

Criterios y protocolos para el diagnóstico de hemoparásitos en bovinos

Criteria and Protocols to Diagnose Hemoparasites in Cattle

EFRAÍN BENAVIDES ORTIZ

Médico Veterinario, MSc., PhD. Profesor asociado, Programa de Medicina Veterinaria, Facultad de Ciencias Agropecuarias. Director Centro de Investigación en Medicina y Reproducción Animal (CIMRA), Universidad de La Salle. Bogotá, Colombia
efbenavides@unisalle.edu.co

NATALIA POLANCO PALENCIA

Zootecnista. Práctica particular
natapolzoo@gmail.com

OTONIEL VIZCAÍNO GERDTS

Médico Veterinario Zootecnista, MSc. Asesor-Director producción vacuna Anabasan®, Laboratorios Limor de Colombia
vizcainogerdts@gmail.com

ÓSCAR BETANCUR HURTADO

Médico Veterinario Zootecnista, Esp. Supervisor técnico. Director científico Novartis de Colombia S.A. Región Andina
oscar.betancur@novartis.com

RESUMEN

El diagnóstico parasitológico de hemoparásitos en bovinos implica unos retos y procesos que incluyen la adecuada recolección de muestras en el campo, su posterior envío al laboratorio (donde se realizan diversos procesos) y la correcta interpretación diagnóstica para así lograr una apropiada intervención en el campo. El cuadro clínico típico de estas enfermedades solo ocurre en animales que tienen el primer contacto con el organismo; mientras que en regiones endémicas los animales generalmente desarrollan inmunidad coinfecciosa y se mantienen como portadores sanos (estabilidad enzoótica). También existe mayor susceptibilidad con el aumento en la edad de los animales. Los brotes de enfermedad en bovinos adultos ocurren generalmente por movilización de animales de zonas libres a zonas endémicas y por la ruptura de la condición de estabilidad enzoótica. El juicioso diagnóstico de hemoparasitismos en rumiantes requiere establecer la condición clínica de los animales y contrastarla con la parasitemia y el hematocrito. Se proponen protocolos para afrontar diversas situaciones de campo, basados en recolectar una muestra apropiada antes del tratamiento del animal con un fármaco eficaz y la posterior comprobación del efecto benéfico del tratamiento con una muestra, dos semanas más tarde. Se han detectado importantes deficiencias en el uso de materiales y anticoagulantes para el envío de muestras. La coloración de Giemsa es la recomendada para facilitar el diagnóstico.

RECIBIDO: 23/03/2012 • APROBADO: 10/07/2012

La estimación de porcentajes de parasitemias es imprescindible para la adecuada valoración de la condición epidemiológica enfrentada en campo y esto debe ir acompañado de la estimación hematológica.

Palabras clave: anaplasmosis, babesiosis, fiebre de garrapatas, diminazene, parasitemia, hematocrito, anemia.

ABSTRACT

Parasitological diagnosis of hemoparasites in cattle implies challenges and processes that include the correct collection of field samples, sending them to the laboratory (for further investigation) and the correct diagnostic interpretation in order to achieve a correct field intervention. The typical clinical signs of these diseases only occur in animals that have the first contact with the organism; whereas in endemic regions, animals generally develop co-infectious immunity and remain as healthy bearers (enzootic stability). There is also a higher susceptibility with the increase of the animals' age. The outbreak of the disease in adult bovines generally occurs due to moving the animals from free areas to endemic areas, thus breaking the enzootic stability. The timely diagnosis of hemoparasites in ruminants requires knowing the clinical condition of the animals and contrasting it with the parasitemia and hematocrit. There are protocols proposed to face different field situations, based on collecting an appropriate sample before treating the animal with an effective drug and further testing the effect of the treatment with a sample taken two weeks after. Significant failures have been detected in using materials and anticoagulants for sending samples. Giemsa stain is recommended in order to facilitate diagnosis. The estimation of percentage of parasitemia is critical for the adequate assessment of the epidemiologic condition in field, supported by hematological estimation.

Keywords: Anaplasmosis, Babesiosis, Tick Fever, Diminazene, Parasitemia, Hematocrit, Anemia.

Introducción

Debido a su ubicación tropical, Colombia ofrece condiciones ambientales favorables para la multiplicación de artrópodos, especialmente garrapatas y moscas picadoras, los cuales son vectores importantes de hemoparásitos. En el país la garrapata *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* es el principal vector de los protozoarios *Babesia bigemina*, *Babesia bovis* y la rickettsia *Anaplasma marginale* (Vizcaíno, 1996). En el campo estas son conocidas gené-

ricamente como “fiebre de garrapatas”; antiguamente, en el campo se referían a estas enfermedades de forma genérica como las “ranillas”, conociéndose como ranilla roja a la enfermedad asociada con *Babesia bigemina* por la producción de orina coloreada de ese color (hemoglobinuria), y ranilla blanca a la enfermedad asociada con *Anaplasma marginale* que no cursa con hemoglobinuria, sino con anemia e ictericia (Aubry y Geale, 2011). En el caso de anaplasmosis no se presenta hemoglobinuria, pues los

eritrocitos son capturados por el sistema retículo-endotelial y no hay hemólisis intravascular. Se debe aclarar que en campo, también se llama ranilla a casos de hematuria principalmente asociados con el consumo de hehecho (Benavides, López y Alayón, 2011).

El protozooario *B. bovis* generalmente no causa hemoglobinuria, debido a que tiende a aglutinarse en los capilares, principalmente del cerebro, causando la condición conocida como babesiosis cerebral, asociada con signos nerviosos en los animales (Benavides, 2002).

Aunque la garrapata se considera el principal transmisor de *A. marginale* en las condiciones del trópico (Benavides, 1985; Corrier, 1975; Vizcaíno, 1996), para este organismo también intervienen los dípteros hematófagos y es importante la transmisión iatrogénica (Kuttler, Adams y Zaraza, 1969; Kocan, de la Fuente, Guglielmone y Meléndez, 2003). En el trópico, la epidemiología de las fiebres de garrapata es regulada por el fenómeno de la estabilidad enzoótica (Benavides, 1985; Mahoney y Ross, 1972; Mateus, 1987). En zonas donde existen tábanos, particularmente valles interandinos y la costa Atlántica existe endemidad por *Trypanosoma vivax*, organismo que fue importado de África a inicios del siglo XX y se ha adaptado en nuestro continente a la transmisión por estos dípteros (Otte, Abuabara y Wells, 1994).

El impacto económico de los hemoparasitismos posee dos componentes; las pérdidas directas que incluyen morbilidad y mortalidad de animales y reducción en la producción de carne y leche; y las pérdidas indirectas representadas por la aplicación de tratamientos y el establecimiento de medidas de control, además de las restricciones para la comercialización de productos. En este concepto, hoy en día en el comercio internacional y de acuerdos de mercados es muy importante la temática de los residuos de medicamentos, como componente básico de la inocuidad de alimentos (Grisi, Massard, Borja, GEM y Pereira 2002; Kessler y Schenk, 1998; Kuttler, 1988; Otte et ál., 1994).

Debido a las similitudes en sus características clínicas y epidemiológicas, en el campo generalmente no se realiza el diagnóstico diferencial de los casos de enfermedad hemoparasitaria; sin embargo, un diagnóstico etiológico es necesario para la toma de adecuadas medidas correctivas en el mediano y largo plazo, con el fin de asegurar que los casos de enfermedad no se perpetúen en el tiempo.

El juicio diagnóstico de hemoparásitos en rumiantes requiere de una cuidadosa evaluación de la condición clínica de los animales, sopesándolo con los resultados de laboratorio, específicamente el grado de parasitemia y el nivel de hematocrito. Este documento se ha preparado para

guiar al profesional de campo en la serie de procedimientos que debe realizar para lograr una apropiada intervención cuando enfrenta casos y problemáticas asociados con los parásitos de la sangre transmitidos por vectores (moscas y garrapatas) en el campo. En primera instancia, se hace una revisión sobre el estado actual de conocimientos acerca de los hemoparásitos del ganado y su comportamiento epidemiológico bajo las condiciones del trópico colombiano. Luego, se sugieren una serie de protocolos para alcanzar un apropiado diagnóstico, en los diversos tipos de situaciones de campo. El proceso implica desde la descripción clínica de la afección en el animal, la correcta recolección y envío de muestras en campo y el diagnóstico e interpretación de la enfermedad con base en los resultados de laboratorio; factores que permitirán entender el tipo de organismo que está afectando a los animales y la situación epidemiológica que se afronta.

Hemoparásitos de los bóvidos en Colombia

Las enfermedades del ganado bovino causadas por hemoparásitos en Colombia son la babesiosis, la anaplasmosis y la tripanosomosis, estas tres entidades son consideradas un gran impedimento para el desarrollo ganadero en muchas regiones del mundo (Benavides, 1985; Kuttler, 1988). Estos agentes están aso-

ciados con la presencia de artrópodos vectores, por lo tanto su distribución y epidemiología está determinada por la existencia de hábitats favorables para moscas y garrapatas, los cuales poseen características de especificidad en cuanto a su capacidad de transmisión de estos organismos (Corrier, 1975; Guglielmo, 1995).

En Colombia es ampliamente conocido que la garrapata común del ganado *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* se distribuye ampliamente en todas las regiones de pastoreo que se encuentran en altitudes inferiores a 2100 msnm (Benavides, Ballesteros, Romero, Britto y Gómez, 2003; Vizcaíno, 1996). Sin embargo, desde hace más de una década viene surgiendo evidencia de que esta garrapata está colonizando regiones de altitud superior (Benavides et ál., 2003). Recientemente se ha descrito el hallazgo de esta garrapata a altitudes superiores de los 2800 msnm (Cortés, Betancourt, Argüelles y Pulido, 2010); sin embargo, en ese reporte no se aclara si existía multiplicación local de la garrapata o se trataba de una presencia asociada con movilización de ganado.

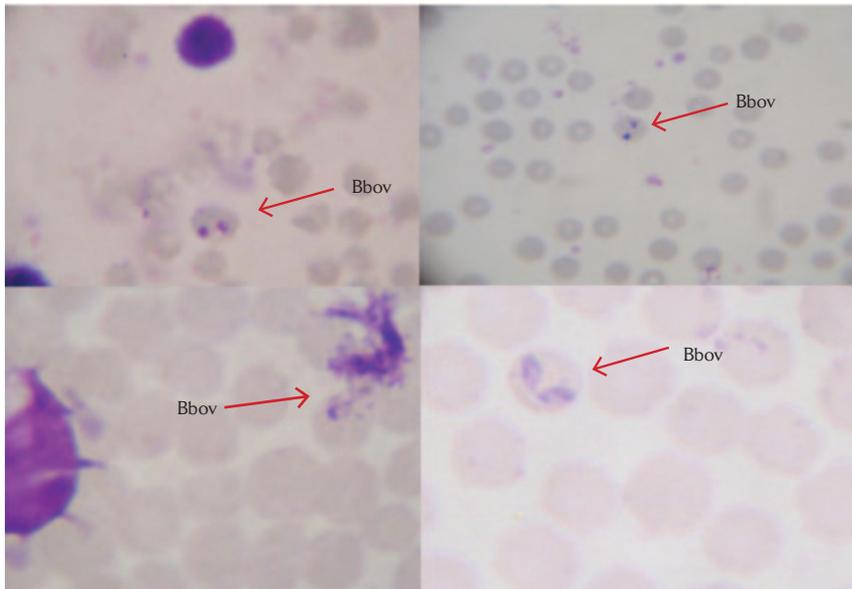
Los protozoos transmitidos por esta garrapata son *B. bovis* y *B. bigemina*, la primera más patógena que la segunda. *B. bovis* se considera una babesia pequeña porque los trofozoitos intraeritrocitarios generalmente tienen un tamaño inferior

al radio del glóbulo rojo (figura 1). Por su parte, los trofozoitos de *B. bigemina* poseen un tamaño mayor y este protozoo está considerado dentro del grupo de las babesias grandes (figura 2); sin embargo ambos organismos son bastante pleomórficos y el laboratorista debe estar bien entrenado en el reconocimiento de las distintas formas (Friedhoff, 1988; Kessler y Schenk, 1998).

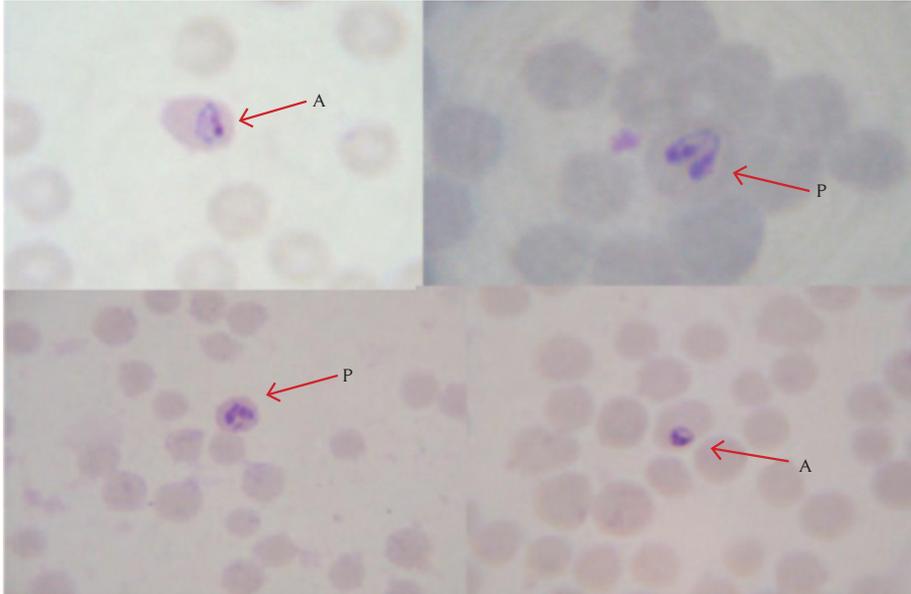
La transmisión de *Babesia* spp. es un proceso complejo conformado por tres elementos: el vector, el parásito y el huésped. Existe una serie de factores que pueden modificar las interacciones del ciclo de vida, por ejemplo, la infección

del vector, la edad de la garrapata, edad del huésped y las condiciones meteorológicas (Benavides, 1985; Vizcaíno, 1996). La garrapata se infecta durante las últimas 16 a 24 horas de su alimentación sobre el huésped, cuando las teleginas (garrapatas ingurgitadas) están muy próximas a terminar su ciclo de vida para caer al suelo e iniciar la fase de oviposición. Las larvas de *R. (B) microplus* infectadas con *B. bovis* inoculan el organismo al bovino después de 48 a 72 horas de fijarse a él, siendo este estadio, la larva, la principal transmisora de esta especie de protozoo, con un periodo de incubación de 7 a 10 días (Vizcaíno, Thompson y Mateus, 1971). En el caso

Figura 1. Reconocimiento de *Babesia bovis* en frotis sanguíneos capilares y venosos



Se observa un trofozoito doble piriforme (Bbov), se destaca el ángulo obtuso entre las dos trofozoitos (Fotos: E. Benavides, O. Vizcaíno).

Figura 2. Formas parasitarias de *Babesia bigemina* observadas en frotis sanguíneos

A= Trofozoíto anular. P= Trofozoíto piriforme doble. (Fotos: E. Benavides, O. Vizcaíno).

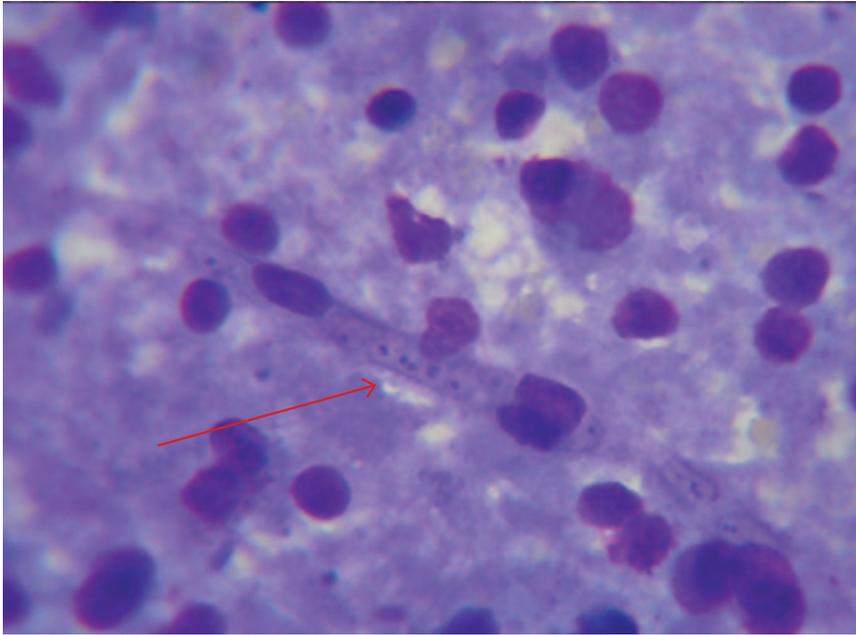
de *B. bigemina* las fases transmisoras son las ninfas y los adultos, con un periodo de incubación más largo, que oscila entre 12 a 18 días (Bishop y Adams, 1973; Friedhoff, 1988). Los machos de *R. (B) microplus* transmiten *B. bigemina* y este mecanismo de transmisión es altamente favorecido por la longevidad de este estadio y por la facilidad que tienen de pasar de un bovino a otro.

La enfermedad causada por *B. bovis* tiene como característica la preferencia por los capilares de los órganos internos, en especial por los capilares del cerebro (figura 3). En este caso, puede ocurrir acumulación intravascular de eritrocitos

con perturbaciones severas del sistema nervioso central y muerte, es de destacar el hecho de que generalmente en esta fase no existe aún parasitemia significativa en la sangre venosa de muchos de los animales (Mahoney y Ross, 1972). Aparecen manifestaciones nerviosas debido a la embolia cerebral provocada por la aglutinación de eritrocitos en los capilares cerebrales (Aikawa, Rabegge, Uni, Ristic y Miller, 1985).

El aspecto patogénico más importante de los hemoparásitos es la marcada anemia que desencadena altos porcentajes de mortalidad en hatos de bovinos no inmunes (Bock, Jackson, De Vos y Jorgensen,

Figura 3. Impresión de cerebro coloreada con Giemsa de un ternero que murió en un brote de babesiosis cerebral



La flecha muestra un capilar taponado por eritrocitos parasitados que se adhieren al endotelio (Foto: E. Benavides).

2004). De este modo, cuando se presentan casos de enfermedad clínica aguda, el diagnóstico de laboratorio es indispensable para orientar las inaplazables medidas de control. Al momento de elegir una estrategia para el control, se deben tener en cuenta algunos factores relacionados con el sistema de producción, la situación epizootiológica de la región que en el trópico se relaciona con la altitud, la raza y el sistema de producción, pero también, las formas de manejo del ganado y, particularmente, el patrón de uso de los potreros. Otros factores que influyen se relacionan con los componentes financieros del sistema como el margen

de rentabilidad esperado y la disponibilidad de recursos para desarrollar tanto la estrategia de control de ectoparásitos, como la del hemoparásito (Lawrence y De Vos, 1990).

Una de las primeras líneas de defensa del mamífero contra *Babesia* spp. es el sistema retículo endotelial que a través del mecanismo de la fagocitosis se encarga de eliminar de la circulación a los parásitos y a los eritrocitos infectados. El ganado infectado con *B. bigemina* sufre signos clínicos típicos como fiebre alta, ictericia, inapetencia y apatía; todo esto asociado con hemólisis intravascular

masiva en exceso de parasitemia, la que conduce a hemoglobinuria (Bock et ál., 2004).

La anaplasmosis bovina es otra enfermedad hemoparasitaria de importancia en el país en ganado bovino y ovino. La distribución de la enfermedad es idéntica a la que tienen sus artrópodos vectores, principalmente la garrapata *R. (B) microplus* pero también diversos dípteros hematófagos (Guglielmone, 1995). La forma de transmisión de esta rickettsia es amplia y variada, y depende de la presencia de los vectores, la existencia de animales susceptibles y de condiciones ecológicas favorables (Richey y Palmer, 1990). La transmisión de *A. marginale* puede presentarse por tres métodos diferentes. El primero de forma biológica, cuando los eritrocitos infectados son ingeridos por las garrapatas, y la rickettsia se replica dentro del intestino de la garrapata y las glándulas salivales, y posteriormente, se transmite de las garrapatas a los rumiantes. Un segundo método, es la forma mecánica, que surge cuando los eritrocitos infectados son transferidos de ganado portador a susceptible por moscas picadoras o fómites con sangre contaminada, incluyendo agujas o instrumentos quirúrgicos, también en procesos como identificación con orejeras, descornado y equipos de castración. Por último, la transmisión transplacentaria ocurre cuando los eritrocitos infectados se mueven a través de la placenta en el

útero de vacas infectadas a sus hijos, en este método tampoco hay amplificación de la bacteria (Aubry y Geale, 2011).

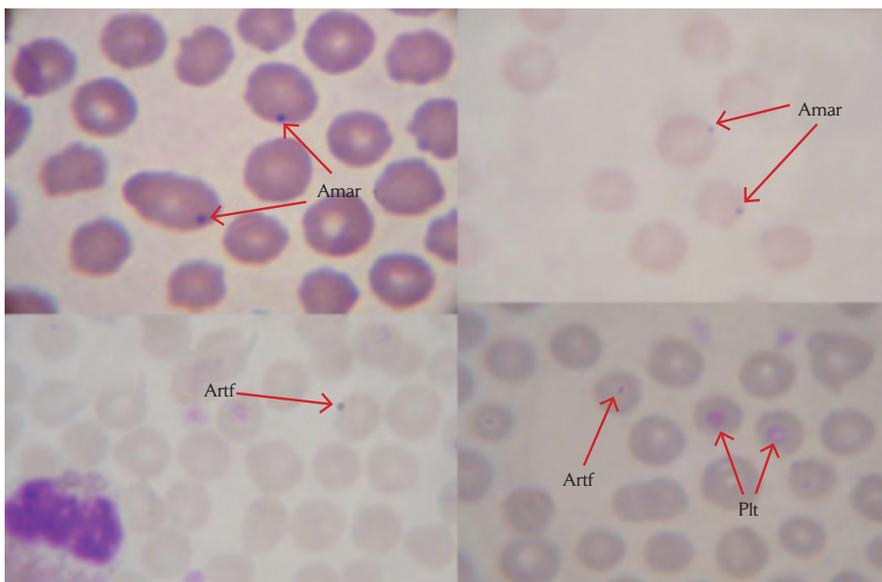
Morfológicamente *A. marginale*, que corresponde a una rickettsia, una bacteria que se adaptó a la transmisión por artrópodos, aparece como una estructura y toma el colorante (conocido como corpúsculo inicial) que aparece en el borde del eritrocito (figura 4).

En bovinos la enfermedad tiene un periodo de incubación de aproximadamente 30 días, seguido de una etapa aguda de una semana de duración durante la cual *A. marginale* se multiplica activamente dentro de los eritrocitos, causando rickettsemias que varían entre el 10% y el 70% en los casos más severos (OIE, 2004). En vacas en lactancia se registra un marcado descenso de la producción láctea que aunado a la disminución del apetito son generalmente las primeras manifestaciones que se observan en estos grupos de animales (Kocan et ál., 2003).

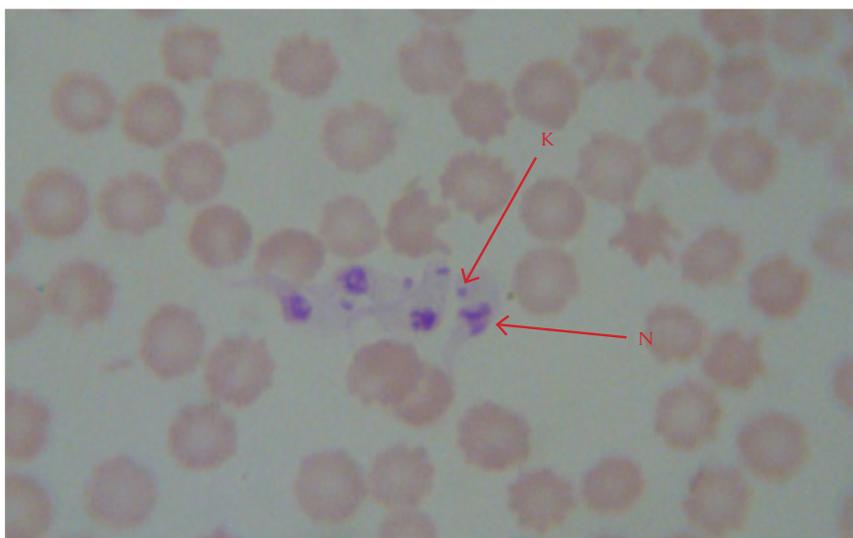
Por otro lado, la tripanosomosis es una enfermedad causada por un protozooario flagelado, que vive en la sangre fuera de los eritrocitos (figura 5), a diferencia de *Babesia* spp. y *Anaplasma* spp. que son organismos intraeritrocitarios. Esta enfermedad fue importada de África donde es transmitida por la mosca Tsetse (*Glossina* spp.). En Colombia no existen este tipo de moscas, de forma que estos organis-

Figura 4. Reconocimiento de *Anaplasma marginale* en extendidos sanguíneos

39



En las imágenes superiores se observan corpúsculos iniciales de la rickettsia (Amar) en el borde de los eritrocitos. En la inferior izquierda se observa un artefacto (Artf) refringente que no debe ser confundido con el organismo. En la inferior derecha se observan otros artefactos y plaquetas (Plt) sobre los glóbulos rojos, las que en ocasiones se confunden con protozoarios (Fotos: E. Benavides, O. Vizcaíno).

Figura 5. Reconocimiento de *Trypanosoma vivax* en un extendido sanguíneo de un bovino en el Magdalena Medio

Nota. Se destaca el pleomorfismo, el núcleo (N), el kinetoplasto evidente (K) y la membrana ondulante conspicua (Foto: E. Benavides).

mos se han adaptado a la transmisión por tábanos (*Tabanus nebulosus*) y en el caso de los bovinos, el organismo de mayor ocurrencia es el *Trypanosoma vivax* (Otte et ál., 1994).

Diagnóstico de enfermedad hemoparasitaria y el soporte del laboratorio

Los cuadros clínicos causados por los hemoparásitos presentan similitudes y comparten aspectos de su transmisión y epidemiología; sin embargo, cada organismo posee sus peculiaridades como afección clínica, existiendo entonces la babesiosis, la anaplasmosis y la tripanosomosis. Los signos clínicos varían en intensidad, dependiendo de la virulencia de la cepa del organismo, la cantidad inoculada, la edad del animal, la raza, el estrés, y en los animales jóvenes de zonas enzoóticas, según el grado de inmunidad transferida por el calostro debido a la protección que este ofrece en los primeros meses de vida (Mahoney y Ross, 1972). Los signos comunes asociados con enfermedad hemoparasitaria son fiebre, anemia, disminución del apetito, caída en la producción de leche y pérdida de la condición corporal, llegando a la muerte en algunos animales (Allred, 2007).

El cuadro clínico febril agudo de la enfermedad solo ocurre en animales que tienen el primer contacto con el organis-

mo, y los principales casos de mortalidad son particularmente, en animales adultos. Luego de que el animal se recupera de ese contacto inicial, los animales generalmente desarrollan inmunidad coinfectiosa manteniéndose como portadores sanos o casos subclínicos. Los animales jóvenes son generalmente menos susceptibles a los efectos clínicos de la enfermedad; de esta manera, en regiones endémicas, cuando los animales se infectan a temprana edad, la infección puede pasar desapercibida, situación conocida como estabilidad enzoótica. Los brotes de enfermedad en individuos adultos ocurren por movilización de animales de zonas libres a zonas endémicas o ruptura de la condición de estabilidad enzoótica, lo que se da en el campo, bajo dos situaciones: abuso en el uso de baños garrapaticidas o situaciones de estrés con ruptura de inmunidad e introducción de genotipos muy susceptibles (Benavides, 2002). La tabla 1 resume las características de transmisión de los hemoparásitos de bovinos en Colombia.

En el caso de la existencia de tábanos en el predio, puede existir transmisión continua de *Trypanosoma vivax* causando un síndrome típico de debilidad y muerte en terneros y abortos en vacas (Otte, 1991). Los casos agudos se presentan con fiebre, abortos, caída de producción de leche, mortalidad y opacidad de córnea en animales. En Colombia, las principales

Tabla 1. Principales características de hemoparásitos de los bovinos en Colombia

Organismo	Vector	Signos particulares	Observaciones
<i>B. bigemina</i>	Garrapata <i>Rhiphicephalus (Boophilus) microplus</i>	Hemoglobinuria	Transmisión por ninfas y adultos
<i>B. bovis</i>		Signos nerviosos	Transmisión por larvas
<i>A. marginale</i>	Garrapata y transmisión iatrogénica	Ictericia	Ciclos de rickettsemia persistentes
<i>Trypanosoma vivax</i> <i>Trypanosoma evansi</i>	Tábanos	Asociado con abortos y opacidad de córnea	Síndrome típico de debilidad, muerte en terneros y aborto en vacas.

zonas endémicas de tripanosomosis son los valles interandinos, la costa Atlántica y la Orinoquía inundable.

Por otra parte, la anaplasmosis crónica se presenta habitualmente en animales mantenidos en sabanas tropicales que tienen deficiencias nutricionales y trastornos metabólicos. Se debe destacar que una vez el animal es infectado por la rickettsia *A. marginale* presenta ciclos de rickettsemia, que generalmente se mantienen en bajos niveles si el animal expresa adecuadamente su inmunidad; pero, en casos de alteraciones de la función inmune pueden implicar la ocurrencia de altas rickettsemias (Kocan et ál., 2003) En los casos de anaplasmosis insidiosa, generalmente, el organismo no es la causa primaria de la afección, sino una manifestación de que hay otro problema primario subyacente. Por esta razón, un tratamiento anaplasmicida puede ser benéfico para mejorar la condición del animal.

Protocolos de muestreo e intervención ante situaciones de campo

La identificación de la enfermedad por hemoparásitos a partir de los signos clínicos es de gran ayuda y permite un mejor direccionamiento en la intervención. Se sospecha de enfermedad hemoparasitaria cuando existe fiebre, acompañada de anemia, muerte de animales y/o aborto, presencia de edemas, hemoglobinuria o ictericia. Si no hay casos febriles, posiblemente el problema primario no se trate de hemoparásitos (Benavides, 2002; Guglielmo, 1995).

En cuanto a la selección de animales para muestrear, entendiendo que el problema enfrentado en campo requiere de rápida intervención, generalmente, se aplica a los animales un hemoparasiticida de amplio espectro; entonces, se recomienda la recolección de la muestra, justo antes del tratamiento. Es recomendable recolectar muestras tanto de animales afectados,

42

como de algunos individuos del hato de similar condición productiva pero que no se encuentran enfermos (controles). Esto permitirá establecer la circulación de los organismos en los animales del hato y ayudará a la identificación de factores de riesgo.

Existen diversas condiciones en campo que podrían sugerir la ocurrencia de enfermedad hemoparasitaria, las que se resumen en la tabla 2. Se debe considerar que la presencia de cada tipo de afección en campo, requiere de situaciones epidemiológicas específicas que propician brotes o casos individuales de enfermedad que deben ser entendidas para formular una apropiada estrategia de intervención y así disminuir las pérdidas en el corto y mediano plazo (Lawrence y De Vos, 1992; Richey y Palmer, 1990).

La realidad del campo colombiano refleja que, la recolección de muestras de sangre en campo es un proceso realizado inadecuadamente lo que pone en duda la veracidad y utilidad de los resultados obtenidos en el laboratorio. La recolección de muestras de sangre en campo debe ser el inicio de un proceso que garantice que al laboratorio llegue una muestra biológica apropiada que permita una adecuada interpretación del fenómeno que está afectando a los animales. La muestra debe recolectarse de animales enfermos previo al tratamiento, identificando apropiadamente cada muestra, y en lo posible, describiendo en un listado anexo la condición o estado de cada animal. Es buena idea recolectar muestras de animales sanos en contacto con los enfermos o pertenecientes al mismo grupo, con el fin de realizar la apropiada

Tabla 2. Condiciones de campo que sugieren la ocurrencia de enfermedad hemoparasitaria en bovinos

Condición	Cuadro clínico	Aspectos epidemiológicos	Organismos implicados
Brote de fiebre de garrapata (típico)	Casos febriles asociados con anemia y muerte súbita de animales de levante o adultos. En ocasiones cursa con hemoglobinuria o signos nerviosos.	Animales sin exposición previa que tuvieron reciente contacto con garrapata o transmisión iatrogénica o ruptura de estabilidad enzoótica.	<i>Babesia bigemina</i> <i>Babesia bovis</i> <i>Anaplasma marginale</i>
Síndrome consuntivo	Bóvidos adultos de regiones tropicales que pierden condición y poseen bajo desempeño productivo.	Generalmente existe interacción entre agentes infecciosos y no infecciosos (desnutrición, agentes tóxicos) y el organismo aprovecha la ruptura inmunitaria de los animales.	<i>Trypanosoma vivax</i> <i>Anaplasma marginale</i> (crónica)
Oleadas de abortos	Proporción importante de abortos ocurriendo en un periodo de 4-6 semanas, asociado con mala condición de las vacas y terneros débiles.	Presencia de tábanos y circulación del hemoparásito en animales de la región. Épocas de alta precipitación pluvial (los brotes ocurren cada 4-5 años).	<i>Trypanosoma vivax</i>

interpretación epidemiológica. La probabilidad de detección de hemoparásitos se aumenta cuando se utilizan frotis de sangre capilar, pero este proceso debe realizarse en campo y requiere entrenamiento del personal. El anexo 1 describe los procedimientos sugeridos para una adecuada toma de muestras en el campo.

Las muestras de sangre venosa se recolectan en tubos vacutainer con EDTA (tapa lila) asegurando que los tubos no se encuentren vencidos. Al momento de recolectar la muestra los tubos deben quedar llenos por lo menos a la mitad y se debe agitar el tubo suavemente para asegurar que el anticoagulante entre en contacto con toda la muestra. No debe permitirse que los tubos estén expuestos a la luz solar directa, antes o después de la recolección, pues si la sangre se acopia en un tubo caliente producirá hemólisis, tampoco deben refrigerarse los tubos antes de la recolección, pues producirá similar tipo de choque térmico. Las muestras deben refrigerarse colocándolas en una gradilla sobre hielo o bolsa refrigerante, ojalá desde el mismo corral. Siempre es preferible utilizar tubos vacutainer nuevos y camisas para minimizar la manipulación durante la recolección lo que conlleva a hemólisis.

Para el envío de las muestras vía correo, empaque los tubos en una bolsa plástica transparente, incluya papel absorbente dentro de la bolsa y luego séllela ase-

gurando su impermeabilidad (anexo 2). Prepare un listado de los animales, anote la fecha de recolección de las muestras y los comentarios adicionales e inclúyalo en una segunda bolsa plástica también sellada que debe ir dentro del recipiente (termo o cava). Rellene el fondo del recipiente con aserrín o papel, coloque la bolsa con la muestra y encima de ellos se debe colocar hielo o bolsas refrigerantes. Rellene el mayor espacio posible con papel o aserrín. Selle el recipiente y en la pared lateral pegue un segundo listado de los animales más la dirección de destino (dentro de una bolsa plástica). Es importante indicar en esta bolsa el nombre del profesional de contacto en campo.

La interpretación de los resultados del laboratorio

Una vez se cuente con los resultados del laboratorio es necesario hacer una valoración con bases epidemiológicas para definir las medidas que se deben tomar en el hato y evitar que se sigan presentando casos de enfermedad. Cuatro componentes son importantes en el logro de este cometido:

- Solicite al laboratorio que reporte los resultados de hallazgos de hemoparásitos como porcentajes de parasitemia (no solo como positivo o negativo).
- Coteje los niveles de parasitemia con los valores de hematocrito y otros

parámetros hematológicos como Hemoglobina y Recuento total de eritrocitos.

- Busque hacer una correlación clínico-patológica acorde con el cuadro clínico que se observó en campo (ver tabla 2).
- Dado que en regiones endémicas es factible observar parásitos en extendidos sanguíneos de animales sanos (Benavides, 1985; Mahoney y Ross, 1972), se enfatiza la necesidad, cuando se evalúan casos de campo, de cotejar los niveles de parasitemia y los valores de hematocrito del animal, así como se deben tener en cuenta factores de ocurrencia y epidemiología del organismo y vectores en el campo.

En regiones endémicas para anaplasmosis y babesiosis (que son la mayoría de regiones de Colombia, ubicadas bajo

los 2000 msnm con presencia de la garrapata *R. (B) microplus*), la velocidad de transmisión determina si los animales son portadores sanos (estabilidad enzoótica) o si ocurren casos clínicos con cierta frecuencia (inestabilidad enzoótica).

Para definir entre una u otra situación no basta con identificar si un animal en particular resultó positivo o negativo a la presencia del organismo, sino que hay que correlacionar el nivel de la parasitemia con el grado de anemia de los animales. La tabla 3 presenta los criterios para confirmar la ocurrencia de brotes de anaplasmosis y babesiosis ante la presencia de casos febriles o mortalidad de ganado en las fincas. Por ejemplo, la ocurrencia de casos de anaplasmosis aguda se confirma solamente cuando la parasitemia es superior al 1% y el hematocrito inferior al 20%.

Tabla 3. Criterios de interpretación diagnóstica para confirmar la etiología de casos agudos de enfermedad hemoparasitaria de bovinos adultos en regiones enzoóticas

Fuente de la muestra	Hemoparásito	Criterio diagnóstico	Observaciones
Animales vivos	<i>Anaplasma marginale</i>	Parasitemia > 1% Hematocrito < 20%	Bien puede tratarse de frotis capilar o venoso, recolectado de animales con cuadro febril
	<i>Babesia bigemina</i>	Parasitemia > 0,5% Hematocrito < 20%	
	<i>Babesia bovis</i>	Presencia del organismo en cualquier frotis sanguíneo	
Animales muertos	<i>Anaplasma marginale</i>	Parasitemia > 1%	Muestra obtenida de sangre capilar en el examen post-mortem Correlacionar hallazgos de laboratorio con signos clínicos
	<i>Babesia bigemina</i>	Parasitemia > 1%	
	<i>Babesia bovis</i>	Presencia del organismo en cualquier frotis sanguíneo	

La presentación de casos de fiebre de garrapata en el trópico bajo implica la existencia de situaciones de inestabilidad enzoótica. Si en el momento de la toma de la muestra se aplicó un fármaco eficaz, posiblemente, los casos de enfermedad cesaron. Sin embargo, se deben tomar medidas para tratar de regresar al estado de estabilidad. Generalmente, esto implica revisar las estrategias para el control de garrapatas utilizadas en la finca, así también la raza con la se trabaja y los componentes de bioseguridad asociados con la movilización de los animales.

Si en la finca ocurren casos de síndrome consuntivo, los hematocritos serán bajos pero las parasitemias pueden no ser tan altas. En estos casos, generalmente el hemoparásito no es la causa primaria de la enfermedad, la que debe ser determinada, pero un tratamiento eficaz ayuda a mejorar la condición del animal.

Finalmente, en las regiones endémicas, la tripanosomosis se manifiesta con oleadas de abortos, nacimiento de terneros débiles, opacidad corneal y mortalidad de jóvenes y adultos. En esta situación, pocos animales presentan altas parasitemias lo que dificulta su detección; pero una vez detectado requiere un tratamiento para animales en malas condiciones con diminazene, para controlar los brotes de abortos.

Conclusiones

El laboratorio es una herramienta imprescindible para entender la problemática y epidemiología de los hemoparásitos de los bovinos en sistemas de producción en el trópico. Un diagnóstico acertado depende en gran medida de la calidad de la recolección de la muestra así como de una apropiada descripción de la enfermedad presente en el campo. Se describieron protocolos para una adecuada recolección y envío de muestras al laboratorio. Aunque en el campo se requiere tratar a los animales de inmediato, los procesos de recolección de muestras son necesarios para entender la situación epidemiológica de los organismos. Es recomendable recolectar también muestras de los animales sanos en contacto con los enfermos. La correlación de los porcentajes de parasitemia con los valores hematológicos, principalmente el hematocrito, es imprescindible para poder tomar adecuadas medidas correctivas en el mediano y largo plazo en la finca, debido a que cada tipo de organismo posee diferentes estrategias de control y prevención.

Referencias

Aikawa, M., Rabegge, J., Uni, S., Ristic, M. y Miller, L.H. (1985). Structural alteration of the membrane of erythrocytes

- infected with *Babesia bovis*. *The American Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 34, 45-49.
- Allred, D. R. (2007). Dynamics of anemia progression and recovery in *Babesia bigemina* infection is unrelated to initiating parasite burden. *Veterinary Parasitology*, 146, 170-174.
- Aubry, P. y Geale, D.W. (2011). A review of bovine anaplasmosis. *Transboundary and Emerging Diseases*, 58(1), 1-30.
- Benavides, E. (1985). Consideraciones con relación a la epizootiología de anaplasmosis y babesiosis en los bovinos. *Revista ACOVEZ*, 9(31), 4-11.
- Benavides, E. (2002). Epidemiología y control de los hematozoarios y parásitos tisulares que afectan al ganado. *Carta Fedegan*, 72 (Anexo coleccionable 9), 112-134.
- Benavides, E., Ballesteros, A. M., Romero, B. Y., Britto, C. y Gómez J. (2003). Prevalencia y factores de riesgo de la anaplasmosis bovina en condiciones de trópico alto: el caso de Zipaquirá, Cundinamarca, Colombia. 1999. En *Memorias 10º Simposio Internacional de Epidemiología y Economía Veterinaria. ISVEE 10*. Viña del Mar Chile. 17-21 de noviembre de 2003.
- Benavides, E., López, M. y Alayón, L. E. (2011). Enfermedades del ganado en la región de La Macarena (Meta). Un ejercicio de epidemiología participativa. *Revista de Medicina Veterinaria*, 21, 41-62.
- Bishop, J. P. y Adams, L. G. (1973). Combination thick and thin blood films for the detection of *Babesia* parasitemia. *American Journal of Veterinary Research*, 34, 1213-1214.
- Bock, R., Jackson, L., De Vos, A. y Jorgensen, W. (2004). Babesiosis of cattle. *Parasitology*, 129, 247-269.
- Corrier, D. (1975). The epidemiology of bovine anaplasmosis and babesiosis. En *Workshop on hemoparasites (anaplasmosis and babesiosis)*. Ed. E. A. Wells. Cali, Colombia: CIAT, 23-48.
- Cortés, J. A., Betancourt, J. A., Argüelles, J. y Pulido, A. (2010). Distribución de garrapatas *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en bovinos y fincas del Altiplano cundi-boyacense (Colombia). *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 11(1), 73-84.
- Friedhoff, K. T. (1988). Transmission of *Babesia*. En M. Ristic (Ed.), *Babesiosis of Domestic Animals and Man* (pp. 23-52), Boca Ratón: Florida, USA, CRC Press.
- Guglielmone, A. (1995). Epidemiology of babesiosis and anaplasmosis in South and Central America. *Veterinary Parasitology*, 57, 109-119.
- Grisi, L., Massard, C. L., Borja, GEM y Pereira, J. B. (2002). Impacto econômico das principais ectoparasitoses em bovinos no Brasil. *Hora Veterinária*, 21, 8-10.
- Kessler, R. H. y Schenk, M. A. M. (1998). Tristeza parasitária dos bovinos (TPB): conceito, etiologia, transmissão, epidemiologia, diagnóstico e controle. En R. H. Kessler, M.A.M. Schenk (Eds.), *Carrapato, tristeza parasitária e tripanossomose dos bovinos* (pp. 48-67) Embrapa, Campo Grande.
- Kocan, K., De la Fuente, J., Guglielmone, A. y Meléndez, R. (2003). Antigens and

- alternatives for control of *Anaplasma marginale* infection in cattle. *Clinical Microbiology Reviews*, 16, 698-712.
- Kuttler, K. L. (1988). World-wide impact of babesiosis. En M. Ristic (Ed.), *Babesiosis of domestic animals and man* (pp. 1-22). Boca Ratón: CRC Press, Inc.
- Kuttler, K. L., Adams, L. y Zaraza, H. (1969). An epidemiologic and geographic survey of *Anaplasma marginale* and *Trypanosoma theileri* in Colombia. *Journal of the American Medical Association*, 154, 1398-1399.
- Lawrence, J. A. y De Vos, A. J. (1990). Methods currently used for the control of anaplasmosis and babesiosis: Their validity and proposals for future control strategies. *Parassitologia*, 32(1), 63-71.
- Mahoney, D. F. y Ross, D. R. (1972). Epizootiological factors in the control of bovine babesiosis. *Australian Veterinary Journal*, 48(5), 292-298.
- Mateus, G. (1987). Epizootiología de la babesiosis bovina en el piedemonte, área de Villavicencio. *Revista ICA*, 22(1), 42-54.
- Office International des Epizooties, OIE. (2004). Bovine anaplasmosis. *Chapter* 2.3.7. *Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals*. 5th edition, 16p.
- Otte, M. J. (1991). *La importancia de la tripanosomiasis en la industria ganadera de Córdoba, Colombia*. 151p. Bogotá: ICA-GTZ.
- Otte, M. J., Abuabara, J. Y. y Wells, E. A. (1994). *Trypanosoma vivax* in Colombia: Epidemiology and production losses. *Tropical Animal Health and Production*, 26(3), 146-156.
- Richey, E. J. y Palmer, G. H. (1990). Bovine anaplasmosis. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 12(11), 1661-1668.
- Vizcaíno, O. (1996). Anaplasmosis y babesiosis en bovinos: Avances en su diagnóstico, epidemiología y control. En J. E. Quirós y G. López (Eds.), *Epidemiología, diagnóstico y control de enfermedades parasitarias en bovinos* (pp. 13-23). Medellín, Colombia.
- Vizcaíno, G. O., Thompson, K. C. y Mateus, V. G. (1971). *Aislamiento de Babesia argentina* (Sin. *Babesia bovis*) *utilizando larvas de Boophilus microplus*. [Memorias] VIII Congreso Nacional de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Cúcuta, pp. 1-5.

Anexo 1. Procedimientos para una adecuada recolección de muestras de sangre para el diagnóstico de hemoparásitos en rumiantes

<p>Muestra de sangre venosa</p> <ul style="list-style-type: none">• Recolectar en tubo vacutainer con EDTA utilizando camisa tipo vacutainer y aguja nueva por animal.• No exponer los tubos al sol ni refrigerarlos antes de la recolección.• Permita el llenado del tubo hasta la mitad o $\frac{3}{4}$ de su capacidad.• Agitar suavemente para homogenizar el anticoagulante con la muestra y evitar la hemólisis de los eritrocitos.• Marcar la muestra con fecha de recolección, nombre o número del paciente y predio.• Disponer de una cava con refrigerante o hielo ojalá en el mismo corral o sitio de recolección.	
<p>Muestra de sangre capilar</p> <ul style="list-style-type: none">• Sujete la borla de la cola del animal. Depile la punta de la cola con ayuda de una tijera (A).• Realice una punción con una aguja estéril en la punta de la cola (B).• Coloque un tubo capilar heparinizado en la punción y llénelo (C).• En una lámina portaobjetos realice el extendido (D).• Fije con metanol y realice la tinción o remita al laboratorio.	

Anexo 2. Procedimiento para un adecuado envío de muestras de sangre al laboratorio

- Empacar los tubos en una bolsa plástica con cierre hermético (tipo ziploc) para asegurar que se mantengan secas (A).
- Realizar un listado de los animales muestreados, fecha de recolección y comentarios adicionales que considere relevantes; inclúyalos en otra bolsa sellada (B).
- Disponer de un termo o cava con refrigerantes o hielo ojalá en el mismo corral o sitio de recolección. El fondo debe estar relleno con aserrín o papel, luego se coloca la bolsa con las muestras y encima los refrigerantes. Recuerde llenar el mayor espacio posible con papel (C,D).
- Sellar el recipiente adecuadamente y pegar un segundo listado en la pared posterior del recipiente con la dirección de destino (E).
- Indicar el nombre del profesional de contacto en campo (F).
- Asegúrese de la llegada puntual de las muestras.



