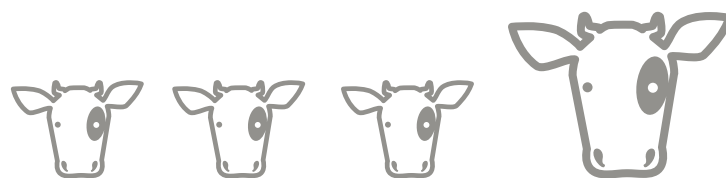


GASTROENTERITIS PARASITARIA BOVINA: ACTUALIZACIÓN TÉCNICA

DIRECCIÓN DE PROGRAMACIÓN
SANITARIA
DIRECCIÓN NACIONAL
DE SANIDAD ANIMAL



 **senasa**

 Ministerio de
Agricultura, Ganadería y Pesca
Presidencia de la Nación

Gastroenteritis parasitaria bovina: actualización técnica



GASTROENTERITIS PARASITARIA BOVINA: ACTUALIZACIÓN TÉCNICA

Autoridades

Ing. Agr. Diana María Guillén

Presidenta

Med. Vet. Luis Ángel Carné

Vicepresidente

Med. Vet. José Luis Ferro

Dirección Nacional de Sanidad Animal

Med. Vet. Gustavo Comesaña

Dirección de Programación Sanitaria

Autor

Armando Perpere

Dirección de Programación Sanitaria

Dirección Nacional de Sanidad Animal

Senasa

ÍNDICE

Introducción

Agentes etiológicos

Proceso de transmisión y ciclo evolutivo del parásito

 Hipobiosis

 Población receptiva

 Período otoño-invernal

 Período estival

 Lesiones y efectos de las parasitosis en la producción

Diagnóstico

Tratamientos

Alternativas terapéuticas

 Antiparasitarios

 Drogas y dosis

 Elección de la droga

 Elección del antiparasitario

 Aplicación

 Ineficacia del tratamiento

 Residuos fármacos

 Vacunas

 Utilización de hongos hematófagos

 Utilización de taninos

Resistencia parasitaria

 Factores que influyen en la aparición de resistencia

 a) Factores parasitarios

 b) Factores del uso inadecuado del fármaco

 c) Factores del fármaco

Población en refugio

Métodos para detectar resistencia

Test de reducción de conteo de huevos (TRCH) en materia fecal

Diagnóstico de los géneros parasitarios actuantes en base a coprocultivos

Test de eficacia comprobada

Estrategias para limitar el desarrollo de la resistencia antihelmíntica

Conclusión

INTRODUCCIÓN

Las parasitosis gastrointestinales se encuentran entre las principales enfermedades de los bovinos de producción de carne y constituyen una de las causas más importantes de pérdida de rentabilidad en los rodeos (Entrocasso).

En la actualidad, esta enfermedad provocada por nematodos gastroentéricos presenta su forma aguda de modo esporádico, usualmente cuando se exponen animales jóvenes susceptibles a pasturas contaminadas y de baja calidad durante un tiempo prolongado. Normalmente, la parasitosis cursa de forma subclínica y ocasiona pérdidas que se sitúan en un rango de 40 a 60 kg por animal durante el invierno. Dado que el kilaje perdido no se suele recuperar durante la primavera, se prolonga el tiempo de obtención del peso de faena en los novillos y la posibilidad de entore en las vaquillonas de reposición. En la Argentina, se dan las condiciones ideales para el desarrollo de los parásitos gastrointestinales en una amplia región de la Pampa húmeda. Sin embargo, el cambio producido por el ingreso de la producción agrícola en territorios tradicionales de producción bovina provocó un desplazamiento de esta a zonas marginales y un cambio de manejo en los sistemas de pastoreo tradicionales, que han producido un aumento de la carga animal o la recría en confinamiento.

Es importante destacar que los fenómenos climáticos conocidos como “El Niño” y “La Niña” han cambiado las condiciones ambientales de forma tal que resultan favorables para la supervivencia de los estadios de vida libre de los nematodos gastroentéricos. El consecuente aumento en la contaminación de las pasturas ha estimulado un incremento importante en el número de tratamientos utilizados y, de este modo, la pérdida de efectividad del principio activo y la producción de resistencia al mismo.

Es por las razones antes mencionadas que en la actualidad se han reportado casos de cargas parasitarias en zonas no habituales.

A esta problemática, se agrega la presencia cada vez más importante de resistencia a los principios activos antiparasitarios, ocasionada principalmente por el

uso inadecuado de los mismos (fundamentalmente por parte de propietarios que, minimizando la problemática, prescinden de la opinión y el asesoramiento profesional).

Es importante resaltar que la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) en su conferencia anual del año 1999 reveló que el 55% de los países encuestados informaron la presencia de resistencia parasitaria; el 86% de ese porcentaje correspondió a los medicamentos antihelmínticos.

AGENTES ETIOLÓGICOS

Género	Especies más importantes	Localización
<i>OSTERTAGIA</i>	<i>Ostertagia ostertagi</i>	Abomaso
<i>HAEMONCHUS</i>	<i>Haemonchus</i>	
	<i>Haemonchus contortus</i>	
<i>TRICHOESTRONGYLUS</i>	<i>T. axei</i>	Intestino delgado
	<i>T. colibiforme</i>	
<i>COOPERIA</i>	<i>Cooperia oncophora</i>	
	<i>Cooperia ouncinata</i>	
<i>NEMATODIRUS</i>	<i>N. heventianes</i>	

Principales:

- 1- GÉNERO *COOPERIA*
- 2- GÉNERO *OSTERTAGIA*
- 3- GÉNERO *TRICHOESTRONGYLUS*
- 4- GÉNERO *HAEMONCHUS*

PROCESO DE TRANSMISIÓN Y CICLO EVOLUTIVO DEL PARÁSITO

Los huevos de nematodos gastrointestinales son expulsados del animal parasitado a través de la materia fecal y quedan diseminados en el campo. Allí, en condiciones de temperatura y humedad adecuadas, eclosiona en 1 o 2 días una larva de primer estadio (L1), de estructura simple, que se alimenta de materia fecal, agua y esporos de hongos. Esta larva, de escasa motilidad, no puede trepar los pastos y queda inmóvil un breve período de tiempo, hasta que sufre la primera muda y se transforma en larva de segundo estado (L2). Esta larva es morfológicamente semejante a la anterior, pero de mayor tamaño, y se alimenta de la misma forma que la L1. Pasados 2 a 3 días, la L2 se transforma en L3, una larva que mantiene las características externas al conservar su vaina externa y se alimenta de sus propias reservas contenidas en las células intestinales. Las larvas L3 son infectantes, muy activas y con mucha motilidad, lo cual les permite trepar tallos y hojas del pasto. Al ser ingeridas por el huésped definitivo, pierden su vaina en aproximadamente 30 minutos y se ubican en la mucosa del abomaso (cuajo) o en el intestino delgado, en donde mudan a L4 y L5 para finalmente transformarse en nematodos maduros con sus diferentes formas sexuales. Es necesario tener en cuenta que la motilidad ideal de las larvas ocurre cuando la humedad está por debajo del 85% y la temperatura entre 25° y 26° C.

El tiempo del paso de L3 a parásito adulto varía según el género, aunque en promedio es de 20 días:

- 15 días *Cooperia*
- 17 días *Trichostrongylus* y *Ostertagia*

- 20 días *Haemonchus*
- 28 días *Nematodirus*

Los estudios realizados sobre los agentes causales de las diferentes formas de larvas de vida libre permitieron comprobar que:

- a) el aumento en el número de larvas ocurrido en otoño-invierno y el descenso en primavera, aún más acentuado en verano, están siempre presentes en los sistemas pastoriles y condicionados por las lluvias;
- b) el período de desarrollo del huevo a L3 infestante tiene una duración de una semana en verano y seis en invierno;
- c) la infestación de la pastura en invierno-primavera es la base de la que ocurre en el otoño siguiente;
- d) la sobrevivencia es mayor en invierno que en verano;
- e) la materia fecal actúa como reservorio durante el verano.

Hipobiosis

Cuando las condiciones climáticas son adversas, algunos parásitos tienen el poder de inhibir su ciclo para retomarlo cuando las condiciones vuelven a ser aptas. Este estadio denominado hipobiosis puede ser definido como la interrupción del desarrollo parasitario transitorio en un momento específico del ciclo biológico de los nematodos. Se produce, por lo general, en los estadios L3 y L4 y puede prolongarse varios meses.

Aunque no se ha demostrado el mecanismo intrínseco que marca el inicio de inhibición de dicho desarrollo larvario, está comprobado que se produce en el estadio de vida libre de L3 por alguna señal ambiental. Posteriormente, dentro del organismo del hospedador, las larvas no se desarrollan hasta alcanzar la forma adulta sino que se inhiben quedando como L3 desenvainadas o L4 tempranas.

La inhibición se produce en distintas especies de nematodos: *Trichostrongylus sp*; *Cooperia sp*; *Haemonchus sp*; *Ostertagia sp* (esta última es la más importante y peligrosa por su patogenicidad). Según

la clasificación europea y australiana, se las agrupa según el cuadro clínico que producen:

- **OSTERTAGIASIS TIPO 1.** Ocurren en el período otoño-invierno. Un número importante de larvas emergen del cuajo dos meses después de ser ingeridas y producen diarreas, pérdida de peso y disminución del apetito.
- **OSTERTAGIASIS PRE- TIPO 2.** Ocurren en el estado de hipobiosis. Las larvas inhibidas se alojan en el cuajo en el período primavera-verano.
- **OSTERTAGIASIS TIPO 2.** Inician hacia el final del verano. Pueden producir grandes daños al reiniciar el ciclo, con alta mortalidad y baja morbilidad.

Dado que en los casos de inhibición las larvas no responden a los tratamientos antihelmínticos corrientes usados en las formas adultas, el cuadro se ve agravado y se deben utilizar formulaciones y dosificaciones diferentes.

El único medio para efectuar el diagnóstico es haciendo la necropsia del hospedador.

Los factores desencadenantes de la hipobiosis son:

- a) Las influencias climáticas estacionales, que ocurren en primavera y continúan hasta diciembre.
- b) La respuesta inmunológica del hospedador, que inhibe el desarrollo normal de la fase parasitaria del ciclo biológico.
- c) La presencia de un gran número de parásitos adultos, que provocan hacinamiento y estimulan la inhibición de las larvas.

Al final del verano y principios del otoño, las larvas reinician su desarrollo en forma masiva –alterando la mucosa del cuajar– y producen una cantidad de parásitos adultos que por su gran número pueden generar no solo grandes pérdidas de peso sino que además pueden provocar casos clínicos graves.

Esta situación es altamente peligrosa para los animales jóvenes que inician el pastoreo con baja respuesta inmunológica. Por ello, se aceptan dos tratamientos antihelmínticos prefijados, basados en la epidemiología parasitaria:

1. al destete;
2. en diciembre, para evitar cualquier efecto de la desinhibición de las larvas en ese período (Entrocasso).

Población receptiva

Los terneros más expuestos son los que oscilan entre los 5 y 18 meses de edad, fundamentalmente por su débil aparato inmunitario. La susceptibilidad de los animales a los parásitos está relacionada con el desarrollo de inmunidad, que depende del tiempo de exposición y de la carga de parásitos a la que se expone el animal. Los primeros indicios de inmunidad aparecen recién cuando los animales sobrepasan el año de edad, aunque una alta exposición puede acortar el proceso.

La acción de la inmunidad sobre los parásitos reduce la producción de huevos y su vida media, e impide el establecimiento de nuevos parásitos (Steffan y Fiel 1999).

Se debe considerar que los estudios realizados en terneros no destetados (al pie) dieron resultados dispares respecto a la ganancia de peso, en función del estado de las madres, el clima y la intensidad de los sistemas productivos.

Respecto a las vaquillonas de primera y segunda parición, cabe destacar que durante el parto y periparto se produce una relajación del sistema inmunitario (sobre todo en las de primera parición) que se traduce en un aumento importante de la cantidad de huevos en la materia fecal, que contaminan las pasturas.

También se ha comprobado una alta sensibilidad en toros, condicionada por sus hormonas sexuales. Por ello, pueden llegar a albergar cargas parasitarias que comprometan su condición corporal y, en casos graves, pueden producir signos clínicos.

En la actividad lechera, el tema es controvertido respecto a la problemática parasitaria en rodeos de

producción. Sin embargo, en la Argentina hay estudios que indican un 5% de aumento de la producción de leche en animales tratados durante la lactancia a intervalos regulares (Bulman e Ihde-1985).

Los dos momentos del año de mayor riesgo de infestación son los períodos otoño - invierno y verano - otoño.

Período otoño-invernal

Como se anticipó anteriormente, las larvas hembras producen una gran cantidad de huevos al final del verano, principios del otoño, durante el invierno y hasta el inicio de la primavera. En consecuencia, los animales ingieren una gran cantidad de larvas infectantes, que provocan la enfermedad a partir de los 21 a 28 días de su ingestión.

La temperatura y la humedad ambientales, que favorecen el desarrollo y la motilidad larvaria – sumadas a la baja calidad y disponibilidad de las pasturas– obligan a los animales a pastar en cercanías de las bostas.

Es en este periodo donde más se perjudica la ganancia de peso corporal de los animales, en el cual se pueden presentar casos clínicos graves con diarrea profusa y deterioro del estado general (enflaquecimiento grave y edema submandibular). En esta situación las pérdidas pueden llegar al 40% del peso corporal e incluso a la mortandad.

Período estival

En los sistemas tradicionales suele observarse que los terneros nacen hacia fines del invierno y principios de la primavera, y luego son destetados en el verano. En este período disminuyen las posibilidades de infestarse, básicamente por tres motivos:

- a) la inmunidad de las madres, ya que al eliminar una menor cantidad de huevos se reduce la contaminación de las pasturas;
- b) el crecimiento de las pasturas, que diluye la contaminación;
- c) la importante mortandad de larvas que ocurre durante el verano, sobre todo en veranos tórridos.

En el período estival se inhibe el desarrollo de larvas (al final de la primavera) de *Ostertagia* en el abomaso (cuajar) y allí se almacenan una gran cantidad de ellas. Este proceso comienza a fines de septiembre y continúa hasta diciembre, cuando las larvas reinician su desarrollo en forma masiva y dan origen a una gran cantidad de parásitos adultos (*Ostertagiasis* tipo II, que pueden generar un cuadro de gravedad).

Lesiones y efectos de las parasitosis en la producción

Al actuar sobre la mucosa gástrica e intestinal, las parasitosis generan trastornos digestivos y metabólicos que producen una importante merma en la ganancia de peso en los terneros de invernada. Se describen pérdidas que oscilan entre los 15 y 40 kg de peso por animal y por año (parasitosis subclínica) que pueden llegar hasta 60 kg (parasitosis clínica). En las situaciones más graves, la mortandad puede llegar al 2% de los rodeos de terneros.

Los animales crónicamente parasitados presentan diferencias en la composición corporal. Al estar afectado el metabolismo de las proteínas, se reduce la síntesis y la deposición muscular. Asimismo, están afectados el metabolismo energético y mineral en detrimento de la deposición grasa y ósea. Estos cambios generan un menor rendimiento de la res, debido a la reducción de la deposición de músculo y grasa y al aumento del tamaño del tubo digestivo inducido por las lesiones parasitarias (Entrocasso.1994).

El efecto de las parasitosis en las vaquillonas de reposición, respecto a la ganancia de peso, es similar al descrito para los animales de invernada, con mermas que oscilan entre los 42 y 54 kg y afectan tanto el desarrollo corporal como la actividad reproductiva. En las vaquillonas de 15 meses se observa un menor desarrollo de los órganos genitales y de madurez sexual, mientras que las vaquillonas de 27 meses pueden tener afectado su desarrollo óseo a nivel pélvico, aumentando la posibilidad de distocias al parto.

DIAGNÓSTICO

No existe un requerimiento más importante para el control racional de animales en pastoreo que el conocimiento de la epidemiología parasitaria local ya que ella representa la síntesis de todas las variables que intervienen para acelerar o favorecer la escalada parasitaria (A.Nari y J.Hansen-1999).

La epidemiología incluye la sumatoria de factores como el manejo de pasturas, la respuesta inmune del huésped, el ciclo de vida del parásito, así como también las temperaturas, el régimen de lluvias y el medio ambiente.

El control parasitario de los rodeos debe tener como finalidad buscar la mayor reducción de efectos de los parásitos con la menor utilización posible de antihelmínticos (C.Fiel.2013).

El análisis de materia fecal efectuado solamente en base a la cantidad de huevos no es suficiente, ya que debido a su similitud morfológica al microscopio, en muchos casos no permite distinguir las especies de parásitos presentes.

El diagnóstico a partir del cultivo de larvas permite identificar morfológicamente los distintos géneros y especies de parásitos presentes y su incidencia en la sintomatología, dado el diferente poder patógeno de las especies y su desigual sensibilidad frente a la acción de diferentes antihelmínticos (Niec et al.1968). Los métodos de cultivo de larvas de nematodos se basan en permitir su eclosión y maduración hasta el estadio de larvas infestantes.

Según el largo de la cola de la vaina larval, se las clasifica en:

- a) Larvas de cola corta: *Trichostrongylus* y *Ostertagia*.
- b) Larvas de cola mediana: *Haemonchus* y *Cooperia*.
- c) Larvas de cola larga: *Nematodirus* y *Oesofagortomun*.

Además, es importante tener en cuenta otras características que ayudan a la identificación como:

- a) la cavidad bucal;

- b) las células intestinales;
- c) ciertos tamaños (las larvas infectantes del bovino son por lo general más grandes que las del ovino).

TRATAMIENTOS

La importancia de los efectos causados por la gastroenteritis parasitaria, el avance de los estudios bioecológicos y la certeza de que más del 90% de la carga parasitaria se encuentra en las pasturas y la materia fecal, es decir, fuera del animal (hay autores que indican que solo el 5% de los parásitos se encuentran dentro del bovino), condujeron a la búsqueda de distintos tratamientos alternativos.

Así, el Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA) propone un esquema de trabajo para el control de la *Ostertagia* inhibida, un tratamiento estratégico racional que incluye tres desparasitaciones seguidas en los meses de marzo, abril y mayo, y realizando una más a fines de la primavera, con la recomendación de repetir el esquema durante tres años consecutivos. Este sistema de trabajo reemplaza a los tratamientos mensuales que se implementaron durante mucho tiempo.

Los tratamientos antihelmínticos tácticos tienen como objetivo principal minimizar las pérdidas que se producen cuando el pastoreo se efectúa en praderas de alta infectividad. Son aplicados según la oviposición de los nematodos en el otoño, constan de diagnóstico por el método de recuento de huevos por gramo de materia fecal (HPG), conteo de larvas y la comparación de grupos por ganancia de peso. El modo de llevarlos a cabo consiste en efectuar el seguimiento de tres lotes de 20 animales cada uno, con el fin de observar la evolución del peso vivo, por grupos comparativos: uno tratado en forma mensual, otro con tratamiento estratégico (se los dosifica cuando reducen su ganancia de peso y aumenta el HPG) y un tercer grupo control, sin tratamiento, complementado con la cuenta de huevos. Este tipo de procedimiento permite un uso más racional de las drogas y un mejor diagnóstico. Actualmente este método se enriquece con el conteo de larvas infectantes en el potrero.

Se considera que los conteos de larvas por encima de

500 larvas/ kg de pasto seco son suficientes para que se afecte la ganancia de peso (Entrocasso.1989, Fiel 1998).

El método de conteo de larvas es de gran utilidad en la detección temprana de pérdidas subclínicas, ya que al efectuar la medición de la diferencia de peso de un grupo desparasitado mensualmente respecto al resto del rodeo sin desparasitar, es posible encontrar rodeos con pérdidas de peso con conteos de huevos bajos (Entrocasso1989; Fernández et Al1994; Steffan y Fiel, 1994), y animales con conteos muy altos que no presentan síntomas clínicos (animales rescilicentes). Cuando la diferencia de los promedios de peso entre los dos grupos sea del orden del 10-15%, o mayor a 2 o 3 kg, se debe realizar el tratamiento al resto del rodeo.

Hay sistemas que combinan los tratamientos descriptos con medidas de manejo (programa integrado de control parasitario), con el fin de asegurar pasturas poco contaminadas para los animales.

Para ello se deben, en principio, clasificar las pasturas de acuerdo a las características de cada una y las cargas parasitarias que alberguen:

- a) pasturas de alto riesgo: pasturas viejas o pastizales que fueron usadas con animales con alta carga parasitaria;
- b) pasturas de riesgo medio: pasturas nuevas usadas por animales jóvenes controlados;
- c) pasturas de bajo riesgo: no presentan larvas, provienen de laboreos de la tierra como los verdes o los rastrojos (SteffanyFiel, 1994; Willams, 1997; Stromberg Y Averbek, 1999).

Para disminuir la carga parasitaria de la pastura, se puede optar por distintas alternativas:

- a) descanso de las pasturas: aunque la carga parasitaria nunca llega a cero porque, para conseguirlo, es necesario ponerla en descanso un largo período de tiempo (aproximadamente de 8 a 9 meses), se considera que existe un lapso mínimo de 90 días de descanso para tener resultados

satisfactorios de reducción de larvas y huevos en la pastura y en los animales (Stromberg y Averbeck, 1999; Vercruyse y Dormy, 1999).

- b) aprovechamiento de los veranos tórridos en la Argentina: en ese período se efectúan cortes de la pastura para guardarlo como reserva. Las altas temperaturas y la acción producida por los cortes disminuyen la cobertura larvaria (Entrocasso1989; Steffan y Fiel, 1994).
- c) uso de pasturas nuevas, verdes o rastrojos sin pastorear con animales previamente desparasitados.
- d) pastoreo previo con bovinos adultos: estos levantan las larvas y depositan muy pocos huevos gracias a la inmunidad adquirida.
- e) pastoreo previo con ovinos: hay especies de parásitos que no infectan al ovino, así como otras que infectan al ovino y no al bovino. Se estima que el período de tiempo necesario para que los ovinos desparasiten el potrero dura entre 3 y 4 meses.

ALTERNATIVAS TERAPÉUTICAS

Antiparasitarios

Actualmente existen tres grupos químicos para el control de nematodos en los bovinos: levamisoles, benzimidazoles y lactonas macrocíclicas.

En la Argentina los casos de resistencia se dan con los dos últimos antiparasitarios (benzimidazoles y lactonas macrocíclicas).

Ya se han descrito establecimientos que tienen en sus rodeos resistencia a los dos grupos. Lamentablemente no se observa en un futuro cercano la posibilidad de la aparición de nuevas formulaciones en el mercado.

Drogas y dosis

Droga	Periodo otoño-invierno	Fin de primavera
Albendazol	7.5mg/kg	10mg/kg
Oxfendazol	2.5mg/kg	4,5mg/kg
Fenbendazol	5mg/kg	10mg/kg
Netobimin	7.5mg/kg	20mg/kg
Levamisol	7.5mg/kg	-----
Abamectina	200mcg/kg	200mcg/kg
Ivermectina	200mcg/kg	200mcg/kg
Moxidectin	200mcg/kg	200mcg/kg
Doramectina	200mcg/kg	200mcg/kg
Eprinomectina	500 mcg/kg	500mcg/kg

Elección de la droga

Los distintos principios activos usados en los fármacos mencionados explican que los mismos tengan periodos de acción diferentes, por lo que se debe tener en cuenta que los intervalos de dosis a aplicar variarán según la opción elegida:

- a) levamisoles o bezimidazoles: intervalos de 30 días;
- b) lactonas macrocíclicas (ivermectina, abamectina): intervalos de 50 a 60 días.

Según el plan estratégico racional antiparasitario utilizado, acorde a las características del rodeo a tratar, se optará por un determinado principio activo. Por ello, si a los animales se aplican antiparasitarios de reducida o nula acción persistente, se los libera de toda la carga adulta de parásitos existente en el tracto digestivo, aunque inmediatamente se volverán a contaminar con las larvas existentes en la pastura, reinfectándose con huevos adultos en un término no mayor de 20 a 30 días. En cambio, si se aplican lactonas macrocíclicas, se obtiene una eficacia persistente de dos semanas a varios meses.

Es importante tener presente que los tratamientos para prevenir la *Ostertagia* inhibida a fines de primavera, deben hacerse con bencimidazoles usando el doble de la dosis utilizada en otoño-invierno o con lactonas macrocíclicas, a dosis normales. No está indicado el uso de levamisol ya que no tiene efecto sobre este parásito en este estadio.

Elección del antiparasitario

Es fundamental recurrir al asesoramiento profesional, ya que resulta imprescindible el conocimiento cabal de la epidemiología local. A continuación se enumeran algunas recomendaciones para la elección del antiparasitario adecuado:

- Utilizar productos aprobados por el Senasa para tal fin.
- Usar productos de laboratorios de reconocida calidad con envase bien conservado y cierre tipo precinto. La aparición en el mercado de fármacos genéricos de menor costo llevó a la tendencia de muchos propietarios a usarlos sin la recomendación específica del

profesional y de manera indiscriminada, sin el justificativo técnico adecuado, lo que representa una causa fundamental de la aparición de resistencia.

- Adquirirlos en comercios veterinarios reconocidos.
- Verificar en el rótulo y prospecto el detalle claramente expuesto de fórmula del producto usado, especie animal para la que está destinado el producto, vía de aplicación, plazo de espera para el sacrificio, tiempo de espera para poder usar la leche, fecha de vencimiento, nombre y domicilio del laboratorio elaborador, número de registro del Senasa.

Aplicación

Se debe proceder al encierro y ayuno previo de los animales por 12 horas. Una vez desparasitados, dejarlos encerrados con buena cantidad de agua y forraje durante 24 a 72 horas antes de trasladarlos al potrero elegido. La manipulación de los productos antiparasitarios tiene especial importancia pues se debe garantizar su uso con todas las características resguardadas.

Por ello:

- previo al uso, almacenarlos en lugar fresco y al reparo de la luz solar.
- si el producto es inyectable, usar jeringa y agujas de tamaño adecuado para el buen flujo del producto.
- si el producto es de administración oral, evitar el manejo brusco de la cánula metálica.
- es prioritario agrupar a los animales por lotes de peso semejante, para poder aplicar las dosis adecuadas.

Ineficacia del tratamiento

La ineficacia puede deberse a:

- Aplicación incorrecta. Ej.: dosis incorrecta
- Resistencia parasitaria

En consecuencia, se debe controlar el efecto del antiparasitario mediante la prueba de disminución del conteo de huevos en materia fecal, con la que no

solo se vigila el efecto del tratamiento sino que, además, se puede conocer si hay presencia de parásitos con resistencia.

Esta prueba, posterior a la aplicación del antiparasitario, consiste en seleccionar al azar un grupo de aproximadamente 15 (quince) animales previamente identificados, de los cuales se recoge la materia fecal en forma individual y del recto, y cada muestra se guarda en un recipiente refrigerado a 4°C para enviar al laboratorio. Las muestras se remiten rotuladas como muestras día 0 (cero), y pasados 10 (diez) días, se repite la extracción y el envío de muestras de los mismos animales.

Si el resultado indica que el tratamiento ha fallado pero no hay signos de resistencia, se deben revisar en forma detallada todas las maniobras efectuadas en la aplicación. Si son correctas, se debe solicitar el análisis químico del producto utilizado.

Residuos fármacos

Los organismos internacionales y los mercados extranjeros son cada vez más exigentes respecto a los niveles de residuos de fármacos permitidos en los productos de origen animal.

Por ello, de acuerdo al principio activo utilizado se debe considerar el siguiente tiempo de espera antes de enviar los animales a faena:

Droga	Tiempo de espera
Levamisol	7 días
Ricobendazole	28 días
Ivermectina 1%	35 días
Ivermectina 3.15%	50 a 122 días
Doramectina	35 días
Moxidectin	35 días
Eprinomectina	0 días
Closantel	42 días
Nitroxinil	60 días

También se ha informado de los efectos que los residuos fármacos tienen en el medio ambiente ya que al ser eliminados, mayormente como droga activa en materia fecal, persisten en el ambiente y en los alimentos, y afectan a los insectos que degradan la materia fecal (Herd, 1995; Iglesias et al 2005).

Vacunas

En los últimos años se han incrementado las investigaciones en busca de tratamientos alternativos en el mediano plazo. Una de las metodologías que resulta más interesante consiste en la obtención de vacunas. Actualmente, se encuentra en período de prueba una vacuna desarrollada en la facultad de Granada, España, cuyos resultados indican muy buenas perspectivas, de modo que se espera su lanzamiento comercial para fines del año 2015.

Utilización de hongos hematófagos

Se evalúa en un futuro próximo la posibilidad de optimizar el cultivo de hongos en escala y la elaboración de prototipos amigables con el medio ambiente, de sencilla administración en los animales, bajo diferentes tipos de manejo sanitario (Facultad Ciencias Veterinarias Tandil). Los estudios se iniciaron en el año 1999, encabezados por el Dr. Carlos A. Saumell, al aislar cepas de la especie *Duddingtonia flagrans*. Posteriormente se investigó la posible acción negativa en el medio ambiente, demostrando la ausencia de impacto ambiental. Estos estudios se realizaron en forma conjunta con la Empresa Brasileira de Investigación Agropecuaria EMBRAPA/CPPSUL, con financiación parcial por parte de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO).

Utilización de taninos

Desde el año 2005, se investigan en el área de parasitología y enfermedades parasitarias de la Facultad de Ciencias Veterinarias de Tandil, en cooperación con el laboratorio CSIRO (Commonwealth Scientific and Industrial Research Organisation) de Australia, los efectos del tanino en el control de los nematodos y la facultad de los animales parasitados de automedicarse.

Estudios más recientes indican la posibilidad de que algunas especies de acacias y eucaliptos tengan propiedades antihelmínticas tanto en test *in vitro* como *in vivo*.

RESISTENCIA PARASITARIA

Se entiende por resistencia parasitaria a la cualidad que tienen algunos parásitos de tolerar o rechazar una dosis estándar de antihelmínticos absolutamente efectiva para una población normal.

La resistencia puede presentarse para una o más drogas y es atribuible a factores genéticos, por lo que es hereditaria a las generaciones parasitarias siguientes.

Normalmente, un antiparasitario debe tener una eficacia cercana al 100%. En consecuencia, ante resultados con una eficacia menor al 95%, se considera que se ha detectado resistencia. Esta cualidad no debe ser confundida con la tolerancia, que en parasitología refiere a la falta de respuesta innata de una población parasitaria para cada droga, independientemente de la exposición previa (Fiel et Al).

Los primeros informes de resistencia antihelmíntica en el bovino fueron publicados en el segundo semestre del año 2000, uno ocurrido en un lote proveniente de la provincia de Corrientes (resistencia de *Cooperia pectinata* a ivermectina y doramectina) y otro en las provincias de Buenos Aires y Santa Fe (resistencia de *Cooperia* y *Trychostrongylus* a avermectinas). Ambos casos se diagnosticaron en base al método de reducción en el conteo de huevos. En el año 2003 se informó resistencia de *Haemonchus* y *Ostertagia* a los benzimidazoles (Mejía 2003). En ese mismo año, se comprobó resistencia de *Haemonchus contortus* a los benzimidazoles.

También se encontró resistencia en lotes de bovinos en las provincias de Santa Fe, Entre Ríos Sur, La Pampa (todos con resistencia de *Cooperia* a avermectinas), Córdoba (resistencia de *Cooperia*, *Haemonchus* y *Ostertagia* a benzimidazoles y avermectinas) y en el Chaco (resistencia de *Cooperia* y *Haemonchus* a avermectinas y benzimidazoles).

Los casos de resistencia en bovinos provienen en su mayoría de sistemas de producción de carne y leche, sobre todo en invernadas intensivas con tratamientos frecuentes en todas las categorías durante los últimos 4 a 5 años, con el o los mismos principios activos o el uso de la misma pastura durante varios años consecutivos (3 a 4 años) (Anziani y Fiel, 2004).

Un estudio nacional efectuado por la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) sobre 69 establecimientos, señalaba en el año 2011 la posibilidad de resistencia antihelmíntica al levamisol en un 7% del total de los establecimientos; a los benzimidazoles en un 10% y a la ivermectina en un 55%. Asimismo, ocho de esos establecimientos presentaron resistencia a dos principios activos simultáneamente y uno de ellos a los tres principios activos.

Factores que influyen en la aparición de resistencia

El hecho clave a considerar en la resistencia es el porcentaje en que los individuos sobrevivientes al tratamiento contribuyen a la próxima generación parasitaria. En esta selección de resistencia, se involucran múltiples factores genéticos, biológicos y operacionales o de manejo. Dos de estos factores, que se interrelacionan e influyen significativamente en la selección de genes resistentes, son la proporción de parásitos en refugio y la presión de selección que ejercen los tratamientos (Coles 2002).

- a) Factores parasitarios
- b) Factores del uso inadecuado del fármaco
- c) Factores del fármaco

a) Factores parasitarios

Estos factores son producto de la mutación de uno o más genes del parásito, y se van agravando progresivamente como consecuencia de la alta heredabilidad de los genes. Pueden ser dominantes o recesivos, heredándose ambos en porcentajes semejantes. Los genes dominantes son los que confieren resistencia más rápidamente en la población de parásitos.

La intensidad del desarrollo de resistencia está influenciada, además, por el ciclo biológico del parásito, la interrelación con el hospedador y el número de huevos que depositan.

b) Factores del uso inadecuado del fármaco

- Tratamientos muy frecuentes: provocan la eliminación de los parásitos más susceptibles y quedan los más resistentes.
- Desparasitaciones estratégicas: se aplican cuando la mayoría de los parásitos están alojados en el animal. Los parásitos resistentes continuarán en el hospedador y, al ser eliminados, contaminarán las pasturas con nematodos con genes resistentes.
- Procedimientos de cuarentena inadecuada: los animales que ingresan de otros campos pueden traer parásitos resistentes que

contaminarán las pasturas de los campos que ocuparán. En dicho caso, se indica la desparasitación estratégica y el posterior conteo de huevos.

- Subdosificación: al errar la dosificación del producto –aplicando menos dosis de la necesaria o una concentración inadecuada del producto– se crean las condiciones para el inicio de resistencia.
- Aparición de genéricos: impulsó una disminución del precio relativo de los insumos, con el consecuente uso abusivo e indiscriminado del principio activo por parte del propietario, sin el asesoramiento profesional correspondiente.

c) Factores del fármaco

- De larga acción: aceleran la aparición de resistencia antiparasitaria por varias causas:
 - al permanecer más tiempo en el organismo, ejercen presión de selección sobre la población parasitaria, produciendo resistencia en una acción más rápida y actuando de igual modo sobre la ingesta posterior de larvas infestantes.
 - Posteriormente, al disminuir la concentración del producto, los parásitos son expuestos a dosis inadecuadas que aceleran los procesos de resistencia.

Población en refugio

A la proporción de parásitos que no se encuentra sujeta a selección por los tratamientos químicos, se la denomina población en refugio y, aparentemente, es el factor más importante en el desarrollo de la resistencia antihelmíntica (Van Wyk 2001; Coles 2002).

Siempre existe un alto porcentaje de parásitos que no sufren la presión del antiparasitario, por estar fuera de su alcance, tanto dentro como fuera del organismo. Esta población en refugio está compuesta por huevos

y larvas que están en el medio ambiente cuando se hace el tratamiento, es decir, parásitos en forma de latencia o larvas inhibidas (hipobiosis) y la población de parásitos en animales no desparasitados.

Los sistemas de manejo actuales intentan preservar el refugio, con el fin de mantener la susceptibilidad de los fármacos, ya que la presencia de parásitos susceptibles diluye la proporción de individuos resistentes en la población de parásitos del sistema de producción.

Se describen dos estrategias para preservar el refugio:

- dejar a los animales sin tratamiento limitado a aquellos que estén clínicamente más afectados o liberando la mayor cantidad de huevos al rodeo;
- realizar desparasitaciones en épocas cuando la mayoría de los huevos se encuentren en los pastos.

Métodos para detectar resistencia

Test de reducción de conteo de huevos (TRCH) en materia fecal

La estimación de la eficacia antihelmíntica del producto ante infecciones naturales se efectúa comparando el conteo de huevos (HPG) antes y después de desparasitarlos.

Asimismo, se debe usar un grupo de control con animales no tratados, a los que se efectúan los mismos análisis en los mismos períodos.

Para realizar el test de manera habitual se toman las muestras, se rotulan como día 0 (cero) y se repite esta maniobra el día 14. Sin embargo, a fin de evitar errores de interpretación es necesario tener en cuenta que el TRCH estima los efectos del tratamiento sobre la postura de huevos por los nematodos adultos, por lo que el período de espera para la toma de muestras luego del tratamiento debería adaptarse al grupo químico utilizado. Por ello, debería considerarse la posibilidad de efectuar tres muestreos de materia fecal: uno el día inicial, otro a los 7 días postratamiento y el tercero a los 19 días. Esta técnica permite abarcar los tres grupos de antihelmínticos de amplio espectro: levamisoles, benzimidazoles y lactonas macrocíclicas (C. Fiel, 2013).

Para realizar este test, se deben utilizar animales de menos de un año de edad, ya que con posterioridad a esa edad la respuesta inmune del huésped puede disminuir u ocultar gran parte de los géneros parasitarios. Se recomienda formar grupos de 15 a 20 animales, recogiendo no más de 40 a 60 g de materia fecal por animal.

Se trabaja con dos grupos:

- a) de control no tratados
- b) tratados con droga problema

La identificación se efectuará con caravanas de color y numeración distintiva para cada tratamiento.

La toma de muestras deberá hacerse sobre el doble de la cantidad de animales, para conformar grupos y poder agruparlos por conteos más altos.

Considérese que se toma como día 0 (cero) el día de la toma de muestras, y que se debe repetir el muestreo en los mismos animales del grupo a los 14-15 días.

Requisitos: las muestras deben ser bien identificadas y no contener aire dentro de las bolsas. El transporte al laboratorio debe ser refrigerado y almacenado a 4 °C. Conteo: el conteo de huevos se realiza con la técnica de MC Master.

Para el cálculo del porcentaje de reducción de los conteos de HPG, se recomienda usar el promedio por grupo de las muestras colectadas en el muestreo de los 14-15 días postratamiento.

Reducción de conteo de huevos:

$$RCH \% = \frac{-C-T}{C} \times 100 \% C$$

Para efectuar el cálculo, se procede a usar el promedio de los huevos del grupo tratado (T) y el promedio del grupo sin tratar (C) a los 14-15 días postratamiento.

Interpretación: se considera presencia de resistencia cuando la acción antihelmíntica se ubica por debajo del 90% de reducción de huevos.

Importante: los resultados del test son solo la estimación de la eficacia antihelmíntica del producto usado. El TRCH se debe realizar, al menos, una

vez al año en establecimientos con recría de propia producción y, en lo posible, dos veces por año en aquellos que incorporan terneros de otros campos.

Diagnóstico de los géneros parasitarios actuantes en base a coprocultivos

Este diagnóstico permite obtener información respecto a los géneros involucrados en la resistencia parasitaria. Para ello, se realizan coprocultivos en pool por grupos (4-5 gramos por muestra) de los días 0 y 15 del tratamiento y se procede a identificar las larvas infectantes (L3), lo que permite detectar la participación relativa de cada género parasitario.

Todas las técnicas se basan en el principio de favorecer la maduración y eclosión de los huevos en materia fecal, y la evolución de las larvas hasta L3.

Test de eficacia comprobada

Es el método más confiable para confirmar y evaluar la susceptibilidad de los nematodos a los antihelmínticos. Está basado en la estimación de las diferencias entre los conteos de vermes de grupos tratados y no tratados, de modo que permite evaluar la eficacia sobre adultos y formas inmaduras.

Se sacrifican de 2 a 3 animales por cada grupo TRCH y mediante la necropsia correspondiente se pueden identificar la totalidad de los distintos parásitos resistentes.

Asimismo, la necropsia de los animales del grupo no tratado permite conocer el grado de infección y la población parasitaria a nivel de género y especie.

Estrategias para limitar el desarrollo de la resistencia antihelmíntica

Para ser efectivo, un plan de control parasitario en bovinos tiene que basarse en el conocimiento epidemiológico y en las diferentes alternativas de pastoreo en relación con el riesgo parasitario.

Se recomienda (Fiel et al):

- a) Disminuir la frecuencia de las aplicaciones antihelmínticas, y evitarlas cuando las poblaciones parasitarias en refugio son altas, como en el verano.

- b) Tratar de usar productos de espectro reducido. La característica multigénica de las cargas parasitarias de los bovinos determina, generalmente, el uso de productos de amplio espectro; por ello, es necesario efectuar análisis de materia fecal para conocer el tipo de carga parasitaria y actuar en consecuencia.
- c) Asegurarse de usar las dosis correctas con una adecuada manipulación del producto, que debe ser de calidad reconocida.
- d) Rotar los grupos químicos usados.
- e) Hacer controles integrales chequeando con HPG cada tratamiento efectuado. Posiblemente, en el futuro el desarrollo de vacunas a helmintos y el control biológico sean alternativas promisorias.
- f) En establecimientos con propia producción de terneros, efectuar por lo menos un TRCH por año (dos veces por año para los establecimientos que reciben terneros de otros campos).
- g) Aplicar un programa que combine tratamientos antihelmínticos con pasturas de bajos niveles de infectividad (verdeos, rastrojos, praderas nuevas), ya que de ese modo disminuirá la frecuencia de las desparasitaciones y el riesgo de resistencia.
- h) De todos los ítems nombrados precedentemente surge que se debe concluir en la preparación de un plan sanitario que permita conocer el historial de desparasitaciones con principios activos, nombre comercial, dosis utilizadas, frecuencia y resultados.

CONCLUSIÓN

La gran variedad de sistemas productivos, con su diversidad de estadios parasitarios dependientes de la categoría de los animales, el clima, la carga animal, la infectividad de la pastura, el tipo de explotación y sobre todo, el manejo que impone el responsable del establecimiento hacen que, a veces, sea muy difícil establecer normativas.

Como se mencionó, la dificultad primaria del productor para tomar conciencia respecto a la magnitud de las pérdidas a causa de la forma de presentación subclínica de la enfermedad, el manejo irresponsable en el uso de los antiparasitarios sin asesoramiento profesional, sumado al hecho de la facilidad de su compra (poco frecuente en otros países donde impera la obligatoriedad del uso de receta de prescripción) y a la aparición en el mercado de una gran cantidad de genéricos que bajaron el precio de los productos en forma notable, transformándolos en una opción económica muy interesante sin el asesoramiento profesional correspondiente, contribuyeron a crear un cuadro de situación preocupante.

En la actualidad, existe una acción sostenida de instituciones dispares del quehacer por el rol que cumplen (INTA, Senasa, colegios y consejos profesionales, grupos CREA, entre otros), que se han unido en proyectos que han involucrado a la FAO, a la OIE y a prestigiosos organismos y universidades nacionales y del exterior, por ser la problemática descrita (resistencia) común a todos. La promulgación de leyes –como las de las provincias de Santa Fe y Entre Ríos– que crean la figura del corresponsable sanitario hacen que el productor deba involucrar activamente al médico veterinario y este, a su vez, recurrir a la capacitación permanente con el objeto de poder dar respuestas y soluciones adecuadas a problemáticas nuevas.

Hay dos elementos de singular importancia en el tratamiento de la gastroenteritis parasitaria bovina:

1. La fármaco vigilancia: al efectuar controles rigurosos de aprobación de productos, se evita la proliferación de genéricos y se controla de forma sorpresiva la comercialización de antiparasitarios en la boca de expendio.
2. El conocimiento de las características epidemiológicas del lugar: para ello, debe haber una fuerte acción de capacitación por parte de las instituciones involucradas, que debe ser continua y obligatoria si lo ameritan las circunstancias, con el fin de que el organismo fiscalizador pueda acreditar al profesional actuante. De esta forma, el productor entregará a la autoridad fiscalizadora local el plan sanitario anual, con las actividades desarrolladas entre las que deberán figurar fecha, antiparasitario usado y dosis.



BIBLIOGRAFÍA

- Anziani, O.S y Fiel, C.A. (2004). “Estado actual de la resistencia antihelmíntica (nematodos gastrointestinales de la Argentina)”. *Vet. Arg.* 21 (202), 122-133.
- Bulman, G. M. y Ihde, A. J. (1985). “El control de parásitos en el tambo: Una revisión”. *Therios*, Vol. 5, 25,376-381.
- Buffarini, M. “Resistencia a los antiparasitarios. ¿Cómo diagnosticarla?”. *Memoria técnica 2010-2011*.
- Buffarini, M. “Evaluación de dos estrategias de pastoreo en verano como estrategia de control de parasitosis gastrointestinal bovina durante el otoño”. *Memoria técnica 2010-2011*.
- Caracostantogolo, J., Peña, M. T., Shapiro, J., Cutullé, C., Castaño Zubieta, R. y Balbiani, G. (2002). “Manejo de parásitos internos en los bovinos”. *Publicación FAO*.
- Caracostantogolo, J., Castaño, R., Cutullé, C., Cetrá, B., Lamberti, R., Olaechea, F., Ruiz, M., Schapiro, J., Martínez, M., Balbiani, G. y Castro, M. (2005). “Evaluación de la resistencia a los antihelmínticos en rumiantes en Argentina”. *Publicación FAO*.
- Descarga, C. y Urbani, L. (2013). “Perfiles helmíntico y de eficacia antiparasitaria en terneros de dos regiones diferentes al ingreso a la invernada”. *Publicación FAO*.
- Entrocasso, C. (2011). “La resistencia parasitaria a las drogas debería ser declarada de interés nacional”. En *Motivar*, p. 104.
- Entrocasso, C. (1988). “Alteraciones fisiológicas de las gastroenteritis verminosas y sus consecuencias en la producción de carne”. *Boletín sanitario regional INTA-Balcarce*.
- Entrocasso, C. (2001). “Causas, control y efectos de la enfermedad parasitaria”. *Boletín sanitario regional INTA-Balcarce*.
- Fiel, C., Anziani, O., Suárez, V., Vázquez, R., Eddi, C., Romero, J., Caracostantogolo, J., Saumell, C., Mejía, M., Costa, J. y Steffan, P. (2001). “Resistencia antihelmíntica en bovinos: causas, diagnóstico y profilaxis”. *Anuario INTA Rafaela*.
- Fiel, C., Saumell, C., Fusé, L., Seguí, R., Freije, E., Steffan, P., Iglesias, L. (2005). “Resistencia antihelmíntica en bovinos. Dos escenarios diferentes como resultado de (1.) El sistema de manejo y (2.) La excesiva frecuencia de tratamientos antiparasitarios”. En *Resistencia a los antiparasitarios internos en Argentina. FAO producción y sanidad animal*, p. 53-61.
- Fiel, C. (2013). “Parásitos gastrointestinales de los bovinos: epidemiología, control y resistencia a antihelmínticos”. Área de Parasitología, Fac. Cs. Veterinarias, U.N.C.P.B.A., Tandil
- Nari, A. y Hansen, J. W. (1999). “Resistencia de los ecto y endoparásitos: soluciones actuales y futuras”. *División de Producción y Sanidad Animal, Organización de las Naciones Unidas*. Roma, Italia.
- Niec, R. (1968). “Cultivo e identificación de larvas infectantes de nematodos gastrointestinales del bovino y el ovino”. *Boletín técnico INTA N° 5*.
- Saravia, A. (2008) “Control de parásitos gastrointestinales. Afinando la estrategia”. *Boletín Agropecuario-Bienestar y salud animal*, Rev. N° 128.
- Steffan, P. E., Fiel, C. A. y Ferreyra, D. A. (2012). *Endoparasitosis más frecuentes de los rumiantes en sistemas pastoriles de producción. Aspectos básicos de consulta rápida*. Tandil: Grupo Reencuentro.
- Steffan, P. E., Fiel, C. A., Saumel, C., Fusé, C. e Iglesias, L. (2012). “El uso de antihelmínticos en los programas de control y el riesgo potencial de resistencia”. En *Resistencia a los antiparasitarios internos en Argentina. FAO producción y sanidad animal*, p. 85-94.

