



Anuario 2001
Producción Animal

Resistencia antihelmíntica en bovinos: causas, diagnóstico y profilaxis

César Fiel¹; Oscar Anziani; Víctor Suárez²; Ramón Vázquez³; Carlos Eddi⁴; Jorge Romero⁵;
Jorge Caracostantógolo⁵; Carlos Saumell¹; Miguel Mejía⁶; José Costa⁶ y Pedro Steffan¹

¹ Área de Parasitología, Facultad de Ciencias Veterinarias. UNCPBA.

² EEA INTA-Anguil.

³ EEA INTA-Mercedes.

⁴ CICV INTA-Castelar.

⁵ Facultad Ciencias Veterinarias, UNLP.

⁶ Actividad privada.

oanziani@rafaela.inta.gov.ar

Resumen

En la Argentina, los primeros informes sobre resistencia antihelmíntica en bovinos fueron publicados en el segundo semestre del año 2000. A partir de esta situación, en una reunión organizada por la Asociación Argentina de Parasitología Veterinaria (AAPAVET), se determinó la necesidad de la redacción de una Guía de Procedimientos, con el objetivo de auxiliar al Médico Veterinario de la actividad privada, a que establezca pautas metodológicas ante la sospecha de resistencia antihelmíntica en bovinos. El presente trabajo resume las conclusiones de un grupo de especialistas, que abarca los diferentes aspectos de la problemática.

Palabras claves: Resistencia antihelmíntica; bovinos; pautas de procedimiento.

Introducción

La resistencia antihelmíntica ha sido definida como la capacidad heredable de la población parasitaria de reducir su sensibilidad a la acción de una o más drogas. Esta reducción se expresará en un aumento significativo de individuos, dentro de una misma población de parásitos, capaces de tolerar dosis de droga que han probado ser letales para la mayoría de los individuos de la misma especie. La resistencia no debe ser confundida con tolerancia, que en parasitología se refiere a la falta de respuesta innata de la población parasitaria para cada droga independientemente de la exposición previa³, y que en términos prácticos corresponde al valor que queda por fuera de la eficacia declarada para cada género y especie parasitaria.

La resistencia a los antihelmínticos es un fenómeno generalizado y motivo de preocupación creciente en la producción de *ovinos* en muchas partes del mundo incluido nuestro país^{5,16}. Por el contrario, en los bovinos existen escasos informes sobre la presencia de resistencia a antihelmínticos. La mayoría de estos casos se han registrado en Nueva Zelanda, pero recientemente se han publicado casos en el Reino Unido y en la Argentina.

En la Argentina, los primeros informes sobre resistencia antihelmíntica en bovinos fueron publicados en el segundo semestre del año 2000. Uno de ellos, realizado con bovinos provenientes de la provincia de Corrientes, establece la resistencia de *Cooperia pectinata* a los principios activos ivermectina y doramectina¹ en base a reducciones del conteo de huevos en materia fecal inferiores al 75%. En el otro caso, sobre la base del test de Reducción del Conteo de Huevos (R.C.H.) y el Test de Eficacia Controlada (T.E.C.), se establece la resistencia a avermectinas de *Cooperia oncophora*, *Trichostrongylus colubriformis* y *T. longispiculans*, en novillitos/vaquillonas de invernada del oeste de la Provincia de Buenos Aires².

A partir de esta situación, en una reunión organizada por la Asociación Argentina de Parasitología Veterinaria (AAPAVET), con la participación de la industria farmacéutica, técnicos de la actividad privada, e investigadores de organismos oficiales relacionados a esta temática, se determina la necesidad de establecer la metodología a emplear ante la sospecha de resistencia antihelmíntica en bovinos. El objetivo principal de esta Guía de Procedimientos es en consecuencia, auxiliar al Médico Veterinario de la actividad privada ante la sospecha de resistencia antihelmíntica en bovinos.

Principales factores que contribuyen a la aparición de resistencia antihelmíntica

La resistencia a compuestos con actividad antihelmíntica se produce más rápidamente en regiones como Australia, Nueva Zelanda, Sudáfrica y Sudamérica, cuyas condiciones climáticas y sistemas pastoriles permiten la exposición a continuas reinfecciones, la adquisición de altas cargas parasitarias y cuyos programas de control se basan en la utilización frecuente de antihelmínticos³.

Si bien se citan una serie de causas que inducen la aparición de resistencia antihelmíntica, sin lugar a dudas las principales se centran en la alta frecuencia de desparasitaciones, el uso indiscriminado de antiparasitarios, y la falta de rotación de principios activos, a lo que podría agregarse el riesgo que representan en las condiciones antedichas las drogas o formulaciones de efecto prolongado. La mayoría de los antihelmínticos imidazotiazoles y benzimidazoles disminuyen rápidamente su concentración plasmática, dando poca oportunidad de tomar ventajas a los parásitos que presentan genes de resistencia sobre los susceptibles¹¹. Las dosificaciones frecuentes son particularmente riesgosas cuando el intervalo entre dosificaciones más cerca esté del período prepatente, teniendo en cuenta además el período de persistencia de efecto de los principios activos, en donde las drogas de mayor persistencia seleccionarán más sostenidamente que las menos persistentes. En bovinos se ha desarrollado resistencia antihelmíntica a benzimidazoles con regímenes de desparasitaciones de 12 tratamientos al año¹⁷. Las mismas consecuencias se esperarían de un régimen de 5-6 desparasitaciones anuales con endectocidas, especialmente si se continúan aplicando durante el verano-inicios de otoño cuando las poblaciones en refugio (materia fecal y pasturas) son escasas.

El uso intensivo de un mismo principio activo seleccionará aquellos especímenes que son genéticamente resistentes, los que transmitirán esta característica a su descendencia. Posteriores tratamientos continuarán seleccionando progresivamente e incrementando el nivel de resistencia, pero ésta no será detectada hasta que haya alcanzado un alto nivel. A esta altura los antiparasitarios serán marcadamente ineficaces en la disminución de la carga parasitaria¹⁴.

En las condiciones citadas el tamaño de las poblaciones en refugio de la acción directa de los antihelmínticos (especialmente estadios de vida libre) condicionará la manifestación más o menos rápida de resistencia. Cuando la población en refugio es menor (praderas seguras y/o fines de verano) el uso de antihelmínticos puede llevar a una rápida selección de resistencia, y por el contrario la selección de resistencia es menor cuando la población en refugio es grande (praderas con alta infectividad en otoño-invierno y principios de primavera), debido a que los parásitos susceptibles producirán un mayor efecto de dilución¹¹. Experiencias con ovinos demostraron que cuando las poblaciones en refugio eran superiores al 90% de la población total

(que incluye a los estadios parasitarios en el animal) no se observaban cambios significativos en la resistencia. En cambio, cuando aquellas eran del orden del 30-75% la resistencia desarrollaba lentamente, en tanto que cuando eran inferiores al 10% lo hacía rápidamente¹⁰. Por otro lado, y teniendo en cuenta los géneros parasitarios resistentes tanto en ovinos como en bovinos, la selección de resistencia ocurriría más rápidamente sobre aquellos géneros con eficacia declarada entre 90 y 99.9%.⁷

Planteada la resistencia antihelmíntica en bovinos y hasta tanto no se conozca su real magnitud, el compromiso productivo que implican, y las posibilidades de reversión, el uso inapropiado de los productos basado en desparasitaciones empíricas y/o oportunistas deberá ser abandonado. En este sentido los ganaderos deberán devolver a los profesionales Veterinarios el manejo del control parasitario, en la aceptación de que se trata de una cuestión técnica que sólo puede ser bien manejada por profesionales idóneos.

Debe diferenciarse claramente entre resistencia antihelmíntica y la falta de eficacia del producto utilizado. Esta última puede estar originada en la calidad del producto o, más frecuentemente, en subdosificaciones derivadas del manejo deficiente del antihelmíntico (ajuste de dosis por estimación errónea del peso vivo, pérdida de producto durante la aplicación, calibración de pistolas y jeringas, etc.)¹¹. En ese sentido, la realización de un test de reducción del conteo de huevos (T.R.C.H.), aportaría información fundamental para cada establecimiento ganadero, acerca del grado de sensibilidad de las poblaciones parasitarias frente a los grupos químicos disponibles, estableciendo en caso de fallas "fundadas sospechas de resistencia antihelmíntica".

Métodos para la detección de resistencia antihelmíntica

Cualquiera sea el método utilizado para la detección de resistencia antihelmíntica, la correcta *anamnesis* se impone como un elemento imprescindible para establecer la posibilidad cierta de resistencia. Es primordial la información acerca de categoría animal, manejo del pastoreo, plan sanitario, pero por sobre todo resulta fundamental el *historial de desparasitaciones* abarcando los últimos 2-3 años, y donde se detalle minuciosamente la frecuencia de uso, los principios activos, el nombre comercial y las dosis utilizadas.

Diferentes métodos han sido desarrollados para la detección de resistencia antihelmíntica, que abarcan test *in vivo* e *in vitro*, pero sin dudas el más simple, económico y práctico de todos ellos (en términos de la actividad profesional a campo) es el Test de reducción del conteo de huevos (T.R.C.H.) en materia fecal. Establecida una disminución de la sensibilidad de las poblaciones parasitarias a través del T.R.C.H., el Test de eficacia controlada (T.E.C.) permitirá establecer cuál es el grado de resistencia antihelmíntica.

1. Test de reducción del conteo de huevos (T.R.C.H.) en materia fecal

El T.R.C.H. es el método más simple y efectivo. Puede ser utilizado en rumiantes, equinos y porcinos, con todo tipo de antihelmínticos, y con todas las especies de nematodos cuyos huevos sean eliminados con la materia fecal y puedan ser cuantificados.

El T.R.C.H. provee una estimación de la eficacia antihelmíntica ante infecciones naturales a través de la comparación de los conteos de huevos por gramo (HPG) de materia fecal en animales antes y después del tratamiento antihelmíntico. En tanto que los conteos de HPG de un grupo control no desparasitado provee una medida de los cambios que puedan ocurrir durante ese período². Si bien puede ser utilizado en otras especies animales se establecen aquí las recomendaciones para su utilización en bovinos.

1.1. Animales

Se recomienda la utilización de animales jóvenes, menores de un año de edad, dado que la respuesta inmune del huésped puede disminuir o anular la oviposición en gran parte de los géneros parasitarios luego del año de edad con un adecuado nivel nutricional⁸.

Los animales seleccionados para la realización del T.R.C.H. tendrán conteos *mínimos* de 100 HPG

Los grupos de animales se formarán sobre la base de los conteos de H.p.g de forma tal que se asegure una distribución homogénea para cada uno de ellos. A tal fin se recomienda agrupar los conteos de HPG de menor a mayor y luego distribuirlos uno por grupo en forma de "guarda griega".

Dada la variabilidad⁶, y la baja repetibilidad de los conteos en bovinos⁹, se recomienda un mínimo de 15-20 animales por grupo.

Las muestras de materia fecal (40-60 g por cada animal) se extraerán directamente del recto en bolsas de polietileno perfectamente identificadas.

1.2. Tratamientos

Se contará con dos grupos básicos (control no tratado y tratado con la droga problema) a los cuales se le pueden agregar otros con diferentes principios activos o vías de administración. Los animales deberán ser dosificados de acuerdo a las indicaciones del marbete del producto a evaluar ajustando la dosis al peso vivo individual. Si el objetivo es realizar el diagnóstico de resistencia (no la comparación de productos comerciales) y se decide la utilización de "productos genéricos", se recomienda su comparación con principios activos originales ("drogas madres") sobre los cuales se cuente con efectividad declarada para cada género parasitario en las pruebas de registro inicial.

Cada uno de los animales será identificado con caravana de color y numeración distintiva para cada tratamiento, sirviendo la identificación inicial (primer muestreo para seleccionar en base al HPG) como doble identificación en caso de pérdida de aquella.

1.3. Muestras de materia fecal

Para conformar los grupos definitivos se recomienda identificar y posteriormente muestrear el doble de los animales necesarios para conformar los grupos, de manera que se pueda realizar una buena selección de aquellos con conteos de HPG más altos. Si el mismo día se conforman los grupos aquellos conteos serán los correspondientes al *día 0* (cero).

El siguiente muestreo de materia fecal se realizará a los 14-15 días *post-tratamiento*.

Las muestras deberán estar perfectamente identificadas, sin aire dentro de la bolsa, y serán transportadas al laboratorio, refrigeradas tan rápidamente como sea posible. Las muestras podrán ser almacenadas a 4° C; temperaturas inferiores pueden afectar la eclosión de huevos de algunos géneros parasitarios.

1.4. Conteo de huevos por gramo (HPG) de materia fecal.

Se recomienda la utilización de la técnica de Mc Master modificada¹⁵. Se vierten 57 cm³ de solución sobresaturada de cloruro de sodio (densidad 1200) en un vaso de precipitación. Se agregan 3 g de materia fecal (dilución: 1/20) y se agita vigorosamente hasta disolver totalmente.

Se carga la cámara de conteo (cámara INTA) que tiene 4 retículos de 0,5 cm³ de capacidad cada uno, lo que da un volumen total de 2 cm³. Para su llenado se agita vigorosamente el líquido del vaso de precipitación para permitir una buena homogeneización de los huevos, se extrae el líquido del nivel medio con una pipeta, y se deposita en los retículos de la cámara de conteo con la precaución de que no quede excesiva cantidad de burbujas de aire, para lo cual resulta práctico humedecer la cámara antes de su llenado. Se deja reposar unos minutos y se transfiere al microscopio para su lectura. Se cuentan todos los huevos de nematodos de los cuatro retículos y se multiplican por el factor 10, lo que permite expresar el resultado en huevos por gramo (HPG) de materia fecal.

1.5. Cálculo de la reducción de los conteos de HPG en materia fecal

Para el cálculo del porcentaje de reducción de los conteos de HPG se recomienda el uso del promedio por grupo de las muestras colectadas en el muestreo de los 14-15 días post-tratamiento. La media aritmética (promedio) es preferible a la media geométrica por facilidad de cálculo, proveer una mejor estimación de la postura de huevos y ser una medida más conservadora de la eficacia antihelmíntica².

La forma recomendada para calcular la reducción de los conteos de huevos es:

$$R.C.H.(%) = \frac{\bar{C} - \bar{T}}{\bar{C}} \times 100$$

Donde \bar{T} es la media aritmética del grupo tratado y \bar{C} es la media aritmética del grupo control sin tratamiento a los 14-15 días post-tratamiento.

1.6. Interpretación de los resultados

Se asocia la presencia de resistencia antihelmíntica con R.C.H. por *debajo del 90%*.

Los resultados de este test son sólo una estimación de la eficacia antihelmíntica debido a que la postura de huevos no siempre guarda una estrecha correlación con la carga parasitaria y sólo mide el efecto sobre hembras maduras¹³.

1.7. Diagnóstico de los géneros parasitarios actuantes en base a coprocultivos

Con el objetivo de obtener información acerca de los géneros involucrados en la resistencia antihelmíntica, se recomienda la realización de coprocultivos⁹ en pool por grupo (4-5 g por muestra) el día 0 y 14-15 post-tratamiento, y la identificación posterior de larvas infectantes (L3) para determinar la participación relativa de cada género parasitario¹².

Todas las técnicas se basan en el mismo principio, esto es, favorecer la maduración y eclosión de los huevos en materia fecal, y que las larvas evolucionen hasta L3. El éxito del cultivo dependerá de tres factores: humedad, oxigenación y temperatura adecuada. Si la humedad es excesiva se puede reducir mediante el agregado de carbón vegetal, musgo estéril o materia fecal estéril. La oxigenación se asegura mezclándola con algún material inerte (telgopor granulado, vermiculita, etc.) y la temperatura adecuada oscila entre los 10 y 26°C (óptima 22-24°C), de forma que a temperatura ambiente en 15 días se obtienen las L3. La recuperación de éstas se logra por migración en medio acuoso y la identificación a nivel de género en base a sus características morfológicas¹².

2. Test de eficacia controlada (T.E.C.).

Una vez determinada la resistencia antihelmíntica a través T.R.C.H., es posible establecer la confirmación definitiva a través del Test de eficacia controlada (T.E.C.). Este es el método más confiable para evaluar la sensibilidad de los nematodos a los antihelmínticos, basado en las diferencias entre los conteos de vermes de grupos de animales tratados y no tratados, permitiendo establecer la eficacia sobre adultos y formas inmaduras. Como desventajas puede citarse su alto costo, laboriosidad y tiempo que demanda.

Si se requiere la identificación de los parásitos resistentes, una forma práctica sería sacrificar 2-3 *animales* por cada grupo del T.R.C.H. La necropsia de animales del grupo control no tratado permitirá establecer el nivel de infección, así como la composición de la población parasitaria al nivel de género y especie. En tanto que el sacrificio de igual número de animales sería necesario para cada grupo sospechado de resistencia antihelmíntica¹³.

Las necropsias deberán realizarse entre la 2 y 3 semanas de aplicados los tratamientos antiparasitarios,

2.1. Necropsia y toma de muestras

Una vez sacrificado el animal se procede a abrir la cavidad abdominal por la línea media. Se liga el cuajo a la altura del píloro, y se lo separa del resto del aparato digestivo junto al librillo (para evitar derrames de contenido). El intestino delgado se liga en su extremo posterior a la altura de la válvula ileo-cecal y se extrae de la cavidad junto al intestino grueso. Se separan ambos del mesenterio en toda su extensión con la ayuda de un cuchillo filoso. Una vez obtenidos cuajo, intestino delgado e intestino grueso se procesan por separado.

2.2. Procesamiento de muestras

El abomaso se abre por la curvatura menor y el contenido se vuelca en un recipiente. Se lava intensamente la mucosa (pliegue por pliegue) bajo un chorro de agua, friccionando cuidadosamente con los dedos para separar los vermes adheridos. El producto del lavado se adiciona al anterior.

El contenido del recipiente se traspa a un balde graduado, y se agrega agua hasta nivelar en una de las marcas graduadas.

$$Eficacia (\%) = \frac{\bar{C}-\bar{T}}{\bar{C}} \times 100$$

Se homogeneiza el contenido y se extraen varias muestras (alícuotas) hasta completar el 10% del total del lavado. Si no se desea continuar con el procesado, se puede conservar la muestra previo formolado al 10%.

Con la submuestra (el 10%) se realiza la limpieza del contenido y se retienen los vermes con la ayuda de una malla de 75 mieras de separación entre hilos. Luego se traspa a un recipiente graduado, se agrega agua hasta nivelar el contenido en una de las marcas laterales. Se homogeneiza y se extrae una nueva alícuota del 10%.

El intestino delgado por un lado y el grueso por otro, se abren a lo largo lavando la mucosa en forma similar a la del cuajar, y el procesamiento sigue los mismos pasos.

La alícuota se vuelca en una placa de Petri con el agregado de unas gotas de solución yodurada (la misma que para identificar larvas).

Se deja reposar 5-10 minutos y se decolora con hiposulfito de sodio.

Con la ayuda de una lupa estereoscópica sobre una superficie de fondo claro se observan los nematodos teñidos de marrón oscuro.

Se extraen los parásitos con la ayuda de una aguja histológica y se los pasa a una placa de Petri para su recuento e identificación.

Se recomienda realizar complementariamente la digestión péptica (o recuperación salina) de la mucosa abomasal, dado que en el proceso de lavado pueden quedar adheridos a la misma un número importante de especímenes (especialmente en los géneros de menor tamaño).

Según las diluciones seguidas en esta guía (podrán hacerse las que se deseen), cada parásito obtenido debe ser multiplicado por 100.

Si los animales utilizados para el T.E.C. han permanecido a pastoreo luego de aplicados los tratamientos antihelmínticos, sólo los nematodos adultos recuperados de cada órgano serán cuantificados e identificados a nivel de género y especie.

El porcentaje de eficacia se calcula mediante la siguiente fórmula².

donde \bar{T} es la media aritmética del grupo tratado y \bar{C} es la media aritmética del grupo control sin tratamiento

2.3. Identificación de parásitos adultos

Si bien para realizar una correcta identificación de los vermes debe tenerse en cuenta una serie de parámetros, tales como largo del verme, aspecto microscópico, características del extremo anterior, bolsa copulatriz (y sus componentes) en el macho, vulva de la hembra, etc., existen algunas particularidades que caracterizan a los diferentes géneros, y que pueden contribuir a su clasificación. Al respecto, se dispone de numerosa bibliografía y cualquiera de los textos clásicos de parasitología ofrece abundante información. Nos permitimos recomendar:

"Identificación de las formas adultas de los nematodos gastrointestinales y pulmonares de los rumiantes en la República Argentina. LUKOVICH, R.. Boletín Técnico del INTA, 1981.

"Manual para diagnóstico de helmintos de ruminantes" UENO, H. y GUTIERRES, V.C. Japan International Cooperation Agency (JICA), 1983.

"Manual of Veterinary Parasitological Laboratory Techniques". Technical Bulletin Nº 18. Her Majesty's Stationery Office, London, 1971.

Estrategias para limitar el desarrollo de resistencia antihelmíntica

Si bien el desarrollo de vacunas a helmintos y el control biológico aparecen como alternativas promisorias en un futuro, no parece factible que suplanten totalmente el uso de drogas antiparasitarias, y sí que lo complementen.

En la actualidad cualquier programa de control que pretenda ser efectivo debe incorporar la utilización de antihelmínticos, pero el uso de éstos debe basarse en el conocimiento epidemiológico y las diferentes alternativas de pastoreo en relación con el riesgo parasitario. En ese sentido urge abandonar toda práctica que se sustente en el uso excesivo, indiscriminado y

oportunista de los antihelmínticos, que perjudicará no sólo al producto comercial utilizado sino a todo el grupo de antihelmínticos involucrado.

Por lo menos cinco medidas han sido recomendadas para demorar el desarrollo de resistencia¹¹:

1. Disminución de la frecuencia de aplicaciones antihelmínticas.
2. En la medida de lo posible, se recomienda la utilización de antihelmínticos de espectro reducido.
3. Ajustar las dosis correctamente, evitando subdosificaciones y previniendo el escape de nematodos sobrevivientes.
4. Rotación de grupos químicos.
5. Utilizar medidas integrales de control que no se basen exclusivamente en la aplicación de antihelmínticos.

Obviamente la recomendación práctica más difundida para reducir la resistencia se basa en la limitación de los tratamientos antihelmínticos. Al reducir la exposición a la droga la presión de selección puede ser minimizada³. Esta se basa principalmente en el poder de dilución de la población en refugio. Al respecto debe recordarse que cuando dicha población es grande, condición habitual en otoño-invierno y principio de primavera, habría mayor posibilidad de que los parásitos resistentes se diluyan en la gran población de susceptibles. Por el contrario, la presión de selección ejercida a través de innecesarios tratamientos antihelmínticos durante el verano representa un alto riesgo de resistencia. Un efecto similar sería el que se ejerce con las drogas o formulaciones de efecto prolongado, y a través de tratamientos antihelmínticos sucesivos (estratégicos) cuyo principal objetivo es interrumpir el período prepatente evitando la contaminación de las pasturas desde el destete y hasta mediados de invierno. Resta determinar si, para el antes citado uso estratégico de antiparasitarios, la rotación de principios activos puede evitar la selección de resistencia antihelmíntica en bovinos.

La recomendación del uso de drogas de espectro reducido no es tan sencilla de instrumentar, como en ovinos donde el Closantel es una buena alternativa de control para *Haemonchus contortas*, dada la característica multigenérica de las cargas parasitarias de los bovinos que determina el uso de antihelmínticos de amplio espectro. De cualquier forma un diagnóstico parasitológico previo permitirá evaluar alternativas a la hora de recomendar un antiparasitario.

Para evitar problemas de falta de eficacia que bien podrían ejercer selección hacia resistencia se recomienda ser especialmente rigurosos en la elección de productos de calidad asegurada y en la correcta implementación del tratamiento en lo referido a la correcta dosificación, vía de aplicación y manipulación del producto.

En cuanto a la rotación de antihelmínticos, debe insistirse en el concepto que no se refiere al cambio de producto comercial sino a la rotación de principio activo. A diferencia de la rotación rápida de principios activos, fuertemente criticada como seleccionadora de resistencia antihelmíntica para todas las drogas, la rotación lenta —con cambios anuales de antiparasitarios con diferente modo de acción— se recomienda porque el cambio de principio activo permitiría la eliminación de los especímenes seleccionados como resistentes por la droga anterior⁴.

Por último, se puede citar una larga lista de alternativas que apunten a disminuir el número de desparasitaciones, basadas en alternativas de manejo del pastoreo de las diferentes categorías animales y el conocimiento de la epidemiología parasitaria. Un hecho ventajoso sobre los ovinos,

es que los bovinos desarrollan una sólida inmunidad alrededor del año de edad, ejerciendo un sólido control sobre las cargas parasitarias. Acotando la etapa de mayor riesgo a un relativamente corto período ubicado entre el destete (fin de otoño) y la siguiente primavera vegetal. Es en este período de unos 6-8 meses en el que se utilizan masivamente los antihelmínticos. Si se establece un programa de control integrado a través de la combinación de tratamientos antihelmínticos y pasturas con bajos niveles de infectividad (verdeos, rastrojos, praderas nuevas y/o controladas, etc.) sin duda se disminuiría la frecuencia de desparasitaciones y con ello el riesgo de resistencia antihelmíntica.

Estas recomendaciones, tomadas en gran parte de las experiencias en ovinos, podrán variar a futuro en la medida que se disponga de información detallada acerca de los mecanismos que generan la resistencia antihelmíntica en bovinos. La adaptación de la información al manejo de cada establecimiento es sin dudas un trabajo profesional. Por ello creemos que la consideración de cada concepto debe realizarse en el marco de un programa de control integral, en el que el uso de antiparasitarios esté subordinado al manejo parasitológico profesional, y no a la inversa.

Bibliografía

1. Anziani, O; Zimmermann, G; Guglielmone, A; Vásquez, R; Suárez, V. (2000) Resistencia a las ivermectinas de bovinos parasitados por *Cooperia* spp. Comunicación preliminar. Vet. Arg. 164: 280-281.
2. Coles, G.C; Bauer, F.H.M; Borgsteede, S; Geerst, T.R; Klei, T.R; Taylor, M.A; Waller, P.J. (1992) World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.P.P). Methods for detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. Vet. Parasitol, 44:35-44.
3. Conder, G; Campbell, W. (1995). Chemotherapy of nematode infections of veterinary importance, with special reference to drug resistance. Adv.Parasitol. 35: 2-84.
4. Craig, T.M. (1993). Anthelmintic resistance. Vet.Par.46: 121-131.
5. Eddi, C; Caracostantogolo, J; Peña, M; Shapiro, J; Marangunich, L;Waller, P; Hansen, J. (1996). The prevalence of anthelmintic resistance en nematodes parasites of sheep in Southern Latin América: Argentina. Vet. Parasitol. 62:189-197.
6. Eysker, M; Ploeger, H. (2000). Value of present diagnostic methods for gastrointestinal nematode infections in ruminants. Parasitology 120: 109-119.
7. Fiel, C.A; Saumell, C.A; Steffan, P.E; Rodríguez, E.M; Salaberry, G. (2000). Resistencia de los nematodes trichostrongylideos -*Cooperia* y *Trichostrongylus*-a tratamientos con avermectinas en bovinos de la Pampa Húmeda, Argentina. Rev. Med.Vet. 81 (4): 310-315.
8. Fiel, C.A; Steffan, P.E; Ferreyra, D.A. (1998). Manual para el diagnóstico de nematodes en bovinos. Técnicas de frecuente utilización en la práctica veterinaria: su interpretación. Ed: Bayer Argentina S.A. División animal: 1-61.
9. Gasbarre, L; Leighton, E; Bryant, D. (1996). Reliability of single fecal egg per gram determination as a measure of individual and herd values for trichostrongylid nematodes of cattle. Am.J.Vet.Res. 57 (2): 168-171.

10. Martín, P.J. (1985). Nematode control schemes and anthelmintic resistance. In; Resistance in nematodes to anthelmintic drugs. Ed: Anderson, A. and Waller, P. CSIRO División Animal Health; 29-40
11. Nari Henrioud, A. (1987). Enfoque epidemiológico sobre el diagnóstico y control de resistencia a antihelmínticos en ovinos. Ed. Hemisferio Sur (R.O.U.): 1-60
12. Niec, R. (1968). Cultivo e identificación de larvas infectantes de nematodos gastrointestinales del bovino y ovino. Manual técnico No° 3. INTA-Argentina. pp: 1-37
13. Presidente, P.J.A. (1985). Methods for detection of resistance to anthelmintics. In: resistance in nematodes to anthelmintic drugs. Ed: Anderson, N. and Waller, P.J. CSIRO División Animal Health: 13-27.
14. Prichard, R. (1994). Anthelmintic resistance. Vet. Parasitol. 54: 259-268.
15. Roberts, F; O'sullivan, P. (1949). Methods for egg counts and larval culture for strongyides infesting gastrointestinal tract of cattie. Aust. J. Agrie. Res. 1: 99-102.
16. Romero, J; Boero, C; Vázquez, R; Aristizabal, M.T; Baldo, A. (1998). Estudio de resistencia a antihelmínticos en majadas de la mesopotamia argentina. Rev. Med. Vet. 79 (5): 342-346.
17. Sangster, N. (1999). Anthelmintic resistance: past, present and future. Int. J. Parasitol. 29: 115-124.

[Indice](#)