

La FIAVE hizo cumbre en Argentina

El pasado 12 de junio, la Federación Iberoamericana de Veterinarios Équidos realizó su segundo encuentro en el marco de las XXX Conferencias Internacionales que la AAVE concretó en Buenos Aires. Asistieron representantes de 9 países y se crearon grupos de trabajo.



ISSN 1667-1791



¿Cómo colocar un catéter epidural para producir analgesia a largo plazo?

Infección con *Sarcocystis fayeri* asociada a enfermedad neuromuscular

Ultrasonografía cervical en equinos

Piroplasmosis: Nueva Resolución del Mercosur

Acostumbrate a ver esto, corre con **Top Race**TM

Marca Registrada de Richmond Veterinaria S.A.

Solución Iónica Balanceada
Selenio, Magnesio, Calcio, Potasio



La fórmula del éxito

Solución de alto valor energético para la prevención y tratamiento de la disfunción neuromuscular en equinos de alta performance.

Laboratorios Richmond Division Veterinaria
 @richmondvet richmondvetpharma



Para mayor información: www.richmondvet.com.ar, o contáctenos a info@richmondvet.com.ar
Centro de atención al consumidor: ventas@richmondvet.com.ar - 0810-333 (RICHVET) 7424

Editor propietario
Asociación Argentina de Veterinaria Equina
www.aave.com.ar

Dirección ejecutiva
Comisión directiva AAVE

Directora Comercial
Susana Roldán

Directora editorial
Dra. Luciana Benedetti
asocaave@gmail.com

Consejo editorial
Dra. Silvina Manent
Dra. Barbara Murray de Bunge
Dr. Angel Trioni
Dr. Carlos Espinosa Buschiazzi
Dr. Federico Boffi, PhD.
Dr. Luis Losinno, PhD.
Dr. Mariano Carossino

Revisor lingüístico
Dr. Hugo Funtanillas

Revisores
Dra. Alicia Agüero (UBA)
Dr. Javier Aguilar
Dra. María Barrandeguy (INTA)
Dr. Mariano Cancela
Dra. Celina Checure (Univ. Wisconsin)
Dr. Carlos Dodera
Dr. Luis Flores
Lic. Oscar Forchetti, MSc. (UNRC)
Dra. Elida Fumuso (UNCPBA)
Dr. Guillermo González (UBA)
Dr. Arno Lindner, PhD.
Dra. María Masri Daba, MSc, Dipl. (DACVIM/JNAM)
Dr. Fernando Marqués, ACVIM (Univ. Wisconsin)
Dr. Santiago Martínez Zuviria
Dr. Marcelo Miragaya, MSc., PhD. (UBA)
Dra. Marta Monina (Univ. La Pampa)
Dr. Sergio Sanchez Bruni, PhD. (UNCPBA)
Dr. Alejandro Soraci, PhD. (UNCPBA)
Dr. Marcelo Sperati
Dr. Ramiro Toribio, MS., PhD.
Dr. José Tolosa (UNRC)
Dr. Ignacio Videla Dorna (UNCPBA)
Dra. Susana Wacholder
Dr. Diego Benegas
Dr. Roberto Hector Bruni (UBA)

RL-2018-42232359-APN-DNDA#MJ
ISSN 1667-1791

Edición Gráfica y Diseño
Asociación de ideas SRL
info@aideas.com.ar

Publicación trimestral, con revisión.
Editada en Buenos Aires, Argentina.

Domicilio Legal:
Chile 1856 (1227) Capital Federal, Argentina.
Tel/fax: (54 11) 4700 - 1498.
E-mail: asocaave@gmail.com.
Web Site: www.aave.com.ar.

Los artículos firmados no expresan necesariamente la opinión de la revista.
Prohibida su reproducción total o parcial.

Editorial	4
Boletín informativo	
Más de 300 especialistas en las XXX Conferencias Internacionales de la AAVE	6
La Federación Iberoamericana de Asociaciones de Veterinarios de Équidos tuvo su cumbre en Buenos Aires	8
Cómo colocar un catéter epidural para producir analgesia a largo plazo mediante la aplicación de morfina / detomidina en caballos (AAEP)	10
Cómo utilizar la ultrasonografía transtorácica para identificar enfermedad pulmonar en el caballo (AAEP)	16
Infección con <i>Sarcocystis fayeri</i> asociado a enfermedad neuromuscular en el caballo (AAEP)	22
Ultrasonografía cervical en equinos	26
Piroplasmosis equina: Nueva Resolución del Mercosur y su posible impacto negativo sobre la salud de nuestros caballos	38
Agenda	50
Novedades de las empresas	50
Índice de auspiciantes	52

¿Cómo asociarse a la AAVE?

A través de nuestra página Web: www.aave.com.ar o enviando un mail a asocaave@gmail.com o telefónicamente al (54 11) 4700 1498, de 10 a 16 horas, de Argentina.

Cuota anual 2019

Profesionales \$ 1.100
Estudiantes \$ 580

Formas de pago:

- 1) Efectivo en la sede
- 2) Transferencia a las cuentas de la AAVE en Banco Itaú o Banco Nación
- 3) Débito automático en tarjeta VISA

Comisión directiva

(2018 - 2019)

Presidente:

Dr. Carlos Dodera

Vicepresidente:

Dr. Dante Valenti

Secretario:

Dr. Jorge Vasalo

Prosecretario:

Dr. Jorge Casim

Tesorero:

Dr. Gustavo Gatti

Protesorero:

Dr. Ernesto Rendine

Vocales Titulares

- 1° Dr. Pedro Ive
- 2° Dr. Javier Crede
- 3° Dr. Hugo R. Amusquibar
- 4° Dr. Andres Smetana
- 5° Dr. Diego Benegas
- 6° Dra. Luciana Benedetti

Vocales Suplentes

- 1° Dr. Angel Trioni
- 2° Dr. Fernando Ruiz
- 3° Dr. Alberto Ramón Quintana
- 4° Dr. Cesar Lorenzo
- 5° Dr. Carlos Espinosa Buschiazzo
- 6° Dr. Ariel Corse

Revisores de Cuentas

- 1° Dr. Romei del Olmo
- 2° Dr. A. Marcelo Otero
- 3° Dr. Cesar D.Valle

Editorial

Estimados colegas,

Hemos terminado unos días muy intensos después de la realización de la Segunda Cumbre de la Federación Iberoamericana y del Congreso anual de nuestra Asociación Argentina de Veterinaria Equina.

Entendemos que, para la historia de nuestra institución, ser una de las asociaciones fundadoras de la Federación Iberoamericana es un antes y después, pensando en el futuro del desarrollo de nuestra especialidad.

La Cumbre la celebramos el 12 de junio en la Dirección de Remonta y Veterinaria del Ejército Argentino (Ciudad Autónoma de Buenos Aires), con la representación de diez países, pudiendo concretar la agenda planteada y con la incorporación de las asociaciones que todavía no habían podido sumarse formalmente.

Los países representados fueron España, Portugal, México, Colombia, Ecuador, Paraguay, Uruguay, Chile, Brasil y Argentina y se crearon grupos de trabajo para abordar los diferentes temas que se establecieron como objetivos para el año, decidiéndose que la próxima cumbre será el año próximo en San Pablo, República Federativa de Brasil.

El 13 y 14 de junio se realizó nuestro congreso anual en el Regimiento de Granaderos a Caballo Gral. San Martín, también en la Ciudad de Buenos Aires, con una muy importante concurrencia y con la totalidad de espacios comerciales ocupados lo cual nos hace sentir acompañados en nuestra visión de seguir pensando que la capacitación y la formación continua es la mejor forma de jerarquizar nuestra profesión.

Los temas abarcados y la calidad de los disertantes completaron las jornadas que permitieron encontrarnos con colegas, y aprovechar las conferencias que nos brindaron los doctores Samper en el área reproducción, el doctor García López en el área cirugía y diagnóstico, junto con la presentación del Doctor Quinteros en el reporte de un caso de osteosíntesis y la presentación de AOVET en Latinoamérica y una mesa redonda sobre bienestar animal donde el doctor Ariel Corsé expuso la situación del tema en Argentina, el doctor Juan Antonio Luque de España la de su país y el doctor Miguel Llorca de España nos informó sobre el particular en Europa, visiones todas que nos permitieron abordar el tema, e intercambiar información y opiniones.

El apoyo que recibimos en estos días nos motiva para seguir en este rumbo y como todos los años, pedimos que las generaciones jóvenes se sumen desde el lugar que puedan a participar de la asociación que sigue creciendo en proyectos que siempre demandan personas para poder concretarlos.



Dr. Carlos Dodera
Presidente de la AAVE



Asociación Argentina
de Veterinaria Equina

SOCIOS INSTITUCIONALES

Con el objetivo de elevar continuamente la calidad de la industria hípica nacional, generando recursos e información, la AAVE cuenta con la ayuda de importantes socios institucionales.

Agradecemos a ellos, que creen en nosotros,
en el caballo y en la industria nacional.





Más de 300 especialistas en las XXX Conferencias Internacionales de la AAVE

Las jornadas se realizaron en el Salón Regimiento de Granaderos (CABA). Además de disertaciones a cargo de especialistas internacionales, se generó un ámbito de debate en materia de Bienestar Animal.



Veterinarias de distintas partes del país y de Iberoamérica participaron de las Conferencias organizadas por la AAVE.

Con una buena concurrencia de público (más de 300 especialistas) y el acompañamiento de distintas empresas del sector, a mediados de junio se llevó adelante la XXX edición de las Conferencias Internacionales de Veterinaria Equina que organiza la Asociación Argentina de Veterinarios Equinos.

“Desde siempre, el objetivo de promover el acceso de los profesionales a los más avanzados conocimientos en el campo de la actividad. La respuesta ha sido muy positiva, con buenos comentarios por parte de los asistentes”, explicó en representación de la AAVE el Dr. Carlos Dodera. Y avanzó: “Ha sido destacada la cali-

dad de las presentaciones internacionales, no solo por la trayectoria y formación de los disertantes, sino también por su buena predisposición al debate con los colegas y su conocimiento respecto de las problemáticas que afectan la realidad de nuestra actividad en la región”.

Medicina deportiva y reproducción

Durante las Conferencias de la AAVE se destacó la participación del Dr. José M. García López, de la Universidad de Tufts, en Massachusetts, Estados Unidos, quien desarrolló tres temas ante la atenta mirada de veterinarios de distintas regiones del país. Así fue como

el profesional abordó prácticas de diagnóstico y manejo ligadas tanto al aparato podotroclear, el dorso equino y distintas opciones para la identificación de lesiones de cartílago, OCD, quistes y meniscos que afectan la babillo. Recordamos también que García López se unió en 2002 a la Facultad de la Escuela de Medicina Veterinaria Cummings en la Universidad de Tufts y su Hospital de Animales Grandes (HLA), donde es jefe del Servicio de Medicina y Cirugía de Deportes Equinos, especializándose en claudicaciones, imágenes avanzadas (medicina nuclear, tomografía computarizada y resonancia magnética), terapias regenerativas (células madre, PRP, IRAP), así como cirugía ortopédica y respiratoria.

Asimismo, de la partida fue el Dr. Juan C. Samper (Universidad de Florida en Gainesville), quien se refirió a temas específicos del campo de la reproducción equina: “Patologías comunes y tratamiento del sistema

reproductivo de las yeguas”; “Problemas frecuentes en el último tercio de la gestación” y “Manejo del Padrillo y del semen para maximizar fertilidad”.

Con el foco en el bienestar de los animales

Más allá de resaltar la buena recepción de los temas centrales de las Conferencias por parte de los veterinarios asistentes, Carlos Dodera revalorizó el rol institucional de la AAVE al plantear una conferencia sobre Bienestar Animal. “Es un tema que nos demanda la sociedad y sobre el cual aún podemos seguir formándonos. Tenemos que poder hablar todos los especialistas el mismo idioma y esa fue nuestra propuesta. Afortunadamente también tuvo buena recepción. Es clave que entendamos todos como estos temas impactan sobre nuestro trabajo profesional”, concluyó Carlos Dodera.



Más allá del contenido aportado por los disertantes, se presentaron Posters que abarcaron diferentes temáticas.



Los paneles abordaron distintas temáticas de interés profesional.



Una vez más, las empresas del sector apoyaron la iniciativa.

La Federación Iberoamericana de Asociaciones de Veterinarios de Équidos tuvo su cumbre en Buenos Aires

Escribe: Jorge Vasalo. Médico veterinario. Secretario de la AAVE

Se realizó en las instalaciones del Comando de Remonta y Veterinaria del Ejército Argentino. Asistieron representantes de España, Portugal, Méjico, Uruguay, Chile, Paraguay, Colombia, Ecuador, Bolivia y Argentina.

La II Cumbre de la Federación Iberoamericana de Asociaciones de Veterinarios de Équidos se llevó adelante el pasado 12 de junio en la Ciudad de Buenos Aires. Esta entidad, de reciente creación en España, contó con la presencia de colegas de la especialidad de ese país, Portugal, Méjico, Uruguay, Chile, Paraguay, Colombia, Ecuador, Argentina y Bolivia (que se encuentra en vías de sumarse próximamente).

Los temas tratados en el encuentro fueron la constitución de la Federación, razón social, integración regional en temas comunes, sanidad animal, enfermedades infecciosas, bienestar animal, intrusismo profesional, protocolos de precompra, validación profesional recíproca con la Unión Europea, y demás temas de interés profesional, creándose grupos de trabajo en los que participan colegas de varios países trabajando mancomunadamente.

Cabe señalar que el Colegio de Médicos Veterinarios de la provincia de Buenos Aires fue la entidad profesional presente y, como tal, brindó su apoyo y respaldo a la organización en las actividades que emprenda la Federación Iberoamericana de Asociaciones de Veterinarios de Équidos



(FIAVE) y la Asociación de Veterinarios Especialistas en Équidos de España (AVEE), como así colegas de la CD de Asociación Argentina de Veterinaria Equina.

Seguiremos informando en próximas ediciones de nuestra revista sobre las actividades de FIAVE a través de Facebook, página web, y WhatsApp.

Muchas gracias a todos por el apoyo y la participación.

“PARA LA AAVE ES UN ANTES Y UN DESPUÉS”

Interesante fue también escuchar las palabras del presidente de la AAVE, Carlos Dodera, respecto de la participación de la Asociación Argentina de Veterinaria Equina en la FIAVE.

“Para la AAVE, esto es un antes y un después. Claro que para que realmente sirva, los beneficios deben ser aprovechados por los socios, principalmente aquellos ligados al campo de la actualización técnica”, explicó el representante de la Asociación. Y cerró: “En el marco de la Federación se han conformado grupos de trabajo muy interesantes (armonización de planillas de exámenes de compras de equinos y enfermedades infecciosas, entre otros) y se planteó el objetivo a largo plazo de lograr una certificación de especialistas, a fin de estandarizar el nivel de la actividad”.

Beneficios para los socios de la AAVE



CAPACITACIÓN Y COMUNICACIÓN

• Acceso a trabajos presentados en Congresos anteriores de la AAVE.

• Biblioteca de la AAVE

Acceso a los libros y temas de la especialidad de reciente edición y a importante material en CD de Congresos y otros temas.

• Congresos, Jornadas o Ateneos organizados por la AAVE

Descuentos en estos eventos y en los organizados por otras entidades con las que la AAVE haya hecho algún convenio en ese sentido.

• Foro de la AAVE en Internet

Con más de 2.000 suscriptores de todo el mundo de habla hispana, el más importante del mundo en este idioma.

• Revista La Especie Equina

Nuestros socios reciben en forma gratuita los 4 números anuales de la Revista la Especie Equina.

PRODUCTOS BANCARIOS

• Convenio con Banco Itaú

La AAVE ha firmado un nuevo convenio con el Banco, por medio del cual los socios de la entidad estarán en condiciones de acceder al servicio “Itau Personal Bank”, una vez aprobada la situación económica y financiera de cada uno de los interesados.

Para más información sobre este tema, contactarse con: Lorena.Tami@itau.com.ar. El paquete “Itau Personal Bank” incluye:

- Caja de ahorro en Pesos, Dólares y Euros.
- Cuenta Corriente en Pesos.
- Tarjetas de Crédito Visa / MasterCard Platinum.
- Productos de inversión.
- Préstamos personales.
- Tarjeta de Débito “Personnalité”.
- Movimientos ilimitados y sin cargo.
- Seguro de cajero bonificado.
- Cuenta vínculo.

Este servicio tiene un descuento preferencial para los socios de la AAVE.

Además el Banco sigue ofreciendo su paquete comercial tradicional, sin cargo si se cumplen ciertas condiciones. Consultar enviando un e-mail a cecilia.cardozo@itau.com.ar

SERVICIOS PROFESIONALES

• Análisis antidopaje para compra-venta de caballos

• Asesoramiento Contable

El estudio Cerelli & Asociados ofrece a los socios la posibilidad de realizar una consulta de orientación gratuita y, en el caso requerir sus servicios, los honorarios serán promocionales.

Estudio Contable Cerelli & Asociados:
011 4311-8498 / 5435 Av. Córdoba 373,
7º piso - C.A.B.A.

• Seguros

La empresa RC Brokers Asesores de Seguros S.A., nos ofrece distintos productos que adjuntamos, con beneficios especiales para los socios de nuestra institución.

1. °) Seguro Automotores.
2. °) Seguro robo de Instrumental y Equipamiento en la Vía Pública.

3. °) Seguro Accidentes Personales.
 4. °) Seguro de Vivienda.
 5. °) Seguro de Mala Praxis - Plan Especial para socios de la Asoc. Argentina de Veterinaria Equina.
- Contacto: Víctor H. Gurpegui.
TE/Fax: 4632-9976 4631-1785 Tel.: (15) 4415-9551
gurpegui@rcbrokers.com.ar
www.rcbrokers.com.ar

• Convenio con MEDICUS

La cobertura médica más completa para los matriculados de la AAVE. Los precios son especiales y exclusivos, incluye la posibilidad de utilizar aportes de Obra Social ya sea en relación de dependencia o como monotributista.

Para recibir mayor información comuníquese al 0800 - 333 - 6334.
email : ventas@medicus.com.ar.

• Estudio Jurídico Empresarial

El Estudio ha acordado con la AAVE otorgarle un servicio preferencial a sus asociados. Usted encontrará varias alternativas para consultarnos. Previo a ello, le brindaremos un lapso de orientación en forma gratuita y honorarios profesionales diferenciales para los asociados a esta prestigiosa Institución.

Lo invitamos a visitar nuestra web: www.estudiojuridicoempresarial.com, en donde podrá ver las diversas actividades para emprendedores o entidades, conjuntamente con la Consultoría Jurídica. Dr. Juan Carlos Palmigiano.
Tel: (+54 11) 4861.2169
Fax: (+54 11) 4862.5467
Cel: (+54 911) 15 4412.0973
www.estudiojuridicoempresarial.com



Cómo colocar un catéter epidural para producir analgesia a largo plazo mediante la aplicación de morfina / detomidina en caballos

Danica Wolkowski, BSc, DVM

Dirección del autor: Steinbeck Country Equine Clinic, 15881 Toro Hills Avenue, Salinas, CA 93908; email: danica.wolkowski@gmail.com. © 2018 AAEP.

Traducción: Victoria Simian, MV.

Este artículo tiene como propósito enfatizar las indicaciones, la colocación, uso y manejo de los catéteres epidurales como parte de la terapia del dolor en los caballos.

Introducción

Se ha comprobado que el dolor suprime la respuesta inmune, activa la cascada de inflamación, retrasa la curación e incrementa la probabilidad del tratamiento médico intensivo en equinos. ¹ El control del dolor es de suma importancia, no solo por el bienestar de nuestros pacientes, sino que también disminuye de manera significativa la morbilidad y el costo económico del cuidado del paciente. ¹ El dolor en los caballos se ha tratado de manera convencional con drogas antiinflamatorias no esteroideas (AINES), cuyo uso en dosis elevadas o durante períodos prolongados se asocia con la aparición de efectos secundarios como la ulceración gástrica y duodenal, la ulceración y necrosis del colon, necrosis de la cresta renal y cambios hematológicos. ²

Se ha demostrado que la administración epidural de drogas opioides y agonistas α -2 proporciona analgesia significativa en los caballos. ³ El objetivo de administrar analgésicos en el espacio epidural, es proporcionar alivio al dolor utilizando analgesia espinal selectiva, ^{3,4} sorteando los efectos sistémicos de la administración endovenosa y oral de los analgésicos como los AINES y disminuir la morbilidad asociada a la terapia del dolor. ⁵ Cuando las drogas opioides y las agonistas α -2 se administran intratecalmente, estas difunden dentro del fluido cerebroespinal y se mueven hacia el cuerno dorsal donde abundan los receptores μ -opioides y α -2. ^{3,4} A través de este mecanismo las drogas como la morfina y la detomidina pueden aportar analgesia sin causar efectos adversos significativos. Sumado a esto, se ha demostrado que la administración epidural de morfina aporta una mejor analgesia en los pacientes que atraviesan una intervención quirúrgica gastrointestinal cuando se lo compara con la administración sistémica de opioides. ⁵ Mediante la colocación de un catéter epidural, los analgésicos actúan en receptores específicos en la médula espinal y pueden administrarse en pacientes que padecen dolor en el abdomen caudal, pelvis y miembros pelvianos. ³

El objetivo de la administración de estos analgésicos intratecalmente es aportar una analgesia adecuada sin afectar la función motora del miembro pelviano ni causar efectos sistémicos significativos. Este artículo tiene como propósito enfatizar las indicaciones, la colocación, uso y manejo de los catéteres epidurales como parte de la terapia del dolor en los caballos.

Cualquier paciente hospitalizado que requiera analgesia preoperatoria, posoperatoria o en curso, en la región del abdomen caudal, miembro pélvico, cola, perineo, recto, colon distal, vejiga y órganos reproductivos pelvianos es un buen candidato para esta técnica.

Materiales y método

Puntos de referencia (Figura 1)

El catéter epidural se coloca en el primer espacio intercocigé (Co1-Co2) en los caballos. Esta región puede

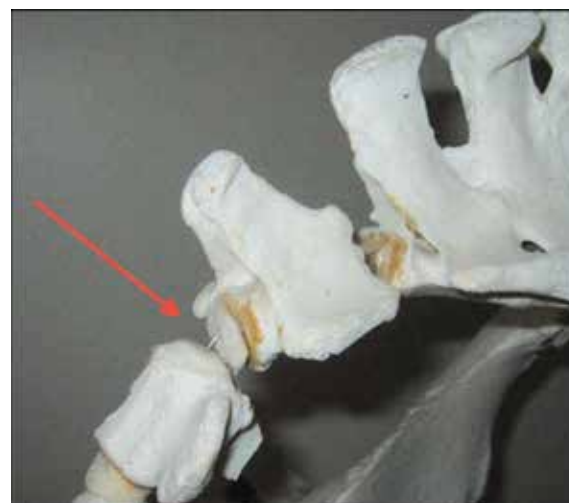


Figura 1. Articulación sacro coccígea del caballo. La flecha roja muestra el lugar donde se colocará la aguja Tuohy.



Figura 2. A. Elementos necesarios para la colocación de un catéter epidural. B. Sitio rasurado donde se colocará el catéter. C. Palpación del primer espacio coccígea con la ayuda de asistente que eleva la cola del caballo. D. Colocación de la aguja Tuohy en un ángulo de 45°.

localizarse moviendo la cola hacia arriba y hacia abajo y palpando la primera articulación móvil caudal al sacro. Sumado a esto, esta ubicación se encuentra generalmente en una depresión axial a 5 cm aproximadamente de distancia de la base de la cola.

Materiales (Figura 2 A.)

1. Clorhexidina 5 %
2. Alcohol 99 %
3. Guantes estériles
4. Rasuradora
5. Lidocaína 2 %
6. Solución salina estéril 0,9 %
7. Equipo de catéter epidural que incluye:
 - A. Catéter epidural con estilete de alambre
 - a. Calibre 20, 90 cm
 - b. Extremo cerrado con orificios laterales
 - B. Aguja introductora Tuohy
 - C. Jeringa de pérdida de resistencia
 - D. Adaptador de catéter
 - E. Filtro
 - F. Adaptador de inyección
8. Cinta de vendaje
9. Hoja de bisturí
10. Paño estéril
11. Cinta métrica
12. Sutura no absorbible o grampas

Preparación del paciente

Previo a la preparación del sitio de la epidural, el caballo debe ser sedado adecuadamente para permitir el procedi-

miento. Mida el espacio desde la vértebra sacrocaudal a la vértebra lumbrosacra. Esta será la distancia que avanzará su catéter pasado el extremo de la aguja Tuohy. Puede rasurarse un cuadrado de 10 cm x 10 cm en la línea media, con su centro en el espacio Co 1- Co 2 (Figura 2 B.). Se realiza una preparación inicial del área rasurada y se administran 3 ml de lidocaína al 2 % en el tejido blando en el sitio de la epidural. Se inserta una aguja debajo de la piel y se inyecta lidocaína a medida que la aguja se remueve lentamente. Luego de este bloqueo local, se realiza una limpieza quirúrgica estándar en la zona.

Colocación

El personal que realiza este procedimiento debe seguir estrictas técnicas de asepsia durante la colocación del catéter epidural.

1. Se prepara un campo estéril sobre el cual se abren todos los insumos estériles.
 - a. Puede utilizarse un equipo de catéter epidural y debe abrirse antes de colocarse los guantes.
2. Coloque un campo estéril fenestrado sobre la región preparada quirúrgicamente.
3. Se palpa el sitio de la epidural y se lo localiza con el dedo índice de la mano no dominante, opuesta a la mano que coloca el catéter (Figura 2 C.).
4. Se introduce la aguja espinal Tuohy en la línea media hacia el espacio epidural Co1-Co2 posicionando la aguja en un ángulo de 45° con el bisel en una orientación craneodorsal (Figura 2 D.).
5. La aguja se introduce hasta que contacta con el hueso. A medida que la aguja se introduce, pueden sentirse numerosos saltos al penetrar los diferentes planos. Una

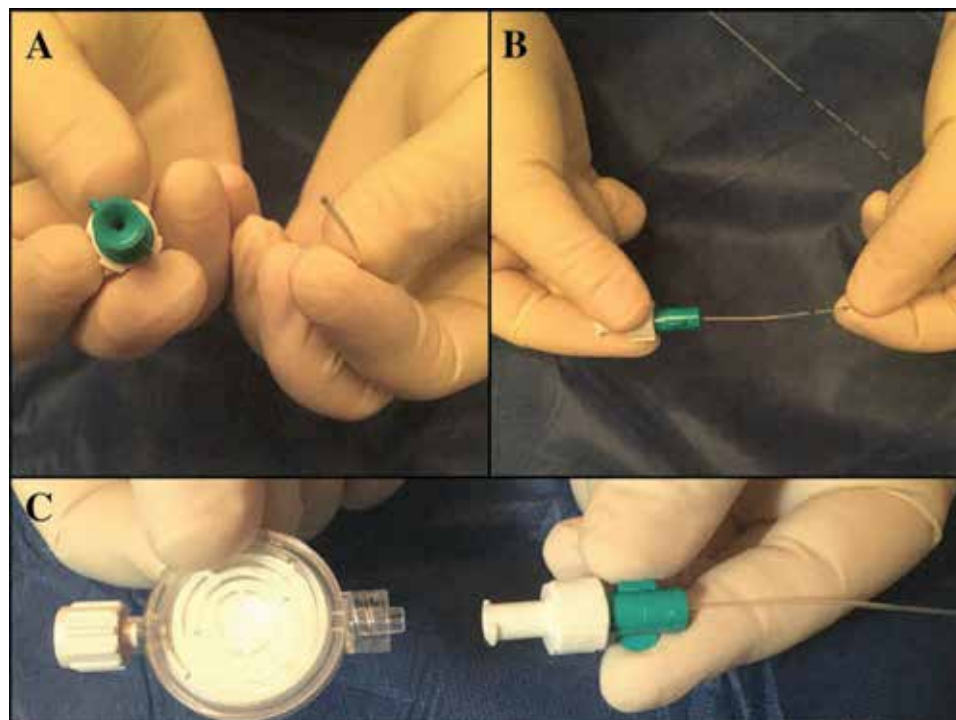


Figura 3. A. Extremo del catéter con adaptador de inyección. B. Inserción del extremo del catéter dentro del adaptador de inyección y ajustado del Luer lock para que el catéter este firmemente acoplado a su adaptador. C. Acople del filtro al adaptador de catéter.

vez que se toma contacto con el hueso, se retira la aguja levemente, y se la dirige cranealmente, ubicándola en el espacio epidural. Remueva el estilete de la aguja Tuohy.

6. La correcta colocación puede confirmarse por A) la pérdida de resistencia o B) por la técnica de la gota.

a. Aspire aire con una jeringa estéril de baja resistencia y acóplela a la aguja Tuohy y cuidadosamente presione el émbolo. Si el catéter esta correctamente ubicado, la resistencia será mínima y el émbolo no cambiará de posición cuando se le quita la presión. Si se aprecia resistencia o el émbolo rebota hacia atrás cuando se le retira la presión, puede retirarse levemente la aguja y testearse nuevamente con el mismo procedimiento.

b. Luego que el estilete de la aguja Tuohy se retira, puede llenarse con solución salina estéril para que una gota de solución se ubique en el pabellón de la aguja. Cuando se entra dentro del espacio epidural, la gota es absorbida dentro del espacio y desaparece.

c. Nota: luego de dos o tres intentos negativos, debe retirarse la aguja y el procedimiento se repite desde el paso 3. No intente este procedimiento más de dos veces.

7. Coloque el catéter con la guía de alambre dentro del pabellón de la aguja Tuohy y delicadamente aváncela hacia el extremo de la aguja. Se siente una leve resistencia a medida que el catéter avanza más allá del extremo de la aguja.

8. Continúe avanzando el catéter pasado el extremo de la aguja Tuohy la misma distancia medida durante la preparación del paciente y lentamente retire la guía de alambre y la aguja Tuohy, asegurándose que el catéter no se mueva.

9. Inserte el extremo externo del catéter con el adaptador de inyección (Figura 3 A.) hasta que sienta la resistencia, retire levemente el catéter y ajuste el pabellón (Figura 3 B.).

10. El acople Leur del filtro se ajusta al pabellón del adaptador de catéter (Figura 3 C.).

11. Confirme la correcta colocación del catéter inyectando 5 ml de solución salina estéril al 0,9 % dentro del puerto del filtro y a través del catéter. Debe sentirse la resistencia, pero en tanto y cuanto la solución siga avanzando, puede confirmarse la correcta colocación.

12. Coloque un adaptador de catéter en el puerto de inyección para sellar el sistema.

Asegurando el catéter

Múltiples métodos se enumeran a continuación:

- Opciones de seguridad
 - Fabrique una mariposa con cinta adhesiva sobre el catéter en su entrada a la piel y suture la mariposa al paciente. Aplique otra mariposa de cinta al filtro y suturelo al paciente.
 - Suture el catéter a la piel en su salida y asegúrelo con una sutura "chinese finger trap" (Figura 4 A.).
- Coloque un plástico transparente o un vendaje (Elastoplast) sobre la zona para evitar su desplazamiento o contaminación (Figura 4 B.).

Uso apropiado

El puerto de inyección debe limpiarse con una gasa embebida en antiséptico antes de su uso. Los analgésicos pueden infundirse lentamente en un período de 15 a 20 minutos.

Las dosis de las drogas analgésicas mediante la vía epidural son las siguientes: Morfina: 0,2 mg/kg o morfina: 0,1 a 0,2 mg/kg más detomidina: 30 µg/Kg cada 12 horas. Los analgésicos pueden administrarse con un total de 10 ml de solución salina estéril, seguido de un bolo de solución salina estéril para limpiar de analgésicos el catéter. Además, puede encontrarse una variedad de otras drogas y sus dosis en la literatura citada.

Los catéteres epidurales pueden permanecer colocados hasta por dos semanas sin la presencia de efectos adversos.⁶

Discusión

El uso de catéteres epidurales permanentes en caballos para administrar agentes analgésicos es un excelente complemento a los sistemas terapéuticos convencionales. Los beneficios de esta modalidad son numerosos. Las epidurales con morfina/detomidina se han asociado con menos efectos adversos cuando se los compara con su administración sistémica.² Más aún, la combinación de la epidural con morfina y detomidina ha reportado que proporciona una analgesia profunda con un menor período de latencia luego de su aplicación y una duración de hasta 13 horas.² La administración sistémica de morfina se ha asociado con anterioridad a la disminución de la motilidad intestinal, pero las investigaciones han demostrado que este fenómeno no es una secuela en las epidurales donde se administra

morfina.⁴ La administración endovenosa de detomidina causa sedación profunda; este efecto puede apreciarse en dosis altas administradas intratecalmente pero es menos frecuente a la dosis sugerida de 30 µg/g.⁶ Por último, una vez que el catéter se encuentra colocado, los analgésicos pueden ser administrados de manera eficiente y sencilla en la locación correcta.

Mientras que existen muchos beneficios con este abordaje, y esta probado que es un método más seguro cuando se lo compara con la administración sistémica de la misma droga, no se encuentra exento de riesgos. Se ha reportado un pequeño grupo de casos que describen un prurito entre leve a grave observado luego de la aplicación epidural de morfina.⁷ De todos modos, en múltiples estudios los efectos adversos de la administración epidural de morfina se estudiaron, y ningún caballo desarrolló prurito o algún otro efecto no deseado de carácter significativo.^{6,8} Las limitaciones del procedimiento son, el riesgo de infección y la dificultad en su colocación hasta encontrarse cómodo con la técnica. Es preferente que los catéteres epidurales sean colocados en una institución donde se mantienen las condiciones de limpieza y se puede llevar a cabo su monitoreo. Otro efecto adverso a tener en cuenta es la posibilidad de una ataxia y parálisis de los miembros posteriores cuando los volúmenes de fluido inyectado en el espacio epidural superan los 20 ml causando una compresión mecánica de los nervios.⁹

(5411) 4836-2700

Río de Janeiro 1360,
Martínez, Buenos Aires
ventas@ekinos.com.ar

www.ekinos.com.ar

ekinos



Figura 4. A. Colocación y fijación del catéter epidural. B. Vendaje colocado sobre el catéter epidural.

Existe información proponiendo el uso de otros agentes para aplicar analgesia por la vía epidural. Notablemente, es importante comprender que la administración de anestesia local para provocar analgesia a largo plazo en el miembro pélvico esta contraindicado en caballos. A causa de la ataxia profunda y la parálisis que pueden producir los anestésicos locales, se considera que no son apropiados para ser administrados de manera continua a través de un catéter epidural debido al riesgo potencial tanto para el caballo como para el personal. Se ha comprobado que el tramadol a dosis de 1 mg/kg proporciona analgesia significativa pero de duración más corta cuando se lo compara con la morfina.¹⁰ Más aún se demostró que la aplicación de buprenorfina (5 µg/kg) y de

detomidina (30 µg/kg) vía epidural proporcionó resultados que no eran significativamente diferentes a la aplicación de morfina y detomidina.¹¹ Se ha estudiado a la hidromorfina (0,04 mg/kg) como analgésico epidural en caballos dando como resultado una analgesia moderada sin ataxia ni sedación significativa.⁹ Existen muchas modalidades para aliviar el dolor intratecalmente en los caballos.

Los beneficios de este procedimiento surgen cuando es necesario manejar pacientes con heridas o condiciones asociadas con dolor agudo y períodos prolongados de recuperación. También se ha reportado que este método de aplicar analgesia funciona de manera correcta cuando se coloca de manera prequirúrgica para proporcionar analgesia durante la intervención y en el posoperatorio en los procesos que se espera sean dolorosos.¹² Además, esta técnica se ha utilizado para proporcionar alivio del dolor visceral en los equinos,¹³ Existen muchas aplicaciones y potenciales agentes farmacológicos para ser utilizados mediante esta vía. Gracias a la extensa investigación científica sobre su eficacia y margen de seguridad, puede considerarse que la analgesia mediante catéter epidural es una excelente terapia para proporcionar alivio al dolor en los equinos.

Agradecimientos

Declaración de ética

El autor es adherente a los principios éticos de la medicina veterinaria de la AVMA (American Veterinary Medical Association).

Conflicto de intereses

El autor no tiene conflicto de intereses.

Referencias y notas al pie

1. Muir W. Anaesthesia and pain management in horses. *Equine Vet Educ Manual* 2005;7:20–25.
2. Sysel AM, Pleasant RS, Jacobson JD, et al. Efficacy of an epidural combination of morphine and detomidine in alleviating experimentally induced hindlimb lameness in horses. *Vet Surg* 1996;25(6):511–518.
3. Do´ria RG, Valadao CA, Duque JC, et al. Comparative study of epidural xylazine or clonidine in horses. *Vet Anaesth Analg* 2008;35(2):166–172.
4. Sano H, Martin-Flores M, Santos LC, et al. Effects of epidural morphine on gastrointestinal transit in unmedicated horses. *Vet Anaesth Analg* 2011;38(2):121–126.
5. Martin-Flores M, Campoy L, Kinsley MA, et al. Analgesic and gastrointestinal effects of epidural morphine in horses after laparoscopic cryptorchidectomy under general anesthesia. *Vet Anaesth Analg* 2014;41(4):430–437.

6. Sysel AM, Pleasant RS, Jacobson JD, et al. Systemic and local effects associated with long-term epidural catheterization and morphine-detomidine administration in horses. *Vet Surg* 1997;26(2):141–149.
7. Kalchofner KS, Kummer M, Price J. Pruritus in two horses following epidurally administered morphine. *Equine Vet Educ* 2007;19(11):590–594.
8. Martin CA, Kerr CL, Pearce SG, et al. Outcome of epidural catheterization for delivery of analgesics in horses: 43 cases (1998–2001). *J Am Vet Med Assoc* 2003;222(10):1394–1398.
9. Natalini CC, Linardi RL. Analgesic effects of epidural administration of hydromorphone in horses. *Am J Vet Res* 2006;67(1):11–15.
10. Natalini CC, Robinson EP. Comparative evaluation of the analgesic effects of epidural morphine, alfentanil, butorpha-

- nol, tramadol and U50488H in horses. *Vet Anaesth Analg* 2000;27:97–122.
11. Fischer BL, Ludders JW, Asakawa M, et al. A comparison of epidural buprenorphine plus detomidine with morphine plus detomidine in horses undergoing bilateral stifle arthroscopy. *Vet Anaesth Analg* 2009;36:67–76.
12. Van Hoogmoed LM, Galuppo LD. Laparoscopic ovariectomy using the Endo-GIA Stapling Device and Endo-Catch Pouches and evaluation of analgesic efficacy of epidural morphine sulfate in 10 mares. *Vet Surg* 2005;34:646–650.
13. Robertson SA, Sanchez CL. Treatment of visceral pain in horses. *Vet Clin Equine* 2010;26:603–617.

a. MILA epidural pack, Florence, KY 41042.
b. PRN adapter, Covidien, Costa Mesa, CA 92626.

NUEVO

overvac toxoide TETÁNICO

PREVENIR ES GANAR

- + Aplicación subcutánea o intramuscular
- + Frascos con 4 ml



www.over.com.ar

over[®]
MEDICINA VETERINARIA



Cómo utilizar la ultrasonografía transtorácica para identificar enfermedad pulmonar en el caballo

Michelle Henry Barton, DVM, PhD, DACVIM

Dirección del autor: University of Gorgia, Athens, GA 30602; email: bartonmh@uga.edu. © 2018 AAEP.

Traducción: Victoria Simian, MV.

Junto con el examen físico completo, el ultrasonido transtorácico es una manera rápida y efectiva para monitorear la enfermedad pulmonar tanto en caballos hospitalizados como a campo, siendo más sensible que las radiografías para la detección de consolidación superficial.

Introducción

La ultrasonografía es una técnica segura, accesible y adecuada para investigar la enfermedad pulmonar periférica. La mayor limitación de la ecografía torácica es que el pulmón sano aireado impide la detección de lesiones más profundas. El objetivo de este artículo es utilizar películas digitales interactivas en 3D (*Quicktime Virtual Reality-QTVR*) para evaluar y explicar las imágenes ecográficas normales y anormales de los caballos.

A pesar de que la ecografía transtorácica no es un procedimiento nuevo, las películas en QTVR creadas para esta presentación son originales y únicas, por lo que ofrecen un nuevo método tanto para evaluar como para enseñar la ultrasonografía transtorácica.

Materiales y método

Los pulmones pueden escanearse con casi cualquier tipo de transductor, pero los transductores de alta frecuencia (> 7,5 MHz) ajustados a una profundidad de 4–8 cm brindan las imágenes con mejor detalle.² En la mayoría de los casos es suficiente empapar el pelo con agua tibia o alcohol isopropílico sobre el área a escanear. Sin embargo, en pacientes obesos o con un manto grueso es necesario rasurar el pelo y utilizar gel. Los transductores de pisada pequeña facilitan la observación entre las costillas, variando según su tipo de barrido en sectoriales o lineales.

Debe realizarse un abordaje sistémico monitoreándose desde el aspecto más dorsal de cada espacio intercostal, hasta el aspecto más ventral, y hasta el diafragma, moviéndose ya sea craneal o caudalmente, respetando cada espacio intercostal, en un plano transversal (perpendicular a la espina dorsal) o leve-

mente oblicuo respetando la curvatura de las costillas. Al mover el transductor lentamente por cada espacio intercostal es posible visualizar lo durante la inspiración e espiración, lo que facilita la identificación de lesiones sutiles que solo son vistas cuando el pulmón se mueve de abajo de las costillas o se ubica dentro del campo visual. Deben escanearse ambos lados del tórax desde el tercer o cuarto espacio intercostal hasta el decimoquinto o decimosexto espacio. Debe tenerse cuidado de no salirse del espacio intercostal, ya que las costillas impiden la penetración del ultrasonido y generan una sombra acústica (área anecóica distal a la superficie de la costilla creada por la absorción del haz de ultrasonido).³ Los pulmones también pueden evaluarse en el plano dorsal, paralelo a la columna vertebral; sin embargo la impedancia de las costillas limita la visión, haciéndolo un método más tedioso.

Resultados

Anatomía normal

Se considera que los pulmones de los caballos son más simples que los de otras especies, debido a que no se encuentran divididos en lóbulos por profundas fisuras interlobulares (Figura 1). No obstante, se encuentran divididos en derecho e izquierdo, con un pequeño lóbulo accesorio ubicado medialmente que se asocia con el pulmón derecho.³ Ambos pulmones derecho e izquierdo, están divididos en un lóbulo apical o craneal y un lóbulo diafragmático o caudal, definidos por la escotadura cardíaca. En el lado izquierdo, la muesca cardíaca del pulmón es adyacente al tercer a sexto espacio intercostal izquierdo y en el lado derecho desde el tercer al cuarto

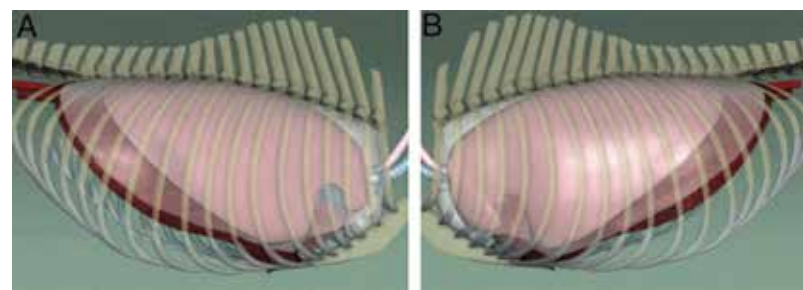


Figura 1. A. Anatomía normal del pulmón derecho. B. Anatomía normal del pulmón izquierdo

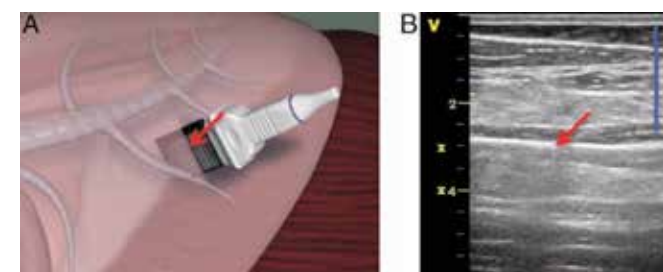


Figura 2. A. Imagen de realidad virtual de una ecografía del pulmón en el décimo espacio intercostal. La flecha roja señala la superficie pleural visceral del pulmón normalmente aireado. B. Imagen ecográfica obtenida en el décimo espacio intercostal izquierdo. La flecha roja señala la línea hiperecólica en el margen periférico del pulmón normal en la superficie de la pleura visceral. La línea azul señala los músculos intercostales. Dorsal es a la izquierda de la imagen. Esta imagen se obtuvo con un transductor lineal de 12-MHz a una profundidad de 6 cm.

espacio intercostal.⁴ Sin embargo, en las áreas de la muesca cardíaca del pulmón, el pericardio se encuentra en contacto directo con la pleura parietal.

En la imagen ecográfica, la piel, el tejido adiposo subcutáneo y los músculos intercostales se observan inmediatamente adyacentes a la pisada del transductor (Figura 2). Transmiten las ondas de sonido y no generan artefactos. La interfase entre la superficie pleural del pulmón y el pulmón aireado en profundidad se representa por una línea recta hiperecogénica. Esta línea hiperecólica conformada por la pleura visceral, puede verse deslizarse hacia delante y hacia atrás cuando el caballo respira, a medida que la superficie visceral del pulmón se mueve adyacente a la pleura parietal de la pared torácica (Figura 2). Esta “línea de deslizamiento” es la marca distintiva del pulmón normalmente aireado. Dado que el pulmón normal contiene aire, el cual es un

gran reflector de las ondas de sonido, el pulmón normalmente aireado refleja una “aburrida” sombra acústica uniforme, con un artefacto característico de reverberancias equidistantes que aparecen como líneas paralelas hiperecóicas que también se llaman “líneas A”.^{2,3}

Estas “líneas A” ocurren cuando las ondas de sonido rebotan ida y vuelta (eco) entre el transductor y la superficie pulmonar. Cada reverberancia de onda de sonido tarda más en regresar al transductor, apareciendo como una línea horizontal hiperecogénica cada vez más profunda y alejada de la interfase inicial de músculo-superficie pulmonar (Figura 3).³ Las “líneas A” más profundas se encuentran más distorsionadas que las superficiales. Cuando el transductor se encuentra sobre una costilla, la densidad del hueso refleja las ondas de sonido y dispersa y bloquea la transmisión adicional de ondas.

Mercaptin F

Desfatigante Metabólico Energizante



- Envaraduras
- Fatiga Muscular con Aumento de Enzimas
- Previene la Acumulación de Ácido Láctico





Figura 3. Imagen ultrasonográfica obtenida en el décimo espacio intercostal izquierdo usando un transductor curvo de 3-MHz. Las cabezas de flecha señalan el pulmón aireado en la superficie pleural visceral. Las flechas blancas señalan los artefactos de reverberancia (líneas A) típicamente vistos en el pulmón normalmente aireado. Dorsal es hacia la izquierda.

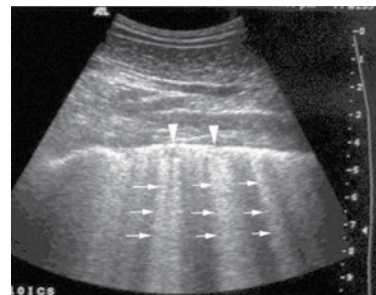


Figura 4. Imagen ecográfica obtenida con un transductor curvo de 3-MHz a una profundidad de 9 cm. Las pequeñas flechas blancas señalan artefactos de cola de cometa (líneas B) observadas por la presencia de diminutas áreas de fluido, células o fibrosis sobre la superficie o en la pleura visceral inmediata del pulmón (cabezas de flecha) representadas por pequeñas áreas interrumpidas del eco hiperecoico lineal normal del pulmón periférico aireado. Es normal observar algunas colas de cometa (≤ 3) en el pulmón sano. Esta imagen contiene un exceso de colas de cometa en la región dorsal del décimo segundo espacio intercostal derecho en un caballo con fibrosis pulmonar.

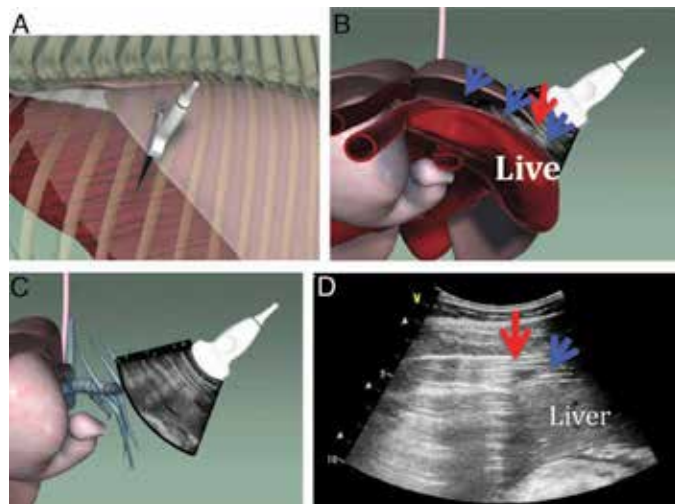


Figura 5. A. Una imagen de realidad virtual de ultrasonido del extremo ventral del pulmón derecho en el décimo tercer espacio intercostal. B. La imagen de realidad virtual ha sido rotada 90° en sentido contrario a las agujas del reloj para desplegar la imagen ecográfica como se observa desde una perspectiva caudal sin la presencia de las costillas. La flecha roja señala el extremo ventral del pulmón. El diafragma se ha retirado y se encuentra señalado por las flechas azules. C. Misma imagen que en B con el pulmón y el hígado removidos. D. misma imagen que en C observada en el monitor del ultrasonido. Dorsal es a la izquierda de la imagen, obtenida con un transductor curvo de 3-mhz programado a una profundidad de 10 cm. La flecha azul señala el diafragma. La flecha roja indica el aspecto más ventral del pulmón superficial y dorsal al diafragma. El artefacto de reverberancia normal del pulmón normalmente aireado obstruye la visualización del diafragma e hígado en medial y dorsal de la flecha roja.

Se observa una línea hiperecogénica curva (superficie de la costilla) en el campo visual cercano dentro del músculo. Como consecuencia que las ondas de sonido no pueden penetrar más allá de la superficie de las costillas, se aprecia en profundidad de esta línea curva hiperecogénica una sombra acústica oscura que se continúa hasta el borde de la pantalla.

El segundo artefacto que se produce en el pulmón normalmente aireado es las “líneas B”,² comúnmente referidas como “colas de cometa”.^{2,3} Estas son discretas líneas verticales que se originan de la superficie pleural y se mueven con el pulmón. Áreas diminutas de acumulación de fluido crean *colas de cometa* en el tejido pulmonar periférico normal (Figura 4). Las ondas de sonido son transmitidas a través de estas pequeñas áreas en profundidad de la superficie pleural. Cuando la onda de sonido llega a la próxima interfase de aire en el pulmón, es altamente reflectiva y crea una discreta sombra acústica que se asemeja a la cola de un cometa.³ Como artefacto del pulmón sano, las *colas de cometa* se observan comúnmente en el pulmón evaluado y la sombra acústica por lo general se esfuma antes de llegar al borde de la pantalla.

En las personas, se espera que cada espacio intercostal tenga menos de tres artefactos de *colas de cometa*.³

Moviéndose de espacio a espacio intercostal, la ecografía del pulmón debe incluir el aspecto más dorsal de este y continuarse ventralmente hasta observar el extremo más lejano del pulmón donde el diafragma aparece en la pantalla del equipo (Figura 5).

Hallazgos anormales

Las **colas de cometa** que aparecen en dorsal o que se extienden en profundidad del borde del campo de visión suelen ser patológicas y son generadas por la presencia de minúsculas áreas periféricas de tejido pulmonar no aireado superficial a una interfase del pulmón aireada (Figura 4). La onda de sonido puede ser transmitida más allá de la superficie pleural por fluido (edema, moco), infiltrado celular (leucocitos, células neoplásicas) o por tejido fibrótico. Este artefacto no tiene una etología específica, ya que pueden verse en diferentes estados de enfermedad.^{2,3} Debe tenerse en mente que la aparición de *colas de cometa* pueden estar presentes en los pulmones de pacientes sanos.



Torbutrol® Plus

Tartrato de Butorfanol 10 mg/ml

PODER ANALGÉSICO | EFECTIVIDAD | SEGURIDAD | RAPIDEZ | DURACIÓN

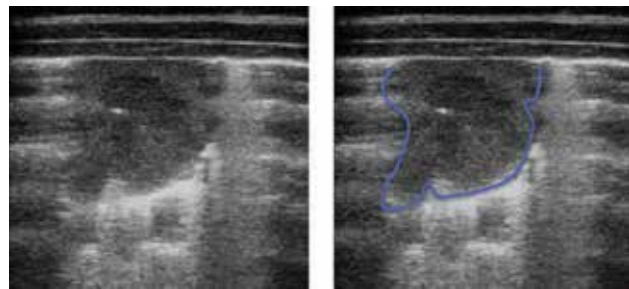


Figura 6. Ecografía señalando un área focal de consolidación pulmonar en la superficie periférica del pulmón. La imagen en la derecha delimita de manera grosera el área de consolidación con una línea azul.



Figura 7. Pulmón consolidado con broncograma de fluido. Dorsal es a la izquierda de la imagen.

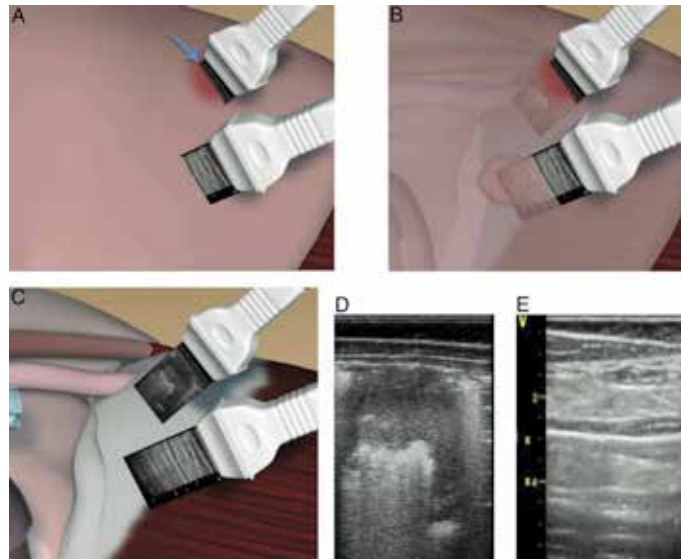


Figura 8. A. Una imagen de realidad virtual de dos áreas del pulmón izquierdo con las costillas removidas. El transductor dorsal (flecha azul) se encuentra directamente sobre la superficie del área consolidada que se extiende hacia la superficie pleural visceral del pulmón (indicada como un área roja descolorida debajo del transductor). En contraste, el transductor ventral se encuentra directamente sobre un área focal de consolidación, que no se extiende a la superficie pleural visceral. B. Los pulmones en la imagen de realidad virtual han sido enfrentados para revelar las áreas de consolidación, señalando que el área de consolidación en profundidad del transductor ventral no se extiende a la superficie pulmonar. C. Los pulmones en la imagen de realidad virtual han sido removidos para mostrar la imagen ecográfica obtenida en ese plano. D. Esta es la imagen ecográfica obtenida con el transductor dorsal mostrando el área hipoeoica de consolidación. Dorsal es a la izquierda de la imagen. E. Esta es la imagen ecográfica obtenida del transductor ventral mostrando la ausencia de anomalías. La presencia de aire en la superficie pulmonar del pulmón sano impide la identificación de áreas anormales en profundidad, poniendo en evidencia una de las mayores limitaciones de la ultrasonografía transtorácica.

Figura 9. Esta imagen fue obtenida en el espacio intercostal derecho. Dorsal es a la izquierda de la imagen. El área hipoeoica fue confirmada como fibrosis mediante biopsia. Este caballo tenía EHV5 asociado a EMPF.



La **consolidación** ocurre cuando se acumula fluido o infiltrado (edema, pus, moco, sangre, células neoplásicas) en el alvéolo, y ecográficamente el área se observa hipoeoica en relación al pulmón aireado circundante (Figura 6). Comúnmente se refiere al pulmón consolidado como “pulmón hepatizado”, debido a que su apariencia acústica es más parecida a la del hígado que a la del pulmón. Las áreas de pulmón consolidadas son frecuentemente dependientes, generalmente discretas, muy variables en forma y tamaño y típicamente conservan la forma normal del pulmón. Puede que las pequeñas áreas de consolidación solo puedan identificarse durante la espiración. Las áreas grandes de consolidación por lo general tienen bordes hiperecoicos irregulares que marcan la interfase con el pulmón aireado. Estas áreas

más grandes pueden tener focos ecogénicos de tamaño variable los cuales representan áreas focales de aire residual dentro del tejido pulmonar consolidado. El broncograma de aire o aire dentro del bronquio dentro de áreas de consolidación, se observa como un eco lineal hiperecoico que son más fáciles de detectar cuando se escanea en forma paralela al eje largo del bronquio. Los broncogramas de fluido o fluido dentro del bronquio se observan como estructuras lineales hipoeoicas que se ensanchan al converger hacia el hilio y se encuentran flanqueadas con paredes lineales hiperecoicas de los bronquios (Figura 7). El hallazgo de áreas puntuales hiperecoicas que generan una sombra acústica dentro de áreas de consolidación son consistentes con infección de anaerobios.⁵ La consolidación se identifica comúnmen-

te en los campos pulmonares dependientes, especialmente en el lado derecho. Si hay presencia de necrosis pulmonar, los broncogramas de aire no serán claramente identificados dentro del área consolidada.² Debe sospecharse de infartos pulmonares si el doppler color muestra disturbios abruptos del flujo de sangre en áreas consolidadas.¹ Los diagnósticos diferenciales para los pulmones consolidados incluyen neumonía y edema pulmonar.

Los **abscesos pulmonares** aparecen como lesiones que “ocupan espacio” de ecogenicidad mixta. Estos se ven similares a las áreas de consolidación con la diferencia que no hay evidencia de tejido pulmonar normal, como aire o fluido o vasos sanguíneos.² Ocasionalmente, el material purulento contenido dentro de los abscesos puede verse arremolinándose, con una ecogenicidad mixta a medida que el pulmón se mueve. Los abscesos pueden estar encapsulados, tener compartimentos y contener focos de gas libre. Este último es indicativo de infección anaerobia y conlleva un pronóstico reservado.⁵ Ocasionalmente, en abscesos bien encapsulados, puede detectarse una interfase dorsal de gas y una ventral de pus. Solo los abscesos localizados periféricamente pueden detectarse mediante la ultrasonografía (Figura 8).

Otras lesiones que “ocupan espacio” dentro del pulmón

Otras lesiones hipoeoicas que “ocupan espacio” en el pulmón son, las neoplasias pulmonares, los granulomas o la fibrosis pulmonar⁶ (Figura 9). Al igual que los abscesos pulmonares, estas lesiones varían en tamaño y ecogenicidad y no tienen evidencia de tejido pulmonar, siendo solo

detectables en la periferia del pulmón. De manera típica, la pleura visceral y la fibrosis subpleural generan un incremento en las colas de cometa y una apariencia irregular de la superficie pleural (Figura 4).^{2,3} Las radiografías torácicas generalmente proporcionan más información sobre la extensión de las “lesiones que ocupan espacio”, pero la ecografía aporta información precisa sobre la locación, lo cual facilita la obtención de una muestra para biopsia.

Discusión

La ecografía transtorácica es un método rápido y efectivo para monitorear la superficie pulmonar. El conocimiento de la anatomía torácica normal y los principios básicos de la ecografía son elementos esenciales para diferenciar la arquitectura pulmonar normal de la anormal. La limitación más grande de esta técnica es el hecho que el pulmón normalmente aireado impide la detección de lesiones más profundas. En consecuencia, la ausencia de hallazgos significativos mediante la ecografía transtorácica, no imposibilita el diagnóstico de enfermedad pulmonar, siendo necesarias más medidas diagnósticas.

Agradecimientos

Declaración de ética

El autor es adherente a los principios éticos de la medicina veterinaria de la AVMA (American Veterinary Medical Association).

Conflicto de intereses

El autor no tiene conflicto de intereses.

Referencias

1. Reef VB, Boy MG, Feid CF, et al. Comparison between diagnostic ultrasonography and radiography in the evaluation of horses and cattle with thoracic disease: 56 cases (1984–1985). *J Amer Vet Med Assoc* 1991;198:2112–2118.
2. Reef V, Whittier M, Allam LG. Thoracic ultrasonography. *Clin Techniques in Equine Pract* 2004;294–284.

3. Stone M. Philips tutorial. http://www.healthcare.philips.com/main/education/ultrasound/emergency_medicine_cc/index.wpd.
4. Sisson S, Grossman JD, Getty R. *Sisson's and Grossman's The anatomy of domestic animals*. Philadelphia, PA, W. B. Saunders, 1975.
5. Reimer JM, Reef VB, Spencer PA. Ultrasonography as a diagnostic aid in horses

with anaerobic bacterial pleuropneumonia and/or pulmonary abscessation: 27 cases (1984–1986). *J Amer Vet Med Assoc* 1989;194:278–282.

6. Wong DM, Nolen-Watson R, Marr CM, et al. Multinodular pulmonary fibrosis in five horses. *J Am Vet Med Assoc* 2008; 232:898–905. 458 2018



Infección con *Sarcocystis fayeri* asociado a enfermedad neuromuscular en el caballo

Mónica Aleman, MVZ cert, PhD, DACVIM (Internal Medicine, Neurology) *;
Karen Shapiro, PhD; Silvia Sisó, DVM, PhD;
John Madigan, DVM, ms, DACVIM, DACAW; Diane C. Williams, PhD;
Daniel Rejmanek, PhD; Beatriz Aguilar, DVM; and Patricia A. Conrad, DVM, PhD.

Dirección de los autores: Department of medicine (Aleman, Madigan); Department of Pathology, Microbiology and Immunology (Shapiro, Sisó, Rejmanek, Aguilar, Conrad); The William R. Pritchard Veterinary Medical Teaching Hospital (Williams), School of Veterinary Medicine, University of California – Davis, Davis, CA 95616; email: mraleman@ucdavis.edu. *Corresponding and presenting author. © 2018 AAEP

Traducción: Victoria Simian, MV.

La enfermedad neuromuscular puede estar asociada en algunos casos con la infección del músculo con *Sarcocystis fayeri*. Las manifestaciones clínicas incluyen atrofia muscular, debilidad, rigidez, dolor muscular, deficiencias inespecíficas de la marcha y en algunos casos disfagia. La presunción que la presencia de *Sarcocystis fayeri* en el músculo esquelético es siempre un hallazgo accidental, puede no ser correcta en todos los casos.

Introducción

Se han reportado en humanos, casos de toxicidad provocados por *Sarcocystis fayeri* (Sarcocystosis intestinal y muscular), luego del consumo de carne equina cruda.^{1,2} Las manifestaciones clínicas incluyen, mialgias crónicas e intermitentes, miositis, desgaste muscular, dolor articular, fatiga, dolor de cabeza, broncoespasmo, erupciones cutáneas, hinchazón facial, fiebre, cardiomiopatía y glomerulonefritis.¹ Comúnmente, se consideraba el hallazgo de *Sarcocystis* en el músculo esquelético de los caballos como un hallazgo accidental. Sin embargo, ha habido casos aislados de sarcocystosis muscular junto con descripciones de caballos con deficiencias en su andar sin causa aparente y enfermedad neuromuscular de etiología no determinada, que respondieron al tratamiento con drogas antiprotozoales.³ También, la infección experimental de *Sarcocystis fayeri* en ponis produjo manifestaciones clínicas de la enfermedad en un estudio.⁴ Más aún, la observación por parte de uno de los autores de parásitos enquistados en el músculo esquelético de caballos con enfermedad neuromuscular, inspiró a los autores a investigar la prevalencia y caracterización molecular de la infección de *Sarcocystis spp.* en los équidos. Por lo tanto, el objetivo de este estudio fue investigar la prevalencia de *Sarcocystis* en el músculo esquelético de los caballos con enfermedad neuromuscular. Este estudio se publicó en *Neuromuscular Disorders 2016* y ha sido modificado para la reunión de la AAEP.⁵

A continuación, se provee de más información clínicamente relevante.

Materiales y método

Este estudio incluyó músculo esquelético equino con evidencia de parásitos enquistados dentro de miofibrillas procedentes de dos laboratorios diagnósticos dentro de la institución de los autores. Se obtuvo el consentimiento de los propietarios para obtener las muestras de músculo para el estudio.

Las muestras de biopsias musculares se recolectaron a causa de la sospecha de enfermedad neuromuscular o muscular. Los reportes médicos de los caballos seleccionados fueron revisados para un diagnóstico definitivo. Las muestras musculares fueron procesadas según los protocolos de cada laboratorio. Para comparar los resultados, se utilizaron caballos sanos como control. Este estudio fue aprobado por un comité de uso y bienestar animal.

Biopsia muscular

Las muestras de biopsia muscular fueron congeladas en isopentano preenfriado en nitrógeno líquido y almacenadas a -80°C hasta su procesamiento. Estas fueron procesadas para análisis histológico e inmunohistoquímico y evaluadas bajo microscopía óptica. Las miofibrillas fueron clasificadas por tipo de fibra (1, 2A, 2B) mediante reacción de ATPasa a una preincubación de pH. de 9,8, 4,6 y 4,3. El área transversal de cada tipo de fibra se determinó utilizando un total de 100 fibras musculares de cada tipo en tres ubicaciones diferentes al azar, para un total de 300 miofibrillas de cada tipo. Solo se midieron áreas sin artefactos y miofibrillas de bordes claros.

Los análisis de inmunohistoquímica para deter-

minar el tipo de células inflamatorias si las hubiera presentes, incluyó grupos de diferenciación para linfocitos B (CD20, CD79), linfocitos T (CD3, CD4, CD8) y macrófagos (CD11c). También fueron evaluadas muestras adicionales de músculo esquelético fijadas en formalina embebidas en bloques de parafina y portaobjetos de vidrio teñidas de manera rutinaria con hematoxilina y eosina.

Análisis molecular

Para determinar la especie de *Sarcocystis*, se extrajo ADN de 15 muestras musculares. Los ácidos nucleicos se extrajeron utilizando un *DNeasy blood tissue kit*^a.

Análisis estadístico

La estadística descriptiva incluyó, la media, la desviación estándar y desviaciones para todas las medidas.

Se utilizó una prueba exacta de Fisher para evaluar la asociación entre la presencia de *Sarcocystis*, el número de músculos con *Sarcocystis* y el estado de salud (caballos enfermos y sanos). Se empleó una t test independiente para comparar el tamaño de las miofibrillas con y sin *Sarcocystis* y el número de *Sarcocystis* por muestra de músculo entre los caballos con

enfermedad neuromuscular y los controles. Se fijó la significancia estadística en $P \leq 0.05$.

Resultados

Se identificaron parásitos enquistados en músculo esquelético en un total de 50 équidos: 35 caballos con enfermedad neuromuscular de uno de los laboratorios diagnósticos y 15 caballos con desórdenes diversos de muestras archivadas fijadas en formalina. El grupo control estaba integrado por 36 caballos.

Se evaluó el músculo esquelético de un total de 392 équidos con enfermedad neuromuscular durante el estudio para una prevalencia de 8,9 %.

Las razas participantes fueron percherón, cuarto de milla, pura sangre, árabe, mustang, paso fino y pony de Islandia. Las edades media y mediana fueron de 7 años (rango entre 1 – 16 años). Los caballos enfermos manifestaban síntomas compatibles con enfermedad neuromuscular multifocal o difusa, como debilidad, marcha corta y atrofia muscular (Figura 1).

Algunos caballos también presentaban rigidez muscular, fasciculaciones y aparente dolor a la palpación. La alteración en la marcha tenía una etiología indeterminada y dos caballos manifestaron ataxia.

Los animales con disfagia tenían lenguas inflamadas y dolorosas. De los 36 caballos dentro del grupo

LABORATORIO DE DIAGNÓSTICO Y PRODUCCIÓN DE BIOLÓGICOS

• Serología para la exportación e importación de equinos:

Único laboratorio de la Argentina con certificados oficiales de entrenamiento en el Nacional Veterinary Services Laboratories, USDA, para todas las siguientes enfermedades:

- Piroplasmosis equina (*Babesia caballi* y *Theileria equi*) por fijación de complemento, cELISA e inmunofluorescencia (IFAT)
- Durina (*Trypanosoma equiperdum*) y Muermo (*Burkholderia mallei*) por fijación de complemento.
- AIE por IDGA (Inmunodifusión en gel de agar) y ELISA.
- CEM (Metritis Contagiosa Equina), aislamiento, identificación y serología.

Único laboratorio de la Argentina habilitado por SENASA para extender CERTIFICADOS OFICIALES para la serología de las siguientes enfermedades: piroplasmosis, durina, muermo y AIE.

- Único Laboratorio de la Argentina habilitado por AHT (Animal Health Trust) para el diagnóstico de Streptococcus equi (Strangles) por el método ELISA.

- Diagnóstico de SURRA (*Trypanosoma evansi*) por ELISA.

• Serología para *Rhodococcus equi*: por los métodos de ELISA indirecto e inmunodifusión en agar gel.

• AIE (Anemia infecciosa equina) IDGA (Inmunodifusión en gel de agar): Único laboratorio privado de la Argentina acreditado desde el año 2011 por el OAA (Organismo Argentino de Acreditación) para el diagnóstico de AIE bajo la Norma IRAM ISO/IEC 17025:2005.-

• Análisis de Progesterona en suero: por el método de ELISA.

• PCR, con la nueva tecnología insulated isothermal polymerase chain reaction (iiPCR), técnica que posee una sensibilidad analítica de 10 copias por reacción, y es equivalente al real-time PCR. Permite una rápida detección del patógeno buscado, con resultados precisos en 1,5 horas.

Reacciones disponibles:

- EHV-1 (Herpes virus equino 1), EHV-3 (Herpes virus equino 3) EHV-4 (Herpes virus equino 4), Salmonella sp, Influenza H3N8, Leptospirosis lip32, EAV (Arteritis viral equina), EIIV (Anemia Infecciosa Equina) Rotavirus, Streptococcus equi, Lawsonia intracellularis.-



(insulated isothermal polymerase chain reaction)



CLÍNICA EQUINA S.R.L.

Dir. Téc.: Dr. Teótimo Becú y Dr. Gonzalo Polledo - Resp. de Calidad: Giorgi, Mariana L.
Av. Leandro N. Alem 1698 - (2752) Capitán Sarmiento - Buenos Aires - República Argentina - Tel./Fax: (+54-2478) 481658 / 481764
Mail: t-becu@redsarmiento.com.ar / gpolledo@redsarmiento.com.ar / mggiorgi@redsarmiento.com.ar

LABORATORIO EQUINO S.R.L.

Dir. Téc.: Dr. J. Reynal O'Connor, Dr. G. Polledo y Dr. T. Becú
Av. Fondo de la Legua 601 - (1609) Boulogne - Buenos Aires - República Argentina.
Tel./Fax: (+54-11) 4766 9907/0374 - Mail: labequino@arnet.com.ar / labequino@hotmail.com



Figura 1. La debilidad se manifiesta como una postura de base estrecha: los miembros torácicos y pelvianos están más cerca y la cabeza y cuello se encuentran descendidos. De manera notable, se observa atrofia muscular especialmente en los músculos epiaxiales (línea superior más evidente).

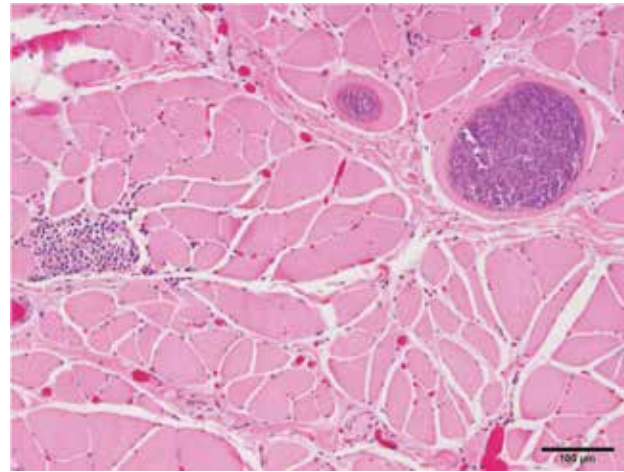


Figura 2. Muestra fijada en formalina teñida con hematoxilina e eosina al 10X. Obsérvese la presencia de *Sarcocystis* dentro de las miofibrillas (extremo derecho de la figura) y el infiltrado inflamatorio mayormente de linfocitos T (CD8+ y CD4+ [a la izquierda de la figura], no se observa la inmunotinción aquí). Barra de calibración = 100 µm.

control solo uno tuvo un parásito enquistado para una prevalencia de 2,7 % dentro de esta población de control.

A veinte de los 35 caballos se les realizó un hemograma completo y perfil bioquímico. Se identificó anemia normocítica normocrómica (hematocrito, 28 – 30 %; valor de referencia, 32 – 45 %) en 3 de los 20 caballos y eosinofilia en 5 de 20 (2,5 – 4,7 % del total de células blancas). Se observó la elevación de enzimas musculares en 13 de 20 caballos: creatinquinasa 560 – 250,000 IU/L (valor de referencia 119 – 287 IU/L) y aspartato aminotransferasa 999 – 29,568 IU/L (valor de referencia 168 – 494 IU/L).

A pesar de que no había sospecha de *mieloencefalitis protozoaria equina* en estos caballos, basado en la localización neuroanatómica de la enfermedad neuromuscular, se realizó una prueba de inmunofluorescencia para anticuerpos de *S. neurona* y *Neospora hughesi* en 17 caballos. De este grupo, 6 caballos resultaron negativos de anticuerpos, 9 tuvieron títulos bajos o por debajo del valor mínimo según el laboratorio diagnóstico y 2 tuvieron títulos por encima del valor mínimo considerándose positivos a *mieloencefalitis protozoaria*.

Dos caballos con signos clínicos sospechosos (enfermedad nerviosa central asimétrica progresiva multifocal) de *encefalomielitis protozoaria* tenían títulos en suero y líquido cefalorraquídeo sugerentes de dicha enfermedad (caballo 1: *S. neurona*; caballo 2: *S. neurona*, *N. hughesi*).

Cincuenta y un músculos (83,6 %) de las 61 muestras de los 35 caballos con enfermedad neuromuscular tenían parásitos enquistados, contra 1 muestra (1,4 %) de 72 músculos provenientes de 36 caballos sanos (diferencia significativa, $P < 0.001$). Basándose en los hallazgos histológicos, los ca-

ballos fueron agrupados en diferentes categorías de enfermedad: miopatías no inflamatorias ($n = 18/35$), miopatías inflamatorias ($n = 4/35$), atrofia muscular neurogénica ($n = 2/35$) e histología normal ($n = 1/35$).

Las miopatías no inflamatorias incluían rabdomiolisis no asociadas a esfuerzos de causa indeterminada, miodegeneración nutricional causada por deficiencia de vitamina E y selenio, miopatía por almacenamiento de polisacáridos, miopatía vacuolar de causa no determinada, disfunción de la *pars intermedia* de la glándula pituitaria e hipertermia maligna. Las miopatías inflamatorias abarcaban las miositis con predominancia de linfocitos T CD8+ con marcada mionecrosis (Figura 2).

Las miofibrillas que contenían *sarcocystis* eran significativamente más grandes que las que no contenían parásitos. La identificación molecular identificó a *S. fayeri* como el parásito presente en el músculo esquelético.

Un subconjunto de caballos ($n = 10/35$) con *Sarcocystis* de este estudio se trataron oralmente con 15 % de ponazuril (5 mg/Kg., cada 25 horas) durante 15 a 28 días. Los signos clínicos como debilidad, rigidez, dolor a la palpación y deficiencias en el andar disminuyeron al cabo de 15 días de tratamiento y la masa muscular volvió a la normalidad dentro de 1 a 2 meses (información no publicada). Luego de la publicación de este estudio, 12 caballos adicionales con enfermedad neuromuscular y *Sarcocystis* en sus músculos se trataron oralmente con ponazuril dando resultados similares a los anteriores, con el retorno de todos los caballos a su actividad normal (comunicación personal, 2017) En estos caballos, cualquier otra causa de enfermedad neuromuscular fue descartada por el autor y los clínicos.

Discusión

Los resultados indicaron que la infección con *S. fayeri* es común en equinos maduros con enfermedad neuromuscular. Estos caballos manifestaron procesos miopáticos, neurogénicos y combinados. La cantidad de músculos infectados y el número de parásitos por músculo fue significativamente mayor en los animales enfermos que en los controles. *Sarcocystis fayeri* tiene un metabolismo glicolítico elevado y fue encontrado predominantemente en miofibrillas de oxidación baja y elevado metabolismo glicolítico. Los signos clínicos más frecuentes incluyeron atrofia muscular, debilidad con o sin dolor muscular aparente, deficiencias en el deambular de causa desconocida (falta de localización con bloqueos anestésicos nerviosos e intrarticulares), disfagia en caballos con compromiso de la lengua y esófago. Los caballos con miositis se mostraron letárgicos, doloridos, rígidos y reticentes a moverse. Al igual que en los humanos, la sarcocystosis y la cardiomiopatía pueden darse en los caballos. Se han reportado signos clínicos similares (debilidad muscular progresiva, letargia) en caballos con granulomas y miositis eosinofílica y plasmocítica linfocítica asociados a *sarcocystis spp.* A pesar que nuestro estudio no estableció causalidad, pero si una posible asociación (8.9 % de los casos) con la enfermedad neuromuscular, la presunción que el hallazgo de *Sarcocystis spp.* es accidental puede no ser cierta. Un estudio más reciente por otros autores, encontró la presencia de la antitoxina de *S. fayeri* en suero de caballos con enfermedad neurológica. Se precisan más estudios para determinar el rol de la infección de *S. fayeri* en el desarrollo de enfermedad neuromuscular en los equinos. A pesar que la respuesta al ponazuril da soporte a la teoría de que *S. fayeri* es el causal de la enfermedad neuromuscular, no

puede asegurarse fehacientemente. El efecto placebo, la resolución espontánea y otras propiedades farmacológicas del ponazuril pueden haber contribuido al desenlace positivo. Otros temas adicionales a investigar son la reacción cruzada de *S. fayeri* y *S. neurona* en el test de anticuerpos inmunofluorescentes, que fue propuesta por otros colegas, elevando la incógnita de si algunos caballos diagnosticados con *encefalomielitis protozoaria* sin la presencia de ataxia evidente están en realidad infectados con *Sarcocystis fayeri*.⁹ Si esto es así, puede afectar la elevada seroprevalencia de *S. neurona* (no la enfermedad clínica) en Los Estados Unidos.^{9,10} Más aún, la presentación en estos casos (*S. fayeri*) fue más consistente con enfermedad neuromuscular incluyendo signos clínicos como debilidad, rigidez, aparente dolor a la palpación y deficiencias en la marcha.⁵

Esto contrasta con la enfermedad multifocal o focal asimétrica del sistema nervioso central con atrofia muscular asimétrica observada en los caballos con *encefalomielitis protozoaria equina*.¹⁰

Agradecimientos

Este estudio fue posible gracias a información de donantes anónimos al *Equine and Comparative Neurology Research Group*.

Declaración de ética

Los autores son adherentes a los principios éticos de la medicina veterinaria de la AVMA (*American Veterinary Medical Association*). El estudio fue revisado y aprobado por el *Animal Care and Use protocol*.

Conflicto de intereses

Los autores no tienen conflicto de intereses.

Referencias y notas al pie

1. Fayer R, Esposito DH, Dubey JP. Human infections with *Sarcocystis* species. *Clin Microbiol Rev* 2015;28:295–311.
2. Kamata Y, Saito M, Irikura D, et al. A toxin isolated from *Sarcocystis fayeri* in raw horsemeat may be responsible for food poisoning. *J Food Prot* 2014;77:814–819.
3. Traub-Dargatz JL, Schlipf JW Jr, Granstrom DE, et al. Multifocal myositis associated with *Sarcocystis* sp in a horse. *J Am Vet Med Assoc* 1994;205:1574–1576.
4. Fayer R, Dubey JP. Development of *Sarcocystis fayeri* in the equine. *J Parasitol* 1982;68:856–860.
5. Aleman M, Shapiro K, Siso S, et al. *Sar-*

cocystis fayeri in skeletal muscle of horses with neuromuscular disease. *Neuromuscul Disord* 2016;26:85–93.

6. Herd HR, Sula MM, Starkey LA, et al. *Sarcocystis fayeri*-induced granulomas and eosinophilic myositis in 2 related horses. *Vet Pathol* 2015;52:1191–1194.

7. Cawthorn RJ, Clark M, Hudson C, et al. Histological and ultrastructural appearance of severe *Sarcocystis fayeri* infection in a malnourished horse. *J Vet Diagn Invest* 1990;2: 342–345.

8. Ellison SP, Li Austin. *Sarcocystis fayeri* associated antitoxin in serum from horses with neuromuscular disease. *Intern J Appl Res Vert Med* 2016;14:152–158.

9. Saville WJA, Dubey JP, Oglesbee MJ, et al. Experimental infection of ponies with *Sarcocystis fayeri* and differentiation form *Sarcocystis neurona* infection in horses. *J Parasitol* 2004;90:1487–1491.

10. Reed SM, Furr M, Howe DK, et al. Equine protozoal myeloencephalitis: an updated consensus statement with a focus on parasite biology, diagnosis, treatment, and prevention. *J Vet Intern Med* 2016;30:491–502.

a. DNeasy Blood and Tissue, Qiagen Group, Austin, TX.

b. 15% Ponazuril, Marquis®, Merial, Inc., Duluth, GA 30096.

Ultrasonografía cervical en equinos

Escribe: Gabriela Mandiola¹, Rafael Audap Soubie², Benjamín Uberti¹

¹Instituto de Ciencias Clínicas Veterinarias, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile, Valdivia, Chile.

²Facultad de Agronomía y Veterinaria, Universidad Nacional de Río Cuarto, Córdoba, Argentina.

Correspondencia: benjamin.uberti@uach.cl

La ultrasonografía de la región cervical del equino ayuda en el proceso diagnóstico de variadas enfermedades o alteraciones, desde osteoartritis de las vértebras cervicales hasta diversos tipos de lesiones de tejidos blandos. La sensibilidad de esta técnica depende de su aplicación sistemática, lo cual se facilita mediante la aplicación de ventanas preestablecidas.

Introducción

La región cervical del equino es anatómicamente compleja y abarca varias estructuras de sumo interés clínico. Desde un punto de vista deportivo, los procesos dolorosos en la región cervical son frecuentes y suelen afectar el rendimiento; sin embargo, diagnosticar su causa puede ser difícil (Peters y Rombach 2015). En esta región ocurren tanto lesiones de tejidos blandos como de tejidos duros (vértebras y sus articulaciones). En casos de compresión medular o lesión de nervios espinales, incluso puede observarse signología neurológica; el síndrome neurológico más frecuente es la *mielopatía estenótica cervical vertebral* o síndrome de Wobbler (Nout y Reed 2010). Por otra parte, además de lesiones de índole musculoesquelética, en la región cervical también asientan varios otros procesos de importancia clínica, tales como enfermedades laríngeas, tiroideas, vasculares y esofágicas (Frank y col 2002; Fulton y col 2012; Dias y de Lacerda Neto 2013; Koenig y col 2016; Davenport-Goodall y Parente 2003).

Los signos clínicos de dolor cervical suelen ser poco específicos e incluyen postura anormal, musculatura cervical dolorida, rigidez de cuello, dificultad para bajar y levantar la cabeza, bajo rendimiento, pacientes que se rehúsan al entrenamiento, claudicación de miembros anteriores y tropiezo de miembros posteriores (Dyson 2011b). Dada la baja especificidad de los signos clínicos en casos de lesiones cervicales, la ruta diagnóstica suele incluir exámenes imagenológicos, que incluyen radiología y ultrasonografía. Estas dos modalidades suelen ser las más utilizadas, porque son poco invasivas y su costo es asequible. Si bien la cintigrafía, tomografía y resonancia magnética son más sensibles, su utilización es limitada por su alto costo. La radiología (simple, o contrastada en el caso de mielografía) es muy útil para la evaluación de alteraciones vertebrales. La ultrasonografía, por otra parte, permite la evaluación de tejidos blandos, y de la superficie de tejidos duros (Reef y col 2004b). Por ejemplo, en tejidos duros se pueden detectar neoformaciones óseas, así como también orientar el diagnóstico de osteoartritis u osteomielitis.

En tejidos blandos, la ultrasonografía permite detectar diversas lesiones en la región cervical, tales como hematomas, abscesos, miositis, inserciones anormales del ligamento nuczal, bursitis nuczal, o sepsis sinovial. La ultrasonografía también forma parte de la ruta diagnóstica en casos de sospecha de otras enfermedades de la región cervical, por ejemplo, adenomas tiroideos, enfermedades laríngeas, tromboflebitis, o lesiones esofágicas (Breuhaus 2011; Garrett 2018; Dias y de Lacerda Neto 2013; Davenport-Goodall y Parente 2003).

A pesar de que la ultrasonografía es una parte fundamental de la exploración clínica de todas las estructuras de interés en la región cervical, hay pocos recursos bibliográficos con imágenes de alta calidad y explicaciones claras sobre la secuencia del examen (Kidd y col 2014; Garrett 2018; Breuhaus 2011).

El entrenamiento específico en ultrasonografía ya es una parte fundamental de los currículos de carreras médicas actuales (Fakoya y col 2016; Cantisani y col 2016), y es de suma utilidad para los clínicos especializados en medicina de equinos. Por lo tanto, el objetivo de este artículo es proveer una guía para la exploración ultrasonográfica de la región cervical.

Equipamiento y ventanas

Para la mayoría de las ventanas ecográficas cervicales es recomendable utilizar un transductor lineal en T multifrecuencia (5-10 MHz). Para estructuras pequeñas, como la tiroides, es preferible utilizar un transductor lineal o microconvexo de alta frecuencia de 7-10 MHz. Las ventanas ecográficas, la ubicación del transductor y las estructuras a observar se describen en la tabla 1.

Preparación del paciente

Para realizar un examen ultrasonográfico completo de cuello se recomienda hacer una tricotomía desde la zona occipital hasta el tercio distal del cuello.

Luego lavar con agua tibia para remover exceso de pelos y grasa del pelaje. Luego se aplica gel ecográfico o alcohol en la zona a examinar.



Figura 1. a) Imagen que muestra la tricotomía adecuada para un examen ultrasonográfico completo del esqueleto cervical. b) Imagen que evidencia las estructuras óseas que conforman el cuello y de las cuales algunas son distinguibles al examen ultrasonográfico.

1. Ventana Tiroidea

- Bilateral, bajo la laringe.
- Abordaje longitudinal y transversal.
- Transductor lineal en T de 7-14 MHz.

La tiroides está ubicada en la porción ventrocaudal de la cabeza, desde el tercer al sexto anillo traqueal y se compone de dos lóbulos unidos por un istmo fibroso estrecho. Cada lóbulo mide aproximadamente 2.5 cm (alto) por 2.5 cm (ancho) por 5 cm (largo) (Davies y col 2010). En esta zona, la ultrasonografía es útil para evaluar cambios de tamaño y estructurales de la glándula tiroides. Se puede determinar el tamaño de los lóbulos y confirmar la ubicación de masas, pero no permite determinar malignidad de estas. Si se observan alteraciones visibles de la glándula, se justifica la exploración endocrina mediante pruebas dinámicas (tales como la estimulación con TRH) o también la toma de muestras para análisis histopatológicos. Para explorar ecográficamente la tiroides, primero se realiza una tricotomía bilateral de 6 cm x 6 cm en el cuello, justo debajo de la laringe. Con un transductor lineal o microconvexo multifrecuencia, idealmente de 7 a 14 MHz, se hacen imágenes longitudinales y transversales. Se debería medir y guardar imágenes del máximo ancho, alto y largo de cada lóbulo tiroideo.

Asimismo, puede calcularse el volumen de cada lóbulo tiroideo (en cm³) mediante el cálculo de una elipse con el

Vita E Se C

FORMULA:
Cada 1000 g aportan:
Vitamina E 100 g
Vitamina C 50 g
Selenio 12,5 mg
Cromo 300 mg
Mananoglucosidos 5 g
Saccharomyces cerevisiae c.s.p. 1000 g

INDICACIONES:
Suplemento con aporte de vitaminas y minerales orgánicos para equinos deportivos, reproducción, crecimiento o entrenamiento.

DOSIFICACION DEL PRODUCTO:
Yeguas preñadas: 10 g (1/2 medida) por ración mezclada con el alimento.
Yeguas en lactancia: 20 g (1 medida) diaria mezclada con el alimento.
Equinos en crecimiento: 10 g (1/2 medida) por día mezclada con el alimento.
Padrillos en Servicio: 20 g (1 medida) por día mezclada con el alimento.
Equinos en entrenamiento: 20/40 g (1/2 medidas) mezclada con el alimento.

www.laboratoriovetec.com.ar

Carnitina Plus B

FORMULA:
Cada 100 kg aportan:
Carnitina 3.000 Kg
Vitamina B1 0.300 Kg
Vitamina B2 0.120 Kg
Vitamina B6 0.050 Kg
Niacina 0.720 Kg
Acido Pantoténico 0.150 Kg
Cromogroproteinato 0.015 Kg
Lisina 1.800 Kg
Saccharomyces cerevisiae c.s.p. 100 Kg

INDICACIONES:
Suplemento con aporte de vitaminas y minerales orgánicos para equinos deportivos, en reproducción y entrenamiento.

DOSIFICACION DEL PRODUCTO:
Padrillos en Servicio: 20 g (1 medida) por día mezclada con el alimento.
Equinos en entrenamiento: 20/40 g (1/2 medidas) por día mezclada con el alimento.

Est. Elaborador: VETEC S.A. - VETEC S.A. inscripto en Cert. N° 1229816 - SENASA N° 22332AIE

www.laboratoriovetec.com.ar

- **Biotin B6**
Biotina-Vit. B6 - Aminoácidos
- **Cavit**
Calcio vitaminado
- **Equisal**
Electrolitos
- **Vita Pro Min**
Vitaminas - Minerales Prebióticos

Creatina AA Vetec

FORMULA:
Cada 1000 g aportan:
Creatina 728 g
Glucosa 40 g
Arginina 30 g
Adenosina trifosfato 1,23 g
Taurina 1000 g

INDICACIONES:
La suplementación de creatina junto a arginina, glucosa y ATP favorece las reservas de lactato de creatina, indispensable en el metabolismo energético del equino deportivo ante el proceso de actividad muscular y su pérdida de reservas.

DOSIFICACION DEL PRODUCTO:
Para equinos de 500 Kgs:
Entrenamiento intenso: 50 g por día (1 medida) mezclada con la ración (equivalente al 5% aprox. de la ración diaria)
Entrenamiento liviano: 25 g por día (1/2 medida) mezclada con la ración (equivalente al 0,5% aprox. de la ración diaria)

Cont. Neto 1 Kg

www.laboratoriovetec.com.ar

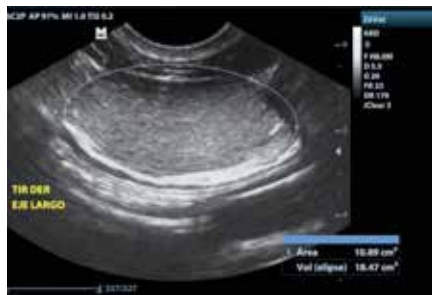


Figura 2. Ventana tiroidea izquierda; transductor microconvexo en posición longitudinal. Se observa el lóbulo tiroideo izquierdo, y se ha medido el área y volumen aproximado.



Figura 3. Ventana tiroidea izquierda; transductor microconvexo en posición transversa. Se observa el lóbulo tiroideo (gris claro) y un quiste de aproximadamente 5 mm de diámetro en su interior (anecoico).



Figura 4. Ventana tiroidea izquierda: transductor microconvexo en posición transversa. Se observa un lóbulo aumentado de tamaño lo cual es compatible con un adenoma tiroideo, de márgenes lisos y parénquima homogéneo.

software ultrasonográfico estándar, o a partir de la fórmula [volumen lóbulo tiroideo = $\pi/6$ (ancho x alto x largo)]. El volumen tiroideo total surge de la suma del volumen de ambos lóbulos, y se han reportado valores normales de $37.85 \pm 10.04 \text{ cm}^3$ en caballos de 15 ± 4 años, y $27.10 \pm 5.27 \text{ cm}^3$ en caballos de 5 ± 3 años (Davies y col 2010).

2. Ventana Laríngea

La exploración ultrasonográfica de la laringe es una maniobra accesoria a la exploración clínica, y sobre todo a la exploración endoscópica. La endoscopia tiene la limitante de que sólo provee una imagen intraluminal de la laringe; en este sentido, la ultrasonografía permite evaluar musculatura tanto intrínseca como extrínseca de la laringe y el hueso hioides. La laringe se explora mediante cuatro

ventanas, en dirección craneal a caudal.

Además de comprobar la integridad anatómica del aparato laríngeo, la ultrasonografía sirve como técnica diagnóstica para afecciones como condritis de los aritenoides y la neuropatía del nervio laríngeo recurrente (Chalmers y col 2006). La ultrasonografía de estas estructuras es especialmente útil cuando no se dispone de equipamiento para endoscopia dinámica.

- **Rostroventral**
 - Línea media, a la altura rostroventral de la laringe entre las dos ramas mandibulares.
 - Abordaje transversal.
 - Transductor lineal en T (7-10 MHz) omicroconvexo (8.5 MHz).
 - Profundidad 5 cm.

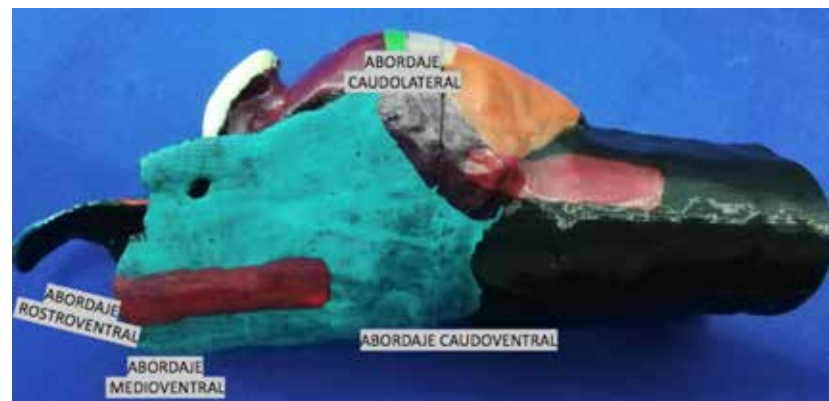


Figura 5. Estructuras anatómicas que componen el aparato laríngeo, y ubicación de las ventanas ultrasonográficas para su exploración. Modelo laríngeo plástico obtenido mediante reconstrucción tomográfica e impresión tridimensional a partir de espécimen cadavérico.



PRIVE L SPORT HORSE

**IVERMECTINA Y PRAZIQUANTEL
X 250 ML**
(Rinde 30 dosis de 500 kpv)
Mayor ajuste de dosis
1 ml cada 60 kpv



VITAM B SPORT HORSE

**COMPLEMENTO DIETARIO ORAL
DE COMPLEJO VITAMINICO B
X 500 ML**



Figura 6. a) Posicionamiento del transductor lineal de manera transversal en la línea media, sobre el proceso lingual. b) Ventana laríngea, abordaje rostroventral; transductor lineal en posición transversa. Se observa el proceso lingual del basihioides (flecha).



Figura 7. a) Posicionamiento del transductor lineal de manera transversal en la línea media, sobre el hueso basihioides y queratohioides. b) Ventana laríngea, abordaje rostroventral; transductor lineal en posición transversa. Se observa el basihioides (BH) y los huesos queratohioides izquierdo y derecho (QHI y QHD).

La exploración laríngea generalmente comienza con este abordaje, porque es el más craneal.

Se pueden explorar tres estructuras distintas en sentido cráneo-caudal: el proceso lingual del basihioides, el cuerpo del basihioides, y ambos queratohioides.

Todas estas estructuras se abordan transversalmente; para observar el basihioides y queratohioides juntos, conviene utilizar un transductor lineal transrectal con un pie de apoyo de 6 cm (más ancho que los transductores lineales de tendones, cuyo pie de apoyo suele ser de 4 cm), para poder ver en la misma imagen ambos queratohioides y basihioides. De lo contrario, con un transductor de tendones, cada queratohioides deberá explorarse por separado.

• **Medioventral**

- Línea medial, a la altura medioventral de la laringe entre las dos ramas mandibulares.
- Abordaje longitudinal y sagital.
- Transductor lineal en T (7-10 MHz), o microconvexo (8.5 MHz).
- Profundidad 5 cm.

En este abordaje el transductor lineal se sitúa longitudinalmente sobre la línea media, y se genera una ventana en la que se ve la unión entre el aspecto caudal del hueso basihioides y el aspecto craneal del cartilago tiroides. Se recomienda realizar esta vista con un transductor lineal transrectal porque es más largo su pie de apoyo; el trans-



Figura 8. a) Posicionamiento del transductor lineal de manera longitudinal parasagital a la línea media, sobre el basihioides y cartilago tiroides. b) Ventana laríngea, abordaje medioventral; transductor lineal en posición longitudinal sobre la línea media. Se observa el basihioides (BH) y el cartilago tiroides (CT).



Figura 9. a) Posicionamiento del transductor lineal de manera longitudinal parasagital a la línea media, sobre el músculo esternohioideo y tirohioideo y hueso tirohioideo. b) Ventana laríngea, abordaje medioventral; transductor lineal en posición sagital. Se observa el músculo esternohioideo (SH), hueso tirohioideo (TH) y músculo tirohioideo (THm).

ductor en T puede no ser suficientemente largo para alcanzar a ver el hueso basihioides y el cartilago tiroides en la misma imagen. Luego, se rota el transductor levemente para lograr una vista sagital en la que se exploran los músculos esternohioideo, músculo tirohioideo y el hueso tirohioideo.

• **Caudoventral**

- Línea media, en la porción caudoventral de la laringe sobre la muesca cricotiroides.
 - Transversal y longitudinal.
 - Transductor lineal en T (7-10 MHz) o microconvexo (8.5 MHz).
 - Profundidad 5 cm.
- Mediante este abordaje deben lograrse dos vistas ultraso-



Figura 10. a) Posicionamiento del transductor lineal de manera transversal en la línea media, sobre la muesca cricotiroides. b) Ventana laríngea, abordaje caudoventral; transductor lineal en posición transversa sobre la muesca cricotiroides. Se observan ambos pliegues vocales (CVI y CVD) en la luz de la laringe.

Figura 11. a) Posicionamiento del transductor lineal de manera longitudinal en la línea media, sobre el cartilago tiroides y el primer anillo traqueal. b) Ventana laríngea, abordaje caudoventral; transductor lineal en posición longitudinal. Se observa el cartilago tiroides (CT) y el primer anillo traqueal (Traq.).



HIALURONATO DE SODIO CHINFIELD®

**Reparador articular – Condroprotector
ALTO PESO MOLECULAR**

Uso intraarticular
vial 2ml = 20 mg

Puede ser combinado con
ARTIDEXA CHINFIELD

CHINFIELD S.A.

¡Máximo respeto por la calidad!

www.chinfield.com

facebook

www.facebook.com/Chinfield

nográficas: la primera es una vista transversal sobre la muesca cricotiroidea, sobre la línea media, en la que se pueden ver los dos pliegues vocales dentro de la laringe. Luego, rotando el transductor hacia una vista longitudinal sobre la línea media, se puede reconocer el aspecto ventral del cartílago tiroides hacia craneal y el primer anillo traqueal hacia caudal.

• Caudolateral

- Bilateral, sobre la proyección superficial de la laringe por detrás de la mandíbula.
- Abordaje longitudinal.
- Transductor lineal en T (7-10 MHz), o microconvexo (8.5 MHz).
- Profundidad 5 cm
- Vista longitudinal: cartílago tiroides, cricoides y aritenoides. Entre el cartílago tiroides y aritenoides, se puede ver el músculo cricoaritenoso lateral.

Para lograr una imagen longitudinal del aspecto sagital de la laringe se recomienda utilizar un transductor microconvexo o uno lineal en T, explorando la laringe desde la musculatura masetérica hacia caudal. Se pueden observar el cartílago tiroides, cartílago cricoides, cartílago aritenoides y entre los 3, se puede pesquisar el músculo cricoaritenoso lateral en corte transversal.

Como ayuda, se pueden tapar los ollares para inducir una respiración forzada y evaluar la motricidad de esta musculatura.

En la neuropatía del nervio laríngeo recurrente se produce atrofia de los músculos cricoaritenoso dorsal, cricoaritenoso lateral y aritenoso transverso. Mediante la ultrasonografía se puede observar que el músculo cricoaritenoso lateral se vuelve más hiperecogénico y con una apariencia más homogénea a diferencia del característico patrón estriado del músculo normal.

En esta ventana también es posible observar aumentos de grosor del cartílago aritenoides, abscesos focales en los bordes abaxiales o superficies irregulares de las zonas axiales y abaxiales de los cartílagos aritenoides. Dichos ha-



Figura 12. Ventana laringea, abordaje caudolateral; transductor lineal en posición longitudinal. Se observa el cartílago tiroides (CT), el cartílago cricoides (CC), una pequeña porción del cartílago aritenoso (CA) y entre ellos, el músculo cricoaritenoso lateral en corte transversal (elipse).

llazgos pueden ser concordantes con una condritis de los aritenoides. Esta técnica diagnóstica debiese ser una herramienta de apoyo para la endoscopia que es el método de diagnóstico de elección para patologías del sistema respiratorio alto, ya que puede entregar información relevante para el posterior tratamiento a realizar.

3. Ventana Atlantoccipital

- Bilateral, a la altura de la articulación atlantoccipital sobre las alas del atlas.
- Abordaje longitudinal y transversal.
- Transductor lineal en T de 5-15 MHz. Profundidad 5 cm.

Esta ventana permite evaluar varias estructuras mediante dos abordajes: parasagitalmente, los cóndilos occipitales, el cartílago intraarticular de la articulación atlantoccipital, y las alas del atlas. Pueden observarse alteraciones en estas estructuras, por ejemplo, en casos de enfermedad articular degenerativa, sepsis intrarticular (especialmente en potrillos sépticos), traumas y bursitis sinoviales, principalmente de la bursa craneal. La ultrasonografía de esta articulación también cobra importancia cuando se realizan inyecciones ecoguiadas con soluciones de contraste en el espacio subaracnoideo para mielografías (Reef y col 2004a). Por otra parte, el abordaje longitudinal sobre la línea media permite observar la adecuada inserción del ligamento



Figura 13. a) Posicionamiento del transductor lineal de manera transversal y parasagital a la línea media, sobre la articulación atlantoccipital. b) Posicionamiento parasagital longitudinal del transductor lineal sobre la articulación atlantoccipital.



Figura 14. Ventana atlantoccipital derecha; transductor lineal en posición longitudinal parasagital a la línea media. Se observan el cóndilo occipital (B), y el ala del atlas (C).



Figura 15. Potrillo de un mes de edad; imagen ultrasonográfica transversal sobre la línea media dorsal, en el espacio articular C1-C2. Se observa la médula espinal en corte transversal.



Figura 16. Caballo adulto; imagen ultrasonográfica longitudinal con el transductor lineal ubicadolongitudinalmente sobre la línea media dorsal, por encima del espacio articular C1 (izquierda)-C2 (derecha). Se observa la médula espinal en corte longitudinal, a través del espacio interarticular. 1: médula espinal; 2: espacio subaracnoideo ventral; 3: espacio subaracnoideo dorsal.

nucal, pudiendo a veces observarse desmopatía.

Recientemente, se ha descrito que puede evaluarse el tamaño (alto) de la médula espinal en neonatos, mediante un abordaje transversal atlantoccipital con un transductor de 8 MHz y 6-8 cm de profundidad. En potrillos “dummy” con síndrome de mala adaptación neonatal, las dimensiones de la médula espinal pueden ser menores que en los normales (Mackenzie y col 2017).

4. Ventanas intervertebrales C2-C3 a C7-T1

- Bilateral, altura vértebras cervicales.
- Abordaje longitudinal y transversal.
- Transductor lineal en T de 5-15 MHz.
- Profundidad 5 cm.

Esta serie de ventanas de exploración articular se engloba bajo un mismo nombre de “Ventana de Vértebras Cervicales”. En realidad, debe quedar claro que estas son varias ventanas, una para cada articulación, pero deben explorarse secuencialmente como una sola para poder identificarlas.

La mayoría de las articulaciones vertebrales cervicales son muy parecidas entre sí, especialmente C3-C4, C4-C5 y C5-C6, y por lo tanto es muy fácil confundirse entre ellas. En la Figura 17 se muestra la ubicación de cada articulación marcada con cinta adhesiva sobre la piel; el operador avanza con el transductor de craneal a caudal para evaluar, reconociendo y marcando la ubicación topográfica de cada articulación. Esto también es útil para comparar cada articulación con la anterior y la siguiente. Además, puede haber bastante variabilidad entre distintos caballos y entre cada articulación del mismo caballo.

En la superficie muscular de la tabla del cuello se pueden pesquisar lesiones no específicas de músculos como aumentos de volúmenes (hematomas, abscesos), atrofia, fibrosis, miositis y cuerpos extraños. Con relación a tejidos duros, la ultrasonografía sirve para evaluar superficies óseas, articulaciones vertebrales intercentrales y sinoviales. Por último, esta técnica también es útil terapéuticamente, ya que se utiliza para realizar inyecciones articulares ecoguiadas para sacar muestras de líquido cefalorraquídeo o para infiltraciones articulares. También puede utilizarse para el drenaje de abscesos o hematomas, y remoción de cuerpos extraños.

Esta técnica también se considera útil en el diagnóstico temprano de osteomielitis. El diagnóstico mediante radiografía puede ser tardío o equivocado en caso de confundirse con curación de fracturas o implantes quirúrgi-

PERFILES METABÓLICOS Y NUTRICIONALES

ANÁLISIS CLÍNICOS Y DE ALIMENTOS

www.acvequimel.com.ar

ACV EQUIMEL
NUTRICIÓN EQUINA - ANÁLISIS CLÍNICOS

+ LABORATORIO

Dardo Rocha 2818 - (1640) Martínez
Provincia de Buenos Aires - Argentina
Tel./Fax: +54 11 4717 1719
consultas@acvequimel.com.ar



Figura 17. Ubicación de las articulaciones intervertebrales C2-C3 a C7-T1, marcadas con cinta adhesiva sobre la piel. Nótese que cada espacio articular de craneal a caudal se van haciendo menos espaciadas.



Figura 18. Posicionamiento del transductor de forma transversal a la altura de la articulación intervertebral C2-C3.



Figura 19. Posicionamiento del transductor de forma longitudinal a la altura de la articulación intervertebral C2-C3.

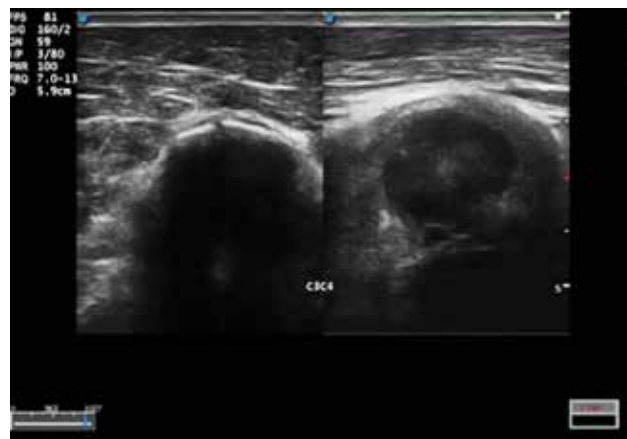


Figura 20. Imagen ultrasonográfica transversa (derecha) y longitudinal (izquierda) de la articulación C3-C4. Al explorar una articulación intervertebral cervical, el operador debe primero encontrar la vista transversa (derecha de la imagen), donde se explora la articulación intervertebral propiamente dicha. Luego, al girar el transductor hacia un plano longitudinal, se logra observar las facetas articulares de esa misma articulación (izquierda de la imagen).

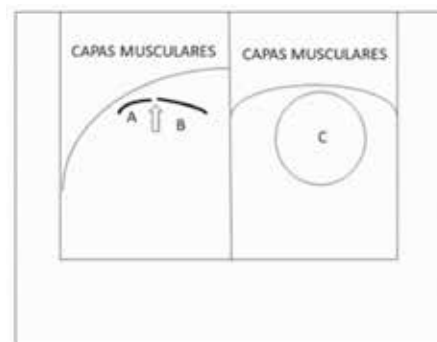


Figura 21. Diagrama aclaratorio de la exploración ultrasonográfica de la articulación C3-C4. En la vista longitudinal (izquierda) se pueden observar el proceso articular caudal de C3 (A), proceso articular craneal de C4 (B), el espacio articular de las facetas articulares C3-C4 (flecha). En la vista transversa se puede observar el espacio intervertebral C3-C4 (C).

cos. Hallazgos que sugieren osteomielitis son líquido a lo largo del hueso, áreas de lisis óseas, espículas hiperecóicas, hueso rodeado por líquido hipoeicoico o anecoico, fluidos que recubren implantes quirúrgicos o fragmentos de fractura (cuidado con confundir con hematomas post-trauma). En algunos caballos con osteomielitis, la ultrasonografía puede ser la prueba diagnóstica más específica (Reef y col 2004b).

A partir de la articulación C5 y C6 hacia caudal, pueden diagnosticarse casos de enfermedad articular degenerativa, tal como discoespondilitis u osteoartritis. Estas lesiones son frecuentes en caballos adultos y gerontes, más que en animales jóvenes y predominan en razas de salto y equitación. Los signos clínicos son muy variables y pueden incluir rigidez cervical, movimientos anormales del cuello, claudicación de miembros anteriores, y en casos graves con compromiso medular y ataxia (como parte del síndrome

de Wobbler). En casos de osteoartritis de las facetas intervertebrales, los pacientes pueden negarse a doblar el cuello, rehusarse a saltos, dificultad para alimentarse del suelo, o mostrar signos neurológicos primariamente en miembros posteriores. En estos casos se observa generalmente irregularidad o proliferación ósea, osteofitos, distensión o engro-

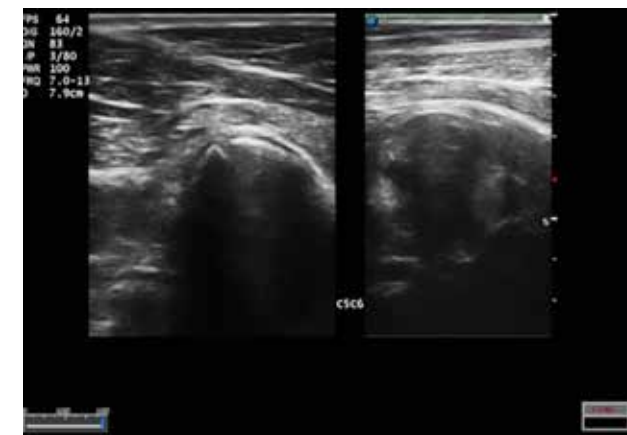


Figura 22. Imagen ultrasonográfica longitudinal (izquierda) y transversa (derecha) de la articulación C5-C6. En este tipo de vistas de cada articulación cervical, se pueden observar los procesos articulares caudales de las vértebras craneales, procesos articulares craneales de las vértebras caudales, membrana sinovial y espacio articular.



Figura 23. Imagen ultrasonográfica longitudinal de la articulación C7-T1. Se observa el espacio articular C7-T1 entre el procesos articulares caudal de C7 (izquierda) y el proceso articular craneal de T1.



Figura 24. Imagen radiográfica lateral de las vértebras cervicales C5, C6 y C7. Se observa una fractura de las facetas articulares de C5 y C6. Imagen cortesía del Dr. Gonzalo Cuenca Abente, MV.



Figura 25. Imagen ultrasonográfica longitudinal C5-C6 en la que se observa irregularidad de los procesos articulares craneales y caudales debido a la presencia de sombras hiperecogénicas, que corresponden a fragmentos óseos. Imagen cortesía del Dr. Gonzalo Cuenca Abente, MV.



Figura 26. Yegua mestiza de 19 años, presentada a consulta por ataxia y debilidad tetraparética, y resistencia a la manipulación del cuello. Imagen ultrasonográfica longitudinal del lado derecho de las articulaciones facetales de C3-C4 y C4-C5. Se pueden ver irregularidades de los procesos articulares craneales y caudales, lo cual impide la definición de los espacios articulares. Este hallazgo sugiere osteoartritis de los procesos articulares, lo cual se confirmó radiológicamente.



Figura 27. Yegua mestiza de 19 años, presentada a consulta por ataxia y debilidad tetraparética, y resistencia a la manipulación del cuello. Imagen ultrasonográfica longitudinal del lado derecho de las articulaciones facetales de C3-C4 y C4-C5. En esta imagen se observa una sombra hiperecogénica en el espacio articular C3-C4, que puede confundirse con un fragmento óseo. Por lo tanto, la ultrasonografía siempre debe complementarse con radiología cervical.

samiento sinovial y ampliación de los márgenes de la articulación (García-López 2018). La ruta diagnóstica incluye fundamentalmente el estudio radiológico y ocasionalmente la mielografía, cintigrafía u otras modalidades imagenológicas. En estos casos, la ultrasonografía es más sensible para detectar lesiones tempranas, aunque rara vez sea la única herramienta de exploración complementaria, sin embargo, cobra gran relevancia al momento de utilizarla como herramienta terapéutica.

5. Ventana vascular y esofágica

- Bilateral sobre la gotera yugular, y ventral sobre la línea media.
- Abordaje longitudinal y transversal.
- Transductor lineal en T de 5-15 MHz.
- Profundidad 3-10 cm.

En esta ventana es posible explorar estructuras como la arteria carótida, vena yugular, cartílagos traqueales y esófago. En equinos la tromboflebitis de la vena yugular está comúnmente asociada a inyecciones endovenosas o periflebitis por inyecciones mal administradas, trauma mecánico asociado a la cateterización, o a coagulopatías sistémicas (especialmente frecuentes en casos de cuadros sistémicos graves tales como colitis o neumonías). El diagnóstico se basa principalmente en la signología clínica, donde la ultrasonografía permite evidenciar la presencia de trombos ecogénicos y emitir pronósticos sobre la viabilidad funcional de la vena afectada (Dyson 2011). La ultrasonografía en modo Doppler permite confirmar si hay flujo parcial en la vena afectada, o una oclusión total. Asimismo, la tromboflebitis puede ser focal o extenderse a lo largo de la vena yugular, y el seguimiento ultrasonográfico seriado puede evidenciar la evolución mostrando retracción del trombo a través del tiempo.

La ultrasonografía también puede ser útil para explorar el esófago sobre la gotera yugular izquierda (en la mayoría de los pacientes). Normalmente es difícil hacer un segui-

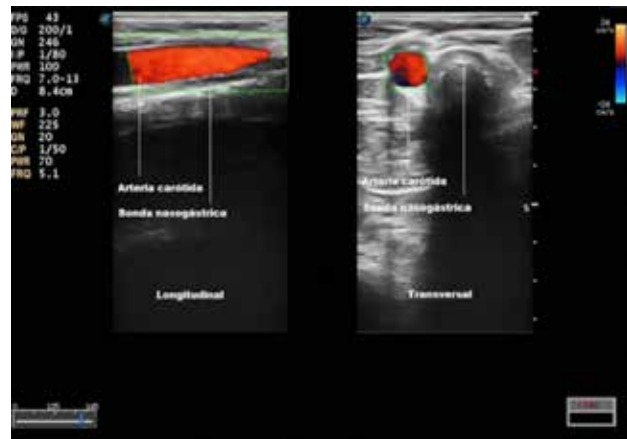


Figura 29. Imagen ultrasonográfica longitudinal (izquierda) y transversal (derecha) de la porción craneoventral del cuello; modo Doppler color. Se ha colocado una sonda nasogástrica para generar contraste ultrasonográfico. Se puede observar la arteria carótida de color rojo, y la sonda nasogástrica reconocible por hiperecogenicidad.

miento ultrasonográfico del esófago a lo largo del cuello. En casos de obstrucción esofágica en la región cervical, puede llegar a observarse una masa hiperecótica intraluminal, según la causa de la obstrucción. Si hubiese una lesión perforante, podrán observarse celulitis y artefactos periesofágicos gaseosos pequeños, alrededor de la lesión. En casos de obstrucciones esofágicas, las radiografías de contraste se consideran herramientas más útiles para el diagnóstico de dichas afecciones.

Conclusiones

La ultrasonografía de la región cervical del equino ayuda en el proceso diagnóstico de variadas enfermedades o alteraciones, desde osteoartritis de las vértebras cervicales hasta diversos tipos de lesiones de tejidos blandos. La sensibilidad de esta técnica depende de su aplicación sistemática, lo cual se facilita mediante la aplicación de ventanas preestablecidas. Estas incluyen la ventana tiroidea, atlantooccipital, de vértebras cervicales en forma secuencial, y vascular y esofágica.

Todas estas ventanas son fácilmente ubicables siempre y cuando exista un buen posicionamiento del transductor, y las imágenes normales son de fácil replicación. 🐾

MV. GABRIELA MANDIOLA LAGOS

Veterinaria chilena oriunda de Chiloé, egresada de la Universidad Austral de Chile en Valdivia, y desarrolló su tesis de grado trabajando en ultrasonografía de equinos junto a los doctores Rafael Audap Soubie (Universidad Nacional de Río Cuarto) y Benjamín Uberti (U. Austral de Chile). Se tituló con honores, luego de lo cual llevó a cabo un internado en cirugía y medicina interna de equinos en la misma universidad. Actualmente, se encuentra realizando pasantías en diversas clínicas de Estados Unidos y Canadá.

E-mail: gabymandiola@gmail.com

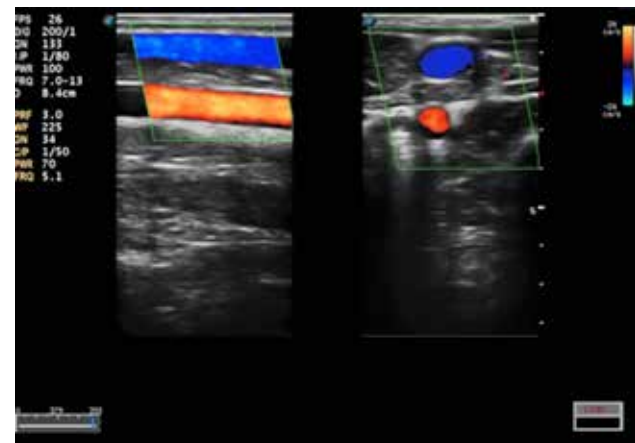


Figura 28. Imagen ultrasonográfica longitudinal (izquierda) y transversal (derecha) de la porción craneoventral del cuello; modo Doppler color. Se puede observar la arteria carótida de color rojo y la vena yugular de color azul.

Tabla 1. Ventanas ecográficas básicas para la exploración de estructuras cervicales, ubicación del transductor y las estructuras que se pueden observar en cada una de las ventanas.

Nombre ventana	Ubicación del transductor	Estructuras vistas
Tiroidea	Bilateral y caudal a la laringe	Lóbulos tiroideos
Laringea	Rostroventral	Proceso lingual Cuerpo de basihioideos Huesos queratohioideos Lengua
	Medioventral	Espacio entre el basihioideos y cartilago tiroideo Cartilago tiroideo Hueso tiroideo Inserción músculo tirohioideos
	Caudoventral	Muesca cricotiroidea Cuerdas vocales
	Caudolateral	Tráquea Cartilago tiroideo Cartilago cricoides Músculo cricoaritenideo lateral Cartilago aritenoides
Atlantooccipital	Paralelo a la línea media a la altura de las alas del atlas	Articulación atlantooccipital Cóndilos occipitales Cartilago Atlas
Intervertebrales*	Dorsal sobre la línea media a la altura de las alas del atlas C2-C3: Bilateral en el tercio proximal del cuello C3-C4: Bilateral en el tercio proximal del cuello C4-C5: Bilateral en el tercio medio del cuello C5-C6: Bilateral en el tercio distal del cuello C6-C7: Bilateral en el tercio distal del cuello C7-T1: Bilateral en la unión cervicotorácica	Médula espinal Procesos articulares caudales de las vértebras craneales Procesos articulares craneales de las vértebras caudales Membrana sinovial Espacios articulares
Vascular y esofágica	Porción craneoventral del cuello	Arteria carótida Vena yugular Cartilagos traqueales Esófago

* Estas articulaciones se exploran de craneal a caudal y se identifican en orden secuencial; de lo contrario, como todas son parecidas, pueden confundirse entre sí.

Bibliografía

Breuhau B. A. (2011) Disorders of the Equine Thyroid Gland. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* **27**, 115-128.

Chalmers HJ, Cheetham AE, Yeager NG, Ducharme. (2006) Ultrasonography of the Equine Larynx. *Vet Radiol Ultrasound* **5**, 476-481.

Cantisani V., Dietrich C. F., Badaea R. et al. (2016) EFSUMB Statement on Medical Student Education in Ultrasound [long version]. *Ultrasound Int. Open* **2** E2. [online].

Davenport-Goodall C. L. M. & Parente E. J. (2003) Disorders of the larynx. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* **19**, 169-87. [online].

Davies S. E., Daniel G. B., Crisman M. V., Barber D. L. & Larson M. M. (2010) *Quantitative Permethate Thyroid Scintigraphy and the Ultrasonographic Appearance of the Thyroid Gland in Clinically Normal Horses*. Thesis for the degree of Master of Science, Faculty of the Virginia Polytechnic Institute and State University, Virginia, USA.

Dias D. P. M. & de Lacerda Neto J. C. (2013) Jugular thrombophlebitis in horses: a review of fibrinolysis, thrombus formation, and clinical management. *Can. Vet. J. = La Rev. Vet. Can.* **54**, 65-71.

Dyson S. J. (2011a) The Cervical Spine and Soft Tissues of the Neck. In: *Diagnosis and Management of Lameness in the Horse* pp. 606-616 Elsevier.

Dyson S. (2011b) Lesions of the Equine Neck Resulting in Lameness or Poor Performance. *Vet Clin North Am Equine Pract* **3**, 417-437.

Fakoya F. A., du Plessis M. & Gbenimacho I. B. (2016) Ultrasound and stethoscope as tools in medical education and practice: considerations for the archives. *Adv. Med. Educ. Pract.* doi: 10.2147/AMEP.S99740.

Frank N., Sojka J. & Messer N. T. (2002) Equine thyroid dysfunction. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* **18**, 305-19, vii.

Fulton I. C., Anderson B. H., Stick J. A. & Robertson J. T. (2012) Larynx. In: *Equine Surgery* pp. 592-623 Elsevier.

García-López J. M. (2018) Neck, Back, and Pelvic Pain in Sport Horses. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* **34**, 235-251.

Garrett K. (2018) Ultrasonography of the larynx in horses: an update. *In Pract.* **40**, 27-32.

Kidd J. A., Lu K. G. & Frazer M. L. (2014) *Atlas of equine ultrasonography*. Wiley-Blackwell.

Koenig J. B., Silveira A., Cribb N. C., Piat P., Laverty S. & Sorge U. S. (2016) Clinical indications, complications, and long-term outcome of esophageal surgeries in 27 horses. *Can. Vet. J. = La Rev. Vet. Can.* **57**, 1257-1262.

Mackenzie C. J., Hagggett E. F., Pinchbeck G. L. & Marr C. M. (2017) Ultrasonographic assessment of the atlanto-occipital space in healthy Thoroughbred foals and Thoroughbred foals with neonatal maladjustment syndrome. *Vet. J.* doi: 10.1016/j.tvjl.2017.04.002.

Nout Y. S. & Reed S. M. (2010) Cervical vertebral stenotic myelopathy. *Equine Vet. Educ.* **15**, 212-223.

Peters D. F. & Rombach N. (2015) Neck Pain and Stiffness. In: *Robinson's Current Therapy in Equine Medicine* pp. 97-100 Elsevier.

Reef V. B., Whittier M. & Allam L. G. (2004b) Muscle and Bone Ultrasonography. *Clin. Tech. Equine Pract.* **3**, 268-273.

Reef V. B., Whittier M. & Allam L. G. (2004a) Joint Ultrasonography. *Clin. Tech. Equine Pract.* **3**, 256-267.

Piroplasmosis equina: Nueva Resolución del Mercosur y su posible impacto negativo sobre la salud de nuestros caballos

Autores: Teótimo Becú^{1,2}, Gonzalo Polledo^{1,2}, Mariana Giorgi¹, Jose M. Reynal O'Connor² y Cesar Valle³

¹Laboratorio CLÍNICA EQUINA SRL, Capitan Sarmiento, Buenos Aires, Argentina

²LABORATORIO EQUINO, Boulogne, Buenos Aires, Argentina

³Haras FIRMAMENTO, Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina

Distintos actores de la Industria Hípica manifestaron su desacuerdo con la reciente normativa establecida por el Senasa en nuestro país. ¿Cuáles son los fundamentos por el cual se rechaza la medida?

Con referencia a la resolución del Mercosur, aprobado por Senasa, "Requisitos Zoonosanitarios de los Estados Parte para la Importación Definitiva de Équidos (Mercosur/GMC/RES 08/18)", el día 15 de mayo, en las oficinas de Senasa ubicadas en Paseo Colón 337, se llevó a cabo una reunión entre miembros de la Dirección Nacional de Sanidad Animal y de la Dirección de Comercio Exterior Animal de Senasa, miembros de la Comisión Nacional de Sanidad Equina (Conase), operadores comerciales internacionales y representantes de empresas vinculadas al comercio internacional de equinos, para discutir la implementación de la Resolución de referencia en cuyo Artículo 20 (Piroplasmosis equina), Inciso 20.1 se establece que: "Podrán ser aceptados animales que presenten resultado positivo a una de las pruebas indicadas en este artículo, siempre que no presenten signos clínicos de piroplasmosis en el momento de los exámenes clínicos indicados en esta Resolución y sean tratados contra garrapatas dentro de los siete (7) días que anteceden al embarque".

Durante el transcurso de la reunión la Dra. Ximena Melón, Directora de la Dirección de Comercio Exterior Animal, Senasa, realizó una presentación sobre la enfermedad, haciendo énfasis en el diagnóstico, la situación en Argentina y en el mundo, y la reglamentación de la OIE, argumentado el nuevo cambio en la normativa del Mercosur que comenzó a regir desde el mes de noviembre de 2018. Los participantes de la mesa, representantes de distintas entidades relacionadas a la Industria Hípica manifestaron su total desacuerdo con esta nueva normativa, y por medio de una carta, solicitaron que se revea la situación, con la finalidad de no permitir la importación de animales positivos a piroplasmosis equina.

Las razones que se plantean para rechazar esta medida son:

1. La piroplasmosis es una importante restricción en el comercio internacional de caballos. Países como USA, Canadá, Singapur, Australia, y muchos otros, que importan caballos argentinos, exigen animales negativos serológicamente a esta enfermedad. La exportación de caballos argentinos sangre pura de carrera, polo salto y *endurance* a todo el mundo, es de vital importancia para nuestra industria hípica. Un ingreso irrestricto de caballos positivos a piroplasmosis de países como Brasil, en los cuales la tasa de prevalencia es muy alta (66,67), genera un riesgo, principalmente para la región pampeana. Resultados oficiales de un muestreo realizado por el Senasa en el año 2012 demuestran que la prevalencia de la región pampeana, la zona de mayor importancia económica para la industria hípica es de entre 0,6-0,8 %.
2. En 1984, la prevalencia de la enfermedad en la región pampeana, era de alrededor del 5 % en 1984 (principalmente *Theileria equi*) (65) (Figura 2) que es adonde residen la mayoría de los caballos de alto valor económico. Desde ese año hasta el 2005, se controlaron más de 3.000 caballos por año, realizando un control serológico a los animales que se exportaban, así como también en los haras de sangre pura de carrera, manadas de polo, clubes de salto, etc. (Figura 1). Los resultados de este estudio fueron publicados en el Congreso WEVA (65). Gracias a este trabajo progresivo realizado durante más de 30 años, e incentivado principalmente por los beneficios que generaba para la industria hípica una disminución de la prevalencia de la enfermedad en la región pampeana, la prevalencia de la misma se encuentra actualmente entre el 0,3 y 0,5 % (datos provenientes del Laboratorio Clínica Equina, laboratorio autorizado por Senasa y certificado por el NVSL, USDA). (Figura 2)

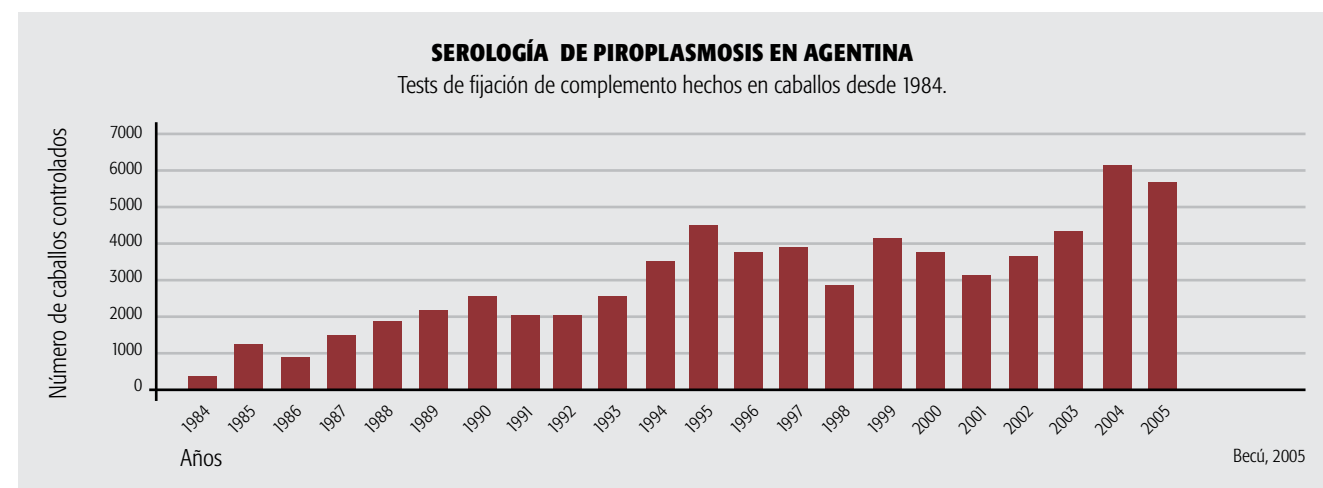


Figura 1. Número de caballos controlados por CFT (fijación de complemento), desde 1984 hasta 2005. (Becú, T., Polledo G., Reynal, J., 2003/2005).

Se aclara que los datos del 2003 en adelante fueron agregados en el año 2006.

3. Si bien Argentina no es un país libre de piroplasmosis, la prevalencia de la enfermedad se encuentra "zonificada", siendo el norte de nuestro país una zona que presenta alta prevalencia mientras que, como se mencionó anteriormente, la región pampeana presenta en la ac-

tualidad una prevalencia cercana a cero. Esta situación, podría considerarse similar a aquella que se registra en USA, país que si bien es declarado libre para la OIE porque la mayoría de los estados realizan un control, posee algunos estados (por ejemplo Texas) que tienen prevalencias altas a piroplasmosis. Es necesario recalcar que USA exige animales negativos, o los controlan en

Deltavet

FLUNIX PASTA
MEGLUMINA DE FLUNIXIN DE ADMINISTRACION ORAL

Acciones terapéuticas:

- Antiinflamatorio y analgésico del sistema músculo esquelético y visceral (síndrome cólico)
- Antipirético
- Tratamiento de endotoxemias
- Asociado en la terapia de la sepsis bacteriana

Beneficios:

- Facilidad de administración (pasta saborizada)
- Excelente biodisponibilidad

Presentación:

- Jeringa de 30 gramos conteniendo 1980 mg de Flunixin base (como Meglumina de Flunixin).
- Cada jeringa alcanza para dosificar 3 equinos de 600 kilos cada uno.

Flunix Pasta
Meglumina de Flunixin
Analgésico para equinos en suspensión oral

Contenido: jeringa con 30 g
Suficiente para una dosis a 3 equinos de 600 kilos cada uno.

UNO VETERINARIO
INDUSTRIA ARGENTINA

Deltavet

SEROLOGÍA DE PIROPLASMOSIS EN ARGENTINA

Caballos positivos a *B. equi* (%) por el test de fijación de complemento

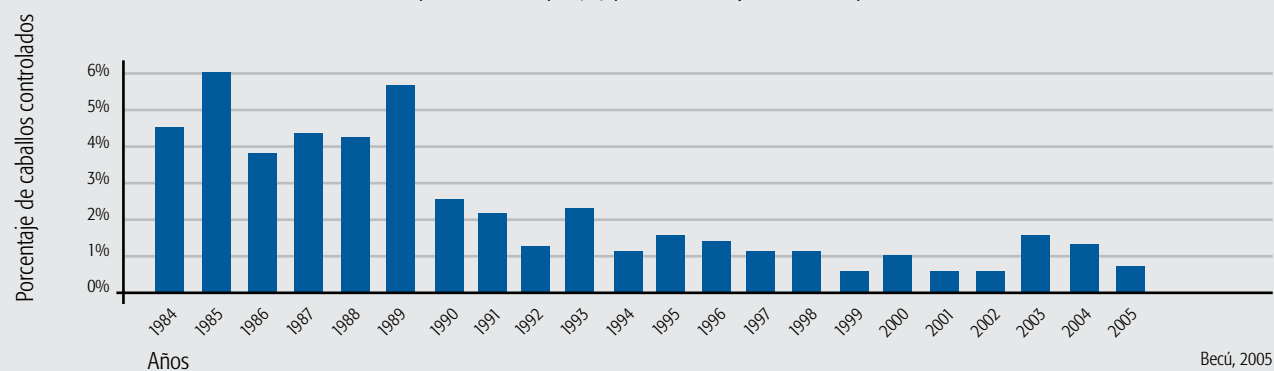


Figura 2. Porcentaje de caballos positivos a *B. equi* en el test de CFT (fijación de complemento) desde 1984 a 2005. (Becú, T., Polledo G., Reynal, J., 2003/2005)

SEROLOGÍA DE PIROPLASMOSIS EN ARGENTINA

Caballos positivos a *B. caballi* (%) por fijación de complemento

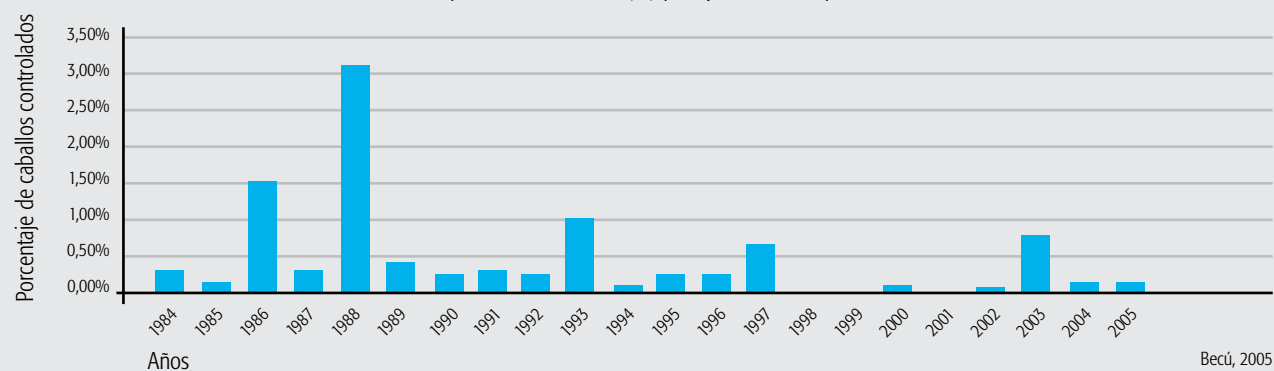


Figura 3. Porcentaje de caballos positivos a *B. caballi* en el test de CFT (fijación de complemento) desde 1984 a 2005. (Becú, T., Polledo G., Reynal, J., 2003/2005)

destino (que a los efectos prácticos es lo mismo). De esta manera, podría generarse en nuestro país un sistema de control sobre los animales de la región pampeana que permita establecer a dicha región como una zona de control activa contra piroplasmosis.

4. Todos los países de Sudamérica, con la excepción de Chile y Uruguay, presentan una prevalencia que supera ampliamente a aquella que presenta la región pampeana de nuestro país. Esto incluye a países como Brasil, Colombia, Venezuela, Ecuador, Paraguay, etc. Como ejemplo, en la publicación FRECUENCIA DE *Babesia spp.* EN CABALLOS DE MONTERÍA, CÓRDOBA (COLOMBIA), los autores Alfonso Calderón¹, José Cardona², Óscar Vergara³, hallaron que el 18,25 % de los 126 caballos analizados por búsqueda de *Babesia caballi* y *equi* en frotis coloreados con tinción de Wright, dieron positivo a piroplasmosis (Rev. U.D.C.A. Act. & Div. Cient. 16(2): 451-458, Julio-Diciembre, 2013) (68). Si estos 126 caballos hubiesen sido controlados por

CELISA, es seguro que el porcentaje de positivos hallados hubiese sido mucho más alto.

En Brasil, los autores KERBER, C.E.; LABRUNA, M.B.; FERREIRA, F.; DE WAAL, D.T.; KNOWLES, D.P.; GENNARI, S.M. 2009. (Prevalence of equine piroplasmosis and its association with tick infestation in the State of São Paulo, Brazil. Rev. Bras. Parasitol. Vet. 18(4):1-8.) hallaron que la prevalencia determinada por el test de Celisa era del 54,1% para *T. equi* y de 21,6 % para *B. caballi*.(67)

Adicionalmente, hemos podido corroborar esto por controles serológicos realizados a muestras procedentes de distintos países de Sudamérica en el Laboratorio de Clínica Equina. La ausencia de signos clínicos y de garrapatas, disminuye, pero no garantiza de ninguna manera, las posibilidades de transmisión de la infección. Si bien la garrapata es el vector natural de la piroplasmosis, existen otras formas conocidas de transmisión, como la iatrogénica. Prueba de esto es que la prevalencia de la enfermedad en los años 80 era del 5 % en ausencia de garrapatas (65).

5. Al permitir el ingreso de animales POSITIVOS a piroplasmosis podría establecerse un progresivo aumento de la prevalencia de la enfermedad, arruinando por completo el enorme esfuerzo realizado en los últimos 30 años. Insistimos, en la zona pampeana se registraron prevalencias altas antes de que la industria hípica (empresas privadas) aplicara un sistema de control de la enfermedad.

La situación epidemiológica de Argentina con respecto a piroplasmosis equina es muy diferente a la que presentan otros países del Mercosur, como por ejemplo Brasil, Bolivia, Paraguay, quienes presentan prevalencias que rondan el 50 % (66, 67) .

6. No existe ninguna garantía que nos asegure que esta medida no resultará en un aumento significativo de caballos importados POSITIVOS y por consiguiente, con una progresiva diseminación de la infección en la población sana de caballos.

Por todo lo expuesto, se concluye que la decisión de permitir el ingreso de animales seropositivos a piroplasmosis desde países endémicos es altamente riesgosa, ya que podría alterar la actual situación epidemiológica de la enfermedad en Argentina ocasionando un grave perjuicio económico para la industria hípica, debido a que esta enfermedad es una restricción para la exportación de caballos a ciertos lugares (por ejemplo, USA).

De la misma manera que en USA, podría establecerse alguna medida de control oficial para el tránsito de anima-

les desde la zona norte de nuestro país a la región pampeana, como una forma de control activo de la piroplasmosis en dicha región, así como también un registro oficial de establecimientos que realicen el diagnóstico como medida de control.

La enfermedad: introducción y epidemiología

La piroplasmosis equina es causada por dos parásitos protozoarios, *Babesia caballi* y *Theileria equi* (figuras 4 y 5). Ambos comparten la transmisión por garrapatas y la producción de anemia, pero solo *B. caballi* puede transmitirse a través de las generaciones de garrapatas. La infección con uno o con ambos de estos hemoparásitos intraeritrocitarios obligados, puede causar diversos grados de anemia hemolítica y diversas enfermedades sistémicas asociadas. Los parásitos y sus vectores naturales son endémicos en la mayoría de los países con clima tropical y subtropical (2-4). La piroplasmosis equina es una seria restricción para el movimiento internacional de caballos, ya que países como USA, Canadá, Gran Bretaña, Singapur y Japón, entre otros, exigen caballos libres de la enfermedad. La enfermedad producida por *T. equi* es altamente endémica en el noreste argentino, aunque *B. caballi* se encuentra prácticamente ausente. Sin embargo, en la zona pampeana, centro, centro este, adonde se crían la mayoría de los caballos con alto valor deportivo, la prevalencia de la infección por *T. equi* es muy baja. (65)

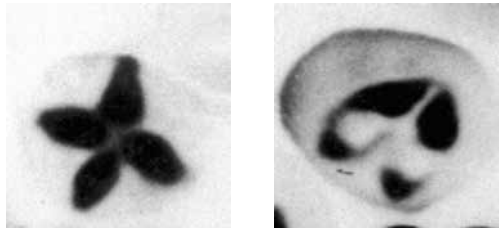


Los esperamos en nuestra nueva sucursal en Fondo de la Legua 555, San Isidro



- ✉ ventas@vetintegral.com.ar
- 🌐 www.vetintegral.com.ar
- 📷 integral_vet
- 📍 CVI.ClínicaVeterinariaIntegral

- SAN ISIDRO
Fondo de la Legua 555 - San Isidro
L. Rot 4766-6852
- PUEBLO POLO - Gral. Rodríguez
Tanoira y Ruta 28 - km 12.5
Cel / W. +54 9 11 2501 4777

Figura 4. *Theileria equi*Figura 5. *Babesia caballi*

Para *T. equi* el reservorio es el caballo infectado persistentemente; sin embargo para *caballi*, tanto el caballo infectado como la garrapata actúan como reservorios de la enfermedad (10-12). Los portadores inaparentes crónicos y la transmisión clínica silenciosa son hallazgos frecuentes (5).

El riesgo de que se produzca una enfermedad clínica que ponga en riesgo la vida de los caballos, aumenta con la presencia de factores como el aumento de la densidad de garrapatas y caballos infectados, y con animales que nunca han tenido contacto con la enfermedad (13). Hay que tener precaución con la interpretación de los datos de epidemiología y distribución de la enfermedad que figuran en la bibliografía disponible, pues muchos están basados en la prueba de fijación de complemento (CFT), prueba que se demostró que es poco sensible en la identificación de las infecciones crónicas (14). América central y Sudamérica (excepto la Patagonia), África, Asia, el Cercano Oriente y el sur de Europa son consideradas zonas endémicas (6) (Figura 6).



Figura 6. Distribución mundial de la piroplasmosis

En los últimos años se han detectado en el sur de USA varios brotes de *T. equi*. *T. equi* es más prevalente que *B. caballi*.

La transmisión se lleva a cabo por vectores competentes o en forma iatrogénica (9-11,13,17). Solo las garrapatas de la familia Ixodidae (garrapatas duras) actúan como vectores de la piroplasmosis equina. La transmisión en las garrapatas puede ocurrir de tres maneras: intraestadialmente, transtadialmente, o transováricamente. La intrastadial ocurre cuando la adquisición y la transmisión ocurren dentro del primer estadio de vida.

La transtadial se produce cuando la adquisición de la infección ocurre en el primer estadio, y la transmisión en los subsecuentes estadios de vida. Finalmente, la transovárica ocurre cuando la hembra se infecta y luego lo transmite a su descendencia (10).

B. caballi es transmitida por 15 especies diferentes de garrapatas: (7 *Dermacentor* [*Anocenter*] sp., 6 *Hyalomma* sp., and 2 *Rhiphicephalus* sp.) y *T. equi* por 14 especies (4 *Dermacentor* sp., 4 *Hyalomma* sp., 5 *Rhiphicephalus* (*Boophilus*) sp., y *Amblyomma. cajennense*). *B. caballi* es transmitida transtadialmente y transováricamente por sus vectores. (18) *T. equi* es generalmente transmitida transtadialmente e intraestadialmente. (10) Antes del 2009, solo se conocían 2 especies de garrapatas capaces de transmitir *T. equi* naturalmente en el sur de los Estados Unidos: *D. nitens* and *R. microplus*. Durante el brote ocurrido recientemente en Texas, los caballos infectados estaban parasitados con 4 especies diferentes de garrapatas: *A. cajennense*, *A. maculatum*, *Dermacentor* (*Anocenter*) *nitens*, y *D. variabilis*. *A. cajennense* fue la más abundante, siendo identificada en aproximadamente en el 79 % de los caballos infectados (7), seguido por *A. maculatum* (19 %), *D. variabilis* (16 %), y *D. nitens* (3 %). Antes de este brote, *A. cajennense* no había sido identificada como un vector de *T. equi*, y es el principal vector de la enfermedad en Argentina. (Figuras 7 y 8)

Figuras 7 y 8. *Amblyomma cajennense*, principal vector de la piroplasmosis equina en el norte de Argentina.

Patogénesis y transmisión

Independientemente de la especie de parásito, los esporozoítos (estadio de transmisión asexual) son transmitidos de la saliva de la garrapata al caballo. Una vez dentro del hospedador, los esporozoítos de *B. caballi* invaden los eritrocitos, donde se multiplican y finalmente se transforman en merozoítos, que invaden luego otros eritrocitos.

T. equi invade inicialmente las células mononucleares de la sangre, para luego formar merozoítos e invadir eritrocitos. La transmisión puede ocurrir iatrogénicamente, y es altamente probable que esta sea la forma de transmisión que ocurre en la zona pampeana de la República Argentina, adonde no se ha detectado la presencia de garrapatas, y persiste una prevalencia del 0,6-0,7 % de *T. equi*. (15,65). Esto ocurre más frecuentemente a través del uso compartido de jeringas y agujas entre caballos sanos e infectados, pero podría ocurrir compartiendo cualquier objeto contaminado con sangre. (21,15).

La enfermedad causa anemia hemolítica, la cual ocurre durante la ruptura eritrocitaria y la liberación de los merozoítos, y además los eritrocitos parasitados son removidos de la circulación por macrófagos del bazo, lo cual contribuye a agravar el cuadro de la anemia hemolítica. (24) Estos parásitos pueden incluso alterar la coagulación, a través de mecanismos aún desconocidos, además de producir estasis venoso, vasculitis, trombocitopenia y tiempos de coagulación prolongados. (23,25,26).

Por otro lado, una piroplasmosis grave, puede producir hipercoagulabilidad, síndrome de respuesta inflamatoria sistémica, y una subsecuente disfunción multiorgánica sistémica. (56)

Ha sido documentada la transmisión placentaria de yeguas infectadas a sus fetos, con eventuales abortos o infecciones neonatales. (8, 28-59). Si bien la exposición al semen de un padrillo infectado no se considera un modo de transmisión, la contaminación sanguínea durante las prácticas reproductivas podría presentar un riesgo de transmisión. (30)

En la mayoría de los casos de infección por *T. equi*, los caballos se vuelven infectados crónicos o persistentes inaparentes, pero con *B. caballi* se han reportado casos de la eliminación del parásito sin un tratamiento. (1, 2, 4) Los signos clínicos pueden aparecer en 10-30 días para *B. caballi* y en 12-19 días para *T. equi*, luego de la transmisión, pero esto depende de varios factores como la dosis infectante y la inmunidad del caballo. La tasa de mortalidad puede llegar a ser del 5-10 %, dependiendo también de la dosis infectante y la inmunidad.

Manifestaciones clínicas

La enfermedad puede presentarse en diferentes formas. Con infección aguda por *T. equi*, el principal signo clínico es una anemia hemolítica aguda. Con *B. caballi* las anemias no son tan graves, y los casos raros de muerte aguda con este parásito se deben más a una disfunción orgánica múltiple debido a la formación de microtrombos y a una coagulación intravascular diseminada. (27). La enfermedad aguda cursa con fiebre alta, letargia, anorexia, pérdida de peso y edemas. (3) Petequias en las mucosas, anemia hemolítica, ictericia, taquicardia, taquipnea, y pigmenturia, son asimismo signos inespecíficos que pueden presentarse. Algunos caballos pueden mostrar cólico o diarrea. (24,31) Infertilidad temporaria o permanente, falla renal o hepática aguda y coagulación intravascular diseminada pueden también presentarse en casos graves. (2,27)

Formas abruptas y fulminantes de la enfermedad han sido documentadas, con colapso y muerte súbita por la introducción de caballos *naive* (sin contacto previo) en una región endémica. Pueden presentarse infecciones neonatales *in útero* por *T. equi* con signos agudos y graves. (28,29,33-35) Los casos de infección neonatal por *B. caballi* son raros. (7,34,36).

Infecciones crónicas por piroplasmosis pueden ocurrir con solo signos inespecíficos, que incluyen, pérdida

de peso, letargia, anorexia y performance pobre. Puede estar presente una anemia leve, con una esplenomegalia.

Se debe tener en consideración las siguientes enfermedades para el diagnóstico diferencial: anemia hemolítica mediada por inmunidad, toxicidad por las hojas del líquidámbar rojo, ehrlichiosis equina, arteritis viral equina, peste equina africana y anemia infecciosa equina. (6, 37). Los análisis de laboratorio pueden ser de utilidad para el diagnóstico. La mayoría de los caballos afectados exhiben cierto grado de anemia. Aunque en los casos agudos pueden observarse hematocritos tan bajos como 10 %, el mismo rara vez desciende del 20 %. (23,25,31). La trombocitopenia se manifiesta comúnmente. (3,23,25,26,31), y los tiempos de coagulación pueden estar prolongados o normales. El leucograma y el fibrinógeno pueden estar alterados. Se observa frecuentemente hiperbilirrubinemia y las enzimas hepáticas AST, GGT y ALP (fosfatasa alcalina) elevadas. (31)

Los hallazgos en la necropsia pueden incluir ictericia, edema y esplenomegalia.

También pueden encontrarse edema y congestión pulmonar, hemorragias cardíacas, hidropericardio, hidrotórax, hepatomegalia, ascitis y linfadenopatía. (3) Los hallazgos histopatológicos pueden incluir necrosis centrolobulillar, necrosis tubular renal y microtrombos en hígado y pulmones. Los parásitos pueden observarse dentro de los eritrocitos y macrófagos. (2,16,38)

La variación aparente en la presentación clínica de la enfermedad en distintas zonas geográficas podrían ser causados por factores que aún no se conocen. Por ejemplo, la infección por *T. equi* en Sudáfrica resulta frecuentemente en una enfermedad grave; en contraste en un brote ocurrido en USA, en el cual 475 caballos resultaron afectados, solo 1 mostró signos leves.

Inmunidad

La respuesta del sistema inmune equino a la infección con *B. caballi* o *T. equi* no está aún bien conocida y definida. La infección con cualquiera de los dos parásitos da lugar a un estatus portador, lo cual le confiere protección contra la enfermedad. No existe protección o inmunidad cruzada entre los dos parásitos, ya que los caballos pueden infectarse con ambos parásitos simultáneamente. (3)

El control de la parasitemia está correlacionado con la respuesta de anticuerpos. (42) Las infecciones por *T. equi* producen anticuerpos contra proteínas inmunodominantes del merozoíto (EMAs), las cuales son expresadas superficialmente en los merozoítos. (40) Aún no han sido aclarados, el rol exacto de esta respuesta de anticuerpos en la inmunidad y la persistencia de la infección. En la fase aguda de la enfermedad, altos niveles de IgGa y IgGb correlacionan con el control, mientras que los niveles de IgGT se incrementan durante la fase crónica de la enfermedad luego de la resolución de la parasitemia. Los anticuerpos se detectan dentro de los 7-11 días luego de la infección natural, y hacen pico a los 30-45 días.

La correlación de la inmunidad adaptativa con la infección por *T. equi* es aún desconocida. Burros vacunados con un inmunógeno de *T. equi* fueron capaces de montar una respuesta protectora, caracterizada por altos títulos de anticuerpos antimerozoito y una proliferación linfocítica antimerozoito.

Es necesario definir todavía el rol protector de los anticuerpos y de la inmunidad celular adaptativa contra *T. equi*. Se sabe menos sobre las respuestas inmunes protectoras contra *B. caballi*. Los caballos infectados producen anticuerpos contra RAP-1 (rhostry associated protein-1), la cual es utilizada para la detección serológica de la infección.

En las zonas endémicas, los potrillos que ingieren calostro de una madre infectada están protegidos de la infección y de la enfermedad clínica hasta los 5 meses de edad. (3,27) a medida que esta inmunidad pasiva declina, los potrillos se vuelven susceptibles y la mayoría se infectan a la edad de 2 años. Se ha sugerido que los potrillos pueden nacer como portadores inaparentes sanos de *T. equi*. (27)

Los caballos portadores crónicos de *T. equi* pueden raramente exhibir recaídas con enfermedad clínica, asociadas con el estrés, ejercicio extenuante, inmunosupresión y la administración de esteroides. (32, 43, 44) Estas recaídas no han sido reportadas para *B. caballi*.

Diagnóstico

Pueden ser utilizadas diversas técnicas diagnósticas solas o combinadas para diagnosticar la infección, y en las naciones no-endémicas; el Estado debe estar involucrado en su regulación. Solo unos pocos laboratorios en el mundo están autorizados oficialmente a realizar ciertos tests.

La identificación de los organismos puede ser realizada dentro de los eritrocitos con un microscopio óptico. Un frotis de sangre fino coloreado con Giemsa puede revelar los organismos durante la fase aguda de la infección. Los frotis deben ser examinados minuciosamente ya que aún durante una infección grave, el porcentaje de la parasitemia suele llegar a ser tan bajo, que pueden obtenerse resultados falso-negativos. (4,45) Los piroplasmas de *B. caballi* y *T. equi* pueden distinguirse fácilmente uno del otro. Dentro del eritrocito, *B. caballi* típicamente aparece con dos grandes merozoitos con forma de pera, de 2 a 5 μ l (Fig. 4). Durante la infección clínica por *B. caballi*, el porcentaje de eritrocitos parasitado es típicamente de menos del 1 %, llegando a veces a menos del 0,1 %. Los merozoitos de *T. equi* son polimórficos, más pequeños, formando ocasionalmente la distintiva Cruz de Malta (Fig 5). Los porcentajes de eritrocitos infectados durante una enfermedad clínica causada por *T. equi* es usualmente del 1 al 5 %, pero en casos graves pueden exceder el 20 %. En caso de enfermedad crónica o inaparente, el número de eritrocitos parasitados permanece muy bajo para una detección confiable en el frotis sanguíneo.

Han sido desarrollados varios tests serológicos a fin de incrementar la sensibilidad diagnóstica, que incluyen la fijación de complemento (CFT), la inmunofluorescencia indirecta (IFAT), el western blot (WB), y el Elisa competitivo (Celisa). Con la CFT, un resultado se define como una reacción positiva utilizando una dilución del suero problema de 1:5. Los caballos infectados seroconvierten con la CFT aproximadamente 8-11 días luego de la infección, con un comienzo del descenso de los títulos a los 2 o 3 meses. (46) La CFT es un test muy específico, aunque le falta sensibilidad, especialmente en los casos de infecciones crónicas o luego de un tratamiento. (27) Los caballos infectados pueden transitoriamente volverse negativos 3-15 meses luego del tratamiento para *B. caballi*, y 24 meses para *T. equi*. (46,47). La IgG(T) permanece elevada en infecciones crónicas por *T. equi*, y esta inmunoglobulina no fija el complemento, por lo cual no sorprende que la CFT tenga poca sensibilidad diagnóstica en los casos crónicos o inaparentes.

A pesar del hecho de que la CFT ha sido el test oficial regulatorio, y el recomendado por el Manual de la OIE, para el movimiento internacional de caballos durante varias décadas, este test no es actualmente el de elección para detectar infecciones crónicas o inaparentes. (45)

La IFAT ha demostrado tener alta especificidad, y ser de mayor sensibilidad que la CFT. (46). Una muestra es considerada positiva si es detectada una fuerte inmunofluorescencia a una dilución de 1:80 o más. La infección experimental endovenosa con *B. caballi* o *T. equi* produce una seroconversión en la IFAT a los 3-20 días posinfección. (47) Los títulos fueron más consistentemente detectados y permanecieron elevados por más tiempo con la IFAT que con la CFT. (48) No es el test más apto para procesar una elevada cantidad de muestras, ya que es más laborioso que los otros. Es utilizado como un test adicional y complementario en el análisis de muestras por la CFT, y permanece como uno de los test recomendados por la OIE, (45)

El Celisa ha sido uno de los tests regulatorios prescritos por la OIE para el transporte internacional de caballos. (45), y es considerado como el método más sensible para la detección de infecciones crónicas por *T. equi*. (27) El Celisa para *T. equi* utiliza EMA-1 antígeno recombinante y monoclonales específicos. EMA-1 es un antígeno superficial inmunodominante, altamente conservado y específico para *T. equi*.

Los caballos infectados con *T. equi* son detectados con el Celisa a partir de los 21 días luego de la infección experimental, y 5 semanas luego de la transmisión por garrapatas. (49) La generación de la forma recombinante de este epítipo, y los anticuerpos monoclonales asociados permiten una buena estandarización de este test y un aumento de la sensibilidad, comparado con los otros tests serológicos. (27,50,51)

Una forma recombinante del RAP-1 fue también desarrollada para el Celisa de *B. caballi*. (52) Utilizando 300 sueros equinos de alrededor del mundo, este test fue

Único antiartósico, antiartrítico para equinos
con PENTOSAN POLISULFATO SÓDICO
PREVIENE, REGENERA Y PROTEGE

ARTROSAN®

König
EQUINOS



“COMPETENCIA EN MOVIMIENTO”
www.artrosan.com

capaz de diagnosticar infección en un 25 % más de casos que con la CFT. Sin embargo los epitopes del RAP-1 disponible no están conservados en todas las cepas de *B. caballi* del mundo; el test no fue capaz de detectar caballos infectados en Sudáfrica. (53)

Los datos previamente reportados de la especificidad y la sensibilidad de la CFT y el Celisa fueron recientemente analizados estadísticamente. (25,50,52,54). En resumen, la sensibilidad de la CFT para detectar *T. equi* es del 47 %, y la del Celisa del 96 %. La especificidad es del 94 y 95 %, respectivamente. Para el test de *B. caballi*, la sensibilidad del CFT es del 88 % y la del Celisa 91 %. La especificidad de los 2 tests para *B. caballi* es del 98 % y 70 %, respectivamente.

El PCR es exquisitamente sensible, pero por ahora solo ha sido utilizado en investigación ya que no existe estandarización entre los laboratorios.

La PCR anidada (nested PCR), utilizando la secuencia genética del EMA-1, ha demostrado poder detectar un resultado positivo equivalente a un 0,000006 % de parasitemia. (55) El examen de la composición genética de la EMA-1 reveló que las cepas alrededor del mundo no son 100 % homologas, lo cual dificulta la estandarización del PCR como un test diagnóstico. Hasta ahora, el uso de la PCR anidada para la detección del DNA de *B. caballi* en caballos infectados crónicamente se ha mostrado como no confiable.

Tratamiento

El tratamiento de la piroplasmosis en zonas endémicas es utilizado para reducir los signos clínicos y las muertes de los caballos afectados. La eliminación del microorganismo no tendría sentido en estos países ya que la inmunidad de por vida (premunidad) se adquiere con las infecciones crónicas. En regiones no endémicas, se trata los caballos infectados con la finalidad del *clearance* o quimioesterilización. Las infecciones por *T. equi* son típicamente más difíciles de tratar que las de *B. caballi*. Han sido reportadas numerosas drogas con eficacia variable en inhibir *T. equi* y *B. caballi*, tanto *in vivo* como en cultivos celulares, pero las descripciones torna la literatura difícil de interpretar. (56,58-61) Las infecciones por *B. caballi* han sido históricamente reportadas como autolimitantes con la eliminación luego de varios años, pero sin embargo este no es siempre el caso. (63) El *clearance* quimioterapéutico de *T. equi* ha sido reportado previamente, aunque es necesario aclarar que esta investigación fue realizada antes del desarrollo de los tests más sensibles. (59,60) Hasta hace poco era aceptado que la quimioesterilización de un caballo infectado con *T. equi* era imposible, pero durante el brote de Texas se demostró que *T. equi* puede ser eliminado con la dosificación apropiada de dipropionato de Imidocarb. (5)

La imidocarb es considerada la droga más efectiva, y es administrada en forma intramuscular. Las dosis reportadas para aliviar los síntomas clínicos son de 2,2-4,4 mg/kg, una sola dosis. En países no endémicos, adonde el *clearance*

del organismo es el objetivo, los animales infectados con *B. caballi* pueden ser tratados con una dosis de 4,4 mg/kg IM, cada 72 horas, con un total de 4 tratamientos. (56) Para *T. equi* la misma dosificación es efectiva. (7,57)

Actualmente, el *clearance* es determinado por los resultados negativos al PCR y la inhabilidad de retransmitir la infección, ya el test de Celisa puede seguir dando positivo varios meses aunque la eliminación del parásito halla sido exitosa. (5) En USA la enfermedad es de denuncia obligatoria al USDA, e incluye un programa de control y tratamiento, y una cuarentena.

El Imidocarb tiene una actividad anticolinesterasa, produciendo eventualmente sudoración, agitación, cólico y diarrea, pero estos signos son transitorios y raramente ponen en riesgo la vida del animal. (62,63) Estos efectos pueden ser prevenidos con una dosis de 0,0025 mg/kg intravenosa de glycopyrolate, o con una dosis intravenosa de 0,2 mg / kg de atropina.

El Imidocarb puede eventualmente producir necrosis hepática y tubular renal tóxica. (62,63) También pueden presentarse azotemia, elevación de las enzimas AST, ALT, ALP y SDH, pero todo esto se resuelve con la discontinuación del tratamiento.

Prevención

La prevención en los países endémicos es virtualmente imposible, y se asume que la premunidad conferida con las infecciones iniciales, protegerá al caballo de las subsecuentes exposiciones al parásito. En las naciones libres o no endémicas, la piedra angular para lograr la protección es el control y la regulación con los países endémicos. Los caballos a importar deben ser negativos para *B. caballi* y *T. equi* con los tests serológicos designados por el país importador: la CFT, la IFAT o el Celisa. A los caballos positivos no se les permite el ingreso, salvo en casos puntuales de eventos ecuestres temporales y muy controlados. Muchos países no endémicos continúan presentados casos aislados de piroplasmosis, aunque estos casos raramente son causados por transmisión por garrapatas, y son más relacionados con el uso de equipos contaminados con sangre o prácticas de compartir agujas o jeringas, o el uso de transfusiones de sangre de animales no controlados. (15,16,38,65) En los Estados Unidos, un caballo que es identificado como positivo en el Celisa debe ser inmediatamente cuarentenado y se debe notificar a las autoridades estatales y federales. Hasta que pruebe fehacientemente que el caballo ha sido tratado y esterilizado, debe permanecer cuarentenado, ser exportado, donado para investigación o sacrificado. (13, 57) Es clave en la prevención combatir las garrapatas y evitar la importación de caballos infectados con garrapatas. En República Argentina, la enfermedad por *T. equi* es particularmente endémica en el Norte y Noreste del país, y coincide con la presencia abundante de garrapatas (*Amblyomma cajennense*). El porcentaje de caballos positivos a la serología puede en esta zona superar el 80 %.

En la zona central y pampeana del país la prevalencia de *T. equi* es mucho menor, del 0,5 al 0,7 %, pero llamativamente no existen garrapatas, por lo que se infiere que la transmisión es por vía iatrogénica.

Aunque varios estudios han evaluado el potencial uso de la vacunación para inducir inmunidad a *B. caballi* y *Theileria equi*, todavía no existe ninguna vacuna comercial. Desarrollar una vacuna efectiva por ahora es difícil debido a que no están todavía bien dilucidados los mecanismos inmuno-protectores. En las zonas endémicas, son importantes los quimioterapéuticos que ayudan a controlar la parasitemia aguda y sus signos clínicos asociados.

En las zonas no endémicas, el objetivo es permanecer libre de la infección, por lo que cuando un caballo infectado es detectado, se debe aplicar un tratamiento que asegure la eliminación de la infección persistente. Para asegurar la eliminación de la infección deben realizarse controles de *screening* serológicos y segregación o tratar los positivos, además de efectuar un control de garrapatas.

En la República Argentina, con el auge de la exportación de caballos y el control interno en haras de caballos sangre pura de carrera, clubes de polo y salto y otros centros hípicas, desde el año 1984 al 2005 se controlaron con

el test de fijación de complemento alrededor de 67.000 caballos. Los animales positivos se trataron con Imidocarb o se segregaron, en la búsqueda de lograr rodeos libres de la enfermedad. La reducción en el % de caballos positivos fue notable: para *T. equi* descendió del 5 % al 0,7 %, y para *B. caballi*, del 3 % al 0,2 %. Esto demuestra que el control serológico sistemático y el tratamiento o segregación son medidas muy efectivas para el control de la enfermedad. (65) (Figuras 1,2,3). 🐾

MV. TEÓTIMO BECU

Egresó de la UBA, FCV en 1978. Se destaca su actual jefatura como DT de los laboratorios de diagnóstico "Clínica Equina" y "Laboratorio Equino". Esta experiencia incluye: bacteriología clínica; producción de vacunas; hematología; bioquímica sanguínea; evaluación de la fertilidad en padrillos; serología de A.I.E. de Piroplasmosis Equina, de Durina y Muermo por el método de fijación de complementos; de Babesia caballi y Babesia equi por el método de inmunofluorescencia indirecta y ELISA competitivo; de diagnóstico de Rbiodococcus equi por el método de inmunodifusión y ELISA indirecto; de Streptococcus equi (Strangles) por ELISA del Animal Health Trust, UK, de Trypanosoma evansi (surra) por ELISA del IET de Bélgica, etc.



E-mail: t-becu@redsarmiento.com.ar

Referencias

- 1 Friedhoff KT, Tenter AM, Muller I. Haemoparasites of equines: Impact on international trade of horses. *Rev Sci Tech* 1990;9:1187-1194.
- 2 de Waal DT. Equine piroplasmosis: A review. *Br Vet J* 1992;148:6-14.
- 3 Maurer FD. Equine piroplasmosis—Another emerging disease. *J Am Vet Med Assoc* 1962;141:699-702.
- 4 Friedhoff KT, Soule C. An account on equine babesiosis. *Rev Sci Tech* 1996;15:1191-1201.
- 5 Ueti MW, Mealey RH, Kappmeyer LS, et al. Re-emergence of the apicomplexan *Theileria equi* in the United States: Elimination of persistent infection and transmission risk. *PLoS One* 2012;7:e44713.
- 6 World Animal Health Information Database (WAHID). 2012. Available at: http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Animal_Health_in_the_World/docs/pdf/EQUINE_PRIOPLOSMOSIS_FINAL.pdf. Accessed April 1, 2013.
- 7 Scoles GA, Hutcheson HJ, Schlatter JL, et al. Equine piroplasmosis associated with *Amblyomma cajennense* ticks, Texas, USA. *Emerg Infect Dis* 2011;17:1903-1905.
- 8 Allsopp MT, Lewis BD, Penzhorn BL. Molecular evidence for transplacental transmission of *Theileria equi* from carrier mares to their apparently healthy foals. *Vet Parasitol* 2007;148:130-136.
- 9 Thompson PH. Ticks as vectors of equine piroplasmosis. *J Am Vet Med Assoc* 1969;155:454-457.
- 10 Ueti MW, Palmer GH, Scoles GA, et al. Persistently infected horses are reservoirs for intrastadial tick-borne transmission of the apicomplexan parasite *Babesia equi*. *Infect Immun* 2008;76:3525-3529.
- 11 Schwint ON, Knowles DP, Ueti MW, et al. Transmission of *Babesia caballi* by *Dermacentor nitens* (Acari: Ixodidae) is

restricted to one generation in the absence of alimentary reinfection on a susceptible equine host. *J Med Entomol* 2008;45:1152-1155.

- 12 Roby TO, Anthony DW. Transmission of equine piroplasmosis by *Dermacentor nitens* Neumann. *J Am Vet Med Assoc* 1963;142:768-769.
- 13 United States Department of Agriculture APHIS National Center for Risk Analysis. Equine piroplasmosis domestic pathways assessment 2011: Pathways assessment for the spread of the causative agents of equine piroplasmosis from the movement of a horse from a quarantined premises within the contiguous United States Updated December 2011. Available at: http://www.aphis.usda.gov/animal_health/emergingissues/downloads/epdomesticpathwaysfinalapril11.pdf. Accessed February 12, 2013.
- 14 Knowles DP Jr, Kappmeyer LS, Stiller D, et al. Antibody to a recombinant

merozoite protein epitope identifies horses infected with *Babesia equi*. *J Clin Microbiol* 1992;**30**:3122–3126.

• 15 Short MA, Clark CK, Harvey JW, et al. Outbreak of equine piroplasmosis in Florida. *J Am Vet Med Assoc* 2012;**240**:588–595.

• 16 Taylor WM, Bryant JE, Anderson JB, et al. Equine piroplasmosis in the United States—A review. *J Am Vet Med Assoc* 1969;**155**:915–919.

• 17 Ueti MW, Palmer GH, Kappmeyer LS, et al. Ability of the vector tick *Boophilus microplus* to acquire and transmit *Babesia equi* following feeding on chronically infected horses with low-level parasitemia. *J Clin Microbiol* 2005;**43**:3755–3759.

• 18 De Waal DT. The transovarial transmission of *Babesia caballi* by *Hyalomma truncatum*. *Onderstepoort J Vet Res* 1990;**57**:99–100.

• 19 Schein E, Rehbein G, Voigt WP, et al. *Babesia equi* (Laveran 1901) 1. Development in horses and in lymphocyte culture. *Tropenmed Parasitol* 1981;**32**:223–227.

• 20 Moltmann UG, Mehlhorn H, Schein E, et al. Fine structure of *Babesia equi* Laveran, 1901 within lymphocytes and erythrocytes of horses: An in vivo and in vitro study. *J Parasitol* 1983;**69**:111–120.

• 21 Gerstenberg C, Allen WR, Phipps LP. The mechanical transmission of *Babesia equi* infection in a British herd of horses. In: *Proceedings of the Eighth International Conference on Equine Infectious Diseases*. Dubai, United Arab Emirates, 1998:100.

• 22 Kuttler KL, Gipson CA, Goff WL, et al. Experimental *Babesia equi* infection in mature horses. *Am J Vet Res* 1986;**47**:1668–1670.

• 23 Allen PC, Frerichs WM, Holbrook AA. Experimental acute *Babesia caballi* infections. I. Red blood cell dynamics. *Exp Parasitol* 1975;**37**:67–77.

• 24 Ambawat HK, Malhotra DV, Kumar S, et al. Erythrocyte associated haematobiochemical changes in *Babesia equi* infection experimentally produced in donkeys. *Vet Parasitol* 1999;**85**:319–324.

• 25 de Waal DT, van Heerden J, Potgieter FT. An investigation into the clinical pathological changes and serological response in horses experimentally infected with *Babesia equi* and *Babesia caballi*. *Onderstepoort J Vet Res* 1987;**54**:561–568.

• 26 Allen PC, Frerichs WM, Holbrook AA. Experimental acute *Babesia caballi* infections. II. Response of platelets and fibrinogen. *Exp Parasitol* 1975;**37**:373–379.

• 27 Donnellan CM, Marais HJ. Equine piroplasmosis. In: Mair TS, Hutchinson RE, eds. *Infectious Diseases of the Horse*. Cambridgeshire, England, UK: EVJ Ltd; 2009:333–340.

• 28 Georges KC, Ezeokoli CD, Sparagano O, et al. A case of transplacental transmission of *Theileria equi* in a foal in Trinidad. *Vet Parasitol* 2011;**175**:363–366.

• 29 Chhabra S, Ranjan R, Uppal S, et al. Transplacental transmission of *Babesia equi* (*Theileria equi*) from carrier mares to foals. *J Parasit Dis* 2012;**36**:31–33.

• 30 Metcalf ES. The role of international transport of equine semen on disease transmission. *Anim Reprod Sci* 2001;**68**:229–237.

• 31 Zobia R, Ardu M, Niccolini S, et al. Clinical and laboratory findings in equine piroplasmosis. *J Eq Vet Sci* 2008;**28**:301–308.

• 32 Hailat NQ, Lafi SQ, al-Darraj AM, et al. Equine babesiosis associated with strenuous exercise: Clinical and pathological studies in Jordan. *Vet Parasitol* 1997;**69**:1–8.

• 33 Al-Saad K. Acute babesiosis in foals. *J Anim Vet Adv* 2009;**8**:5.

• 34 Purchase HS. Piroplasmosis in foal at birth. *Vet Rec* 1947;**59**:449.

• 35 Silvey RE. Babesiosis in a foal. *Vet Rec* 1996;**139**:428.

• 36 Neitz WO. Classification, transmission, and biology of piroplasms of domestic animals. *Ann N Y Acad Sci* 1956;**64**:56–111.

• 37 Alward A, Corriher CA, Barton MH, et al. Red maple (*Acer rubrum*) leaf toxicosis in horses: A retrospective study of 32 cases. *J Vet Intern Med* 2006;**20**:1197–1201.

• 38 Mahoney DF, Wright IG, Frerichs WM, et al. The identification of *Babesia equi* in Australia. *Aust Vet J* 1977;**53**:461–464.

• 39 Frerichs WM, Johnson AJ, Holbrook AA. Equine piroplasmosis: Attempts to infect laboratory animals with *Babesia equi*. *Am J Vet Res* 1969;**30**:1333–1336.

• 40 Knowles DP Jr, Kappmeyer LS, Perryman LE. Specific immune responses are required to control parasitemia in *Babesia equi* infection. *Infect Immun* 1994;**62**:1909–1913.

• 41 Wiler R, Leber R, Moore BB, et al. Equine severe combined immunodeficiency: A defect in V(D)J recombination and DNA-dependent protein kinase activity. *Proc Natl Acad Sci U S A* 1995;**92**:11485–11489.

• 42 Cunha CW, McGuire TC, Kappmeyer LS, et al. Development of specific immunoglobulin G₁ (IgG₁) and IgG₂ antibodies correlates with control of pa-

rasitemia in *Babesia equi* infection. *Clin Vaccine Immunol* 2006;**13**:297–300.

• 43 Oladosu LA. Effects of intravenous corticosteroid on the pathogenicity of *Babesia equi* infection of donkeys (*Equus asinus*). *Zentralbl Veterinarmed B* 1988;**35**:509–514.

• 44 Oladosu LA, Olufemi BE. Haematology of experimental babesiosis and ehrlichiosis in steroid immunosuppressed horses. *Zentralbl Veterinarmed B* 1992;**39**:345–352.

• 45 Equine piroplasmosis terrestrial manual 2008. Updated: 2012. http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/2.05.08_EQUINE_PIROPLASMOSIS.pdf. Accessed April 1, 2013.

• 46 Brüning A. Equine piroplasmosis an update on diagnosis, treatment and prevention. *Br Vet J* 1996;**152**:139–151.

• 47 Weiland G. Species-specific serodiagnosis of equine piroplasma infections by means of complement fixation test (CFT), immunofluorescence (IIF), and enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). *Vet Parasitol* 1986;**20**:43–48.

• 48 Tenter AM, Friedhoff KT. Serodiagnosis of experimental and natural *Babesia equi* and *B. caballi* infections. *Vet Parasitol* 1986;**20**:49–61.

• 49 Knowles DP Jr, Perryman LE, Kappmeyer LS, et al. Detection of equine antibody to *Babesia equi* merozoite proteins by a monoclonal antibody-based competitive inhibition enzyme-linked immunosorbent assay. *J Clin Microbiol* 1991;**29**:2056–2058.

• 50 Knowles DP Jr, Perryman LE, Goff WL, et al. A monoclonal antibody defines a geographically conserved surface protein epitope of *Babesia equi* merozoites. *Infect Immun* 1991;**59**:2412–2417.

• 51 Cunha CW, Kappmeyer LS, McGuire TC, et al. Conformational dependence and conservation of an immunodominant epitope within the *Babesia equi* erythrocyte-stage surface protein equi merozoite antigen 1. *Clin Diagn Lab Immunol* 2002;**9**:1301–1306.

• 52 Kappmeyer LS, Perryman LE, Hines SA, et al. Detection of equine antibodies to *Babesia caballi* recombinant *B. caballi* rhoptry-associated protein 1 in a competitive-inhibition enzyme-linked immunosorbent assay. *J Clin Microbiol* 1999;**37**:2285–2290.

• 53 Bhoora R, Quan M, Zweygarth E, et al. Sequence heterogeneity in the gene encoding the rhoptry-associated protein-1 (RAP-1) of *Babesia caballi* isolates from South Africa. *Vet Parasitol* 2010;**169**:279–288.

• 54 Katz J, Dewald R, Nicholson J. Procedurally similar competitive immunoassay systems for the serodiagnosis of *Babesia equi*, *Babesia caballi*, *Trypanosoma equiperdum*, and *Burkholderia mallei* infection in horses. *J Vet Diagn Invest* 2000;**12**:46–50.

• 55 Nicolaiewsky TB, Richter MF, Lunge VR, et al. Detection of *Babesia equi* (Laveran, 1901) by nested polymerase chain reaction. *Vet Parasitol* 2001;**101**:9–21.

• 56 Schwint ON, Ueti MW, Palmer GH, et al. Imidocarb dipropionate clears persistent *Babesia caballi* infection with elimination of transmission potential. *Antimicrob Agents Chemother* 2009;**53**:4327–4332.

• 57 Grause JF, Ueti MW, Nelson JT, et al. Efficacy of imidocarb dipropionate in eliminating *Theileria equi* from experimentally infected horses. *Vet J* 2013;**196**:541–546.

• 58 Nagai A, Yokoyama N, Matsuo T, et al. Growth-inhibitory effects of artesunate, pyrimethamine, and pamaquine against *Babesia equi* and *Babesia caballi* in vitro cultures. *Antimicrob Agents Chemother* 2003;**47**:800–803.

• 59 Frerichs WM, Allen PC, Holbrook AA. Equine piroplasmosis (*Babesia equi*): Therapeutic trials of imidocarb dihydrochloride in horses and donkeys. *Vet Rec* 1973;**93**:73–75.

• 60 Frerichs WM, Holbrook AA. Treatment of equine piroplasmosis (*B. caballi*) with imidocarb dipropionate. *Vet Rec* 1974;**95**:188–189.

• 61 Bork S, Yokoyama N, Matsuo T, et al. Clotrimazole, ketoconazole, and clodinafop-propargyl as potent growth inhibitors of equine *Babesia* parasites during in vitro culture. *J Parasitol* 2003;**89**:604–606.

• 62 Meyer C, Guthrie AJ, Stevens KB. Clinical and clinicopathological changes in 6 healthy ponies following intramuscular administration of multiple doses of imidocarb dipropionate. *J S Afr Vet Assoc* 2005;**76**:26–32.

• 63 Adams LG. Clinicopathological aspects of imidocarb dipropionate toxicity in horses. *Res Vet Sci* 1981;**31**:54–61.

• 64 L.N. Wise, L.S.Kappmeyer, R.H. Mealey, D.P. Knowles. Review of equine piroplasmosis. *J. Vet. Internal Medicine* 2013;**27**:1334–1346

• 65 Becú T, Polledo G, Reynal O'Connor J. Equine piroplasmosis: the disease and its importance in the international movement of horses. 8th World Equine veterinary Association (WEVA) Congress 2003, Buenos Aires Argentina

• 66 Xuenan XUAN, Akiko NAGAI, Badgar BATTSETSEG, Shinya FUKUMOTO, Levi Hakwale MAKALA, Noboru INOUE, Ikuo IGARASHI, Takeshi MIKAMI, Kozo FUJISAKI. “Diagnosis of equine piroplasmosis in Brazil by serodiagnosis methods with recombinant antigens”, 2001, Journal of medical veterinary science, 63–10.

• 67 Claudia E. Kerber; Marcelo B. LabrunaII; Fernando FerreiraII; Daniel T. De WaalIII; Donald P. KnowlesIV; Solange M. GennariII. “Prevalence of equine Piroplasmosis and its association with tick infestation in the State of São Paulo, Brazil”, 2009, Rev. Bras. Parasitol. Vet., 18.

• 68 FRECUENCIA DE *Babesia spp.* EN CABALLOS DE MONTERÍA, CÓRDOBA (COLOMBIA), los autores Alfonso Calderón1, José Cardona2, Óscar Vergara3, (Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient. 16(2): 451-458, Julio-Diciembre, 2013).

PARA LOS SOCIOS DE LA AAVE
AHORA EXCLUSIVAMENTE DIGITAL



A PARTIR DE LA EDICIÓN DE DICIEMBRE DE 2018
LA REVISTA LA ESPECIE EQUINA PODRÁ LEERSE EN
WWW.AAVE.COM.AR

Agenda 2019 Cursos - Congresos - Seminarios

JULIO

4 Y 5: VI JORNADAS DE MEDICINA DEL EQUINO. ACHVE-WEVA INTERMEDIA

Lugar: Universidad Andrés Bello, Campus Casona de las Condes, Las Condes, Chile.

Inscripción: www.ecopass.cl / www.achve.cl

AGOSTO

12: EMERGENCIAS EN TRAUMATOLOGÍA EQUINA

8vo Ciclo de educación continua en medicina equina organizado por la cátedra de Salud y Producción Equina de la FCV - UBA.

Lugar: Aula 3 – Pabellón de Morfología, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Buenos Aires.

Informes e inscripción: cursosexposgrado@fvet.uba.ar

OCTUBRE

5, 6 Y 7: III CONGRESO INTERNACIONAL MEDICINA REGENERATIVA STEM CELLS

Temas: Células madre, terapias biológicas, plasma rico en plaquetas.

Lugar: Hotel Orfeo Suite Salsipuedes, Córdoba, Argentina.

Informes e inscripción: info@icpcor.com.ar

Facebook/icpcba

Novedades

Lanzamientos

Laboratorios IVS incorpora a su línea articular Hialuronase® Reparador Articular / Condroprotector

El Laboratorio IVS anunció la incorporación de Hialuronase® a su línea articular.

Este producto en particular está indicado para el tratamiento de las disfunciones articulares debidas a sinovitis no infecciosas asociadas con las osteoartritis.

En tendosinovitis, post-cirugía articular o tendinosa, post lavaje articular, apoyo de reparación de fracturas articulares.

En caninos con gran actividad física, con disfunción

articular, debido a sinovitis no infecciosas asociadas con osteoartritis, artritis traumática, artritis reumática, displasia de la cadera y cirugía ortopédica post - traumática.

Fórmula

Hialuronato de Sodio 1,00 g

Excipientes c.s.p 100,00 g

Más información en www.ivslab.com.



Laboratorios Agroinsumos S.A.
www.viterra.com.ar

Dirección: Caldas 175 (C1427AGA), CABA, República Argentina
Teléfono/Fax: (+5411) 4855-9410

Índice de Anunciantes

Laboratorios

Agropharma	p. 17	Vetec	p. 27
Boehringer	p. 53	Viterra	p. 51
Clínica Equina	p. 23	IVS Investigaciones Veterinarias Sudamericanas	p. 54
Deltavet	p. 39	Zoetis	p. 19
Konig	p. 45		
Laboratorio ACV Equimel	p. 33		
Laboratorios Chinfield S.A.	p. 31		
Over	p. 15		
Richmond	p. 02		
Sport Horse	p. 29		

Veterinarias

Clínica Veterinaria Integral p. 41

Otros

Ekinos p. 13

Índice de Socios Institucionales AAVE

Empresa	Mail	Web site
Agropharma	info@agropharma.com.ar	www.agropharma.com.ar
ATIVET S.A.	administracion@genetec.com.ar	www.genetec.com.ar
Banco Itaú	Sergio.romanelli@itau.com.ar	www.itau.com.ar
Boehringer Ingelheim S.A.	saludanimal@boehringer-ingelheim.com	www.sudamerica.boehringer-ingelheim.com
Biogénesis Bagó	info@biogenesibago.com	www.biogenesibago.com
Caprove	vet3@caprove.com.ar	www.caprove.com.ar
Carreteras Rafaela	sistemas@carreterasrafaela.com.ar	www.carreterasrafaela.com.ar
Criadores Argentinos del SPC	criadores@netizen.com.ar	www.criadores-spc.com.ar
Deltavet S.R.L.	deltavet@deltavet.com.ar	www.deltavet.com.ar
Dirección de Remonta y Veterinaria	dptotecnico_remonta@yahoo.com.ar	www.remonta.mil.ar
Doma Inteligente	domainteligente@hotmail.com	www.domainteligente.com.ar
Equidiet	info@equidiet.com.ar	www.equidiet.info
Equipfarm	equipfarm@gmail.com	www.equipfarm.com.ar
Equi Systems S.R.L.	equisystems@fibertel.com.ar	www.equisystems.com.ar
Establecimiento Calastremé S.A.	calastreme@fibertel.com.ar	www.calastreme.com.ar
Forti S.R.L.	info@fortisrl.com.ar	www.fortisrl.com.ar
Fridimex	info@fridimex.com.ar	www.fridimex.com.ar
Fundación Equina Argentina	consultas@fear.org.ar	www.fundacionequina.org.ar
Grupo Pilar S.A.	clopezdelfino@gepsa.com	www.gepsa.com
Horse Dental Equipment	m.lefaucheur@horse-dental-equipment.com	www.horse-dental-equipment.com
Infec	ventas@labinfec.com.ar	www.labinfec.com.ar
Inmed SRL	info@inmed.com.ar	www.inmed.com.ar
Inter Médica	info@inter-medica.com.ar	www.inter-medica.com.ar
Laboratorio Burnet	burnet@burnetlab.com.ar	www.burnetlab.com.ar
Laboratorio Cimol S.R.L.	comercial@cimol.com.ar	www.cimol.com.ar
Laboratorio Konig	rsykora@koniglab.com	www.koniglab.com
Laboratorio Heanut S.A.	jcavallo@heanut.com	www.heanut.com
Laboratorio Pro-Ser S.A.	proser@labproser.com.ar	www.labproser.com.ar
Laboratorios Chinfield S.A.	info@chinfield.com	www.chinfield.com
Laboratorios Windhoek	equisys@fibertel.com.ar	www.windhoek.com.ar
LTF	lft@laboratoriofrances.com.ar	www.laboratoriofrances.com.ar
Mustad Argentina S.A.	info@mustad.com.ar	www.mustad.com.ar
Montanba S.R.L.	montanbasrl@gmail.com	www.montanba.com.ar
Over	labover@over.com.ar	www.over.com.ar
Power Horses and Pets	info@powerhorsesandpets.com	www.powerhorsesandpets.com
Spraylar Labs	spraylar@gmail.com	www.spraylar.com
Sport Horse	info@sport-horse.com.ar	www.sport-horse.com.ar
Triada Hospital Equino	carlosfdodera@gmail.com	
Vetec S.A.	info@laboratoriovetec.com.ar	www.laboratoriovetec.com.ar
Viterra	info@laboratoriosagroinsumos.com	www.viterra.com.ar
Zimbiosis	sofia@zimbiosis.com	www.zimbiosis.com
Zoetis	info@zoetis.com	www.zoetis.com.ar


GastroGard[®]

EQVALAN[®]
GOLD


Legend[®]

Buscapina[®]

Vorén[®]

Bisolvon[®]

Multivit[®]

Ventipulmin[®]

**Para mejorar la performance
y bienestar de sus caballos**

Boehringer Ingelheim Animal Health Argentina S.A.
Cazadores de Coquimbo 2841 Piso 2 (B1605AZE), Munro, Provincia de Buenos Aires, Argentina.
Atención al Cliente: 0800 - 444 - 2582
* es marca registrada de Meril, ahora parte de Boehringer Ingelheim.



LINEA ARTICULAR

Salud articular

La opción más efectiva para cuidar la salud articular, prevenir procesos degenerativos ósteoarticulares, limitar la progresión de la lesión, reducir el dolor y favorecer la lubricación y la biomecánica articular.

POLVO ORAL



Condrosupport[®]
Complemento Preventivo, Nutracéutico
para Equinos Deportivos

Condosulfan[®]
Antiartrósico, condroprotector,
condroreparador y regenerador
del cartílago articular.

SOLUCIONES
INYECTABLES



Hialuronase[®]
Reparador articular / Condroprotector

