta y cols., 1989). Pero es la humedad (precipitaciones pluviales) las que actúan determinando la rigurosidad con que la enfermedad se puede presentar en cada periodo (Acosta y cols., 1989). En Uruguay solo muy pocas semanas en invierno las temperaturas bajan de los 10°C, permitiendo el desarrollo de los huevos de *Fasciola hepatica* y sus formas parasitarias en el caracol durante todo el año (Cardozo y Nari, 1987). En condiciones de humedad constante los huevos eclosionan con un plazo mínimo de 9 días a 30°C, 12 días a 26°C, 40 días a 15°C y 60 días a 12°C (Cesar, D. 2004a).

En la epidemiología el hospedador intermediario tiene un rol de suma importancia (caracoles del género *Lymnaea*). Existen distintas especies del género *Lymnaea* (Cardozo y Nari, 1987), en Uruguay se encuentran dos especies que son *Lymnaea columella* y *Lymnaea viatrix* (Acosta y cols., 1989). En América del Norte y del Sur se encuentran las especies *L. perengra*, *L. bulmoides*, *L. stragnails*, *L. truncatula*, además de las descritas en Uruguay (Cardozo y Nari, 1987; Olaechea, F. 2007).

Un estudio realizado por Roberto Mera y Sierra y col. (2009), confirmaron por secuenciación del ADN nuclear y ADN mitocondrial en Argentina, la transmisión de la fascioliasis por *Lymnaea neotropica*. El área de estudio fue una finca situada en Perdriel, que es un distrito argentino del Departamento Luján de Cuyo, Provincia de Mendoza. Los ejemplares de la población muestreada *Lymnaea* presentan características morfológicas y morfométricas que coinciden totalmente con los de la especie *L. neotropica* descritos originalmente en Perú.

En Australia se encuentran las especies *L. tormentosa*, *L. columella*, *L. viridis* y en Asia *L. viridis* y *L. auricularia* (Cardozo y Nari, 1987).

Entre las distintas especies de *Lymnaea* tienen algunas diferencias morfológicas, hay algunas que son más eficientes para producir cercarias que otras, pero presentan muchos caracteres en común (Cardozo y Nari, 1987).

En nuestro país *L. viatrix* se ha encontrado en el campo, y fueron capaces de producir infección natural en ovinos y gran cantidad de metacercarias en condiciones de laboratorio (Acosta y cols., 1989). Es considerado el de mayor importancia epidemiológica en Argentina y Uruguay (Olaechea, F. 2007).

Lymnaea viatrix es un caracol dextrógiro y anfíbio, de 1 cm de tamaño que prefiere los suelos húmedos y neutros o de pH ligeramente alcalino (Bendezú, P., 1970 citado en Eddi y col., 1998). Vive en suelos cuya superficie está saturada de agua poco profundas, suelos arcillosos que se renuevan, tales como manantiales, pequeñas corrientes de agua que se originan de estos, bordes de las cañadas con aguas permanentes y de corrientes suaves, en escapes de agua que tienen las taipas de los tajamares, también en bebederos con aporte de agua permanente y arroceras. Forman colonias entre barro y agua y superficies cubiertas por vegetación, en áreas no mayores de 3 m², en espacios con suficiente penetración de luz solar; lo que permite el mantenimiento de la cadena alimentaria. Con humedad y temperatura elevadas, las poblaciones de moluscos aumentan; a humedad escasa y bajas temperaturas disminuyen y estivan, quedando sin crecer ni reproducirse (Cardozo y Nari, 1987; López Lemes y cols, 1996).

Una generación de caracoles de huevo a huevo, se completa en 4 semanas (Eddi y col., 1998).

Un estudio realizado por Castro, O. y col. (2001) sobre *Lymnaea viatrix* en diferentes establecimientos del Uruguay, reveló que la prevalencia de infección con *Fasciola hepatica* en los caracoles es de 2.60%, que los mayores niveles de caracoles con infección se observaron principalmente en septiembre-octubre y los valores mínimos en mayo-junio. Además el estudio reveló que tanto en ovinos rastreadores como bovinos de carne, la mayor cantidad de animales infectados y las mayores carga de *Fasciola* se hallaron en primavera y verano, y los valores mínimos se dieron en invierno. En cuanto a la incidencia de fascioliasis aguda en ovinos, se ha indicado que la mayoría de los casos (66.7%) ocurren en primavera.

Al aumentar las poblaciones de caracoles de la primavera al verano, hay más posibilidades de infección con una evolución más rápida de *Fasciola hepatica* dentro del hospedador intermediario. En verano existen temperaturas óptimas para el desarrollo de *Fasciola hepatica* y su hospedador, pero la humedad suele ser deficitaria, siendo el factor limitativo, salvo en veranos lluviosos. Cuando se alternan periodos de lluvia y desecación constituye un factor de riesgo para los animales, ya que estos buscaran alimento más

palatable en las zonas húmedas (Olaechea, F y col. ,2013). En otoño mejoran las condiciones de humedad y las poblaciones de caracoles reinician su actividad infestando las pasturas (Cardozo y Nari, 1987).

En estudios ecológicos llevados a cabo por el Laboratorio “Miguel C. Rubino”, con exposiciones de *Lymnaea viatrix* infectadas artificialmente, expuestas en condiciones ambientales a humedad constante, se determinó que el ciclo no se interrumpe en invierno sino que se enlentece. En caracoles infectados en otoño e invierno, con temperaturas máximas promedios por debajo de los 20°C y mínimas inferiores a 10°C, el periodo de emisión de metacercarias fue de 4-8 meses, mientras que en el verano se lograron emisiones de 37 días (Acosta, D, 1994).

En cuanto a *Lymnaea columella*, un estudio realizado por Heinzen, T. y col. (1994), se reporta por primera vez para el Uruguay el hallazgo de *Lymnaea columella* infectados naturalmente con formas larvianas de *Fasciola hepatica*. Estaba ubicado en un nicho semi-acuático, encontrándose entre la vegetación arraigada flotante.

Las fuentes de infección del ovino en Uruguay durante la primavera y principios de verano, serían:

- Metacercarias provenientes de caracoles infectados en otoño e invierno.
- Metacercarias emitidas en otoño y que sobreviven el invierno.
- Metacercarias provenientes de la infección en primavera.

Las metacercarias en el medio exterior pueden permanecer viables por muchas semanas dependiendo de la temperatura y humedad. Altas temperaturas y la desecación las destruyen en un corto período, mientras que sobreviven tiempos prolongados a temperaturas menores de 20°C (Cesar, D. 2004b).

Lo que en primera instancia pudiera parecer un problema general muchas veces está limitado a unos pocos potreros donde se dan las condiciones de desarrollo del caracol (Acosta, D, 1994).

En manejos extensivos como en Uruguay, debido a las características topográficas, se pueden identificar los ambientes en los potreros donde se dan las condiciones favorables para el desarrollo del caracol y donde puede haber gran disponibilidad de metacercarias. En este caso, de grandes potreros y bajas cargas, la coincidencia hospedador-parásito depende en gran medida del hábito de pastoreo de los animales y de la oferta de forraje. Los ovinos prefieren pastorear lejos de los ambientes pantanosos. Cuando las condiciones de pastoreo se modifican, con un apotreramiento que no permite el uso de áreas más secas o por sobrepastoreo del forraje preferible, los ovinos se ven obligados a utilizar el forraje de zonas contaminadas y al estar más tiempo en ellas, facilitando de esta manera la recontaminación. Es así que la enfermedad causa mayores pérdidas cuando a una época húmeda le sigue una de gran sequía (Olaechea, F y col. ,2013).

Finalmente, se debe tener en cuenta que *Fasciola hepatica* puede infectar a muchos mamíferos, incluyendo caballos, ciervos, liebres, cerdos, conejos, etc., y estos pueden actuar como reservorios de la enfermedad (Olaechea, F. 2007).

4.3.6. Patología.

Las lesiones producidas por *Fasciola hepatica* evolucionan en dos fases:

- La fase de migración intraparenquimatosa, el aspecto de la lesión varía con el grado de infección y con la especie animal considerada.
- La fase de colangitis, en donde las duelas adultas están en los canalículos biliares (Euzéby. J, 2001).

En ovinos hay tres tipos de enfermedades ejercidas por la *Fasciola hepatica*:

- Fasciolosis aguda: se caracteriza por un hígado tumefacto con numerosas lesiones, hemorragias en el parénquima, producidas por la migración de los parásitos inmaduros durante las primeras 8 semanas post-infección (Radostits, 2002; (Cardozo, H. 2003); estas hemorragias provocan anemia en el hospedador (Cardozo y Nari, 1987). El grado de destrucción de tejido hepático en esta etapa está en relación directa al número de formas infectantes que ingiere el animal; cuando este es muy elevado se produce un cuadro de hepatitis aguda con muerte repentina en animales, aún con buen estado (Bonino, A. y col., 1990).

En infección masiva en ovinos el parénquima hepático es un enorme coágulo de sangre, de color rojo oscuro, excavado de túneles y de bolsas hemorrágicas (Euzéby. J, 2001). Si se corta el hígado en láminas de 1 cm, este puede estar friable al corte y se pueden encontrar en el parénquima gran número de formas jóvenes de la *Fasciola hepatica* (Cardozo, H. 2003; Radostits, 2002).

Se puede ver además tractos hemorrágicos en la pared parietal del peritoneo (Cardozo y Nari, 1987); la cavidad peritoneal puede contener un exceso de suero teñido por sangre.

La migración puede tener lugar hacia el páncreas, a través del diafragma o por la circulación hacia los pulmones (Cardozo y Nari, 1987).

- Fasciolosis subaguda: siendo el grado de infección menor y menos grave; se desarrollan lesiones inflamatorias, hemorrágicas (principalmente de localización subcapsular), se observan manchas irregulares de coloración amarillo-grisácea, a nivel hepático. En infecciones discretas en los ovinos las lesiones parenquimatosas son ligeras, pero las cicatrices que acompañan a la hepatitis intersticial causan fibrosis hepática, de carácter atrófico (Euzéby J, 2001).

La muerte puede ser debida a fallas en el funcionamiento hepático y a una anemia severa (Cardozo y Nari, 1987).

- Fasciolosis crónica: se caracteriza por el establecimiento de parásitos adultos en los conductos biliares, en donde se alimentan de sangre y detritos de tejidos (Cardozo y Nari, 1987), pudiendo localizarse también en vesícula (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). Estos ejercen acción irritativa en los conductos biliares debido a la presencia de las espinas, que son la causa de la colangitis crónica y la fibrosis hipertrófica del hígado (Euzéby J, 2001). La lesión más significativa aparece en la vasculatura hepática, presentándose una flebitis de la vena porta; generándose a posteriori una hipertensión portal (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). Los ovinos se vuelven anémicos e ictericos y su hígado se muestra cirrótico (Cardozo y Nari, 1987). Al corte de los canales biliares se puede ver la presencia de parásitos adultos (Cardozo, 2003). Los ganglios linfáticos hepáticos tienen una coloración

marrón oscura y están agrandados. Se puede ver animales con edemas subcutáneos, ascitis, caquéticos y con hipoalbuminemia (Radostits, 2002; Cardozo y Nari, 1987; Bonino, A. y col., 1990).

La *Fasciola hepatica* puede tener localizaciones erráticas en los pulmones o en el bazo, dando lugar a la formación de nódulos quísticos que contienen uno o dos parásitos adultos bañados en un líquido turbio, más o menos hemorrágico que contiene los huevos del parásito (Euzéby J, 2001).

4.3.7. Diagnóstico.

Lo primero que se debe realizar es una anamnesis correcta de la zona donde se encuentran los animales enfermos. Se debe conocer la presencia de la enfermedad en la zona, su epidemiología y las condiciones ecológicas de cada región. Observar si existen potreros con zonas húmedas o con corrientes de agua suave, que son lugares propicios para el desarrollo de poblaciones de *Lymnaea*. Se hará una búsqueda de éstos caracoles tratando de detectar su presencia (Cardozo, H. 2003; Quiroz, H, 1984). Además se evaluará los sistemas de pastoreo intensivos o extensivos y pastoreos mixtos de vacunos y lanares (Cardozo, H. 2003). Su presentación en años lluviosos y su carácter estacional es otro punto más a tener en cuenta.

El diagnóstico presuntivo se puede realizar por la evaluación conjunta de lo antes mencionado, de los síntomas clínicos, por el reconocimiento de las lesiones en animales muertos y la revisión sistemática de los hígados en los animales para consumo (Cesar, D. 2004b). La confirmación del diagnóstico debe realizarse a través de técnicas específicas (biopatológicas, parasitologías e inmunológicas) y los hallazgos de necropsia (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Cardozo y Nari, 1987; Cesar, D. 2004b).

4.3.7.1. Diagnóstico clínico.

Se pueden presentar tres formas clínicas: aguda, subaguda y crónica, cuya aparición depende de la época del año, disponibilidad de metacercarias en la pastura y número de metacercarias ingeridas (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). Los ovinos son mucho más susceptibles a esta parasitosis y pueden ocurrir infecciones acumulativas durante toda su vida productiva (Cesar, D. 2004b).

- **Fasciolosis aguda:** se origina por infestaciones masivas en ovinos y vacunos jóvenes, que luego de dos o tres semanas se puede manifestar (Cardozo, H. 2003). En ovinos se caracteriza por la existencia de 1.000-2.500 vermes en el hígado, de los cuales 60% se encuentran migrando por el parénquima hepático (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). La penetración de 1.000 juveniles de *Fasciola hepatica* en la cápsula y parénquima hepático, produce la muerte en 7-8 semanas (Cardozo y Nari, 1987). Los síntomas clínicos no son muy específicos (Cardozo y Nari, 1987) y casi siempre se presenta como muerte súbita sin otra manifestación clínica (Radostits, 2002).

La muerte de algunos animales y la anemia suelen ser los primeros signos del problema cuando ya está instalado (Olaechea, F. 2007).

Si el proceso se manifiesta clínicamente, muestra:

- Abatimiento.
- Debilidad.
- Falta de apetito.
- Fiebre ligera.
- Palidez de mucosas (anemia).
- Taquipnea o disnea cuando se obliga al animal a moverse.
- En algunos casos hepatomegalia palpable, con dolor abdominal y ascitis (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Radostits, 2002; Cardozo, H. 2003).

Es frecuente la complicación con hepatitis necrótica infecciosa (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

• Fasciolasis subaguda: se debe a la ingestión de un número elevado de metacercarias durante un periodo de tiempo suficientemente largo como para no provocar un proceso agudo. En el hígado se hallan por término medio 1.000 vermes, existiendo un equilibrio entre las formas adultas y las inmaduras (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

Manifestaciones:

- Adelgazamiento.
- Letargia.
- Palidez de mucosas (anemia) e ictericia.
- Edema submaxilar (“papera”) y ascitis en algunos casos.
- Dolor a la palpación sobre la región del hígado.
- Hepatomegalia palpable en un pequeño número de animales.
- Muerte 8-10 semanas luego de la infección (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Radostits, 2002; Cardozo y Nari, 1987).

• Fasciolasis crónica: es la forma más común de la enfermedad (Cardozo y Nari, 1987). Los hospederos se infectan con metacercarias paulatinamente con lo que el período de migración del parásito pasa sin signos aparentes (Cardozo, H. 2003). Aparece varias semanas después de que haya remitido el proceso agudo (Radostits, 2002). Ocurre cuando el animal ingiere cantidades inferiores a 10 metacercarias al día durante periodos de tiempo prolongado. La población parasitaria está formada prácticamente por adultos (aprox. 250-300) y los síntomas se producen por las duelas en los conductos biliares (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

Manifestaciones:

- Adelgazamiento.
- Palidez de mucosas (anemia).
- Edema frío en parpados, submaxilar (“papera”), cuello, pecho y ascitis.
- A la percusión se nota un aumento de la zona hepática.
- Se les puede caer el vellón (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Radostits, 2002; Cardozo, H. 2003).

La forma crónica se debe diferenciar con las estrongilosis gastrointestinales (Quiroz, H, 1984).

4.3.7.2. Diagnóstico de laboratorio.

- Detección de enzimas en sangre:

Como resultado de las lesiones sufridas en las células hepáticas, se liberan enzimas que pasan al plasma sanguíneo donde pueden ser detectadas. La GLDH (glutamato deshidrogenasa) aumenta en plasma cuando los tremátodos jóvenes están migrando por el parénquima hepático, el cual se debe a la destrucción de los hepatocitos. Este aumento sucede 7-14 días después de la infección con *Fasciola hepatica*, pero disminuye luego que entra en los conductos biliares. Cuando las fasciolas jóvenes entran en los conductos biliares a las 6-8 semanas comienza a aumentar GGT (Gamma-glutamil transpeptidasa), debido a que esta se origina en la lesión de los canalículos. Estas 2 enzimas son indicadoras de la enfermedad aguda y subaguda. El daño hepático que no está relacionado con *Fasciola hepatica* puede inducir a resultados erróneos (Cardozo y Nari, 1987; Radostits, 2002; Acosta, D, 1994).

- Pruebas inmunológicas:

Se basa en la capacidad del hospedador de desarrollar respuesta inmune de tipo humoral y celular a toda sustancia extraña que actúa como antígeno. En el diagnóstico de fasciolosis agudas y subagudas, estas técnicas no son tan sensibles como las enzimáticas. Las técnicas que se emplean son: fijación de complemento, aglutinación pasiva e inmuno-electroforesis, y recientemente se está utilizando el ensayo inmunoenzimático (ELISA, FAST-ELISA, DOT-ELISA). Dichas técnicas para el caso del diagnóstico de fasciolosis en ovinos parecen no tener gran valor, pues se dispone de otras técnicas más sencillas y sensibles (Cardozo y Nari, 1987; Cardozo, H. 2003; Acosta, D, 1994).

- Detección de huevos en materia fecal:

En los casos de fasciolosis crónica la detección de huevos del parásito en materias fecales es el método más usado, confiable y práctico (Cardozo y Nari, 1987; Cardozo, H. 2003; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

Los métodos se basan en la concentración de los huevos de *Fasciola hepatica* de las materias fecales, para ser visualizados en la lupa. Estos métodos se basan en la flotación, sedimentación o en el tamizado de materias fecales (Cardozo, H. 2003).

Antes de aplicar cualquiera de estas técnicas es muy importante el manejo de la muestra para poder tener resultados de laboratorio confiables (Rodríguez, A. 2009; Cardozo, H. 2003):

- a) Extracción de la materia fecal: directamente del recto. Hay que enfundarse la mano con una bolsa de nylon revertida para introducir los dedos (en el caso de los ovinos) en la ampolla rectal; extrayéndose una cantidad de 10 a 15 g, se revierte la bolsa plástica y se cierra con un nudo, tratando de dejar la menor cantidad de aire y por ende de oxígeno para impedir la eclosión de los huevos.
- b) Muestreo: se realiza de manera individual y se recomienda de un 5 o 10 % de la majada o el total de los animales en el caso de que sean pocos animales.
- c) Identificación: fecha, establecimiento (ubicación, paraje, sec. policial, Departamento), especie y categoría y dosificaciones anteriores (fecha y producto).

- d) Acondicionamiento para traslado a laboratorio: refrigeradas, en conservadoras con sachets refrigerantes, con tapas correctamente selladas con embalaje e identificadas (nombre, dirección y teléfono del remitente).

Las muestras deberán llegar en 24 horas al laboratorio (Rodríguez, A. 2009; Cardozo y Nari, 1987).

Técnicas utilizadas:

- Técnica de sedimentación-Happich & Boray:

Se basa en la velocidad de sedimentación de los huevos de *Fasciola hepática*, que en una columna de agua es de 10 cm por minuto. Por lo tanto, se separan los huevos de las heces por sedimentación en un tiempo que evite la sedimentación de la totalidad de los detritos sólidos.

Procedimiento en ovino:

1. Pesar materia fecal: Para análisis cualitativo (diagnóstico): Ovinos: 3 gr. Para análisis cuantitativo (estudios epidemiológicos o ensayos de eficacia): 2 gr. (Fiel, C. y col. 2011).
2. Homogenizar con 30 ml de agua más 4 gotas de detergente a 1% en vaso de Bohemia y utilizando mortero si fuera necesario para la disgregación de la muestra.
3. Filtrar en embudo con malla 40 meshes a un tubo de ensayo grande (capacidad de 100 ml y altura 30 cm) lavando el residuo de la malla. Se debe completar con agua jabonosa hasta una altura de 30 cm.
4. Dejar sedimentar durante 3 minutos.
5. Descartar sobrenadante, volcando o por sifoneamiento.
6. Verter el sedimento a un tubo de ensayo chico, lavando el contenido del tubo de ensayo.
7. Dejar sedimentar durante 3 minutos y descartar nuevamente el sobrenadante.
8. Verter el sedimento a una caja de Petri.
9. Agregar 1 a 2 gotas de azul de metileno al 1%.
10. Contar el número de huevos de *Fasciola hepática* en una lupa estereoscópica a unos 40x (Carballo, M. y col. 2009).

Un resultado negativo no significa la ausencia de *Fasciola hepática* en los animales. Esto es atribuible a varios factores, entre los que se destacan la gran variabilidad y escasa sensibilidad de la técnica, el largo período de prepatencia (2-3 meses) y la barrera que significan los canalículos biliares y la propia vesícula para la eliminación de los huevos. El diagnóstico positivo, en animales desparasitados recientemente, hasta las 6 semanas del tratamiento puede deberse a la eliminación de huevos alojados en la vesícula biliar antes de la aplicación del fasciolocida (falso positivo) (Fiel, C. y col. 2011).

El hallazgo de 300 a 600 huevos por gramo en ovinos indica una infección probablemente patógena, que requiere la aplicación de un fasciolocida (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

- Técnica de flotación:

Se utilizan soluciones saturadas de alta densidad (mayores a 1,300), como sulfato de zinc o de magnesio o el yodomercuriato potásico. Las soluciones hacen flotar a los huevos, separándolos de los detritos fecales, lo que favorece su visualización. Este método tiene como desventajas que las sustancias poseen un elevado costo en el

mercado, son corrosivas para los metales y pueden deformar o destruir los huevos por fenómenos osmóticos (Cardozo y Nari, 1987; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

- Tamizado de materia fecal:

Se basa en el tamaño de los huevos y el uso de mallas de distintas aberturas que retengan el material grueso, deje salir el fino, reteniendo los huevos de *Fasciola hepatica*. Se debe utilizar mallas que tengan 38 micras y no más de 56 micras de abertura. Tiene como ventaja que se pueden utilizar mayores volúmenes de materias fecales, y de esta manera la muestra aumenta su representatividad y las posibilidades de encontrar huevos de *Fasciola hepatica* (Cardozo y Nari, 1987; Cardozo, H. 2003).

Algunas observaciones:

1. Las técnicas coprológicas para *Fasciola hepatica* tienen mucha variación en cuanto al poder de recuperación de los huevos.
2. Los canalículos biliares y la vesícula biliar, son una barrera importante para la eliminación de huevos, lo que hace que ésta sea discontinua.
3. Los huevos eliminados de la vesícula biliar se distribuyen al azar en un gran volumen de materia fecal, lo que hace necesario la realización de varios análisis para que éstos sean confiables. En el ovino este efecto es menor, observándose una alta correlación entre conteo de huevos y nivel de infección.
4. La no visualización de huevos en un análisis de materia fecal no indica necesariamente diagnóstico negativo. Pueden haber porciones de materias fecales sin huevos o simplemente las fasciolas presentes son inmaduras (Cardozo, H. 2003; Acosta, D, 1994).

4.3.7.3. Diagnóstico por necropsia.

Por la necropsia se llega a un diagnóstico definitivo de la enfermedad. Se practica en animales recientemente muertos o se sacrifica al animal que presente signos graves de la enfermedad (Cardozo, H. 2003). Es un método rápido (FAO, 1994), y en los casos de fasciolosis aguda el diagnóstico es seguro y eficaz (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

Las lesiones están descritas en el ítem “patología”.

4.3.8. Tratamiento.

La terapéutica debe ir dirigida tanto contra las fasciolas adultas como contra las formas inmaduras (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999); pero no todos los productos tienen la misma eficacia contra todas las fases del desarrollo de *Fasciola hepatica* (Radostits, 2002).

Para el tratamiento de fasciolosis aguda se debe elegir un producto que sea eficaz contra las formas juveniles, para los procesos crónicos se requiere un producto eficaz contra los adultos (Radostits, 2002; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

“La aplicación de fasciolocidas es inevitable en los casos clínicos de fasciolosis (aguda o crónica) pero lo ideal es poner en práctica un plan estratégico de control con un de dosificaciones y armonizado con el manejo y movimientos de haciendas” (Roberts y Suharondo, 1996 citado en Olaechea, F y col., 2013).

Clasificación de los fasciolocidas según Sumano, H y Ocampo, L (2006).

1. Hidrocarburos halogenados:
 - tetracloruro de carbono,
 - tetracloroetileno,
 - hexacloroetano,
 - tetraclorodifluoroetano,
 - hexacloroparaxileno.
2. Compuestos bisfenólicos:
 - hexaclorofeno,
 - bitionol,
 - sulfóxido,
 - bromsalanos,
 - oxiclosanida,
 - clioxanida.
3. Compuestos nitrofenólicos:
 - disofenol,
 - niclofolán,
 - nitroxinil.
4. Nuevas salicilanilidas:
 - closantel,
 - brotianide.
5. Sulfonamidas:
 - clorsulón.
6. Benzimidazoles:
 - albendazol,
 - triclabendazol.

1. Hidrocarburos halogenados:

- Tetracloruro de carbono: droga más antigua como fasciolicida (1925), que se utiliza principalmente en ovinos (Rodríguez García, 1971), además de actuar en otras especies domésticas (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Indicaciones: Es muy útil contra formas adultas y ejerce acción también contra formas inmaduras pero deja un ligero margen de seguridad (Rodríguez García, 1971; Quiroz, H, 1984). Hay que tener precaución debido a su toxicidad, inclusive utilizando dosis terapéuticas (Rodríguez García, 1971), no se debe tratar a animales con hepatopatías, seniles o débiles (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Dosis: ovinos 80 mg/Kg vía oral, para formas adultas (0.05 ml) (Rodríguez García, 1971; Quiroz, H, 1984).

- Tetracloroetileno: no es un fármaco de primera elección y por su toxicidad se debe utilizar con cuidado. No debe usarse en enfermedades febriles, en animales débiles, durante la gestación, ni en enfermedades hepáticas, nefritis, enteritis o en pacientes que estén recibiendo terapéuticas con metales pesados (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

- Hexacloroetano:

Indicaciones: su principal uso es contra la fasciolosis crónica (Rodríguez García, 1971). Es eficaz en un < 90% contra *Fasciola hepatica* adulta, pero es inactivo contra formas inmaduras, en ovinos. Debido a que es muy tóxico, su uso ha disminuido, no debiendo ser administrado junto con alimentos, pues ello facilita su absorción y aumenta su toxicidad (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Dosis: 30 g/animal de suspensión del polvo en agua vía oral (Sumano, H y Ocampo, L; 2006; Rodríguez García, 1971).

2. Compuestos bisfenólicos:

- Hexaclorofeno: poderoso bactericida, es fasciolicida, antihelmíntico moderado, efecto contra *Moniezia* sp. y *Paramphistomum* sp. (adultos) (Sumano, H y Ocampo, L; 2006; Rodríguez García, 1971).

Indicaciones: fasciolosis aguda y crónica de rumiantes (Rodríguez García, 1971), aunque según Sumano, H y Ocampo, L (2006) no son eficaces contra formas inmaduras.

Dosis: ovinos 10-15 mg/kg por vía oral o subcutánea en la forma crónica (Sumano, H y Ocampo, L; 2006; Rodríguez García, 1971) y 20 mg/kg en la forma aguda (Rodríguez García, 1971).

- Bitionol:

Indicaciones: antiparasitario de amplio espectro. Se les ha combinado con éxito con diversos fármacos como niclosamida, hexaclorofeno, tiabendazol, morantel, levamisol y tetramisol entre otros, para aumentar su espectro y mejorar su eficacia contra las fasciolas.

Dosis: ovinos 2.5-7.5 mg/kg por vía oral o intrarruminal (evita la eliminación de huevos de *Fasciola* hasta por 13 semanas), o bien a razón de 7.5 mg/kg por vía intramuscular. Con una dosis cinco veces mayor que la terapéutica se observan signos de toxicosis. No afecta los parámetros reproductivos (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Tiempo de retiro: 30 días después de la administración (Lanusse, C y col., 2013).

- Brotianide:

Dosis e indicaciones: ovinos 12-15 mg/kg con fasciolas de 4 a 6 semanas. Para adultas 10 mg/kg. Activo contra *Paramphistomum* adulto y juvenil (Quiroz, H, 1984).

- Otras salicilanidas:

- Dianfenetida:

Indicaciones: Es muy útil en el tratamiento de la fasciolosis aguda ya que actúa contra tremátodos jóvenes del hígado (Sumano, H y Ocampo; 2006).

Dosis: ovinos 100 mg/kg por vía oral, con lo cual tiene eficacia de hasta 100% (Sumano, H y Ocampo; 2006), ejerciendo su efecto en fasciolas de 8 semanas (Quiroz, H, 1984). Aun administrando cuatro veces la dosis terapéutica (400 mg/kg) no se producen efectos tóxicos ni efectos teratógenos en ovinos (Sumano, H y Ocampo; 2006; Lanusse, C y col., 2013).

Tiempo de retiro: Se recomienda un mínimo de siete días, con lo cual las concentraciones biliares y en músculo disminuyen hasta 0.02 ppm (Sumano, H y Ocampo; 2006).

Para su empleo como profiláctico, se recomiendan tres aplicaciones seguidas, con un intervalo de 6 semanas entre tratamientos, a fin de limpiar de huevos las pasturas y romper así el ciclo vital de la *Fasciola*.

- Derivados clorados de las salicilanilidas:

- Oxiclozanida:

Indicaciones: fasciolosis crónica, eficacia de más de 90% contra las fasciolas adultas a dosis terapéuticas (Rodríguez García, 1971).

Dosis: ovinos 10 a 15 mg/kg por vía oral (Sumano, H y Ocampo, L; 2006; Rodríguez García, 1971).

A nivel comercial según el vademécum de productos veterinarios del MGAP (Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca) no se encuentra disponible este producto para utilizar en ovinos, lo cual concuerda con Radostits (2002) que expone que dicho producto solo se administra en bovinos.

Con dosis elevadas también actúa contra los estadios inmaduros (Sumano, H y Ocampo, L; 2006), pero se aproxima a la dosis máxima tolerada (Rodríguez García, 1971). Con dosis 4 a 6 veces mayores que la terapéutica se presenta toxicosis (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Según Sumano, H y Ocampo, L (2006) en hembras lactantes se elimina por la leche, al igual que Radostits (2002) que dice que tiene periodo de retención en leche pero más corto que la mayoría de los fasciolidas. Contrario a lo anterior expuesto, Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999 y Quiroz, H, 1984 exponen que es utilizable en lactación, debido a que no es necesario periodo de supresión según el primero o que directamente no se elimina en leche según el segundo.

El tiempo de retiro para carne en ovino es de 28 días (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

- Rafoxanida:

Indicaciones: eficaz contra diversos parásitos internos, como *Paramphistomum microbothrium*, *Haemonchus contortus*, *Gaigerna pachyscelis*, *Chabertia ovina* y *Fasciola hepatica* adulta e inmaduras de 4 a 6 semanas en ovinos (Sumano, H y Ocampo, L; 2006; Rodríguez García, 1971).

Dosis: ovinos se administra a razón de 7.5 mg/kg vía oral o intraruminal, o bien 3 mg/kg vía subcutánea, siendo su toxicidad escasa. Se recomienda repetir el tratamiento 3 semanas después para eliminar a las duelas que posiblemente escaparon al primer tratamiento (Lanusse, C y col., 2013; Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Tiempo de retiro: no enviar animales a sacrificio hasta 28 días luego de la administración (Lanusse, C y col., 2013; Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

2. Sulfonamidas:

- Clorsulón:

Es altamente eficaz contra *Fasciola hepatica* adulta en ganado ovino y bovino. Sin embargo, es más efectivo en el ganado bovino que en ovejas y cabras (Lanusse, C y col., 2009).

Indicaciones: Es la única sulfonamida que ha manifestado eficacia sorprendente (98%) contra *Fasciola hepatica* adulta y contra la forma inmadura; dicha eficacia aumenta con la dosis (Sumano, H y Ocampo, L; 2006). Tiene una pobre eficacia contra *Paramphistomum* spp. (Lanusse, C y col., 2009).

Dosis: La dosis recomendada es de 2 mg/kg de peso corporal administrado por inyección subcutánea (Lanusse, C y col., 2009), siendo eficaz contra adultos y fasciolas inmaduras

de 12-14 semanas (Radostits, 2002). Se logra buena eficacia contra vermes de 8 semanas de edad después de la administración subcutánea en 4-8 mg/kg. La administración oral de 3.75 mg/kg es eficaz para el tratamiento de adultos de *F. hepaticas* de edades de 14-16 semanas, tanto en ganado ovino como bovino. La dosis oral recomendada es de 7 mg/kg, que es 100% efectiva para vermes de 8 semanas de edad (Lanusse, C y col., 2009).

En ovinos: se administra una dosis de 7 mg/kg por vía oral (se deposita directamente atrás de la lengua) o por vía subcutánea (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Farmacodinamia: Inhibe las enzimas 3-fosfogliceratocinasa y fosfogliceromutasa, las cuales participan en procesos metabólicos para la obtención de energía (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Farmacocinética: Después de aplicar el fármaco por vía subcutánea en rumiantes, alcanza su $C_{p_{máx}}$ en unas 20 hs. Cuando se aplica por vía oral, prolonga la duración del efecto, con vida media de 30 hs en promedio. Cuando el fármaco se aplica por vía intravenosa, la vida media es de sólo 12 hs. Alrededor de 75% del fármaco se encuentra unido a proteínas plasmáticas y el resto a los eritrocitos. A las 8-12 hs se encuentra unido al parásito, en cuanto a su distribución la misma es buena. Se metaboliza muy poco; se elimina por orina y por leche hasta por 4 días (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

El comportamiento farmacocinético de Clorsulón se estudió en ovejas y cabras después de una sola administración intravenosa y después de una única dosis oral de 7 mg/kg (Sundlof y whitelock, 1992 citados por Lanusse, C y col., 2009). Estos autores informaron que la biodisponibilidad de clorsulón administrado por vía oral fue aproximadamente un 55% en cabras y 60% en las ovejas. Las $C_{p_{máx}}$ se produjeron a las 14 y 15 hs después de la administración oral en cabra y oveja, respectivamente (Lanusse, C y col., 2009).

Efectos adversos: Se considera un fármaco seguro a dosis terapéuticas, y puede administrarse en hembras gestantes (Sumano, H y Ocampo, L; 2006; Lanusse, C y col., 2013). Ovejas infectadas con *F. hepatica*, se han dosificado repetidamente con 5 mg/kg al día durante 28 días o con una sola dosis de 100 mg/kg con ningún efecto aparente. Ovejas no infectadas han tolerado 200 o 400 mg/kg sin reacciones adversas (Lanusse, C y col., 2009).

Tiempo de retiro: Se recomienda un tiempo de retiro tras su administración oral en carne de 8 días (Sumano, H y Ocampo, L; 2006; Lanusse, C y col., 2013) y al menos dentro de las 72 horas (6 ordeños) en leche (Lanusse, C y col., 2009). No está recomendado usar esta formulación en animales en lactancia cuya leche se destine a consumo humano (Lanusse, C y col., 2013).

3. Benzimidazoles:

- Albendazol:

Compuesto de amplio espectro que además de ser fasciolicida presenta actividad contra nemátodos y cestodes (Radostits, 2002).

Indicaciones: Es eficaz contra *Fasciola hepatica* en sus fases juvenil, inmadura y adulta, con eficacia de 65, 80 y 99%, respectivamente. Esto revela que cuanto más juvenil sea la *Fasciola*, se requieren mayores dosis para destruirla (Sumano, H y Ocampo, L; 2006). Sin embargo, Lanusse, C y col., 2013 consideran que su actividad fasciolicida se ve limitada a estados maduros (>12 semanas) a dosis de 7.5 mg/kg. Concordando con esta última línea Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999, indica que es eficaz frente a las fasciolas adultas (fasciolosis crónica).

Según Radostits (2002), el albendazol es ovicida y destruye cualquier huevo de *Fasciola hepatica* presente en los conductos biliares o en el tubo digestivo.

Dosis: ovinos 7-15 mg/kg por vía oral (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

- Triclabendazol:

Posee una excelente eficacia frente a los estadios adultos y juveniles de *Fasciola hepatica*, que es lo que lo diferencia de otros fármacos fasciolicida disponibles (Bray et al. 1983 citado en Lanusse, C y col., 2009).

No muestra eficacia clínica contra los nemátodos, céstodos, y otros tremátodos parásitos (*Dicrocoelium dendriticum*, *Paramphistomum* spp., y *Schistosoma mansoni*) (Lanusse, C y col., 2009).

Dosis: ovinos 10-15 mg/kg por vía oral, intrarruminal, intraabomasal o subcutánea.

Indicaciones: Está indicado para el tratamiento y el control de todas las etapas de *Fasciola hepatica*, utilizándose tanto para fasciolosis aguda como crónica (Lanusse, C y col., 2009). Es 100% eficaz contra fasciolas adultas de más de 6 semanas y contra formas inmaduras de hasta 1 semana de edad (Sumano, H y Ocampo, L; 2006); aunque Rojo Vázquez, F.A. y col. (1999) y Lanusse, C y col. (2009) indican que son susceptibles fasciolas inmaduras de hasta 2 días de edad. Quizá el efecto más importante en este producto sea el residual, ya que después de una sola aplicación no existen huevos de *Fasciola* en heces hasta por 11 semanas, lo que permite desarrollar un plan para erradicar el parásito en la granja. Con sólo 4 aplicaciones/año es factible eliminar la metacercaria de la pastura (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Farmacocinética: Después de que se administra por vía oral se absorbe bien. La $C_{p_{max}}$ se alcanza a las 8 hs, aunque en se han descrito $C_{p_{max}}$ alcanzadas a las 18 y 36 hs luego el tratamiento. Se metaboliza hasta 95% de la dosis administrada y los principales metabolitos encontrados en plasma son sulfóxido y el triclabendazol sulfona, detectados en plasma por un periodo de 120 hs aprox. Se elimina principalmente en heces, el resto en orina y leche (Sumano, H y Ocampo, L; 2006; Lanusse, C y col., 2013).

Farmacodinamia: aún no se ha establecido el modo de acción preciso (Lanusse, C y col., 2009).

Efectos adversos: es un fármaco de muy baja toxicidad (Lanusse, C y col., 2013). La dosis máxima tolerada es de 200 mg/kg, con la cual los animales pueden presentar

incoordinación hasta por 3 días. Se informa que después de la aplicación se pueden presentar reacciones de fotosensibilidad que se manifiesta por inflamación de la piel y de la ubre; esto se considera un efecto de toxicosis, sin causa bien definida. Puede ocurrir lesión en el área de piel donde se aplique el producto por vía subcutánea, sin que sea una limitante para su uso. No produce efectos teratógenos (Sumano, H y Ocampo, L; 2006).

Tiempo de retiro: carne en ovino es de 28-42 días (Sumano, H y Ocampo, L; 2006; Lanusse, C y col., 2013), no estando recomendado su uso en animales lecheros (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Lanusse, C y col., 2013). Sumano, H y Ocampo, L (2006) mencionan que el tiempo de retiro para leche es de 7 días.

Por ser el fasciolicida más utilizado debido a su excelente actividad contra las fases maduras e inmaduras de *Fasciola hepatica*, la selección de la población triclabendazol resistente es ahora un problema emergente en varias zonas del mundo (Faiweather, 2005 citado en Lanusse, C y col., 2009).

- Moll y col. (2000) realizaron un estudio en una granja ubicada en los Países Bajos sobre la resistencia de *Fasciola hepatica* al triclabendazol en ganado bovino y ovino. Dicho estudio se llevó a cabo debido a que se detectaron muertes en ovinos por fasciolosis subaguda y crónica a pesar de 4 tratamientos con triclabendazol (TCBZ). Se realizaron exámenes fecales en las ovejas y vacas de la granja los cuales mostraron un alto número de huevos de *Fasciola hepatica*. En un ensayo clínico aleatorio, la producción de huevos se controló por semana durante 3 semanas en ovejas que fueron tratadas con TCBZ o con closantel; en vacas lecheras tratadas con TCBZ o con clorsulón; y en novillas tratados con TCBZ o clorsulón. Los resultados mostraron una reducción significativa de 99.7, 98.1 y 99.2%, respectivamente, en la producción de huevos de tremátodos a los 21 días en todos los animales no tratados TCBZ. El tratamiento TCBZ produjo disminuciones porcentuales de 15.3, 4.3 y 36.6%, respectivamente. Estos resultados son muy indicativos de la presencia de resistencia al TCBZ por parte de *Fasciola hepatica* en ganado ovino y bovino en esta granja.

- M. A. Álvarez-Sánchez y col. (2006) realizaron un estudio sobre la resistencia de *Fasciola hepatica* a triclabendazol y albendazol en el ganado ovino en España. Seleccionaron un total de 52 ovejas al azar y luego se asignaron al azar en tres grupos. Las ovejas en el grupo 1 (n=15) estaban tratadas con 7.5 mg/kg de albendazol, los del grupo 2 (n=19) fueron tratados con 10 mg/kg de triclabendazol, y las del grupo 3 (n=18) eran tratadas con 0.2 mg/kg de ivermectina, más 2 mg/kg clorsulón. Se realizaron recuentos de huevos *Fasciola hepatica* para cada animal en el día del tratamiento y a los 6, 16 y 30 días después del tratamiento usando un método de Mc. Master modificada con una solución de sulfato de zinc (densidad 1.33 g/ml) como líquido de flotación. Se utilizó una sensibilidad de 15 huevos por gramo de heces (hpg). Un segundo rebaño con ninguna sospecha de cualquier tipo de resistencia antihelmíntica se seleccionó de la misma provincia como control. Treinta y seis ovejas fueron seleccionados y asignados al azar en tres grupos de 12 ovejas: grupo 4 se trató con albendazol, grupo 5 fueron tratados

con triclabendazol y el grupo 6 recibió ivermectina más clorsulón, como para los grupos del primer rebaño. Las muestras fecales se tomaron en el día del tratamiento, a los 6, 16 y 30 días post-tratamiento para su análisis.

La eficacia de albendazol fue muy baja en el día 6 después del tratamiento.

Triclabendazol y la ivermectina / clorsulón proporcionaron una mayor eficacia que la de albendazol, a 95.7% y 85.4%, respectivamente. La eficacia de la ivermectina / clorsulón fue la esperada 30 días después del tratamiento. Sin embargo, la eficacia de triclabendazol fue menor de la esperada a los 16 y 30 días después del tratamiento. Dentro del rebaño control, eficacias antihelmínticos para albendazol, triclabendazol y la ivermectina / clorsulón eran todas mayores que 90% en todo momento de la muestra.

Esta es la primera descripción de resistencia a *Fasciola hepatica* a albendazol y triclabendazol en España.

Por otra parte, si bien la ivermectina / clorsulón mostró una alta eficacia de más del 95% en el rebaño de control, su eficacia se redujo significativamente en el rebaño caso (79.4% en el día 16 después del tratamiento). Aunque no hay descripciones de la resistencia *Fasciola hepatica* a clorsulón, éstos resultados pueden sugerir el comienzo de una reducción de la eficacia de esta familia de fármacos. Por otra parte, Coles y Stafford (2001) han informado de una aparente reducción de la eficacia de clorsulón en duelas triclabendazol resistente.

La Figura nº 2 muestra el espectro de los principales fármacos utilizados en la terapéutica contra *Fasciola hepatica* a la dosis recomendada para ovinos.

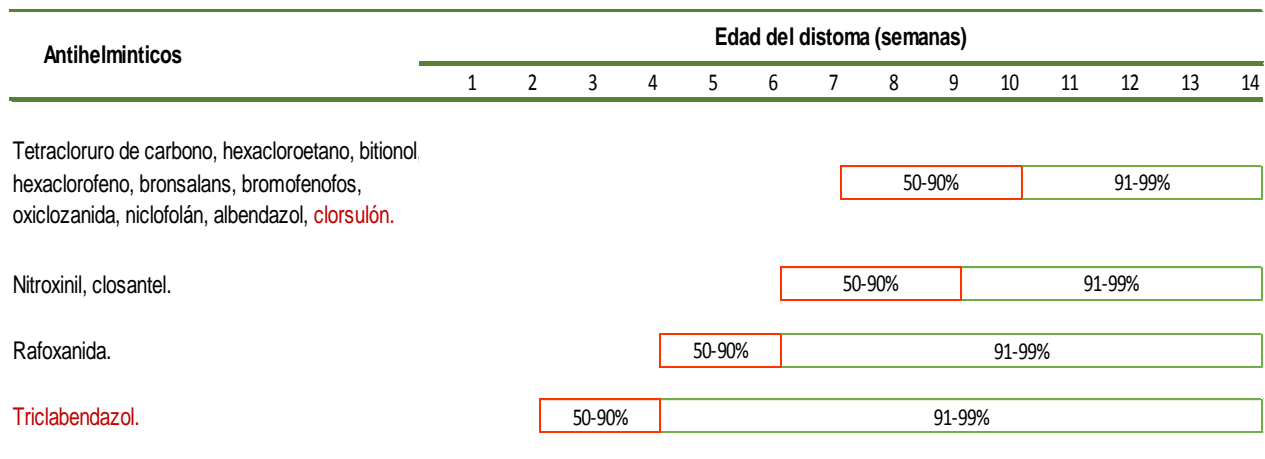


Figura nº 2: Espectro de actividad de los fármacos contra *Fasciola hepatica* a la dosis recomendada para ovejas. Fuente: modificado de FAO (1994).

4.3.9. Control y Profilaxis.

Debido a las características del ciclo de este parásito, de las condiciones climáticas de nuestro país, de la amplia distribución entre los rumiantes domésticos y muchas especies silvestres, la erradicación de esta parasitosis en un establecimiento parece bastante improbable o prácticamente inalcanzable. Lo que sí se puede lograr es un control de las poblaciones de parásitos, de manera que no excedan los niveles compatibles con una producción eficiente, provocando que las pérdidas productivas no ocurran o sean mínimas (Cesar, D. 2004b; Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994, Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). Para esto los programas de control deben estar sustentados en el conocimiento de cómo actúa el parásito, de las especies y categorías animales a considerar, que es un problema que existe en determinados establecimientos y dentro de estos, en determinados potreros, tomando en cuenta además la carga existente (Cesar, D. 2004b; SUL; Cardozo y Nari, 1987; Manual Práctico de Producción Ovina, 2011).

No se pueden establecerse programas de lucha eficaces sin conocer profundamente la epidemiología de la enfermedad que se basa en los análisis de los datos climáticos y en las encuestas estacionales sobre los hospedadores. Además la recolección estacional de los caracoles de una región, observando en ellos la presencia de larvas de *Fasciola* es muy conveniente para establecer la distribución de la parasitación (FAO, 2004).

Según H. Cardozo y A. Nari (1987) y Cesar (2004b) el control más efectivo está basado en medidas destinadas a prever o limitar el contacto entre el parásito y su hospedador definitivo o intermediario.

La estrategia para lograr esto es:

- Reducir el número de fasciolas en el hospedador y de esa manera reducir la cantidad de huevos eliminados y así prevenir la infección de los caracoles.
- Reducir las poblaciones de caracoles *Lymnaea* para evitar la dispersión de los parásitos por su hospedador intermediario continuando así su ciclo.
- Evitar la coincidencia de hospedador – parásito utilizando medidas de manejo.

4.3.9.1. Reducción del número de fasciolas en los hospedadores definitivos.

El uso de antihelmínticos es la práctica más común empleada por el productor para la lucha contra los parásitos; siendo la forma más importante y generalizada de profilaxis en todo el mundo la aplicación estratégica de fasciolicidas. El objetivo del tratamiento es el de eliminar el agente causal de la enfermedad e interrumpir la excreción de los huevos con la materia fecal, para así prevenir la infección de los caracoles y la contaminación de las pasturas (Olaechea, F, 2004; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999). Sin embargo, su utilización no puede ser indiscriminada, ya que la incidencia de la enfermedad depende más de las condiciones climáticas y de la regulación impuesta por el caracol que de las medidas terapéuticas (Cardozo y Nari, 1987).

El espectro de eficiencia de las drogas fasciolicidas disponibles en el mercado sobre los diferentes estadios (inmaduros y adultos) de los tremátodos debe ser tenido en cuenta para su uso en los programas de control y así hacer un uso eficiente de los mismos (Olaechea, F, 2004; Cesar, D. 2004b).

Los ovinos son altamente susceptibles a toda edad a infecciones con *F. hepatica*; por lo tanto, todas las categorías pueden enfermar gravemente por el parásito (Cardozo y Nari, 1987).

La frecuencia de los tratamientos fasciolicidas en ovinos depende de factores epidemiológicos tales como: grado de infección de la propiedad, la coincidencia de ovinos con áreas infectadas, hábitos de pastoreo, estación del año, condiciones climáticas, etcétera (Cardozo y Nari, 1987).

Cardozo y Nari (1987), aconsejan principios generales para la aplicación estratégica de tratamientos preventivos, coincidiendo dicha estrategia para tratamientos de majadas problemas con las expuestas por Olaechea (2004) y Cesar (2004) siempre teniendo en cuenta que las recomendaciones específicas varían de propiedad en propiedad.

Dichos tratamientos son:

a) Fin de invierno / principios de primavera (Septiembre) :

En Uruguay, el frío del invierno enlentece el ciclo biológico de *Fasciola hepatica*, prolongando el periodo de eclosión de huevos y la emisión de cercarias, siendo la infección de los ovinos baja. La dosificación tendrá como objetivo limpiar las majadas de portadores de *Fasciola hepatica* adquiridas durante el invierno reduciendo la contaminación de las pasturas con huevos. Estos serían los responsables de la contaminación de los caracoles en su periodo activo de primavera y verano.

Se puede optar por fasciolicidas que actúen solo contra adultos.

b) Verano (Diciembre):

Con el progreso de la primavera, las temperaturas aumentan y las lluvias son generalmente frecuentes. Aumenta las poblaciones de caracoles y la emisión de cercarias; lo cual provoca mayor ingestión de metacercarias por parte de la majada, sometiendo a desafíos por parte del parásito cada vez mayores a medida que se acerca el verano.

Serían recomendables productos de amplio espectro que actúan sobre todos los estadios evolutivos del parásito.

c) Fin de otoño (Mayo):

Las lluvias de otoño favorecen nuevamente el aumento de poblaciones de caracoles y de metacercarias que infectan las pasturas. Realizar una dosificación en esta época del año luego del periodo de mayor actividad de la *Fasciola hepatica*, para que los animales entren limpios al invierno, la cual convendría que fuera con un fasciolicida de amplio espectro.

En veranos muy lluviosos, las poblaciones de caracoles no se ven limitadas y el ciclo del parásito entro del caracol se acelera. En esta circunstancia puede ser necesaria una cuarta dosificación a fines de verano.

El movimiento de la hacienda a pasturas libres de contaminación, es lo más recomendable después de tratar los animales con fasciolicidas (Olaechea, F, 2004).

Un esfuerzo considerable de la investigación actual en *Fasciola hepatica* se encuentra dirigida hacia el desarrollo de inmunógenos para ovinos y bovinos (Acosta, D, 1994). En esta misma línea un grupo de investigadores uruguayos formado por el Dr. Gonzalo Suárez (Facultad de Veterinaria), Dr. Carlos Carmona (Facultad de Ciencias) Dr. José

Tort (Facultad de Medicina), trabajan en la confección de una vacuna para combatir la *Fasciola hepatica* y un gusano gastrointestinal llamado *Cooperia* ampliamente difundidos en ovinos y vacunos. El proyecto es conocido por el acrónimo de PARAGONE (vacunas para parásitos gastrointestinales) y es coordinado por la profesora Jacqui Matthews, en Edimburgo y reúne a 17 socios científicos e industriales de todo Europa, Uruguay y China (Diario el País, 2015).

4.3.9.2. Reducción del número de caracoles.

Los controles se deben basar en una previa localización de los hábitats en el establecimiento y el conocimiento de las características del nicho ecológico (Olaechea, F, 2004; Cardozo y Nari, 1987).

La eliminación de todos los caracoles de un área determinada, se hace prácticamente imposible y su repoblación es inevitable (Cardozo y Nari, 1987); de todas maneras de acuerdo al nivel de desarrollo económico de cada región del mundo hoy se cuenta con una serie de medidas que permiten limitar el tamaño de sus poblaciones (Acosta, D, 1991). Se puede pensar en un control de sus poblaciones mediante el control químico, físico y biológico (Cardozo y Nari, 1987; Olaechea, F, 2004).

4.3.9.2.1. Control químico (aplicación de molusquicidas).

Los molusquicidas son tóxicos para el medio ambiente, conlleva riesgos tales como acumulación de residuos tóxicos en agua y suelo, además del efecto negativo en la fauna circundante; su aplicación requiere el consejo de especialistas y la cooperación de los propietarios de fincas vecinas. Se necesita una aplicación regular (al menos anualmente) debido a que es imposible la erradicación de los caracoles del género *Lymnaea*. Después de un tratamiento eficaz en unos 3-6 meses, por la enorme capacidad reproductora que le confiere su elevado potencial biótico, los caracoles tienen una rápida repoblación en tierras húmedas, siendo discutible en la práctica su utilidad. Por lo tanto el tratamiento debe ser exhaustivo para que su efecto sea significativo y dure toda la estación (FAO, 1994; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Cesar, D. 2004b; Radostits, 2002).

Las dificultades para la aplicación de molusquicidas son:

- El caracol *Lymnaea* spp. en condiciones naturales puede ser de difícil ubicación, por su color oscuro (color barro), tamaño muy pequeño (3 a 7 mm) y localización entre las pasturas de zonas húmedas.
- En potreros demasiado grandes, se pueden encontrar más de una zona de riesgo.
- Se necesita equipo y personal con conocimiento básico de biología de *Lymnaea* spp. para la correcta aplicación de molusquicida (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994).

Los molusquicidas que se pueden usar son:

- Sulfato de cobre: Compuesto inorgánico, que se degrada en presencia de materia orgánica y potencialmente peligrosos para las personas, el ganado y el medio ambiente. Cuando es aplicado, conviene retirar los animales del potrero y

reintegrarlos solo después que llueva y sea lavado el exceso de cobre en las pasturas.

- Pentaclorofenato sódico: mismos inconvenientes que el sulfato de cobre, con el agregado que es más tóxico para el operador.
- N-triti-morfolina: molusquicida de baja intensidad más seguro y selectivo. No siempre mata todas las especies de caracoles (Cardozo y Nari, 1987; Radostits, 2002; Olaechea, F, 1994; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

Su eficacia es variable dependiendo de la época del año y de las características del terreno, reduciéndose esta si existe una vegetación exuberante que impida la penetración del producto hasta el suelo. En general en Uruguay los momentos más oportunos serían al inicio de la primavera, para eliminar las poblaciones que sobrevivieron al invierno, antes del comienzo de la temporada reproductora. La ventaja es que en esta época hay poca vegetación y esto facilita el contacto entre el molusquicida y el caracol, la desventaja es que aún los hábitats están muy húmedos siendo difícil el acceso y mayor la cantidad de molusquicida a usar. Una segunda aplicación podría realizarse al final del verano o principios de otoño, con el objeto de eliminar la progenie de los sobrevivientes a la primera aplicación (Cardozo y Nari, 1987; Radostits, 2002; Olaechea, F, 2004; Cordero del Campillo, 1999).

Estas recomendaciones se efectuarán en hábitats aislados y pequeños o como medida adicional dentro de una estrategia de control, siempre y cuando se mejoren los métodos (Olaechea, F, 1994; FAO, 1994).

4.3.9.2.2. Control físico.

Este tipo de control es generalmente caro y de difícil realización. Son procedimientos que evitan la colonización de los caracoles cambiando la topografía y microclima del hábitat.

- Drenaje: distribuir o limitar al máximo los hábitats de caracoles drenando áreas pantanosas, canalizando corrientes de agua, limpiando canales de riego, construyendo represas y evitando el derrame permanente de los bebederos (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994; Olaechea, F, 2004). El drenaje de las zonas encharcadas donde existen limneidos quizás sea el método más eficaz a largo plazo, aunque es menos costoso el cercado de estas (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).
- Alambrado y plantado de árboles en manantiales o zonas pantanosas: la sombra de los árboles impide el desarrollo de algas que son alimento para los caracoles (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994).
- Control de bebederos: para que estos no tengan desbordes permanentes de agua, creando así condiciones para la instalación de los caracoles. Si su construcción y control es adecuado servirá para alejar a los animales de las zonas húmedas (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994; Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

4.3.9.2.3. Control biológico.

Se encuentra en fase experimental. Se han obtenido resultados prometedores con el uso de un anélido (*Chaetogaster limnaei*). Este anélido consume huevos y formas larvianas de *Fasciola hepatica*, además de destruir al caracol cuando se reproduce en grandes cantidades. Algunas plantas, hongos, bacterias, algas tóxicas, moscas depredadoras (*Sciomyzidae*), patos, otros caracoles (*Marisa cornuarietis* competidor del género *Lymnaea*) y nemátodos parásitos, pueden reducir el crecimiento y reproducción de los caracoles, por depredación, infección o competencia, pero hasta ahora no han podido ser utilizados en el control (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994; Olaechea, F, 1994; Olaechea, F, 2004; Olaechea, F y col., 2013).

4.3.9.3. Reducción de la coincidencia hospedador-parásito.

Para realizar medidas de manejo tendientes a disminuir las posibilidades de coincidencia de hospedador-parásito, se necesita primero conocer los potreros problema donde están presentes las colonias de *Lymnaea* para luego evitar que en ellos los hospedadores definitivos (ovinos, bovinos) depositen los huevos de *Fasciola* y el ciclo continúe (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994; Cesar, D, 2004b).

Para ubicar los potreros problemas se puede utilizar los siguientes métodos de evaluación:

- Realizar una anamnesis ambiental adecuada del establecimiento.
- Búsqueda directa del caracol en los potreros sospechosos.
- Utilización de ovinos “rastreadores”: ovinos que están limpios de *Fasciola hepatica* que luego son distribuidos por los potreros y cuando son consumidos se revisa el hígado para determinar si están infectados (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994).

Luego que se tiene esa información se podría emplear la rotación de ovinos y bovinos entre potreros infectados y los que no son problema o libres, combinando con tratamientos antihelmínticos, interrumpiendo así el ciclo. Un ejemplo sería el pastoreo de una majada previamente dosificada en campo infestado durante 8 semanas (se evita madurez sexual del parásito-periodo prepatente), para luego llevarla a campo limpio, donde luego a las 12 semanas debe ser dosificada para matar la carga parasitaria que ya será adulta (Cardozo y Nari, 1987; Acosta, D, 1994; Cesar, D, 2004b).

4.4. Pérdidas ocasionadas por fasciolosis.

Ocasiona pérdidas económicas anuales mundiales estimadas en más de U\$S 3 billones (Olaechea, F. 2007), existiendo trabajos contradictorios con respecto a estas pérdidas (César, 2004a).

La importancia económica de la fasciolosis son evidentes en Uruguay (FAO, 1994). Las pérdidas causadas por esta, depende de la intensidad de infección, su severidad en cada año, lugar y la interacción de esto con los factores fisiológicos y nutricionales de los animales; lo que trae como consecuencia la dificultad en cuantificar los beneficios económicos en el control (Quiroz, H, 1984; Cesar, D, 2004a).

Se pueden dividir en directas e indirectas (Quiroz, H, 1984).

4.4.1. Directas.

- Muertes: debidas a infecciones masivas en un corto periodo de tiempo siendo graves para todas las categorías de ovinos; pudiendo morir los animales repentinamente por daño hepático o por invasión secundaria clostridial (*Clostridium novyi* tipo B), con diagnóstico de fasciolosis aguda. La enfermedad clostridial involucrada es la hepatitis necrótica o también llamada enfermedad negra (Radostits, 2002; Olaechea, F y col., 2013; Cardozo y Nari, 1987; Cesar, D, 2010; FAO, 1994). Las muertes también provocan mayores costos por reposición de stock (Olaechea, F y col., 2013).
- Decomisos de hígados: en la 1era auditoria de calidad de la cadena cárnica ovina del Uruguay (INIA, 2003), en el caso de la *Fasciola hepatica*, se registró si el hígado presentaba lesiones crónicas (colangitis hiperplásica) y/o si había presencia de parásitos vivos. De 2.600 hígados evaluados los decomisos por *Fasciola hepatica* fueron de 18.7%, posicionándose en tercer lugar detrás del *Quiste hidático* (35.3%) y la Degeneración parenquimatosa superficial (23.9%), pero obteniendo mayor porcentaje que los decomisos por otros quistes (11.9%), *Tysanosoma actinoides* (1.9%), contaminación (1.9%) y otros (4.1%).
En la 2da auditoria de calidad de la cadena cárnica ovina del Uruguay (INIA, 2011) de un total de 3.504 hígados evaluados, el porcentaje de hígados decomisados por *Fasciola hepatica* fue de 8% aproximadamente. El valor más alto de decomiso de hígado por *Fasciola hepatica* se observó en los animales de la región noreste con 12.9% (Rivera, Cerro Largo, Tacuarembó), siendo el valor más bajo en el litoral con un 2.3%.
En la 3era auditoria de calidad de la cadena cárnica ovina del Uruguay (INIA-INAC, 2013) del total de hígados evaluados, el 32.3% fueron decomisados. Los motivos por los cuales se realizaban los decomisos se observan en el cuadro n°3:

Cuadro n° 3: Motivos de decomisos de hígados.
Fuente: INIA-INAC (2013).

Hígado	n	%
Sin decomiso	1.377	68,1
<i>Quiste hidático</i>	101	5,0
Otros quistes	67	3,3
<i>Fasciola Viva</i>	10	0,5
Lesiones por <i>fasciola</i>	314	15,5
<i>Tenia</i>	74	3,7
Otros	80	4,0
Población evaluada	2.023	100,0

Los resultados de las auditorias del 2002 y 2007 indicaron valores de decomiso de hígado de 60% y 47%, respectivamente, mientras que para la auditoría 2013 este valor disminuyó al 32%.

En la auditoria del año 2002 la mayor causa detectada para decomiso de hígado fue “Otros” que incluye adherencias, abscesos y contaminación, en el año 2007 fue el *Quiste hidático*, y en la auditoría del 2013, fueron las Lesiones por *Fasciola Hepatica*.

4.4.2. Indirectas.

“Como consecuencia de los cambios patológicos en el hígado, las pérdidas productivas se pueden expresar en la fases agudas o crónicas de la enfermedad” (Olaechea, F y col., 2013). Las pérdidas indirectas son más difíciles de cuantificar (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999).

- Reducción de la producción de carne y condición corporal (Olaechea, F y col., 2013; Cardozo y Nari, 1987): En los cuadros crónicos, se observa objetivamente una disminución de la producción ya que por lo general va acompañado de un evidente enflaquecimiento. Existe poca información acerca de las pérdidas económicas por baja de peso en los animales y las pocas que hay indican cifras muy variables dependiendo del grado de infección y la calidad de la alimentación. Sin embargo, ninguna indica una disminución menor a un 6% en la ganancia de peso diaria. Algunos indican que ella puede llegar hasta un 28% en animales altamente parasitados” (Alcaino, H, 1995). Estudios indican disminuciones desde un 7% en la eficiencia de conversión alimenticia (Alcaino, H, 1995) y se ha visto que ovejas infectadas experimentalmente disminuyen el consumo diario de alimento entre 15 y 50% (Ferre et al., 1994 citado en Olaechea, F y col., 2013). Todo ello eleva los costos de alimentación y por consecuencia disminuyen las ganancias de las empresas pecuarias. La mejor alimentación no limita la infección, pero el hospedador se enfrenta mejor a los efectos patógenos del parásito (Cardozo y Nari, 1987).
- Reducción de la producción de lana (Olaechea, F y col., 2013): existen efectos adversos en la cantidad y calidad de la lana (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Cardozo y Nari, 1987). Estudios realizados en Australia indican que una infección con *Fasciola hepatica* puede causar una disminución de 20 a 39% en la producción de lana desde la sexta semana de infección (Cesar, D, 2004a).
- Reducción de la producción de leche (Olaechea, F y col., 2013).
- Interferencia en la fertilidad y fecundidad (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Cardozo y Nari, 1987): menores porcentajes de parición (Olaechea, F, 2004).
- Reducción de peso al destete, número de corderos destetado (Alcaino, H, 1995) y retraso del crecimiento de corderos (FAO, 1994).
- Gastos derivados de los tratamientos antihelmínticos (Cardozo y Nari, 1987; Olaechea, F y col., 2013).
- Mayor receptividad frente a otras infecciones (Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999; Cardozo y Nari, 1987).

“Las mayores pérdidas se producen entre los ovinos hasta los dos años, aunque también se ha registrado mortandades en carneros adultos que pastoreaban en pasturas irrigadas” (Olaechea, F y col., 2013).

5. OBJETIVOS.

5.1. Objetivos generales.

- Determinar las posibles pérdidas en la ganancia de peso por efecto de este parásito en borregos de la raza ideal infectados naturalmente.

5.2. Objetivos específicos.

- Comparar la ganancia de peso entre 3 grupos de borregos pastoreando juntos: un grupo control no tratado, y 2 grupos tratados con drogas fasciolicidas de diferente profundidad de acción.
- Estudiar la correlación entre el hpg de *F. hepatica* y el peso de los borregos.
- Buscar la colonia de caracoles y coleccionar ejemplares de la misma para determinación de su infectividad.

6. HIPOTESIS.

La infección con *Fasciola hepatica* es de esperar que produzca una disminución de la ganancia de peso en borregos/as.

7. MATERIALES Y MÉTODOS.

7.1. Lugar físico en el que se realizó el ensayo experimental.

El ensayo experimental se realizó en el establecimiento rural particular llamado “Tres Perros”, el cual está localizado en el Departamento de Tacuarembó, R5, km 294 en donde se ingresa a camino vecinal, paraje Cardozo Chico, 10ª seccional policial. En dicho predio la presencia de *Fasciola hepatica* está comprobada por antecedentes en análisis coprológicos previos y hallazgos en animales de consumo.

En el mismo se realiza ganadería mixta, con cría de bovinos cruce en su mayoría Hereford y Aberdeen Angus, mientras que la producción ovina es raza Ideal y sus cruces con razas carniceras.

El predio cuenta con instalaciones de manejo para los animales, disponiendo de corrales, tubo y balanza electrónica.

La fase de laboratorio se realizó en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Veterinaria, UdelaR, el cual dispuso de los recursos materiales necesarios para dicho ensayo.

7.2. Animales participantes del ensayo experimental.

Se utilizaron 45 borregos/as de raza Ideal diente de leche y 2 dientes, identificadas por medio de caravanas color anaranjado numeradas (Figura n°3).

Las mismas fueron seleccionadas de la majada general al azar, la cual estaba en condiciones naturales de pastoreo, formando 3 grupos homogéneos de acuerdo a su peso corporal.

- Grupo Control (n=15): los animales pertenecientes a éste grupo son los que se dosificaron contra nemátodos gastrointestinales, pero no con fasciolicida.



Figura n° 3: Animales participantes del ensayo.

- Grupo Triclabendazol (n=15): Los animales de éste grupo se dosificaron el día 21/03/2015 contra nemátodos gastrointestinales y además se utilizó Triclabendazol 25% (TRICLAMAX®, Nutritec-Grappiolo y Cia. S.A.) como fasciolicida. La dosis recomendada para el tratamiento de *Fasciola hepatica* en todas sus formas larvianas y adultas es de 1ml cada 30 Kg de peso vivo (8,3 mg/Kg) vía subcutánea en la región de la ingle, de manera de poder observar posibles reacciones adversas. Dicho producto está registrado para uso en bovinos, por lo cual se empleó de forma experimental en el ensayo. Tras la aplicación se pudo apreciar una semana después, la formación de una tumoración en el área de aplicación del tamaño aproximado de 1,5 cm, en el 60% de los animales tratados, que perduró hasta pasado el final del ensayo. Los 9 animales afectados fueron: caravana

n°03, n°15, n°07, n°41, n°06, n°01, n°11, n°18 y n°36. Como particularidad en el animal n°18 se pudo apreciar la formación de la tumoración en menor tamaño que los otros afectados.

- Grupo Clorsulón (n=14): Los animales de éste grupo se dosificaron el día 21/03/2015 contra nemátodos gastrointestinales y además se utilizó Clorsulón 10% (ZEPPELIN®-Cibeles) como fasciolicida. La dosis recomendada para el tratamiento de *Fasciola hepatica* adultas e inmaduras es de 1ml cada 50 Kg de peso vivo (7 mg/Kg) vía subcutánea en la región de la ingle, de manera de poder observar posibles reacciones adversas. Tras la aplicación no se observaron efectos adversos en el área de aplicación. Este grupo que originalmente estaba compuesto por 15 animales, pero a partir del día 25/04/2015 (Día +35) el mismo quedó conformado por 14 animales, debido a la muerte por causa accidental del animal identificado con la caravana n°25.

Los 3 grupos fueron dosificados contra nemátodos gastrointestinales el día 21/03/2015 con Naftalofos al 15% (TRITOM NF®, Cibeles). La dosis utilizada fue de 1ml cada 5 Kg de peso vivo (30 mg/Kg) vía oral. Es un antihelmíntico de espectro medio o reducido para uso en ovinos, principalmente para nemátodos del abomaso.

El día 13/04/2015 también a los 3 grupos, se los dosificó con Derquantel-Abamectina (STARTECT®, Zoetis). La dosis estándar para ovejas y corderos es de 1 ml/5 kg (2 mg/Kg derquantel y 0,2 mg/Kg abamectina) vía oral. Es un antihelmíntico de amplio espectro, indicado para el tratamiento y control de nemátodos gastrointestinales y pulmonares, y Oestrus ovis en ovinos.

Por último al finalizar el ensayo en el 04/07/2015 fue dosificada la totalidad de los animales participantes del estudio con Closantel al 10% (SINSAGUAY®, Rosenbusch S.A). La dosis utilizada fue de 1 ml/10 kg vía oral.

7.3. Diseño del ensayo experimental.

El trabajo de campo comenzó el 21/03/2015 (DIA 0), con la selección de la muestra poblacional tomada al azar de la totalidad de individuos de la categoría borregos/as presentes en el establecimiento. Los 45 animales seleccionados fueron identificados, con caravanas numeradas de color anaranjado en oreja derecha. Luego fueron pesados individualmente y se les extrajo una muestra de materia fecal. Las mismas se colectaron directamente del recto de los animales, o en casos puntuales de que por diversas circunstancias no fue posible lo antes mencionado, se colectaron del suelo inmediatamente después de la defecación. Las muestras se acondicionaron en bolsas de polietileno, se identificaron mediante el número de caravana según el animal y se conservaron en conservadoras con refrigerantes para su posterior procesamiento de laboratorio.

Posteriormente se procedió a la formación de los grupos de forma tal que el promedio del peso de cada grupo fuera lo más similar posible. Los mismos quedaron conformados de la siguiente manera: grupo Control, grupo Triclabendazol, grupo Clorsulón, realizando a cada grupo su respectivo tratamiento.

Seguidamente se realizó la recorrida por las corrientes de agua del establecimiento, con el objetivo de ubicar colonias de caracoles del género *Lymnaea* spp. Los moluscos se encontraron colonizando los márgenes de la cañada “de las grutas” (Figura n°4); en la misma se recolectaron ejemplares en recipientes plásticos con agua de su hábitat, para ser transportados al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Veterinaria, UdelaR. La finalidad fue catalogar, efectuar su medición y disección individual para detectar formas evolutivas de *Fasciola hepatica* en su ciclo dentro del caracol.



Figura n° 4: Cañada de las grutas.

La identificación del caracol se hizo mediante estudios biomoleculares en el Laboratorio de Vectores y enfermedades transmitidas, Facultad de Veterinaria, CENUR Litoral Norte-Salto, UdelaR.

En las posteriores 6 visitas al predio, que se efectuaron los días: 28/03/2015 (Día +7), 13/04/2015 (Día +23), 25/04/2015 (Día +35), 21/05/2015 (Día +61), 08/06/2015 (Día +79) y 04/07/2015 (Día +104), se realizó el pesaje, toma de muestras de materia fecal, revisión de las mucosas oculares por el método FAMACHA© de manera individual para cada grupo, y revisión de la región de la ingle para observar posibles reacciones adversas y su evolución. Además se tomó como rutina la recorrida y toma de muestras de la colonia de caracoles para su posterior análisis en el laboratorio.

Como particularidad en el 04/07/2015 (Día +104) o último día se procedió a la selección de los animales a los que se les iba a practicar la necropsia posteriormente (18/07/2015). Se seleccionaron en total 2 machos castrados y 1 hembra, un animal por cada grupo de estudio. Al resto de los animales de los 3 grupos que formaban parte del ensayo se les dosificó con closantel. Habiendo de esta forma concluido los trabajos de campo, todos los animales quedaron a disposición del propietario para retornar al manejo corriente del predio.

Durante todo el ensayo cuya duración totalizó 3 meses y 13 días, los 3 grupos permanecieron a campo natural y en mismo potrero en el cual se ubicó la colonia de *Lymnaea* spp.

7.4. Actividades y estudios realizados.

7.4.1. Estudios meteorológicos.

Los registros meteorológicos (pluviometría y temperatura) se obtuvieron en el predio en donde se realizó el ensayo y estuvieron a cargo del propietario del establecimiento. Por medio de un pluviómetro se registraron los datos de precipitaciones en una planilla, el mismo estaba ubicado cercano al casco del establecimiento, próximo al potrero en donde estaban los animales y la colonia de los caracoles *Lymnaea* spp. Para los registros de temperatura se utilizó un termómetro de máxima y mínima, ubicado en la periferia del casco, el cual deja como testigo las temperaturas extremas máximas y mínimas que se

alcanzaron durante el día. La lectura de temperatura fue diaria y a la misma hora aproximadamente, registrándose en una planilla especialmente diseñada para ello. La temperatura máxima registrada fue de 28°C en los días 26 y 27 de abril y 19 de mayo, en cuanto a la temperatura mínima registrada fue de 4°C el 20 de junio. Las precipitaciones acumuladas durante el ensayo fueron de 134 mm.

7.4.2. Evolución del peso.

Se registraron los pesos vivos de forma individual utilizando una balanza electrónica con una sensibilidad de 0,5 kg. Los mismos se registraron cada en visita al predio.

7.4.3. FAMACHA®.

Otra de las actividades realizadas fue la determinación de los niveles de anemia en el color de la conjuntiva por medio del método FAMACHA® (Van Wyk y col., 1997), desarrollado preferentemente para la infección por *Haemonchus contortus*, solo que en este caso fue empleado para evaluar el nivel de anemia posiblemente vinculado a la fasciolosis. El método se aplica comparando la coloración de la conjuntiva del ojo de los animales con una escala gráfica, que muestra las posibles tonalidades relacionadas con el estado anémico del animal.

7.4.4. Determinaciones coprológicas realizadas.

7.4.4.1. Detección y conteo de huevos de *Fasciola* mediante la técnica de Happich & Boray (1969).

Se realizó la técnica de Happich & Boray para la detección y contaje de los huevos de *Fasciola hepatica*, de manera que dicha técnica se la utilizó de forma cuantitativa. El peso de la muestra que se empleó fue de 5 gramos de materia fecal por animal y se procesaron de forma individual. En los casos que la cantidad de muestra no fue suficiente luego del procesamiento por Mc. Master, se utilizó la cantidad disponible.

7.4.4.2. Determinación de los huevos por gramo (hpg) mediante la técnica de Mc. Master Modificado (Robert y O'Sullivan, 1949).

La estimación del número de huevos de nemátodos da indicación sobre el número de estos helmintos presentes, carga parasitaria, en el o los hospedadores y el grado de contaminación de las pasturas a partir de la población animal parasitada (Carballo, M. y col. 2009).

Se realizó la técnica de flotación cuantitativa, Mc. Master, en la cual se utilizó la cámara de Mc. Master de 4 celdas, con volumen de 0.5 ml. El objetivo de la utilización de dicha cámara, en vez de la que generalmente se usa para ovinos, que es la de 2 celdas y 0.15 ml de capacidad, fue darle mayor sensibilidad a la técnica. Se utilizó una muestra por celda, lo cual le da un grado de precisión de 40 huevos por gramos (Carballo, M. y col. 2009). El peso de la muestra a analizar fue de 2 gramos de materia fecal.

7.4.4.3. Coprocultivo (cultivo de larvas de nemátodos) y recuperación de larvas.

El cultivo de larvas es necesario para diferenciar géneros y especies de nemátodos Strongyloideos, a partir de sus huevos indiferenciables morfológicamente. Las larvas infectantes L3 permiten su identificación.

La técnica usada fue el Método de Roberts & O'Sullivan (Carballo, M. y col. 2009), el cual hace uso de un frasco de boca ancha para la materia fecal, se utilizó vermiculita como sustrato el cual se mezcló con la materia fecal y agua, y se colocó en estufa a incubar a una temperatura de 27°C durante 8 días. La muestra que se incubó fue un pool con todas las materias fecales de los ovinos según el grupo al que pertenecían (Grupo Control, grupo Clorsulón, grupo Triclabendazol).

Culminado el cultivo se procedió a la recuperación de las larvas mediante el principio de higroscopicidad positiva que éstas poseen.

Sabiendo que géneros y especies de nemátodos Strongyloideos parasitaban a los animales presentes en el ensayo, se los dosificó con antihelmínticos específicos, con la finalidad de evitar o minimizar su interferencia en el estudio.

7.4.5. Necropsia.

Con el objetivo de llegar al diagnóstico definitivo se realizó la necropsia de 3 animales del ensayo, uno por cada grupo del estudio. El criterio de selección de dichos animales fue una selección dirigida. En el Grupo Control se buscó el animal con la mayor carga de huevos de *Fasciola hepatica* según el último Happich & Boray realizado. Para los grupos tratados con fasciolicidas, Grupo Triclabendazol y Grupo Clorsulón, se seleccionaron animales con carga 0 de huevos de *Fasciola hepatica* también según el último Happich & Boray realizado, con el objetivo de verificar si en realidad el animal no poseía *Fasciola hepatica* adulta. Además de la selección antes mencionada, se seleccionó por el sexo del animal, debido a que el lugar físico del estudio es un predio particular y por ende comercial, se optó preferentemente por los machos ya que las hembras del ensayo se utilizarán en la próxima encarnada como reposición.

7.4.6. Test de resistencia.

Con la finalidad de evaluar la eficacia de diferentes drogas nematodocidas y efectuar un tratamiento efectivo contra los nemátodos gastrointestinales en el predio, se realizó un test de resistencia. A los efectos de determinar que drogas emplear en todos los animales para minimizar el efecto "nemátodo" sobre la ganancia de peso.

El día 13/04/2015 se procedió formar grupos de 12 animales, tantos como drogas a testear, agregando un grupo que fue dejado sin dosificar como grupo testigo. Las drogas a testear fueron: Derquantel-Abamectina, Closantel, Levamisol al 5% y al 8%, Fenbendazol y Moxidectina quedando conformado de esta manera 6 grupos de drogas a testear y 1 como testigo.

Los animales se seleccionaron al azar de la majada general integrada por individuos que no pertenecientes al ensayo, formando grupos de similares condiciones corporales y pesos, para luego ser muestreados directamente del recto de forma individual.

Posteriormente se dosificaron a los animales de cada grupo con el principio activo asignando al mismo en ese momento. El objetivo del muestreo fue el conteo de huevos de nemátodos en cada uno de los grupos, realizando el cálculo del porcentaje de eficacia para cada principio activo testeado.

El día 25/04/2015 (12 días después) se volvió a muestrear de forma individual a los animales de todos los grupos. Posteriormente se dosificó a los 7 grupos con Naftalofos, quedando de esta manera concluido el test, retornando los animales a su potrero.

Cabe destacar que no se evaluó en este test el Naftalofos, pues ya su eficacia había sido comprobada al comienzo del ensayo.

7.4.7. Identificación de caracoles (hospedador intermediario).

Se separaron los caracoles en 3 grupos para su posterior identificación: una parte fue destinada para su identificación por técnicas moleculares, otra parte se utilizó para iniciar una colonia de laboratorio mientras el resto fueron aplastados entre dos portaobjetos a fin de determinar si estaban infectados con formas larvales de *Fasciola hepatica*.

Se colectaron en total 360 limneidos vivos. Los moluscos destinados a identificación molecular fueron llevados al Laboratorio de Vectores y Enfermedades Transmitidas de la sede CENUR Litoral Norte en salto. Cada caracol fue colocado en tubos individuales eppendorf de 1,5 ml y congelados a -20°C hasta su procesamiento. La extracción de ADN fue hecha con tejido del pie de cada caracol mediante un kit comercial siguiendo las instrucciones del fabricante. Tres genes fueron usados para la identificación molecular de cada caracol: el espaciador transcrito interno 2 (ITS2), el de la subunidad 1 de la citocromo c oxidasa (COI) y de las subunidades pequeñas del ARN ribosomal (16S) utilizando protocolos de PCRs. Los ampliacones obtenidos de cada PCR, fueron enviados al Instituto Pasteur Montevideo para ser secuenciados. Las secuencias fueron analizadas utilizando la herramienta BLAST disponible en la página oficial del GenBank.

El estudio evolutivo de estos caracoles fue llevado a cabo por el método Neighbor-Joining utilizando el software MEGA5 (Armúa, M.T. y col., 2015).

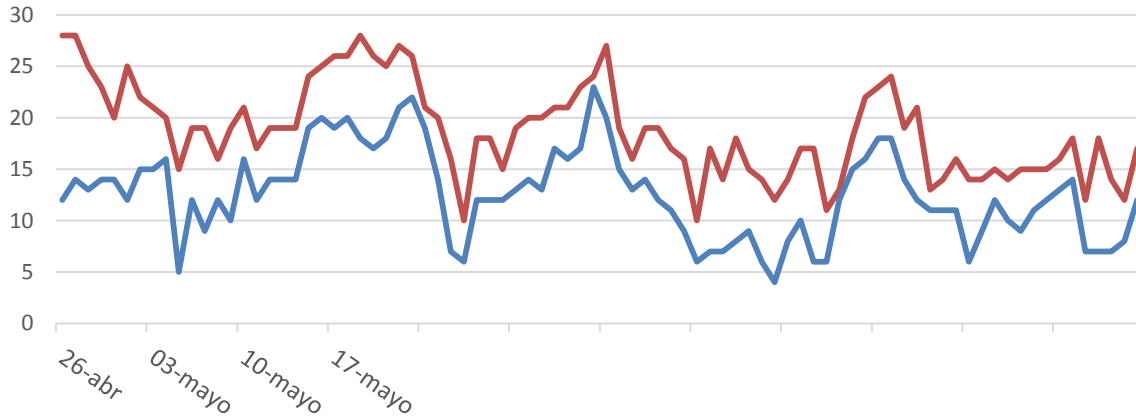
7.5. Análisis estadístico.

Como la variable medida (pesos de los animales) tiene una distribución normal, se realizó un análisis unilateral de variancia, con un diseño completamente aleatorizado (los tratamientos de interés, en este caso la dosificación o no y con qué droga, se asignaron de forma totalmente aleatoria a los individuos en los que se realizó la medición de los pesos para evaluar la efectividad de los tratamientos). Se realizó un análisis de variancia para cada pesada. El nivel de significación considerado fue del 5% ($\alpha < 0.05$).

8. RESULTADOS.

8.1. Estudios meteorológicos.

Las fluctuaciones en la temperaturas máximas y mínimas durante el ensayo se encuentran desarrolladas en la Figura n°5.



La distribución de las precipitaciones y el volumen (mm) de las mismas durante el ensayo son mencionadas en el gráfico n°6.

8.2. Evolución del peso vivo de los animales.

En el cuadro n° 4 se presenta la media y desvío estándar para peso vivo (Kg) de los animales registrados en cada visita al predio, el cual muestra que no hubo diferencias significativas entre los pesos en ningún día de pesada.

Los 3 grupos se comportaron de manera similar durante el ensayo, siendo la diferencia entre peso vivo inicial menos peso vivo final para el grupo control de 0.44kg, mientras que para el grupo TRL fue de 0.5kg y para el CLR de 0.54kg respectivamente.

Cuadro n° 4: Media y desvío estándar para peso vivo (Kg) en cada grupo.

Fecha	CONTROL	TRL	CLR	Significado estadístico
	Media ± DS	Media ± DS	Media ± DS	
21/03/2015 (DIA 0)	28,93 ± 4,32	28,80 ± 4,04	28,57 ± 3,96	NS
28/03/2015 (DIA +7)	27,20 ± 4,16	27,00 ± 4,12	26,79 ± 3,64	NS
13/04/2015 (DIA +23)	28,13 ± 4,37	28,10 ± 4,18	27,04 ± 3,67	NS
25/04/2015 (DIA +35)	26,90 ± 4,11	27,00 ± 4,68	26,82 ± 4,30	NS
21/05/2015 (DIA +61)	28,27 ± 4,37	28,50 ± 4,67	27,61 ± 3,76	NS
08/06/2015 (DIA +79)	28,27 ± 4,45	28,63 ± 4,10	27,89 ± 3,74	NS
04/07/2015 (DIA +104)	29,37 ± 4,39	29,30 ± 3,91	29,11 ± 3,89	NS

NS = no significativo ($p >> 0.05$). DS= Desvío Standard.

8.3. Resultado de técnica coprológica Happich & Boray.

En el cuadro n° 5 se muestran los resultados de Happich & Boray por grupo de estudio en cada visita al predio, en donde se observa la media, mínimo y máximo de huevos de *Fasciola hepatica* contabilizados. El grupo Control sin tratamiento con fasciolicida se contabilizó en promedio un mayor número de huevos durante y al final del experimento, con respecto al grupo Triclabendazol y Clorsulón. También se puede observar que el grupo Control, salvo al inicio del ensayo, obtuvo el animal con mayor medición de huevos en medidas consecutivas hasta finalización del estudio.

Cuadro n° 5: Tabla resultados Happich & Boray.

Fecha	CONTROL			TRL			CLR		
	Media	Mínimo	Máximo	Media	Mínimo	Máximo	Media	Mínimo	Máximo
21/03/2015 (DIA 0)	7,73	0	37	11,6	0	39	6,86	0	19
28/03/2015 (DIA +7)	9,93	0	36	0,27	0	4	0,07	0	1
13/04/2015 (DIA +23)	24,06	0	82	0,4	0	2	0,38	0	3
25/04/2015 (DIA +35)	7,4	0	28	0,13	0	1	1,07	0	11
21/05/2015 (DIA +61)	31,93	1	136	0	0	0	3,64	0	19
08/06/2015 (DIA +79)	46,27	0	162	0,87	0	6	2,36	0	11
04/07/2015 (DIA +104)	22,86	0	74	0,67	0	4	3,57	0	21

8.4. FAMACHA®.

En el siguiente cuadro (cuadro n° 6) se expresa el promedio de FAMACHA® para los individuos integrantes de cada grupo en cada medición realizada y en el total del ensayo.

Cuadro n° 6: Promedio de FAMACHA® según cada grupo en cada visita al predio.

Fecha	CONTROL	TRL	CLR	Significado estadístico
	Media ± DS	Media ± DS	Media ± DS	
21/03/2015 (DIA 0)	SD	SD	SD	NS
28/03/2015 (DIA +7)	2,43 ± 1,09	2,36 ± 1,12	1,91 ± 0,94	NS
13/04/2015 (DIA +23)	2,80 ± 0,86	2,87 ± 0,99	2,36 ± 0,74	NS
25/04/2015 (DIA +35)	2,73 ± 0,96	2,27 ± 0,59	2,14 ± 0,36	NS
21/05/2015 (DIA +61)	3,00 ± 0,85	1,80 ± 1,01	2,00 ± 1,11	NS
08/06/2015 (DIA +79)	2,33 ± 0,72	2,07 ± 0,46	1,86 ± 0,53	NS
04/07/2015 (DIA +104)	2,40 ± 1,06	2,00 ± 0,65	1,79 ± 0,70	NS
TOTAL	2,62 ± 0,27	2,23 ± 0,37	2,01 ± 0,21	NS

SD = sin datos. NS = no significativo ($p >> 0.05$). DS= Desvío Standard.

8.5. Necropsia.

En el grupo CONTROL el animal seleccionado fue el identificado con la caravana n°28, macho, cuyo peso fue de 29.5 Kg.

En el grupo TRICLABENDAZOL el animal seleccionado fue el identificado con la caravana n°2, macho, cuyo peso fue de 36.5 Kg.

En el grupo CLORSULÓN el animal seleccionado fue el identificado con la caravana n°5, hembra, cuyo peso fue de 21.5Kg.

La necropsia propiamente dicha se realizó el día 18/07/2015. Previa revisión clínica del animal e inspección externa se procedió al sacrificio de los mismos.

El animal del grupo CONTROL (caravana n°28), a la inspección del hígado se pudo observar manchas irregulares de coloración grisácea en la superficie hepática y al corte de los canales biliares se constató la presencia de 17 parásitos adultos (Figura n°8). Se tomó una muestra de 500 ml (alícuota 10%) de líquido del intestino delgado para análisis de laboratorio. En el intestino grueso el ciego despego resultado negativo. Como dato al margen del objetivo de la necropsia se halló la presencia de 2 *Cysticercus tenuicollis* estadio inmaduro de la *Taenia hydatigena* del perro.

En el grupo TRICLABENDAZOL (caravana n°2), a la inspección del hígado y al corte de los canales biliares no se encontraron lesiones ni parásitos adultos. Se tomó una muestra de 500 ml (alícuota 10%) de líquido del intestino delgado para análisis de laboratorio. En el intestino grueso el ciego despego resultado negativo. Se halló la presencia de 1 *Cysticercus tenuicollis*.

En el grupo CLORSULÓN (caravana n°5), la inspección del hígado y al corte de los canales biliares no se encontraron lesiones ni parásitos adultos. Se tomó una muestra de 500 ml (alícuota 10%) de líquido del intestino delgado para análisis de laboratorio. En el intestino grueso el ciego despego resultado negativo. Se halló la presencia de 1 *Cysticercus tenuicollis*. Como particularidad observada los resultados fueron iguales a los hallados en el grupo anterior.



Figura n° 8: *Fasciola hepatica* en hígado.

8.5.1 Resultados lectura de necropsia.

En los siguientes cuadros se detalla cual fue la composición de la fauna parasitaria presente en la lectura de necropsia según cada Grupo.

La lectura de la necropsia del Grupo Control (Cuadro n°7) se observa que la composición de la población parasitaria estuvo constituida principalmente por el género *Haemonchus* sp., y en una menor proporción por *Trichostrongylus* sp. , siendo la población de *Ostertagia* sp., *Cooperia* sp., *Nematodirus* sp., *Oesophagostomum* sp. y *Trichuris* sp. nula.

Cuadro n° 7: Lectura de necropsia Grupo Control.

Grupo Control (animal n°28)						
ABOMASO						
Género	Haemonchus		Trichostrongylus		Ostertagia	
Sexo	N°	N° α	N°	N° α	N°	N° α
Cantidad	20	20	0	0	0	0
Total	40		0		0	
INTESTINO DELGADO						
Género	Trichostrongylus		Cooperia		Nematodirus	
Sexo	N°	N° α	N°	N° α	N°	N° α
Cantidad	10	10	0	0	0	0
Total	20		0		0	
CIEGO						
Género	Oesophagostomum		Trichuris			
Sexo	N°	N° α	N°	N° α		
Cantidad	0	0	0	0		
Total	0		0			

La lectura de la necropsia del Grupo Triclabendazol (Cuadro n°8) se observa que la composición de la población parasitaria estuvo constituida solamente por el género *Haemonchus* sp., siendo nula la población parasitaria de los demás géneros.

Cuadro n° 8: Lectura de necropsia Grupo Triclabendazol.

Grupo TRL (animal n°2)						
ABOMASO						
Género	Haemonchus		Trichostrongylus		Ostertagia	
Sexo	N°	N° α	N°	N° α	N°	N° α
Cantidad	10	10	0	0	0	0
Total	20		0		0	
INTESTINO DELGADO						
Género	Trichostrongylus		Cooperia		Nematodirus	
Sexo	N°	N° α	N°	N° α	N°	N° α
Cantidad	0	0	0	0	0	0
Total	0		0		0	
CIEGO						
Género	Oesophagostomum		Trichuris			
Sexo	N°	N° α	N°	N° α		
Cantidad	0	0	0	0		
Total	0		0			

En el Grupo Clorsulón la lectura de la necropsia (Cuadro n°9) se observa que la composición de la población parasitaria estuvo constituida mayormente por el género *Haemonchus* sp., siendo su prevalencia mayor que en los grupos antes mencionados. El género *Trichostrongylus* sp. también está presente pero en menor proporción. La población parasitaria de los demás géneros fue nula.

Cuadro n° 9: Lectura de necropsia Grupo Clorsulón.

Grupo CLR (animal n°5)						
ABOMASO						
Género	Haemonchus		Trichostrongylus		Ostertagia	
Sexo	N°	N° α	N°	N° α	N°	N° α
Cantidad	50	70	0	0	0	0
Total	120		0		0	
INTESTINO DELGADO						
Género	Trichostrongylus		Cooperia		Nematodirus	
Sexo	N°	N° α	N°	N° α	N°	N° α
Cantidad	10	10	0	0	0	0
Total	20		0		0	
CIEGO						
Género	Oesophagostomum		Trichuris			
Sexo	N°	N° α	N°	N° α		
Cantidad	0	0	0	0		
Total	0		0			

8.6. Identificación del caracol *Lymnaea neotropica*.

Las secuencias analizadas por la herramienta BLAST revelaron un 100% y 99% (COI y 16S) de homología con secuencias registradas como *L. neotropica*.

Los árboles generados con los genes 16S e ITS2 del estudio evolutivo de estos caracoles demostró una agrupación con las especies *L. neotropica*, *L. viatrix* y *L. cubensis*.

De 246 caracoles examinados en búsqueda larvas de tremátodos, dos (0.81%) presentaban formas larvales de *Fasciola hepatica* (redias con collar y parapodios, cercarias dístomas con cuerpo pigmentado) (Armúa, M.T. y col., 2015).

9. DISCUSIÓN.

La infección con *Fasciola hepatica* según lo demostrado en el análisis estadístico no produjo una disminución en la ganancia de peso significativa en los animales participantes del ensayo, descartando así la hipótesis planteada. A estos niveles de parasitosis que se presentaron y al tratarse de borregos/as de reposición, posiblemente esta reducción en la ganancia de peso no tenga ningún impacto sobre la futura vida reproductiva de los animales, ni del punto de vista de lograr alcanzar el adecuado desarrollo y peso para la primera encarnada ni en los índices de fertilidad de dichos individuos. De presentarse casos con niveles más elevados de infección se supone que se podrían hacer notorios los impactos negativos ocasionados por la misma.

Mirándolo desde el punto de vista meramente económico en este lote de borregas para reposición, o en el caso de una majada general, a estos niveles de infección no justificaría la realización de un tratamiento antiparasitario con droga fasciolicidas, con lo cual conllevaría a una reducción de los costos de producción.

Pero posiblemente si se tratara de una situación diferente como puede ser un lote de corderos en terminación, la pequeña pérdida en la ganancia de peso vivo sumado al decomiso de hígados en planta de faena a causa de la parasitosis, podrían ocasionar pérdidas económicas para el productor, así como también para la producción nacional, ya que estamos frente a un rubro en franco crecimiento, que en los últimos años ha logrado acceder a nichos de mercado de suma importancia.

La pequeña diferencia apreciada en el grupo control en comparación a los otros grupos tratados con fasciolicidas posiblemente se puedan explicar por los datos recabados a la necropsia, ya que el animal seleccionado N°28 que pertenecía al grupo control, que si bien durante el curso del ensayo no presentó los mayores recuentos de huevos de *Fasciola*, fue uno de los más elevados. En el hígado del mismo se encontraron 17 Fasciolas adultas, lo que en comparación con los datos de Rojo Vázquez, F.A. y col., 1999 que dice que la fasciolosis crónica ocurre cuando el animal presenta una población parasitaria formada por aproximadamente entre 250-300 adultos, produciendo los mismos síntomas clínicos inaparentes. Mientras que Cardozo, H. 2003 indica que en la fasciolosis crónica los hospederos se infestan con metacercarias paulatinamente con lo que el período de migración del parásito pasa sin signos aparentes. De esta manera se podría inferir que el bajo número de parásitos encontrados en dicho animal serían la causa de los resultados poco significativos entre los grupos.

Los hallazgos de *Cysticercus tenuicollis* en los animales seleccionados para la necropsia son un indicativo que los caninos de la región tienen acceso a vísceras de ovinos, bovinos o porcinos.

La elección de los individuos se realizó de forma dirigida, con el objetivo de reducir los perjuicios ocasionados al productor, ya que se trataba de un predio familiar y las borregas participantes del ensayo se pretendían encarnar posteriormente pasado el mismo. Debido a esto se seleccionaron dos individuos machos y una hembra, la cual era la de menor peso por lo que sería descartada.

Lo ideal, para aumentar la confiabilidad del ensayo y disminuir la incidencia del factor individual, hubiese sido realizar la necropsia de un número mayor de animales, pero por lo antes mencionado no pudo ser posible.

En cuanto a los promedios de FAMACHA®, los más elevados fueron observados en el grupo control, en comparación a los otros dos grupos tratados con fasciolicidas, por lo que se podría inferir que se debieron a la presencia de *Fasciola hepatica*, ya que todos los grupos recibieron el mismo tratamiento con drogas nematodocidas y se mantuvieron con niveles de hpg relativamente bajos durante todo el ensayo.

El comportamiento diferente que se aprecia en la tendencia del gráfico de la evolución de peso (figura n° 7), el grupo Clorsulón en comparación con la del grupo Triclabendazol posiblemente se pueda explicar debido a que el primero es una droga de baja profundidad de acción, frente a Triclabendazol que es de alta profundidad de acción, por lo cual la primera eliminó únicamente a los parásitos adultos, no afectando a las formas larvianas, las cuales pudieran ser las responsables de la menor ganancia de peso de dicho grupo durante gran parte del ensayo, revirtiéndose esta tendencia recién al final del mismo. Lo que estaría respaldado por el mayor número de animales positivos a *Fasciola hepatica* del grupo Clorsulón en comparación con los del grupo Triclabendazol. Mientras que el grupo control presentó una tendencia diferente a lo que uno supondría que pudiera presentar, siendo la misma muy similar a la del grupo Triclabendazol, pero permaneciendo el mismo sin recibir tratamiento fasciolocida. A pesar de ello los grupos tratados tuvieron ganancias de peso vivo sensiblemente superiores a los del grupo control. Posiblemente todo se deba a la baja carga parasitaria, ya que a esos niveles no se produjeron resultados significativos entre los grupos.

La reducción en el peso de los animales que se registró durante el ensayo y fue revertida al final del mismo, posiblemente se debió a causas nutricionales, ya que el ensayo transcurrió durante un periodo de sequía y por ende la calidad de la pastura sobre la que pastoreaban los animales era de muy baja calidad; además pudo ser la causa de los grados de anemia apreciados en el score de FAMACHA®. Lo anterior se asume que no afectó el ensayo, pues todos los individuos estaban bajo las mismas condiciones de alimentación y baja carga de nematodos, por lo que la única variable fue la presencia de *Fasciola Hepatica*.

10. CONCLUSIONES.

- Se concluye que para éste predio, en éste año y con las condiciones de humedad y temperatura que se presentaron, no se produjeron resultados significativos en la evolución de peso; lo que no quiere decir que frente a otras situaciones de niveles de parasitosis más elevados u otras condiciones ambientales, se puedan producir resultados diferentes.
- Por lo antes mencionado no se justificaría el tratamiento con fasciolicidas.
- En cuanto a la formación de tumoraciones en el área de aplicación en el grupo triclabendazol, no se vió afectada la eficacia del tratamiento ya que no se apreciaron diferencias entre los individuos que lo presentaban frente a los que no, hecho comprobado por los resultados de la prueba Happich & Boray.
- Se confirmó que la colonia estaba infectada por formas larvales de *Fasciola hepatica*, además de determinar que la misma pertenecía a la especie *L. neotropica*, siendo este el primer registro en nuestro país. Lo que comprobaría que la misma actúa como hospedero intermediario de *Fasciola hepática* en condiciones de campo.

11. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.

1. Acosta, D. (1994): Epidemiología y control de *Fasciola hepatica* en el Uruguay. Ed.: Nari A. y Fiel C. En: Enfermedades Parasitarias de Importancia Económica en Bovinos: Bases epidemiológicas para su prevención y control en Argentina y Uruguay, Montevideo, Editorial Hemisferio Sur, pp. 233-256.
2. Acosta, D.; Cardozo, H.; Nari, A.; Solari, M.A (1989). Ecología y dinámica de poblaciones de *Limnea viatrix* D´Orbigny (1935) de un nicho ecológico del sur de Uruguay, Jornadas de Buiatria de Uruguay, XVII, Paysandú, Uruguay. 10 p.
3. Alcaino, H. (1995) Fasciolosis del ganado: su impacto económico. TecnoVet, [S.l.], v. 1, n. 3, ene. 1995. ISSN 0718-1817. Disponible en: <http://www.revistas.uchile.cl/index.php/RT/article/view/6229/6085>. Fecha de consulta: 26 de abril de 2016.
4. Álvarez-Sánchez, M. A.; Mainar-Jaime, R. C.; Pérez-García, J.; Rojo-Vázquez, F.A. (2006). Resistance of *Fasciola hepatica* to triclabendazole and albendazole in sheep in Spain. *Veterinary Record*, 159: 424-425.
5. Armúa, M.T.; Castro, O.; Correa, O.; Alfonso, G.; Velazquez, D.; Mangold, A.; Carvalho, L.; Venzal, J.M. (2015). Identificación molecular de una población de *Lymnaea neotropica* actuando como hospedador intermediario de *Fasciola hepatica* en un establecimiento en Tacuarembó, Uruguay. *Jornadas Técnicas Veterinarias, Facultad de Veterinaria, Universidad de la República, Montevideo, Uruguay*, p. 32-33.
6. Bacigalupo, J. (1942). *Fasciola hepatica* L (1) su ciclo evolutivo de la República Argentina *Distomatosis Hepática. Anales de Facultad de la Veterinaria* 4:9-134.
7. Bonino A, Castells D, Martínez E (1990). *Apuntes de lanares y lanas. Sanidad. Montevideo. SUL*, 113p.
8. Bowman, A (2004). *Helminths. En: Bowman, D. Parasitología para veterinarios. 8ª ed., Madrid, Editorial Elsevier*, p. 121.
9. Cantou, M.I.; Rinaldi, R.; Salaberry, A. (2010). "Influencia de la fasciolosis sobre la ganancia de peso en bovinos". *Tesis Facultad de Veterinaria, Universidad de la República, Montevideo (Uruguay)*. 50p.
10. Carballo, M.; Fernández, S.; Rista, A. (2009). *Manual de trabajos prácticos de parasitología. Montevideo, Facultad de Veterinaria, Departamento de parasitología Veterinaria*, 77p.
11. Cardozo H, Nari A (1987). *Fasciola hepatica* en ovinos. En: Bonino Moran J, Duran del Campo A, Mari JJ (Eds.) *Enfermedades de los lanares. Montevideo, Hemisferio Sur*, p 71-111.

12. Cardozo, H. (2003). Diagnóstico de *Fasciola hepatica*. Conferencia electrónica. Red de Helmintología para América Latina y el Caribe. Departamento Parasitología, DILAVE, "Miguel C. Rubino", Montevideo, Uruguay. Disponible en: http://www.produccion.animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/44-diagnostico_fasciola_hepatica.pdf. Fecha de consulta: 5 de mayo de 2016.
13. Cardozo, H.; Paiva, N.; Acosta, D.; Armentano, J. (1989). Importancia de *Fasciola hepatica* sobre la ganancia de peso y comportamiento reproductivo en ganados de carne infestados naturalmente, Jornadas de Buiatria de Uruguay, XVII, Paysandú, Uruguay. 12 p.
14. Carriquiry, E.J (2008). Cría y Recría Vacuna en Uruguay: Pasado, Presente y Futuro. Disponible en: <http://www.engormix.com/MA-ganaderia-carne/manejo/articulos/cria-recria-vacuna-uruguay-t2141/124-p0.htm>. Fecha de consulta: 15 de marzo de 2016.
15. Castells. D, Nari. A, Gayo. V, Mederos. A, Pereira. D, (2013): Epidemiología e impacto productivo de los nemátodos gastrointestinales en Uruguay. . En: Enfermedades Parasitarias de Importancia Clínica y Productiva en Rumiantes: Fundamentos epidemiológicos para su prevención y control. Ed.: Fiel C y Nari A.; Editorial Hemisferio Sur, Montevideo, p. 151-173.
16. Castro, O.; Heinzen, T.; Carballo, M. (2001). Dinámica de infección de *Lymnaea viator* con *Fasciola hepatica* en condiciones naturales en Uruguay. Veterinaria (Montevideo), 36(142):13-28.
17. Cesar, D. (2004a) Fasciolosis en bovinos y ovinos. Revista INIA 359: 25-32. Disponible en: <http://www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/384/1/111219210807181021.pdf>
18. Cesar, D. (2004b) *Fasciola hepatica*, Saguaypé. Revista del Plan Agropecuario, 109:48-51. Disponible en: http://www.planagropecuario.org.uy/publicaciones/revista/R109/R109_48.pdf
19. Cesar, D. (2010). Enfermedades Clostridiales. Revista del Plan Agropecuario, 135:48-52. Disponible en: http://www.planagropecuario.org.uy/publicaciones/revista/R135/R_135_48.pdf
20. Diario el País, 2015. Uruguayos en proyecto de la UE para lograr una vacuna. Disponible en: <http://rurales.elpais.com.uy/investigacion/uruguayos-en-proyecto-de-la-ue-para-lograr-una-vacuna>. Fecha de consulta: 17 de mayo de 2016.
21. DICOSE (2015). MGAP. Datos de la declaración jurada de Dicose 2014 - datos generales. Disponible en:

- <http://www.mgap.gub.uy/portal/afiledownload.aspx?2,6,956,O,S,0,10952%3bS%3b1%3b128>. Fecha de consulta: 10 de marzo de 2016.
22. DIEA, (2015). Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca, Estadísticas agropecuarias. Disponible en: <http://www.mgap.gub.uy/portal/page.aspx?2,diea,diea-anuario-2015,O,es,0>. Fecha de consulta: 10 de marzo de 2016.
23. Díez Baños, P., Morrondo Pelayo, M.^a P., Díez Baños, N. (1999). Parasitosis respiratorias. En: Parasitología Veterinaria. Ed.: Cordero del Campillo, M.I.; Rojo Vázquez, F.A.; Martínez Fernández, A.R.; Sánchez Acedo, C.; Hernández Rodríguez, S.; Navarrete López-Cozar, J.; Díez Baños, P.; Quiroz Romero, H.; Carvalho Varela, M.; Editorial McGraw-Hill-Interamericana, Madrid, p 374-399.
24. Eddi, C.; Caracostantólogo, J.; Lamberti, R.; Li Rosi, N.; Schapiro, J.; Tintori, M. (1998). Epidemiología y control de la fasciolosis bovina. Veterinaria Argentina, 15(141):38-43.
25. Enciclopedia Geográfica del Uruguay (2016). Geografía Económica. Disponible en: <http://www.montevideo.com.uy/enciclopedia/economia.htm>. Fecha de consulta: 4 de marzo de 2016.
26. Euzéby, J. (2001). Los parásitos de las carnes: epidemiología, fisiopatología, incidencia zoonóticas. Zaragoza, Editorial ACRIBIA, 430p.
27. FAO (1994). Enfermedades de los animales domésticos causadas por distomas. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma. Disponible en: <http://helminto.inta.gob.ar/Fasciola/Boray/boray0.htm>. Fecha de consulta: 7 de marzo de 2016.
28. Fiel, C.A; Steffan, P.E; Ferreyra, D.A. (2011). Diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes: técnicas de diagnóstico e interpretación de resultados. Área de Parasitología Facultad Cs. Veterinarias U.N.C.P.B.A Tandil. 131 p.
29. Flores, AR. (2005). La fasciolosis bovina. Disponible en: <https://issuu.com/hitsoft/docs/ganado6/1> Fecha de consulta: 20 de marzo de 2016.
30. Giudici, F, Entrocasso, C, Steffan, P (2013): Biología, fisiología e inmunidad de los nematodos gastrointestinales y pulmonares. En: Enfermedades Parasitarias de Importancia Clínica y Productiva en Rumiantes: Fundamentos epidemiológicos para su prevención y control. Ed.: Fiel C y Nari A.; Editorial Hemisferio Sur, Montevideo, p 3-28.
31. Gómez, R. (2006). Ganadería en el Uruguay. Revista INIA 192. Disponible en: http://www.inia.org.uy/publicaciones/documentos/ara/ara_192.pdf. Fecha de consulta: 5 de marzo de 2016.

32. Facultad de Veterinaria. Departamento de Parasitología. Guía de clases prácticas de parasitología. Montevideo, Facultad de Veterinaria, CD ROM.
33. Heinzen, T.; Castro, O.; Pepe, C.; Ibarburu, A. (1994). *Lymnaea columnella* como hospedero intermediario de *Fasciola hepatica* en Uruguay, Jornadas de Buiatria de Uruguay, XXII, Paysandú, Uruguay. 8 p.
34. INIA (2003). Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, 1era AUDITORIA DE CALIDAD DE LA CADENA CARNICA OVINA DEL URUGUAY. Ed: Fabio Montossi, Editado por la Unidad de Agronegocios y Difusión del INIA, Montevideo (Uruguay), Serie Técnica N° 138. Disponible en: <http://www.inia.uy/Publicaciones/Documentos%20compartidos/111219240807141508.pdf> Fecha de consulta: 5 abril 2016.
35. INIA (2011). Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, 2da AUDITORIA DE CALIDAD DE LA CADENA CARNICA OVINA DEL URUGUAY. Ed: Roberto San Julián, Gustavo Brito, Ximena Lagomarsino, Editado por la Unidad de Agronegocios y Difusión del INIA, Montevideo (Uruguay), Serie Técnica N° 186. Disponible en: <http://www.inia.uy/Publicaciones/Documentos%20compartidos/18429251011104852.pdf>. Fecha de consulta: 5 abril 2016.
36. INIA-INAC (2013). Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria-Instituto Nacional de Carnes, 3da AUDITORIA DE CALIDAD DE LA CADENA CARNICA OVINA DEL URUGUAY. Disponible en: http://www.inac.gub.uy/innovaportal/file/13085/1/auditoria-ovina_web.pdf. Fecha de consulta: 10 junio 2016.
37. Lanusse, C.; Virkel, G.; Alvarez, L. (2009). Anticestodal and Antitrematodal drugs. Ed.: Riviere. J. E, Papich. M. G. En: Veterinary pharmacology and therapeutics. Iowa: Iowa State University Press: Wiley-Blackwell, 1544p.
38. Lanusse. C, Alvarez. L, Lifschitz. A, Suárez. G, (2013). Bases farmacológicas de la terapéutica antihelmíntica. En: Enfermedades Parasitarias de Importancia Clínica y Productiva en Rumiantes: Fundamentos epidemiológicos para su prevención y control. Ed.: Fiel C y Nari A.; Editorial Hemisferio Sur, Montevideo, p 225-253.
39. Lapage, G. (1981). Phylum Platyhelminthes. En Lapage, G. Parasitología Veterinaria. 6ª.ed., Mexico, Editorial Continental, p.223-245.
40. Levy, S.; Mateus, T.L.; Vieira-Pinto, M. (2013). Fasciolose. Agrotec: Revista técnico-científica agrícola. N°8. Disponible en: <http://hdl.handle.net/10316.2/33565> Fecha de consulta: 30 de mayo de 2016.
41. Lopez Lemes, M.; Hernández, S.; Acuña, A.; Nari, A (1996). Fasciolosis en la República Oriental del Uruguay. Revista médica del Uruguay, 12: 37-43 Disponible

en: <http://www.rmu.org.uy/revista/1996v1/art6.pdf>. Fecha de consulta: 5 de marzo de 2016.

42. Manga Gonzalez, M.^aY.^a. (1999). Trematodos. Ed.: Cordero del Campillo, M.I.; Rojo Vázquez, F.A.; Martínez Fernández, A.R.; Sánchez Acedo, C.; Hernández Rodríguez, S.; Navarrete López-Cozar, J.; Díez Baños, P.; Quiroz Romero, H.; Carvalho Varela, M.; En: Parasitología Veterinaria, Editorial McGraw-Hill-Interamericana, Madrid, p 79-104.
43. Marley, S.E.; Knapp, S.E.; Johnson, G.R, (1994). Performance of calves from liver fluke infected heifers treated in western Montana. *Agri-Practice*. 15(3): 6-8.
44. Meana Mañes, A., Rojo Vázquez, F.A. (1999). Parasitosis del aparato digestivo. En: Parasitología Veterinaria. Ed.: Cordero del Campillo, M.I.; Rojo Vázquez, F.A.; Martínez Fernández, A.R.; Sánchez Acedo, C.; Hernández Rodríguez, S.; Navarrete López-Cozar, J.; Díez Baños, P.; Quiroz Romero, H.; Carvalho Varela, M.; Editorial McGraw-Hill-Interamericana, Madrid, p 194-259.
45. Mederos A, Montossi F, De Barbieri I, San Julián R, Risso F, (2002). Parásitos Gastrointestinales de los Ovinos: Situación actual y avances de la Investigación Epidemiológica de los Nemátodos Gastrointestinales de los ovinos en Uruguay. Jornada Técnica, Santa Bernandina, Durazno, Uruguay. P 23-26. Disponible en: <http://crilu.org.uy/revistas/ad299.pdf>. Fecha de consulta: 13 de marzo de 2016.
46. Mera y Sierra, R., Artigas, P.; Cuervo. P; Deis, E.; Sidoti, L.; Mas-Coma. S.; Bargues, M.D. (2009). Fascioliasis transmission by *Lymnaea neotropica* confirmed by nuclear rDNA and mtDNA sequencing in Argentina. *Veterinary Parasitology*, 166: 73–79.
47. MINTURD (2016). Ministerio de Turismo y Deporte, Uruguay. Uruguay Natural. Disponible en: <http://www.turismo.gub.uy/index.php/como-llegar-a-uruguay>. Fecha de consulta: 4 de marzo de 2016.
48. Moll, L.; Gaasenbeek, C.P.H., Vellema, P.; Borgsteede, F.H.M. (2000). Resistance of *Fasciola hepatica* against triclabendazole in cattle and sheep in The Netherlands. *Veterinary Parasitology*, 91: 153-158.
49. Olaechea, F (1994). Epidemiología y control de *Fasciola hepatica* en la Argentina. En: Enfermedades Parasitarias de Importancia Económica en Bovinos: Bases epidemiológicas para su prevención y control en Argentina y Uruguay. Ed.: Nari A. y Fiel C.; Editorial Hemisferio Sur, Montevideo, pp. 213-232.
50. Olaechea, F. (2004). *Fasciola hepatica*. Comunicación Técnica N°449 Área: Producción Animal. http://www.produccionbovina.com/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/81-hidatidosis.pdf. Fecha de consulta: 7 de marzo de 2016.

51. Olaechea, F. (2007) *Fasciola hepatica* en ovinos. Tremátodos y Cestodes. En Suárez. V, Olaechea. F, Rossanigo. C, Romero. J (Eds.). Enfermedades Parasitarias de los ovinos y otros rumiantes menores en el cono sur de America. Bariloche: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Disponible en: http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_fasciola_heptica_en_ovinos.pdf. Fecha de consulta: 26 de abril de 2016.
52. Olaechea, F., Gayo, V., Cardozo, H., Acosta, D. (2013). Epidemiología y control de *Fasciola hepatica*. Ed.: Fiel C y Nari A. En: Enfermedades Parasitarias de Importancia Clínica y Productiva en Rumiantes: Fundamentos epidemiológicos para su prevención y control. Editorial Hemisferio Sur, Montevideo, p 303-319.
53. Quiroz, H. (1984/1990). Parasitología. México, Editorial Limusa, 854p.
54. Radostits, O.M.; Gay, C.C.; Blood, D.C.; Hinchcliff, K.W. (2002). Enfermedades causadas por tremátodos y céstodos. En: Radostis, O.M.; Gay, C.C.; Blood, D.C.; Hinchcliff, K.W. Medicina Veterinaria. Tratados de las enfermedades del ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino. 9ª. ed., Madrid, McGraw-Hill-Interamericana, Vol. 2, p. 1636-1641.
55. Ramajo Martin, V., Muro Alvarez. A. (1999). Parasitosis del aparato digestivo. En: Parasitología Veterinaria. Ed.: Cordero del Campillo, M.I.; Rojo Vázquez, F.A.; Martínez Fernández, A.R.; Sánchez Acedo, C.; Hernández Rodríguez, S.; Navarrete López-Cozar, J.; Díez Baños, P.; Quiroz Romero, H.; Carvalho Varela, M.; Editorial McGraw-Hill-Interamericana, Madrid, p 194 259.
56. RaU (2015). Uruguay Generalidades. Red Académica Uruguay, Universidad de la Republica (Uruguay). Disponible en: <http://www.rau.edu.uy/uruguay/generalidades/Uy.general.htm>. Fecha de consulta: 4 de marzo de 2016.
57. Rodríguez García, J.A (1971). Drogas antihelmínticas. Montevideo, Facultad de Veterinaria, 169p.
58. Rodríguez García, J.A. (1971). Drogas fasciolicidas. En: Rodríguez García, J.A. Drogas Antihelmínticas. Montevideo, Facultad de Veterinaria, p, 123-154.
59. Rodríguez, A.; Mederos, A.; Ciappesoni, G. (2009). Buenas prácticas para recolección y traslado de materia fecal para examen coprológico. Determinación de huevos por gramo (HPG) en ovinos y bovinos Montevideo (UY): INIA. 2 p. (INIA, Cartilla; 6).
60. Rojo Vázquez, F.A., Ferrer Pérez, I. (1999). Parasitosis hepáticas. En: Parasitología Veterinaria. Ed.: Cordero del Campillo, M.I.; Rojo Vázquez, F.A.; Martínez Fernández, A.R.; Sánchez Acedo, C.; Hernández Rodríguez, S.;

- Navarrete López-Cozar, J.; Díez Baños, P.; Quiroz Romero, H.; Carvalho Varela, M.; Editorial McGraw-Hill-Interamericana, Madrid, p 260-282.
61. Rosa A, Ribicich M (2012). Parasitología y enfermedades parasitarias en veterinaria. Buenos Aires, Hemisferio sur, 325p.
62. Rosenberger. G, (2005) Medicina Interna y Cirugía del Bovino. 4ª. ed. Ed.: Dirksen.G, Gründer. H, Stöber. M; Editorial Intermédica, Buenos Aires (República Argentina), Vol. 1, p.581-587.
63. Sanabria. R., Romero. J, (2013): Epidemiología y control de *Paramphistomum*. Ed.: Fiel C y Nari A. En: Enfermedades Parasitarias de Importancia Clínica y Productiva en Rumiantes: Fundamentos epidemiológicos para su prevención y control. Editorial Hemisferio Sur, Montevideo, p 323-334.
64. Severova, V. (1997). Clima del Uruguay. Red Académica Uruguaya, Universidad de la República (Uruguay). Disponible en: http://www.rau.edu.uy/uruguay/geografia/Uy_c-info.htm. Fecha de consulta: 4 de marzo de 2016.
65. Suárez. V (2007). Producción ovina e importancia de los nematodos gastrointestinales en la Argentina. En Suárez. V, Olaechea. F, Rossanigo. C, Romero. J (Eds.). Enfermedades Parasitarias de los ovinos y otros rumiantes menores en el cono sur de América. Bariloche: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Disponible en: <http://inta.gob.ar/documentos/enfermedades-parasitarias-de-los-ovinos-y-otros-rumiantes-roedores-en-el-cono-sur-de-america>. Fecha de consulta: 13 de marzo de 2016.
66. SUL (2016a). Secretariado uruguayo de la lana. Producción ovina. Disponible en: http://www.sul.org.uy/lana_produccion_ovina.asp. Fecha de consulta: 25 de febrero de 2016.
67. SUL (2016b). Secretariado uruguayo de la lana. Material Audiovisual, producción ovina en Uruguay. Disponible en: <http://www.sul.org.uy/sitio/Material-Audiovisual>. Fecha de consulta: 20 de mayo de 2016.
68. SUL (2016c). Secretariado uruguayo de la lana. Inicios de la producción ovina en Uruguay. Disponible en: <http://www.sul.org.uy/sitio/Inicios-de-la-produccion-ovina-en-Uruguay>. Fecha de consulta: 20 de mayo de 2016.
69. SUL (2011). Manual Práctico de Producción Ovina. Ed: SUL. 221p.
70. Sumano, H. S.; Ocampo, L. (2006). Antiparasitarios. En: Sumano, H. S.; Ocampo, L. Farmacología Veterinaria. 3ª ed., México, McGraw-Hill-Interamericana, p. 489-499.

71. Wikipedia, la enciclopedia libre (2016). *Fasciola hepatica*. Disponible en: https://es.wikipedia.org/wiki/Fasciola_hepatica. Fecha de consulta: 16 de marzo de 2016.

12. ANEXOS.

12.1. Sexo y evolución del peso vivo de los animales.

Cuadro n° 10: Sexo y evolución del peso vivo.

N°	EVOLUCION DE PESO								
	SEXO	21/03/2015 (DIA 0)	28/03/2015 (DIA +7)	13/04/2015 (DIA +23)	25/04/2015 (DIA +35)	21/05/2015 (DIA +61)	08/06/2015 (DIA +79)	04/07/2015 (DIA +104)	
C O N T R O L	9	H	30,00	28,00	28,00	27,50	28,00	28,50	28,50
	10	H	33,00	32,00	33,50	32,50	34,00	34,50	35,50
	12	H	22,00	18,50	20,00	19,00	20,00	21,00	20,50
	14	H	30,00	28,00	29,50	29,00	29,00	25,00	31,00
	23	H	26,00	26,50	26,00	24,00	25,50	25,50	26,50
	26	H	23,00	23,00	23,00	23,00	25,00	25,00	26,50
	28	M	28,00	26,50	28,00	26,50	28,00	28,50	29,50
	29	H	27,00	24,50	25,50	24,50	24,50	24,50	25,50
	32	H	27,00	25,50	26,00	24,50	26,50	26,50	27,50
	33	M	39,00	36,00	37,50	35,00	38,50	38,50	38,50
	37	M	30,00	27,00	29,00	27,50	30,00	30,00	31,50
	40	H	26,00	26,50	26,50	24,50	26,50	26,50	27,50
	44	H	31,00	29,50	30,00	28,50	30,50	31,00	31,00
	47	H	28,00	24,50	26,00	25,50	26,50	26,50	27,50
49	H	34,00	32,00	33,50	32,00	31,50	32,50	33,50	
T R L	1	H	29,00	27,00	28,00	26,50	27,50	28,00	29,00
	2	M	35,00	33,00	34,50	33,50	36,50	36,00	36,50
	3	M	29,00	26,00	27,50	28,00	30,00	30,00	31,00
	6	H	27,00	24,50	27,00	25,50	27,00	28,00	30,00
	7	H	35,00	31,50	34,00	33,00	35,00	35,00	34,00
	11	H	27,00	24,50	25,50	24,50	25,50	26,00	27,00
	13	M	24,00	22,50	23,50	22,00	23,50	23,50	24,00
	15	M	28,00	26,00	27,00	25,50	25,50	26,00	26,50
	16	H	34,00	33,50	35,00	33,50	35,00	33,00	34,50
	18	H	31,00	28,50	30,00	30,00	30,50	30,50	30,50
	27	M	23,00	22,50	23,00	22,50	24,00	24,50	26,00
	35	H	22,00	20,00	21,00	17,00	21,50	22,00	23,00
	36	H	31,00	31,50	30,50	30,00	32,00	31,00	31,50
	38	H	27,00	24,50	26,00	24,50	24,00	26,00	26,00
41	H	30,00	29,50	29,00	29,00	30,00	30,00	30,00	
C L R	4	M	26,00	23,00	24,00	23,00	24,00	24,50	25,00
	5	H	21,00	21,00	20,50	19,50	22,00	21,50	21,50
	8	H	29,00	26,00	28,00	33,00	29,50	31,00	31,50
	20	H	30,00	28,00	26,00	25,00	25,50	26,50	28,00
	21	H	27,00	24,00	24,50	23,00	23,50	25,50	27,50
	22	M	31,00	30,00	30,00	29,00	30,00	31,00	32,00
	24	H	28,00	26,50	26,50	26,00	27,50	27,50	27,50
	34	M	38,00	35,00	35,50	34,50	36,50	37,00	38,00
	39	M	31,00	28,50	27,50	32,00	31,00	29,50	32,00
	42	H	26,00	24,50	26,00	25,00	25,50	25,50	27,50
	43	H	29,00	27,00	27,50	26,50	26,50	27,00	27,50
	45	M	27,00	27,00	27,50	26,50	27,50	27,50	29,00
	48	H	25,00	23,50	23,50	23,00	26,50	26,00	28,50
	50	H	32,00	31,00	31,50	29,50	31,00	30,50	32,00

12.2. Happich & Boray y Mc. Master.

Cuadro n° 11: Tabla combinada Happich & Boray y Mc. Master.

N°	21/03/2015 (DIA 0)		28/03/2015 (DIA +7)		13/04/2015 (DIA +23)		25/04/2015 (DIA +35)		21/05/2015 (DIA +61)		08/06/2015 (DIA +79)		04/07/2015 (DIA +104)		
	HPG	H y B	HPG	H y B	HPG	H y B	HPG	H y B	HPG	H y B	HPG	H y B	HPG	H y B	
C O N T R O L	9	2680	4	SM	1(6g)	200	0	0	0	1	0	0	80	0	
	10	3080	10	200	9	210	9	0	5	0	18	80	640	15	
	12	1880	0	0	0	320	3	0	0	80	1	0	240	0	
	14	8600	6	40	8	1360	16	0	0	0	21	0	0	45	
	23	4920	2	280	2	360	8	SM	2	0	9	0	SM	SM	
	26	12200	1	SM	0	1600	0	SM	0	80	1	0	108	160	0
	28	3520	37	0	16	SM	70(3.3g)	0	15	40	136	0	162	120	74
	29	1880	26	0	23	520	82	SM	28	0	87	40	104	80	21
	32	6360	0	SM	2(4g)	840	14	40	0	0	11	0	11	0	10
	33	1160	2	920	5	1040	7	40	2	80	8	0	11	120	10
37	2480	0	240	13	10440	23	0	13	0	31	0	96	80	14	
40	360	3	SM	6	120	13	0	7	0	14	80 M	37	80	51	
44	7560	20	SM	36	560	35	0	13	0	55	0	48	0	24	
47	5640	3	40	23	200	72	0	22	80	76	0	47	0	23	
49	2240	2	0	5	0	9	0	4	0	10	0	19	80	33	
T R L	1	3040	13	0	0	200	0	0	0	80	0	0	80	0	
	2	10120	24	600	0	400	0	0	0	0	0	0	40	0	
	3	7480 T	10	480	0	440	0	0	0	40	0	0	200	0	
	6	5480 M	2	560	0	720 T	0	0	0	40	0	40	120	0	
	7	1280 T	13	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	11	6280	0	280	0	520	0	SM	0	80	0	40	0	2	
	13	7920	6	1200	0	2520 T	0	0	0	40	0	0	0	0	
	15	1520	28	0	0	360	0	0 M	0	0	0	0	6	0	3
	16	4920	1	160	0	920	0	SM	0(3g)	0	0	0	2	0	4
	18	2760	10	80	4	560 M	2	0 M	1	0	0	0	160	0	
27	20360	7	280	0	800 T(600)	0	0	0	0	0	80	1	280	0	
35	7640	2	SM	0	1280	0	0	0	0	0	0	400	0		
36	1440	19	0	0	320	0	0	0	0	0	0	4	40	1	
38	2840	39	SM	0	680	2	0	1	120 M	0	0	0	40	0	
41	2000	0	280	0	480	2	0	0	80	0	0	0	0	0	
C L R	4	5240	15	280 T	0	840	0	0	0	0	0	40 T	0	520	0
	5	6920	0	360	0	560	0	0	0	0	0(4.2 g)	0	0	400	0
	8	5600	0	0	0	320	2	0	1	40	0	0	1	240 M	2
	20	SM	5	360	0(4g)	1000	0	0	1	0	0	40	0	320	0
	21	SM	7	0	0	200	0	0	0	0 T	0	0	0	200 M	0
	22	2920	7	280	0	400	3	0	1	0	0	80	0	40	0
	24	1760	19	80	1	160	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	34	5800	7	160	0	160	0	0	0	40	0	0	2	320	5
	39	1480	11	0	0	120	0	0	1	40	10	40	3	80	5
	42	5560	4	400	0	480	0	0	0	0	10(3.5g)	0	0	120	0
43	5640	13	0	0	80	0	0	0	40	0	0	8	40	21	
45	8800	6	80	0(4g)	80	0	0	0	0	19	0	0(5gx2: 10g)	160	0	
48	4680	2	1440 M	0	SM	SM	0	11	40 M	0	0	8	200M	2	
50	3400	0	40	0	120	0	0	0	0	12	0	11	80	15	

M = *Monienczia* T = *Trichuris* SM = sin muestra (g) = tamaño de muestra

12.3. Coprocultivo Método de Roberts & O'Sullivan.

Cuadro n° 12: Resultados de coprocultivo.

Género		21/03/2015	28/03/2015	13/04/2015	25/04/2015	21/05/2015	08/06/2015	04/07/2015
		(DIA 0)	(DIA +7)	(DIA +23)	(DIA +35)	(DIA +61)	(DIA +79)	(DIA +104)
		%	%	%	n°	n°	n°	%
C								
O	<i>Haemonchus</i>	85	91	95	6	15	8	60
N	<i>Trichostrongylus</i>	5	0	2	0	1	0	22
T	<i>Ostertagia</i>	2	0	0	0	0	0	2
R	<i>Cooperia</i>	0	0	0	0	0	0	0
O	<i>Oesophagostomum</i>	8	9	3	0	1	1	16
L	Total	100	100	100	6	17	9	100
	<i>Haemonchus</i>	80	95	94	2	12	12	74
T	<i>Trichostrongylus</i>	7	0	3	0	2	0	12
R	<i>Ostertagia</i>	3	0	0	0	0	0	1
L	<i>Cooperia</i>	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Oesophagostomum</i>	10	5	3	0	2	2	13
	Total	100	100	100	2	16	14	100
	<i>Haemonchus</i>	82	94	95	3	17	6	68
C	<i>Trichostrongylus</i>	6	0	1	0	3	0	25
L	<i>Ostertagia</i>	3	0	0	0	0	0	4
R	<i>Cooperia</i>	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Oesophagostomum</i>	9	6	4	0	0	1	3
	Total	100	100	100	3	20	7	100

Por los resultados bajos en los recuentos de hpg en los DIAS +23, +35 y +61 del ensayo, se colocó el número total de larvas, ya que los cultivos fueron inferiores a 100 en dichos días.

12.4. Método FAMACHA©.

El término FAMACHA© es un acrónimo del autor del sistema, Dr. Faffa Malan, FAffa MAIan CHArt. Es un método consistente en evaluar clínicamente a los animales de un rebaño para que indirectamente pueda conocerse el efecto de la parasitosis y, en base a eso, se tome la decisión de aplicar el tratamiento antihelmíntico, realizando de esta manera desparasitación selectiva.

Se basa en la comparación subjetiva del color de la conjuntiva ocular con una cartilla que contiene una escala de 5 colores (1 al 5), los cuales se correlacionan con los diferentes grados de anemia observados en la mucosa ocular. El método presupone que la anemia es causada por la infección de *Haemonchus* spp. El objetivo principal de dicho método es controlar *Haemonchus contortus* en ovinos, dosificando solamente aquellos animales que en base a la inspección clínica de la mucosa ocular muestren grados de anemia considerables.

Figura n° 9: Cartilla FAMACHA©.

12.4.1. Tabla FAMACHA©

Cuadro n° 13: FAMACHA©.

N°	FAMACHA©							
	21/03/2015 (DIA 0)	28/03/2015 (DIA +7)	13/04/2015 (DIA +23)	25/04/2015 (DIA +35)	21/05/2015 (DIA +61)	08/06/2015 (DIA +79)	04/07/2015 (DIA +104)	
C O N T R O L	9	SD	1	2	2	2	3	2
	10	SD	3	4	4	3	2	4
	12	SD	4	3	4	3	3	2
	14	SD	1	2	3	2	2	1
	23	SD	2	3	2	3	2	1
	26	SD	4	4	4	4	3	3
	28	SD	2	4	3	4	2	2
	29	SD	2	3	2	4	3	4
	32	SD	2	2	2	2	2	2
	33	SD	4	3	3	3	2	2
	37	SD	2	3	3	4	3	2
	40	SD	1	2	2	2	1	1
	44	SD	3	3	2	4	3	4
47	SD	SD	3	4	3	3	3	
49	SD	3	1	1	2	1	3	
T R L	1	SD	3	3	2	2	2	2
	2	SD	1	2	2	2	2	1
	3	SD	2	3	3	4	2	2
	6	SD	3	4	2	1	2	3
	7	SD	2	3	2	2	2	2
	11	SD	2	3	2	1	2	1
	13	SD	4	4	3	3	2	2
	15	SD	SD	4	3	3	3	3
	16	SD	3	3	2	1	2	2
	18	SD	SD	1	2	1	1	1
	27	SD	SD	4	3	1	2	2
	35	SD	4	3	3	3	3	2
	36	SD	SD	1	1	1	2	2
38	SD	1	3	2	1	2	3	
41	SD	1	2	2	1	2	2	
C L R	4	SD	SD	2	2	2	2	1
	5	SD	SD	4	3	2	2	3
	8	SD	2	3	2	3	2	2
	20	SD	3	2	2	4	2	1
	21	SD	4	2	2	1	1	1
	22	SD	2	2	2	3	2	2
	24	SD	1	2	2	1	2	2
	34	SD	2	2	2	1	2	2
	39	SD	1	2	2	1	1	1
	42	SD	2	2	2	1	2	2
	43	SD	1	2	2	2	2	2
	45	SD	2	2	2	2	2	2
	48	SD	SD	4	3	4	3	3
50	SD	1	2	2	1	1	1	

SD = sin datos

12.5. Test de resistencia antihelmíntica.

La aplicación del *Test de Reducción del Contaje de Huevos* (TRCH) mide la eficacia para los diferentes grupos de antihelmínticos frente a la población parasitaria del establecimiento.

Mide el porcentaje de eficacia mediante la reducción del contaje de huevos. Estos contajes se hacen mediante la técnica de Mc. Master el día 0 y el día 10 post tratamiento.

1) Realizar un muestreo que confirme el nivel de eliminación de huevos por materia fecal de toda la categoría, preferentemente borregos. Debe existir una carga parasitaria mínima que permita cuantificar la eficacia de cada droga una vez culminado el test.

2) Formar grupos de 15 animales, tantos como drogas a testear, agregando un grupo que será dejado sin dosificar como grupo testigo.

3) Los animales se identifican para la formación de los grupos y para identificar de forma segura el tratamiento que reciben.

4) Los grupos se separan al azar, formando grupos de similares condiciones corporales y pesos y son muestreados directamente del recto, de forma individual por animal y se dosifican a los animales del grupo con el principio activo asignando al mismo (exceptuando al grupo testigo) en el mismo momento (Día 0).

5) A los 10 días se vuelve a muestrear de forma individual a los animales de todos los grupos.

Una vez obtenidos los resultados de los contajes de huevos de los grupos se realiza el cálculo del porcentaje de eficacia para cada principio activo testeado, con la siguiente fórmula:

$$RCH\% = 1 - \frac{(T2 \times C1)}{(T1 \times C2)} \times 100$$

T₁: HPG promedio Tratamiento Día 0.

T₂: HPG promedio Tratamiento Día 10.

C₁: HPG promedio Control Día 0.

C₂: HPG promedio Control Día 10.

Como complemento de este estudio es recomendable realizar un cultivo de larvas (Carballo, M. y col. 2009).

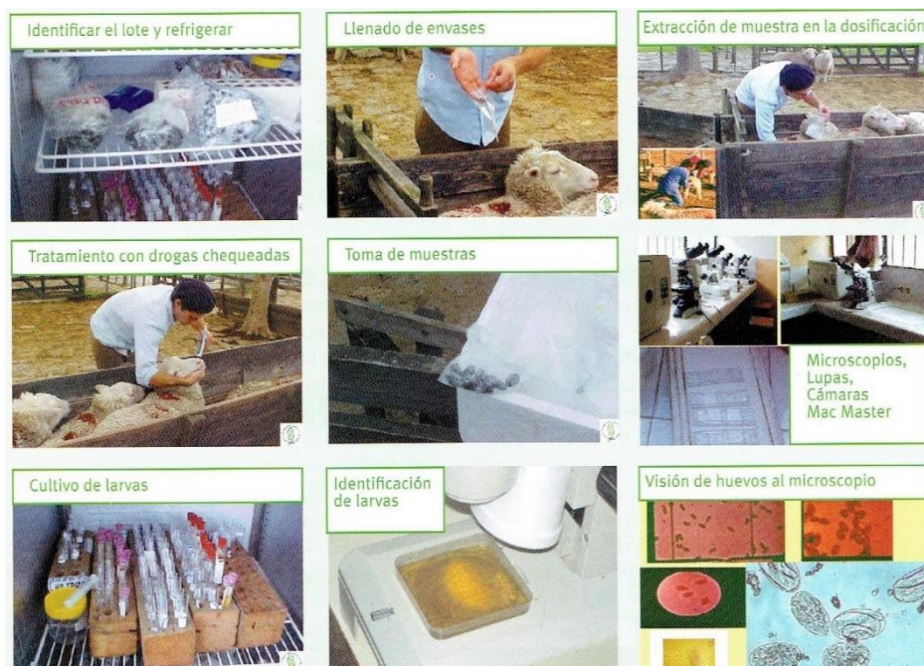


Figura n° 10: Pasos del Test de Resistencia. Fuente: SUL: Manual práctico de producción ovina.

12.5.1. Resultado de Test de resistencia antihelmíntica.

Cuadro n° 14: Resultado de Test de resistencia

ESPECIES	% DE REDUCCION POR GENERO					
	DQT / ABA	CLOS	LEV 5%	LEV 8%	FBZ	MOX
<i>Haemochus</i>	100,00	98,04	52,56	58,22	0,00	0,00
<i>Trichostrongylus</i>	99,99	22,40	0,00	0,00	0,00	100,00
<i>Ostertagia</i>	100,00	100,00	67,01	35,36	100,00	100,00
<i>Cooperia</i>	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00
<i>Oesophagostomum</i>	100,00	91,16	91,20	61,21	32,37	100,00
% red x MG	100	93	34	32	0	58
% red x PROM	100	91	15	48	0	38

MG= media geométrica PROM= promedio.

EFICAZ
BAJA EFICACIA
RESISTENTE