



LA NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS EN EL CONEJO

Ana M. Bravo del Moral

Profesora Titular de Anatomía Patológica Veterinaria.

Facultad de Veterinaria.

27002-LUGO.

anabravo@lugo.usc.es



La necropsia constituye un método de gran interés diagnóstico, tanto para el veterinario clínico como para el cunicultor. Es aconsejable hacerla siempre que haya un elevado número de animales enfermos o cuando se eleva el número de muertes en la granja. Lo mejor es realizar la necropsia en cadáveres de animales recién muertos, antes de que transcurran 4 horas desde el momento de la muerte. Si se van a utilizar conejos vivos enfermos, deberán sacrificarse con

métodos indoloros; el aturdimiento con un golpe fuerte y seco en la cabeza, por delante de las orejas, seguido de la rotura de la columna y sección medular por estiramiento del cuello, o la exanguinación cervical, son métodos muy prácticos, aunque exigen un cierto entrenamiento; si hay síntomas nerviosos y es necesario estudiar el cerebro se recomienda el **sacrificio** con inyección intravenosa o intraperitoneal de pentobarbital sódico -60 mg/Kg-

Conviene realizar la necropsia en una mesa cubierta con un plástico duro y limpio, utilizando material desinfectado y lo más lejos posible de las zonas de alimentación y producción de conejos vivos. El material básico consiste en un cuchillo afilado, un bisturí con hoja limpia, papel, tijeras, pinzas, guantes, cámara fotográfica, lápiz y papel, botes de plástico limpios con formaldehído al 10%, hisopos y frascos estériles.





Se coloca el cadáver sobre la mesa y, con las manos enguantadas, se palpa e inspecciona visualmente para anotar cualquier anomalía.

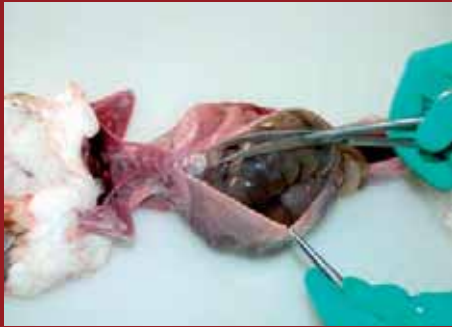


Tras la inspección externa, comenzaremos la necropsia colocando el conejo de espaldas sobre la mesa, estirando las extremidades; con el cuchillo, el bisturí o las tijeras se corta la piel en una línea por debajo de las costillas; se tira con fuerza de los extremos del corte para desgarrar y desollar al conejo completamente, dejando la piel unida a las patas y a la cabeza.



Lavar en agua el material y el cadáver para arrastrar los pelos adheridos. A continuación abrir con la tijera la pared abdominal desde la región inguinal o genital hasta el esternón, en línea recta y después seguir cortando a ambos lados siguiendo la línea de la última costilla.

Para continuar la necropsia lavar el material utilizado. Con las tijeras cortar las costillas por ambos lados y retirar el triángulo torácico. Inspeccionar los pulmones y el corazón.



Una vez abierta la cavidad abdominal observar los órganos y la presencia de lesiones hemorrágicas, decoloraciones, etc. Del lado izquierdo observar y extraer el bazo.



Extraer el estómago e intestinos sin abrirlos, cortando a nivel del esófago y del recto, y colocarlos sobre la mesa.



¡AHORA PARA CONEJOS!

Nemutín Premix

2%

Tiamulina hidrógeno fumarato recubierta

Formulado a base de tiamulina recubierta que ofrece grandes ventajas:



- Total estabilidad durante la granulación.
- Mínima pulverulencia.
- Gran fluidez.
- Máxima homogeneidad del pienso.
- Rápida absorción tras la ingestión.

TIEMPO DE ESPERA EN CONEJOS **0** días



Composición: Tiamulina hidrógeno fumarato...2 g, (equivalente a 2,5 g de Tiamulina hidrógeno fumarato 90%). Excipiente c.s.p....100 g. **Especies de destino e indicaciones terapéuticas:** Conejos: Prevención y tratamiento de la enterocolitis epizootica. **Contraindicaciones:** No administrar con antibióticos polímeros ionóforos. **Posología y modo de administración:** Via oral mezclado con el pienso. **Conejos:** Enterocolitis epizootica: prevención y tratamiento: 1,9 mg de tiamulina/kg p.v. administrada en el pienso. **Tiempo de espera:** Carne: conejos: 0 días. **Envases de 25 kg. - Registro nº 1716 ESP.**

¡Eficacia y seguridad!

Solución oral para administrar en agua de bebida conteniendo 100 mg de Enrofloxacin/ml

Colmyc-C

¡Más especies, menos tiempo!



Tiempo de espera en CARNE



Tiempo de espera en CARNE

Composición: Enrofloxacin...10 g. Excipiente c.s.p....100 g. **Especies de destino e indicaciones terapéuticas:** Conejos: tratamiento de infecciones respiratorias causadas por T. Multocida. **Posología y modo de administración:** Administrar vía oral en agua de bebida. La cantidad de enrofloxacin efectiva es 10 mg/kg p.v. Esta concentración se consigue administrando: **Conejos:** 1 ml de Colmyc C/litro agua bebida. El tratamiento se realiza durante 5 días en conejos, renovando diariamente el agua de bebida medicada. **Tiempo de espera:** Carne: conejo: 2 días. **Envases de 1 y 5 litros. - Registro número: 1.718 ESP.**



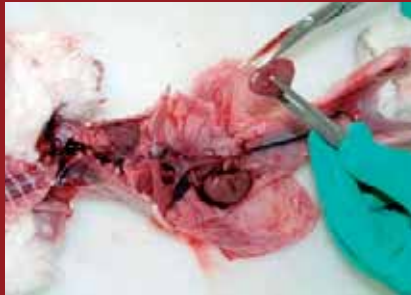
s.p. veterinaria, s.a.

Ctra. Reus-Vinyols Km. 4,1 - Ap. Correos, 60 - Teléfono 977 850 170* - Fax 977 850 405
43330 RIUDOMS (Tarragona) - www.spveterinaria.com



Inspeccionar y extraer el hígado que debe presentar bordes limpios y una superficie lisa de color rojo-marrón.

Una vez retirado el paquete intestinal e hígado ya se pueden inspeccionar los riñones; se extraen y se seccionan longitudinalmente, retirando la cápsula que los cubre externamente, para ver su superficie.

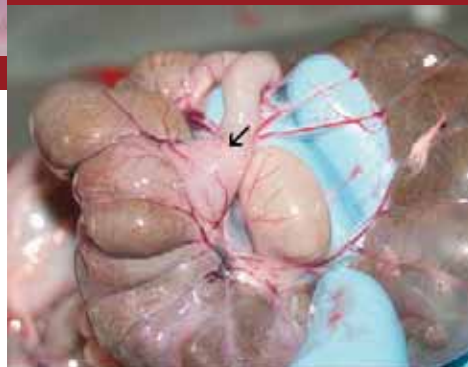


Seccionar el pubis con las tijeras y abrir la vejiga de la orina; la orina en el conejo es turbia porque contiene mucho sedimento de sales de carbonato cálcico y cristales de fosfato; en los casos en los que existe deshidratación, el sedimento puede aparecer compacto y seco dentro de la vejiga. Inspeccionar el aparato genital.



Palpar el estómago e intestinos extraídos para descartar cuerpos extraños duros. Colocando el paquete digestivo, con el ciego sobre la mesa, se observan los linfonodos mesentéricos. Estos linfonodos siempre están aumentados de tamaño en las infecciones intestinales.

Inspeccionar especialmente el ciego y su **apéndice**, muy largo y de color blanquecino.





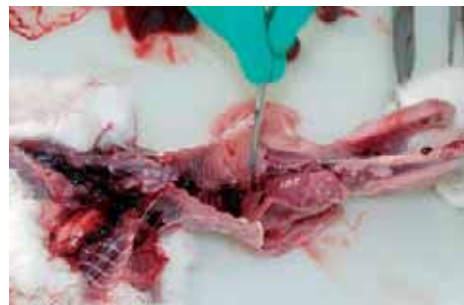
También es importante inspeccionar la válvula íleocecal. Abrir las zonas de intestino con sospecha de lesiones para ver su contenido (se pueden tomar muestras con un hisopo para estudio microbiológico).

El contenido del ciego en conejos lactantes es amarillo pálido y en adultos es de color verde-marrón y de consistencia semisólida.



Abrir el estómago; la presencia de pelos sueltos es normal. Si el estómago contiene alimento sin digerir indica una muerte de curso muy rápido, aguda. En ocasiones se observan cecotrofos cubiertos de moco que son heces nocturnas ingeridas normalmente por los conejos como fuente de proteínas y vitamina B.

Para continuar con la necropsia retiramos los músculos del cuello. Seccionar con la tijera por dentro de la mandíbula inferior para extraer la lengua y tirar de ella para separar en un paquete la tráquea, esófago pulmón y corazón.





Separar la lengua y esófago. Examinar los pulmones y la tráquea, si están muy hemorrágicos no continuar y enviar las muestras al laboratorio para descartar **enfermedad vírica hemorrágica**.

Examinar el corazón; es normal que presente coágulos en aurícula y ventrículo derechos, apareciendo de color más oscuro.



Separar el corazón y seccionarlo transversalmente para ver ambos ventrículos. Cortar dentro de cada ventrículo saliendo por la arteria correspondiente para ver las válvulas cardíacas.



Cortar la nariz y el cartílago central para observar los senos y turbinas nasales; anotar la presencia de moco o erosiones. Se pueden tomar muestras del contenido con un hisopo estéril.

caliermutin®

la garantía del éxito

caliermutin®
LA TIAMULINA MEJORADA

- Aprobado para porcino y conejos
- "0 días" de período de retirada en conejos
- Posología en mg/kg P.V.
- Máxima biodisponibilidad
- Máxima homogeneidad de la premezcla y del pienso acabado
- Máxima estabilidad
- Mayor fluidez
- Menor pulverulencia
- Sinergia con tetraciclinas



CALIER

En 2 presentaciones:
2% y 10%



avanza hacia el futuro

*con toda nuestra
experiencia*



LABORATORIOS CALIER, S.A.
Parc Empresarial Mas Blau II
Alta Ribagorça, 6-8
08820 El Prat del Llobregat
(Barcelona) ESPAÑA
Tel: +34 935 069 100
Fax: +34 935 069 191
e-mail: laboratorios@calier.es
web: <http://www.calier.es>

Retirar la piel de la cabeza cortando la inserción de las orejas. Separar la cabeza del cuello seccionando la primera articulación y cortar el hueso del cráneo desde el orificio posterior de la cabeza hasta la zona media entre ambos ojos, por los dos lados; levantar el hueso y visualizar el cerebro y cerebelo.



Si se desea un diagnóstico histopatológico se toman muestras (de 0,5 cm de grosor) de todos los órganos con lesiones y se colocan en un bote de plástico con formol al 10%;



en caso de duda tomar siempre muestras de intestino y linfonodos mesentéricos, pulmón, hígado, bazo y riñón; se pueden colocar todas las muestras del mismo conejo en un mismo bote (el intestino ha de abrirse antes de introducirlo en el fijador); si alguna de las muestras flota (pulmón) colocar un poco de papel para "hundirla" en el fijador.

Muestra de intestino para microbiología



Muestra de intestino para histopatología



Si se necesita un diagnóstico microbiológico, cada muestra se coloca -por separado- en un frasco estéril, vacío, y el intestino debe ligarse primero con hilo de cáñamo o de algodón antes de cortarlo, para mantener el contenido cerrado; las muestras para microbiología deben mantenerse en refrigeración hasta que se entreguen en el laboratorio.

BIBLIOGRAFÍA

De las Heras M, García de Jalón JA. Guía de diagnóstico de necropsia en patología del conejo. 2004. Elanco Valquímica S.A., Madrid.

Feldman DB, Seely JC. Necropsy Guide: Rodents and the Rabbit. 1988. CRC Press, Florida.

Harkness JE, Wagner JE. The Biology and Medicine of Rabbits and Rodents. 1995, 4th ed., Lea and Febiger, Philadelphia.

Harris I. The Laboratory Rabbit, 1994, ANZCCART News, vol 7, nº 4: 1-8.

Licois D. Domestic Rabbit Enteropathies. 2004, INRA, Nouzilly, France.

Patton NM, Hagen KW, Gorham JR, Flatt RE. Domestic Rabbits: Diseases and Parasites, 2000, A Pacific Northwest Extension Publication, Oregon.

Rosell, JM. Enfermedades del conejo. 2000. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

Weisbroth SH, Flatt RE, and Kraus AL, eds. The Biology of the Laboratory Rabbit, 1974, Academic Press, New York.

Wilber JL. Pathology of the Rabbit, 1999, Armed Forces Institute of Pathology, Washington, D.C.