



UNIVERSIDAD
COMPLUTENSE
MADRID

pathology **LIVE!**

MEMORIA

Proyecto Pathology Live!



Proyecto de Innovación y Mejora de la Calidad Docente
Universidad Complutense Madrid
Proyecto número: 202. Convocatoria: 2016/2017

Antonio Rodríguez Bertos

Centro VISAVET
Universidad Complutense Madrid

Título del Proyecto: Pathology LIVE!**Tipo:** Innova-Docencia**Número:** 202**Convocatoria:** 2016/2017**Rama del Conocimiento:**

Ciencias de la Salud

INTERFACULTATIVO

Facultad de Veterinaria

Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria
(VISAVET)**INTRADEPARTAMENTAL**

Departamento de Medicina y Cirugía Animal

Departamento de Sanidad Animal

Resumen:

Pathology Live! es una plataforma de formación on-line en patología y veterinaria forense que permitirá acceder a necropsias y al estudio histopatológico en directo, permitiendo la autoevaluación de alumnos y conocer grado adquisición de conocimientos.

Palabras Clave:

Patología, Veterinaria Forense, Streaming, MOOC, Histopatología

Integrantes:**Antonio Manuel Rodríguez Bertos (RESPONSABLE)**

PDI. Departamento de Medicina y Cirugía Animal. Facultad de Veterinaria

Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria (VISAVET)

Lucas José Domínguez Rodríguez

PDI. Departamento de Sanidad Animal. Facultad de Veterinaria

Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria (VISAVET)

Joaquín Goyache Goñi

PDI. Departamento de Sanidad Animal. Facultad de Veterinaria

Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria (VISAVET)

Beatriz Romero Martínez

PAS. Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria (VISAVET)

Sergio González Domínguez

PAS. Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria (VISAVET)

Francisco José Mayoral Alegre

PAS. Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria (VISAVET)

Índice

Proyecto Pathology Live!	4
Objetivos del proyecto	5
Grupo de trabajo	6
Integrantes del proyecto:	6
Colaboradores:	6
Instalaciones y equipamiento	7
Instalaciones.....	7
Equipamiento.....	8
La web pathologylive.com	9
Anatomopatología	10
Necropsia	11
Descripción de lesiones	32
Toma de muestras	36
Video broadcast	40
Casos prácticos	43
Historia clínica	43
Impacto e indicadores	47
Transferencia	47

Proyecto Pathology Live!

Pathology LIVE! nace a partir de un Proyecto de Innovación y Mejora de la Calidad Docente de la Universidad Complutense de Madrid cuyo objeto es la creación de una plataforma online de formación continua en anatomía patológica y veterinaria forense para estudiantes de ciencias de la salud. La plataforma Pathology LIVE! permite acceder a los alumnos a necropsias en directo y al seguimiento del estudio histopatológico de los diferentes casos, permitiendo la autoevaluación y análisis del grado adquisición de conocimientos.



Pathology LIVE! está integrado por un equipo multidisciplinar y se desarrolla en las instalaciones del Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET de la Universidad Complutense de Madrid.

La Patología es la ciencia que estudia la causa y el desarrollo de los cambios funcionales y estructurales, que ocurren en los organismos enfermos. Es una disciplina a caballo entre las ciencias básicas y la medicina clínica. Existen dos tipos de Patología: general y sistémica. En nuestro caso, en el curso 4º del grado de Veterinaria hablamos de Anatomía Patológica Especial que es asimilable a la Patología sistémica. Ésta se encarga de estudiar las alteraciones que afectan a los diferentes aparatos y sistemas en enfermedades específicas. Somos los patólogos los que debemos investigar los cambios morfológicos, funcionales y los mecanismos involucrados en el desarrollo de esos cambios, tanto macroscópicos (necropsia) como microscópicos (histopatología), para identificar la naturaleza de las enfermedades. Las herramientas con las que cuenta el patólogo y que debe transmitir a alumno a través de la visualización y palpación, es el cuidadoso examen del cadáver.

Por este motivo, durante el cuarto curso del grado de Veterinaria, los alumnos cursan Anatomía Patológica Especial. La complejidad del curso hace muy difícil la coordinación práctica y teórica, que obliga a los alumnos a la incomparecencia a clase. Esto hace muy difícil que los alumnos reciban la correcta secuencia de conocimientos de las asignaturas, en nuestro caso en Patología Veterinaria Sistémica.

El presente proyecto trata del desarrollo de una plataforma de formación online en patología y veterinaria forense que permitirá acceder a los alumnos a necropsias en directo y al seguimiento del estudio histopatológico de los diferentes casos, permitiendo la autoevaluación y análisis del grado adquisición de conocimientos.

Gracias a la dotación en infraestructura recibida por nuestro centro VISAVET a través de un Proyecto cofinanciado, contamos con dos salas de necropsias (BSL-2 y BSL-3) con cámaras de video incorporadas que facilitan la posibilidad de la docencia. La primera sala de necropsias cuenta con una cámara de refrigeración, cámara cenital y una mesa de necropsias de gran superficie ubicada en el nivel BSL-3. Ésta permite la visualización de las necropsias de microorganismos bacterianos o víricos de gran impacto en veterinaria "*in vivo*" ya que cuenta con una pared de cristal o mediante grabación. Asimismo, contamos con una amplia sala de necropsias en el nivel BSL-2, que cuenta con diferencia de presión para el manejo de microorganismos de nivel 2 de contención o la realización de necropsias forenses. Esta sala está dotada de 2 mesas amplias de necropsias con cámaras de grabación incorporadas.

Además, los casos son estudiados tras la obtención de los cortes histológicos que incluye la toma de muestras, fijación, corte y tinción en nuestro Laboratorio de Histología. Para ello contamos con un microscopio de alta definición que tiene adaptada una cámara digital que mediante su conexión a la red o por wifi permitirá a los alumnos ver las imágenes histológicas en tiempo real e incluso mediante un chat preguntar dudas al respecto. Con todo ello iniciamos nuestra andadura tecnológica en Patología Veterinaria y en la posibilidad de impartir prácticas semipresenciales gracias al personal docente formado que permitirá el correcto desarrollo del presente proyecto

Objetivos del proyecto

El Proyecto de Innovación y Mejora de la Calidad Docente de la Universidad Complutense de Madrid Pathology LIVE! tiene los siguientes objetivos:

- Adquisición de conocimientos de forma presencial visualizando la realización de necropsias, en salas de contención biológica de nivel BSL2 y BSL3, en las que pueden estar implicados microorganismos potencialmente patógenos para medicina veterinaria y humana o hay un interés forense.
- Emisión en directo de la descripción de los principales hallazgos macroscópicos y la toma de muestras en estas necropsias mediante el uso de cámaras cenitales y frontales en los patólogos.
- Seguimiento de la descripción histopatológica de estos y otros casos clínicos.
- Evaluación de los conocimientos adquiridos por parte de los alumnos.

Grupo de trabajo

Pathology LIVE! está integrado por un equipo multidisciplinar perteneciente al Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET de la Universidad Complutense de Madrid.

- **Integrantes del proyecto:**



Antonio Manuel Rodríguez Bertos
Anatomopatólogo, DVM, PhD.
Responsable del proyecto Pathology LIVE!

Jefe de Servicio
Servicio de Patología y Veterinaria Forense
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid

Profesor Titular de Universidad
Departamento de Medicina y Cirugía Animal
Facultad de Veterinaria
Universidad Complutense Madrid



Joaquín Goyache Gofí
Microbiólogo, DVM, PhD.

Investigador
Servicio de Inmunología Viral y Medicina Preventiva
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid

Catedrático de Universidad
Departamento de Sanidad Animal
Facultad de Veterinaria
Universidad Complutense Madrid



Sergio González Domínguez
Comunicador Científico, DVM.

Jefe de Servicio
Servicio de Informática y Comunicación
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid



Lucas José Domínguez Rodríguez
Microbiólogo, DVM, PhD.

Director de Grupo de Investigación
Grupo de Investigación VIGILANCIA SANITARIA
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid

Catedrático de Universidad
Departamento de Sanidad Animal
Facultad de Veterinaria
Universidad Complutense Madrid



Beatriz Romero Martínez
Biólogo, PhD.

Subdirector VISAVET
Subdirección de Gestión, Recursos Humanos y Docencia
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid



Francisco José Mayoral Alegre
Anatomopatólogo, DVM.

Investigador
Servicio de Patología y Veterinaria Forense
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid

- **Colaboradores:**

Los integrantes del proyecto agradecen e informan de la participación en el mismo del personal siguiente:



Ana Irene Tomé Sánchez
Anatomopatólogo, DVM.
Investigador

Servicio de Patología y Veterinaria Forense
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid



Sonia Cruz Clemente
Técnico de anatomopatología
Jefe de Laboratorio

Servicio de Patología y Veterinaria Forense
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid



Gabriela Luz Torre Cama
Técnico de anatomopatología

Servicio de Patología y Veterinaria Forense
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid



Carlos Ancochea Nodal
Técnico de Informática

Servicio de Informática y Comunicación Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid



Javier Hernández Carrillo
Técnico de Informática

Servicio de Informática y Comunicación
Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET
Universidad Complutense Madrid

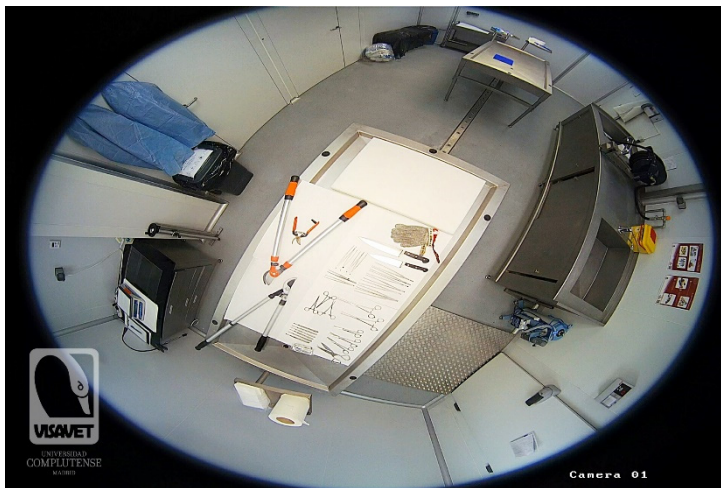
Instalaciones y equipamiento

Instalaciones y equipamiento del Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET de la Universidad Complutense de Madrid que pone a disposición del Proyecto de Innovación y Mejora de la Calidad Docente Pathology LIVE!

- Instalaciones

El Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET de la Universidad Complutense de Madrid cuenta con salas de necropsia dentro de sus áreas de contención biológica de nivel BSL-2 y BSL-3 así como laboratorios de histopatología del Servicio de Patología y Veterinaria Forense que serán empleados dentro del Proyecto de Innovación y Mejora de la Calidad Docente Pathology LIVE!

Sala de necropsia BSL-2



Sala de necropsia de nivel de bioseguridad 2 (BSL-2) del Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET de la Universidad Complutense de Madrid.

Sala de necropsia BSL-3



Sala de necropsia de nivel de bioseguridad 3 (BSL-3) del Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET de la Universidad Complutense de Madrid.

Laboratorios de histopatología

El Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET de la Universidad Complutense de Madrid, dispone de dos laboratorios de histopatología pertenecientes al Servicio de Patología y Veterinaria Forense que están dedicados a la tinción y tallado de tejidos y a su inclusión.



Laboratorio de histopatología. Tinción y tallado de tejidos. VISAVET-UCM



Laboratorio de anatomopatología. Inclusión de tejidos. VISAVET-UCM

- Equipamiento

Los laboratorios de histopatología y las salas de necropsia del Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET de la Universidad Complutense de Madrid están dotados del equipamiento e instrumental necesario para el desarrollo de las actividades recogidas dentro del Proyecto de Innovación y Mejora de la Calidad Docente Pathology LIVE!



Equipamiento para la inclusión de tejidos. VISAVET-UCM



Microscopios de histopatología con cámara integrada. VISAVET-UCM



Cámaras cenitales de 360° para la grabación de imágenes en salas de necropsia. VISAVET-UCM



Cámara de acción POV para la grabación de necropsias. VISAVET-UCM

La web pathologylive.com

El acceso a las aplicaciones que conforman el proyecto se realiza mediante un desarrollo web en HTML5 / php. El portal web pathologylive.com alberga las aplicaciones para la gestión del acceso de los alumnos, así como las herramientas que facilitarán la aportación de contenidos y material docente por parte del profesorado. La web cuenta con áreas para la visualización de videos en streaming de las intervenciones en directo, así como para el seguimiento de los análisis y descripción histopatológica de los distintos casos.

Se ha desarrollado una aplicación de cuestionarios que permitirá la autoevaluación de los alumnos en los distintos casos y temas propuestos por los profesores. Esta aplicación permitirá el análisis del grado de adquisición de conocimientos, así como el nivel de satisfacción del alumnado acerca de la plataforma y su utilidad práctica.

Igualmente se ha procedido a la grabación de intervenciones dentro de la rutina habitual en las salas de necropsia con objeto de contar con material de vídeo que describa casos prácticos destacables de patología veterinaria que serán accesibles a los alumnos dentro de la misma plataforma y que son complementados con imágenes de los análisis y documentación de apoyo aportada por el equipo docente.

Actualmente se está implementando la conexión del sistema de videograbación de las salas de necropsia del Centro VISAVET y el sistema de imagen histopatológico con la plataforma de formación desarrollada, depurándose los posibles fallos en pruebas realizadas por un número restringido de evaluadores.

El desarrollo web cuenta con cuatro secciones principales:

- **Proyecto:** Sección que describe el Proyecto de Innovación y Mejora de la Calidad Docente de la Universidad Complutense de Madrid Pathology LIVE!
- **Anatomopatología:** Esta sección incluye el contenido docente sobre anatomopatología que se pone a disposición del alumno y que se complementa con contenido multimedia y enlaces a recursos de interés.
- **Video Broadcast:** Sección destinada a la visualización de videos en streaming de las intervenciones en directo, así como al acceso a una galería de videos grabados de necropsias realizadas.
- **Casos prácticos:** Esta sección incluye el acceso a diferentes casos prácticos seleccionados de los que se muestra su historia clínica, estudio macroscópico e histológico permitiendo al alumno realizar un test para la autoevaluación de sus conocimientos.

Anatomopatología

La Anatomía Patológica o anatomopatología es una rama de la Medicina que estudia las alteraciones estructurales (lesiones anatómicas) del cuerpo y sus órganos y tejidos, y cómo esto se relaciona con la función y contribuye al desarrollo de la enfermedad.

Abarca el estudio de la morfología normal y anormal del organismo a niveles macroscópicos y microscópicos (histológicos y citológicos). El énfasis en la anatomía está en entender cómo la estructura se relaciona con la función en el organismo; mientras que en patología se trata de desarrollar una comprensión de las causas, los mecanismos de desarrollo y las consecuencias de la enfermedad.

El propósito último de esta especialidad es el diagnóstico correcto de biopsias, piezas quirúrgicas, citologías y autopsias/necropsias. En el caso de la medicina, el ámbito esencial es el de las enfermedades humanas; mientras que en veterinaria se buscan enfermedades que afecten a los animales de compañía y de abasto, así como aquellas enfermedades zoonóticas de posible transmisión al hombre. Es un paso esencial para el diagnóstico, especialmente en casos de cáncer.

Ramas de la patología

- Patología macroscópica: Investigación de lesiones características de la enfermedad mediante la observación de un cadáver a simple vista (autopsia/necropsia).
- Patología microscópica: Revisión de cortes histológicos preparados mediante inclusión en parafina o mediante cortes en congelación, realizando su visionado en microscopio óptico.
- Citopatología: Revisión de frotis preparados mediante raspados o punción con aguja fina.
- Histoquímica: Uso de técnicas de tinción especiales para detección de componentes celulares (PAS, Giemsa, ZN...)
- Inmunohistoquímica: Identificación de componente celulares o etiológicos mediante el uso de anticuerpos específicos con métodos de tinción concretos.

Histopatología

La Histopatología o Patología microscópica es la rama de la Patología que trata el diagnóstico de enfermedades a través del estudio de los tejidos mediante la observación con microscopía óptica.

Necropsia

La palabra latina necropsia proviene del griego νεκρός nekrós 'cadáver' y -opsía -opsía 'vista', lo que literalmente quiere decir "ver lo muerto". En otras palabras, es el examen ordenado, completo y sistemático de un cadáver mediante la disección de las cavidades corporales para obtener información anatómica sobre la causa, naturaleza y extensión de las lesiones macro- y microscópicas que sufrieron los órganos durante la vida el animal y, de esta forma, llegar a conocer la causa última de la muerte del mismo.

Este estudio lo lleva a cabo un veterinario especialista denominado patólogo que se encargará de anotar todos los hallazgos patológicos reales, los cuales tendrá que diferenciar de aquellas alteraciones que no lo son.

Estas lesiones patológicas tendrán que ser descritas de la forma más precisa y concreta posible en el protocolo de necropsia.

Tipos de necropsia

NECROPSIA FORENSE/ VETERINARIA LEGAL. La llevan a cabo los veterinarios especializados en veterinaria legal y forense siendo realizada por razones médico-legales. Se solicita de manera judicial ante cualquier muerte sospechosa de criminalidad, maltrato o muertes en las que se reclame una responsabilidad sanitaria. Este tipo de necropsias no pueden ser rechazadas por los responsables del animal, siempre que exista una denuncia judicial.

NECROPSIA CLÍNICA. Es llevada a cabo por veterinarios especializados en anatomía patológica y suele ser solicitada por los dueños o aquellos veterinarios que atendieron al paciente, siendo necesaria la autorización por parte de los responsables del animal. Generalmente, se realiza para determinar no solo la causa de la muerte, que en muchos casos es conocida, sino todos los procesos patológicos que afectaban al individuo. Además, tiene propósitos de estudio e investigación. Este tipo de necropsia permite:

- Determinar la causa de la muerte;
- Detectar posibles errores diagnósticos;
- Permite la corrección de errores que solo se ven a través de la necropsia y aporta información de las enfermedades nuevas y de las ya conocidas;
- Clarifica aspectos médico- legales en torno a la muerte.

NECROPSIA ESTÉTICA. En determinadas circunstancias, al realizar la necropsia clínica, se puede llegar a solicitar por parte de los dueños o responsables del animal llevar a cabo una necropsia mínimamente invasiva, es decir, que conserve la apariencia externa del animal. Por ello se procederá a la realización de una pequeña incisión en la línea media para la observación de los principales órganos abdominales, así como con la incisión del diafragma para ver los órganos abdominales. Se tomarán muestras correspondientes para los estudios complementarios de histopatología, microbiología o toxicología, tras lo cual se procederá a la sutura por planos de las incisiones realizadas en prensa abdominal y piel.

Técnicas de necropsia

Con respecto a la metodología de la necropsia, existe un variado número de técnicas descritas por diferentes autores.

Es cada patólogo de forma individual quien decide cuál de ellas aplicar en función de su predilección hacia unas u otras. Sin embargo, para aquellos estudiantes de patología siempre es recomendable que trabajen siguiendo por norma una rutina específica sin gran variación, para favorecer la fijación de conceptos.

En cualquier caso, es fundamental tener siempre presente que cada caso requerirá de ciertas modificaciones en función de dos factores fundamentales:

1. El diagnóstico ante mortem: orientará ligeramente la búsqueda de lesiones por parte del patólogo hacia un determinado órgano o tejido específico.

2. La diversidad de especies: el variado número de especies que hay que estudiar en veterinaria hace que los procedimientos se modifiquen ligeramente de acuerdo a las particularidades anatómicas de cada especie.

Aunque la técnica de inspección de los órganos internos es similar en todas las especies, la colocación de los animales a la hora de la realización de la necropsia es muy variable, aunque se recomienda en todas ellas la colocación en decúbito lateral derecho.

Así encontramos que el cadáver de rumiantes adultos se coloca en decúbito lateral izquierdo, para observar sin problemas las diferentes vísceras abdominales evitando la salida del rumen.

En perros, gatos, cerdos, pequeños rumiantes y equinos en cambio se prefiere una colocación más ortodoxa, en decúbito lateral derecho.

Por su parte en el resto de especies (animales de laboratorio y silvestres, fundamentalmente) la posición es de decúbito supino, con lo cual se logra una inspección completa de un solo vistazo de todas las vísceras abdominales.

Protocolo de necropsia

El protocolo de necropsia comprende varios puntos, como son:

1. **Anamnesis.** La recogida de datos previos a la muerte del animal que puedan ayudar a orientar el diagnóstico final una vez que se haya finalizado la necropsia. Datos que debemos recoger:
 - Identificación del animal: chip o crotal en su caso
 - Especie: nos ayudará a orientar si se trata de una patología que afecte de forma individual como en el caso de animales de compañía o caballos, o una patología que afecte a grupos de animales (rebaños, piaras, etc), como en el caso de los animales de abasto.
 - Raza: Determinadas enfermedades pueden ser más comunes en unas especies que en otras, como por ejemplo displasia de cadera en perros de raza Pastor Alemán y Labrador Retriever o incluso aplasia/hipoplasia hipofisaria en las razas bovinas de las islas del Canal como Jersey o Guernesey.
 - Sexo: Tiene importancia, por ejemplo, en el caso de mastitis en ganado vacuno, o tumores asociados a la glándula mamaria en perras y gatas no esterilizadas o mayor predisposición de diabetes tipo II en hembras felinas.

- Edad: Tanto en animales jóvenes, como conducto aórtico persistentes en animales jóvenes, o enfermedades degenerativas en animales de avanzada edad.
 - Mediciones: peso, longitud de distintas partes corporales, etc.
 - Forma de muerte del animal: Esta información la podemos obtener a partir del veterinario clínico o del propietario, y puede ser natural o mediante eutanásicos-intracardiaco, intravenoso, etc.
 - Método de conservación del animal: refrigeración, congelación, etc., ya que pueden producir alteraciones no patológicas en el cadáver.
 - Antecedentes: En función de si la patología afecta a un colectivo o a un único animal, reuniremos diferente información:
 - En colectividades: régimen de explotación (intensivo/ extensivo), alimentación (tipo- concentrado, forraje), historial clínica de la explotación (tratamientos veterinarios, pautas de vacunación y desparasitación), entrada y salida de animales, etc.
 - Individual: hábitos alimenticios, cambios de comportamiento, historia clínica (tratamientos, operaciones, antecedentes familiares, etc.).
 - Síntomas clínicos. Previos a la muerte del animal como son diarrea, vómitos, alteraciones nerviosas, signos respiratorios de tos o disnea, sintomatología nerviosa, etc., así como todos los datos disponibles a partir de la historia clínica (analíticas, estudios radiográficos/ ecográficos, endoscopias, biopsias, etc.).
 - Diagnóstico clínico. En caso de que el animal haya sido remitido por algún veterinario clínico, y haya emitido un diagnóstico presuntivo o diagnósticos diferenciales es recomendable sobre todo para considerar las posibles medidas de bioseguridad en el caso de enfermedades de transmisión al hombre (zoonosis).
- 2. Descripción de alteraciones macroscópicas.** Hace referencia a la necropsia propiamente dicha. En este apartado se anotarán todas las alteraciones macroscópicas que se observen durante el curso de la necropsia de manera completa, ordenada y sistemática (TÉCNICA DE NECROPSIA).

3. **Toma de muestras.** En determinados casos, es necesario complementar la información recogida mediante análisis complementarios (histopatología, microbiología y/ o toxicología). Todas las muestras que se recojan deben estar correctamente trazadas para no perder la referencia respecto al animal.
4. **Diagnóstico macroscópico presuntivo.** A partir de todos los datos obtenidos junto con la historia previa y posible/s diagnósticos clínicos, se emitirá un diagnóstico macroscópico, y los posibles diagnósticos diferenciales.

Técnica de necropsia

1. Necropsia en Mamíferos

EXAMEN EXTERNO

La necropsia debe abordar tanto el examen externo como interno del cadáver.

Comenzaremos con la inspección externa del cadáver, que debe recoger datos referentes a:

- La condición corporal (emaciado, delgado, buen estado, obeso). Se puede valorar en una escala del 1 al 9.
- El grado de hidratación valorando el pliegue cutáneo y el hundimiento de los globos oculares.
- La presencia de lesiones cutáneas (alopecias, zonas eritematosas, heridas, abscesos, etc.) y en los anejos (pezuñas, cuernos, uñas, almohadillas).
- La exploración de la coloración de la mucosa de las aberturas naturales (bucal, ocular, anal, peneana y vaginal). Puede presentarse disminuida de color (pálida), que indique una posible anemia; azulada (cianótica) por sepsis, enrojecida (congestión) por alteraciones circulatorias, o amarillenta (ictérica) por problemas hepáticos.
- Además, aprovecharemos para valorar al mismo tiempo en la cavidad bucal la conformación ósea (braquignatia, prognatismo, maloclusión, etc.), así como la superficie mucosa de las encías, dientes, lengua y paladar para determinar la presencia de formaciones anómalas (pápulas, vesículas, bullas, erosiones o úlceras). El estudio de los dientes nos puede ayudar a estimar la edad del animal en función de la morfología y carencia o presencia de determinadas piezas dentales. Además, no permite poder evaluar el tipo de alimentación del animal.
- La inspección de los ganglios explorables (tamaño, consistencia, etc.).
- La inspección de la región umbilical y articulaciones (sobre todo en animales jóvenes).

EXAMEN INTERNO

Posteriormente, se procede a la inspección interna del cadáver. Una vez llegados a este punto, es muy importante seguir un orden establecido para no olvidarnos de inspeccionar ninguna parte. Sin embargo, en algunas circunstancias, por alguna característica concreta del cadáver o por el proceso patológico, puede ser necesario realizar alguna modificación en la técnica.

Debemos tener en cuenta que el estudio de los órganos se debe realizar inmediatamente después de su extracción, exceptuando el aparato digestivo que se realizará en el último lugar ya que puede contaminar el resto de muestras y tejidos. Para explorar los órganos tubulares (aparato digestivo) se procederá a su apertura longitudinal, y en el caso de los órganos sólidos/ parenquimatosos, se procederá al fileteado del mismo.

Colocamos el animal en decúbito lateral derecho, es decir, el lateral derecho del animal debe estar apoyado sobre la mesa/ superficie en la que realicemos la necropsia.

Se desmiembran la extremidad anterior izquierda, a nivel axilar cortando los músculos, así como la extremidad posterior izquierda, a nivel de la articulación coxofemoral, dejando ambas extremidades unidas al cadáver por su porción dorsal. Aprovechamos este paso para localizar los ganglios preescapular y subescapular, realizando el examen de los mismos.

Se realiza una incisión longitudinal de la piel desde el espacio submandibular hasta el periné siguiendo la línea alba/ media del abdomen para, a continuación, separar la piel del tejido conjuntivo subcutáneo hasta alcanzar la zona paravertebral. En este punto, se debe valorar la coloración, grado de hidratación, posibles traumatismos, hematomas, etc. En el caso de animales machos y en yeguas y rumiantes hembras adultas, el pene o la ubre se desprenden por medio de cortes alrededor de estos órganos. La glándula mamaria se examina por palpación y cortes transversales y los testículos mediante una incisión longitudinal que afectará tanto al parénquima testicular como al epidídimo.

Para la apertura de la cavidad abdominal se realizarán tres cortes en la musculatura de la pared abdominal izquierda: uno desde el apéndice xifoides hasta la sínfisis pubiana, otro caudal al arco costal de ventral al dorsal y el último a nivel de la ingle. Una vez que retiramos la musculatura, debemos valorar tanto la presencia de líquidos anormales (coloración, cantidad, densidad) como la topografía de las vísceras abdominales.

En este punto, es muy importante realizar un corte con la hoja de bisturí en la cúpula diafragmática, para comprobar si la cavidad torácica mantiene la presión negativa característica. En caso de ser afirmativo, se producirá la entrada de aire en el tórax, lo que conlleva el desplazamiento caudal del diafragma, la emisión de un sonido característico y el colapso de los pulmones sanos.

La apertura del tórax se realizará de la siguiente manera. Con un bisturí o con un cuchillo se realiza un corte desde la última hasta la primera costilla, lo más cerca de la columna vertebral (parte dorsal) y del esternón (ventral), cortando músculos superficiales. Luego, se procederá a cortar las costillas con el costotomo siguiendo la línea trazada. En este punto, se realiza la inspección de las costillas, valorando la consistencia y la unión costo-condral (grado de osificación, línea de crecimiento ósea y examen de la médula ósea). Una vez retiradas las costillas, se evalúa la presencia de contenidos anormales y la posición de las vísceras torácicas.

Además, se realiza una pequeña incisión en el saco pericárdico a la altura del ápex para valorar la presencia de contenido en su interior (líquido, cantidad, coloración, presencia de fibrina, etc.).

La cavidad pelviana se abre realizando dos cortes, con sierra o costotomo, a cada lado de la sínfisis pubiana, aprovechando los agujeros obturadores atravesando el pubis y la arcada isquiática. Este paso permitirá la retirada del suelo pélvico para más adelante poder extraer completamente las vísceras abdominales.

Con el fin de llevar a cabo el examen de los aparatos y órganos, se procede a su extracción de las cavidades, primero los abdominales (el aparato digestivo junto con el bazo, hígado, páncreas y el aparato urinario y genital) y luego los torácicos (lengua, esófago, larínge y tráquea).

- **VÍSCERAS ABDOMINALES**

A nivel del diafragma (caudal o craneal a este, se debe hacer una ligadura del esófago para evitar la salida de contenido estomacal o esofágico, con la consecuente contaminación de las vísceras). Se cortan los ligamentos gastrofrénico y gastrohepático, para liberar el estómago y las inserciones mesentéricas de la región lumbar para separar mediante una ligera tracción todo el paquete visceral hasta llegar a la entrada de la cavidad pélvica, donde se procede a cortar la inserción del recto en el periné, sacando así todo el paquete de vísceras digestivas. En este punto se debe realizar la valoración de la zona hepato-pancreático-duodenal, valorando el colédoco, vasos hepáticos y conducto pancreático. Se deja en su lugar los riñones, glándulas adrenales y el útero en caso de existir.

Se separan el bazo y el hígado del paquete digestivo para valorar su forma, tamaño, color, consistencia y superficie de corte. En el caso del hígado, además, se valorará la vesícula biliar (si está llena o vacía, su perfusión, el contenido, etc) y los ganglios periportales.

El tracto digestivo, como dijimos anteriormente, se reserva para su apertura e inspección al final de la necropsia, aunque valoremos en este punto el páncreas y los ganglios mesentéricos.

Las glándulas adrenales se examinarán in situ mediante un corte transversal que nos permita valorar la proporción corteza-médula-corteza (1:2:1).

A continuación, se procede a la exploración del paquete genitourinario posterior a su extracción de la cavidad abdominal cortando las inserciones dorso-laterales a la cavidad abdominal.

Los riñones se cortan longitudinalmente, a ser posible mediante un único corte con cuchillo. Después, se procede a su decapsulación retrayendo la cápsula con ayuda de unas pinzas de diente de ratón. Debemos valorar la dificultad de este proceso, y si se arrastra parénquima renal o no.

Los uréteres deben al menos ser visualizados y palpados. La vejiga de la orina se abre y se observa su contenido, así como el aspecto de su mucosa. Además, se valoran la uretra y las glándulas anejas del macho (próstata, glándulas bulbouretrales y vesículas seminales). En las hembras se valorará mediante corte longitudinal los ovarios y explorar su superficie. El útero y cuernos uterinos se abren longitudinalmente para valorar la presencia de contenidos anormales y el aspecto de la mucosa. Además, se valorará la vagina y la vulva.

- **VISCERAS TORÁCICAS**

Se realizan dos incisiones paralelas a ambas ramas de la mandíbula para extraer la lengua ventralmente y se examina la cavidad oral y las amígdalas. Se cortan las ramas del hioides y se extraen la lengua, la laringe, la tráquea tirando hacia atrás, levantando los pulmones con el corazón y la parte torácica de la aorta, retirando las adherencias pleurales a nivel de la columna vertebral torácica. Es muy importante no dañar los nódulos linfáticos ni los mediastínicos, ya que estas estructuras son de gran importancia para el posterior examen. Junto con el esófago se cortan también la aorta y la cava. Ahora ya se pueden extraer todas las vísceras torácicas para proceder a su examen sobre una mesa.

Se localizan, examinan y extraen la glándula tiroides y paratiroides.

Se valoran los órganos linfáticos abdominales (timo-en el caso de animales jóvenes, ganglios mediastínicos y bronquiales), así como el mediastino.

Se examina la lengua mediante cortes transversales. El esófago se abre longitudinalmente para valorar el contenido y la mucosa y, además, se separa de la tráquea para valorar la serosa.

Se separa el respiratorio del corazón y vasos.

Se procede a la exploración del aparato respiratorio, valorando en primer lugar la laringe y la tráquea mediante un corte longitudinal, para luego valorar los pulmones mediante palpación, inspección y corte del parénquima, siguiendo el trayecto de los grandes bronquios (usando las tijeras).

Luego se valora el corazón y los grandes vasos. El corazón se debe valorar externamente antes de ser separado del aparato respiratorio para llevar a cabo mejor la inspección de los grandes vasos y estructuras asociadas. Primero, se

examina el pericardio y se observa el estado del epicardio (color, presencia de adherencias o hemorragias y grasa epicárdica en el surco) para, luego, proceder a abrirlo y ver sus cavidades. Una vez examinado debemos proceder a determinar el tamaño de las aurículas y ventrículos. Debemos proceder de manera distinta para abrir el corazón derecho y el izquierdo. El corazón derecho se realiza mediante un corte paralelo al septo interventricular, comenzando por el ventrículo a nivel del tronco de la arteria pulmonar hasta la aurícula siguiendo de forma paralela al tabique interventricular. El corazón izquierdo se abre mediante un corte longitudinal desde la aurícula al ventrículo para posteriormente salir por la aorta. El miocardio se debe incidir a nivel del septo.

- **APERTURA DE LA CAVIDAD CRANEANA, EXTRACCIÓN Y EXAMEN DEL ENCÉFALO**

Se separa la cabeza a nivel de la articulación occipitoatlantoidea con ayuda del bisturí y cuchillo.

Se coloca sobre la mesa para comenzar a retirar la piel y músculos del cráneo para poder acceder con mayor facilidad a los huesos. Se abre la cavidad craneana mediante dos cortes paralelos desde el agujero occipital hacia la base de la apófisis cigomática del temporal.

Una vez realizados los cortes, se levanta la parte desprendida de los huesos para exponer el encéfalo. Se procede a la observación "in situ" de las posibles alteraciones macroscópicas.

Para extraer el encéfalo se corta la duramadre e inclinando la cabeza de delante hacia atrás, se desprende la masa encefálica junto con la hipófisis.

A continuación, se valorará el color y el grosor de las meninges y del parénquima, así como la conformación de las circunvoluciones. Deben buscarse alteraciones de forma, estructuras quísticas, abscesos y granulomas u otros aumentos de volumen localizados. Es recomendable no realizar cortes del encéfalo y proceder a conservarlo en formol al 10% durante unos diez días para valorarlo mediante cortes histológicos.

- **EXAMEN DE LAS ARTICULACIONES Y MÚSCULOS**

En los músculos se recomienda realizar varias incisiones de manera aleatoria, tanto del tercio anterior como posterior.

En cuanto a las articulaciones, es recomendable examinar al menos 5 articulaciones de diferentes extremidades valorando el contenido y la superficie articular. Se puede aprovechar y valorar aquellas articulaciones que se han ido abriendo durante la necropsia. Se recomienda primero realizar un corte longitudinal de la piel, cambiar la hoja de bisturí y posteriormente realizar un corte transversal del espacio interarticular para abrir la cavidad y observar la apariencia del líquido sinovial, aspecto de la superficie articular y de la membrana sinovial.

- EXAMEN DEL APARATO DIGESTIVO

Por último, procedemos al examen del aparato digestivo. El estómago y los pre-estómagos (en el caso de los rumiantes) una vez valorada su superficie, deben ser abiertos por la curvatura mayor y el intestino longitudinalmente en toda su extensión para poder observar la mucosa, el contenido alimenticio y la serosa.

En ocasiones puede ser necesario tener que examinar otras partes como:

- Los cornetes nasales en el caso de los cerdos para determinar la posible existencia de rinitis atrófica y en el caso de las ovejas por la presencia de parásitos tipo *Oestrus ovis*.
- Raquis en caso de sintomatología nerviosa tipo hemiplejía en el caso de caballos y perros, así como de la
- médula ósea en procesos víricos o neoplásicos en pequeños animales.

2. Necropsia en aves

Aplicando el protocolo general de necropsia, el proceso siempre debe llevarse a cabo de manera ordenada, completa y sistémica.

En el caso de las aves, cobra especial importancia los antecedentes de los animales, diferenciando entre necropsias individuales o necropsias de animales pertenecientes a colectividades.

- **INDIVIDUAL:** Pueden realizarse a pájaros de jaula que se encuentren en viviendas o bien a animales salvajes hallados muertos en el campo. Su fin fundamental es determinar la causa de la muerte del animal.
- **COLECTIVIDADES:** Se realizan sobre todo en el caso de animales de producción y, en menor medida, en animales salvajes, donde la aparición de varios animales muertos es indicativo de una posible patología grupal. En este caso el objetivo es la identificación del agente etiológico causante de la problemática determinada pudiéndose tratar de una enfermedad infecciosa de relevancia en el ámbito de la producción o incluso de una zoonosis. Es recomendable consultar las enfermedades de declaración obligatoria en producción aviar en España (RD 526/2014).

Conviene en este caso además, recoger un número moderado de individuos vivos de la mismo grupo que puedan presentar un cuadro sintomatológico significativo, para proceder a su estudio macro e histopatológico.

EXAMEN EXTERNO

En primer lugar, se debe realizar una inspección de toda la superficie corporal, valorando la integridad de las plumas y los anejos (alas y patas).

pathology LIVE!

PROYECTO ANATOMOPATOLOGÍA VÍDEO BROADCAST CASOS PRÁCTICOS

Inicio / Anatomopatología / Necropsia / Técnicas de necropsia /

Iniciar sesión

Necropsia de aves

Aplicando el protocolo general de necropsia, el proceso siempre debe llevarse a cabo de manera ordenada, completa y sistémica.

En el caso de las aves, cobra especial importancia los antecedentes de los animales, diferenciando entre necropsias individuales o necropsias de animales pertenecientes a colectividades.

- Individual:** Pueden realizarse a pájaros de jaula que se encuentren en viviendas o bien a animales salvajes hallados muertos en el campo. Su fin fundamental es determinar la causa de la muerte del animal.
- Colectividades:** Se realizan sobre todo en el caso de animales de producción y, en menor medida, en animales salvajes, donde la aparición de varios animales muertos es indicativo de una posible patología grupal. En este caso el objetivo es la identificación del agente etiológico causante de la problemática determinada pudiéndose tratar de una enfermedad infecciosa de relevancia en el ámbito de la producción o incluso de una zoonosis. Es recomendable consultar las enfermedades de declaración obligatoria en producción aviar en España (RD 526/2014).

Conviene en este caso además, recoger un número moderado de individuos vivos de la mismo grupo que puedan presentar un cuadro sintomatológico significativo, para proceder a su estudio macro e histopatológico.

Examen externo

En primer lugar se debe realizar una inspección de toda la superficie corporal, valorando la integridad de las plumas y los anejos (alas y patas).

Es conveniente realizar un lavado del animal con una solución desinfectante (alcohol) para evitar la dispersión de polvo de plumas y posibles patógenos potenciales.

Examen externo en una necropsia de aves

Valoración de la condición corporal y el estado de la musculatura, mediante la evaluación del ángulo pectoral y la prominencia de la quilla.

Inspección de los orificios externos: mucosa oral y faringea y cloaca.

Examen interno: procedimiento

Se realiza un corte a nivel de la comisura del pico a nivel de la comisura izquierda, para continuar cortando la piel por el lado izquierdo del cuello, la cresta del esternón y siguiendo la mediana hasta llegar a la cloaca. Se disecciona toda la piel, retirándola lateralmente y valorando el estado de engrasamiento.

▲ SUBIR

Anatomopatología	
• Necropsia	
- Tipos	
- Protocolo	
- Técnicas	
• Mamíferos	
• Aves	
• Peces	
• Animales de laboratorio	
- Instrumental	
• Toma de muestras	
• Estudio macroscópico	
• Histopatología	
• Veterinaria Forense	

Proyecto Anatomopatología Vídeo broadcast Casos prácticos Contacto

Grupo de trabajo Instalaciones y equipamiento Necropsia Toma de muestras Estudio macroscópico Histopatología Veterinaria Forense Live! Galería Mapa Web

Copyright © 2018 Pathology Live! Reservados todos los derechos. Proyecto de Innovación y Mejora de la Calidad Docente. Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria VISAVET. Universidad Complutense Madrid

La navegación a través de este sitio web implica la aceptación del uso de cookies propias y de terceros necesarias para su correcto funcionamiento.

Fig.: Ejemplo de contenidos docentes en la web pathologylive.com

Es conveniente realizar un lavado del animal con una solución desinfectante (alcohol) para evitar la dispersión de polvo de plumas y posibles patógenos potenciales.

Valoración de la condición corporal y el estado de la musculatura, mediante la evaluación del ángulo pectoral y la prominencia de la quilla.

Inspección de los orificios externos: mucosa oral y faríngea y cloaca.

EXAMEN INTERNO

Se realiza un corte a nivel de la comisura del pico a nivel de la comisura izquierda, para continuar cortando la piel por el lado izquierdo del cuello, la cresta del esternón y siguiendo la mediana hasta llegar a la cloaca. Se disecciona toda la piel, retirándola lateralmente y valorando el estado de engrasamiento.

Si el tamaño del ave lo permite, desarticulación de ambas caderas para mayor comodidad de realización de la necropsia y mejor posición del ave en decúbito supino.

Ejecutar una incisión inmediatamente caudal al esternón y realizar dos cortes dorsolateralmente hacia ambos lados, siguiendo el borde de ambos músculos pectorales hasta llegar a la articulación del hombro. En dicho trayecto se seccionarán costillas, coracoides y clavículas, teniendo especial atención de no realizar daños a los órganos presentes en la cavidad celómica.

Retirar la estructura del esternón y los músculos pectorales en primer lugar hacia un lateral para valorar los sacos aéreos torácicos craneales. Desprender dicha estructura por completo posteriormente por el otro lateral, realizando la apertura completa de la musculatura cervical del pecho al pico y la musculatura abdominal del pecho a la cloaca.

Examen de las vísceras celómicas:

En este punto, con toda la cavidad visible, realizar la inspección visual de todos los órganos y serosas, antes de proceder a la extracción. Determinar la presencia de contenidos anormales líquidos (tipo – ascitis, hemoperitoneo, etc), puestas intraabdominales con reacción peritoneal asociada, flóculos de fibrina por proceso infeccioso entre otros.

En primer lugar seccionar el tronco vascular del corazón y retirarlo completo junto con el pericardio, para proceder a su apertura, en primer lugar de la serosa y posteriormente de la víscera, mediante un corte transversal desde el ápex a la base.

Localizar en la porción más craneal del pecho y en el cuello la tiroides y el timo, sobre todo en animales jóvenes, y extraerlo.

Realizar un corte a nivel del esófago, a la altura de la carina (bifurcación traqueal) y extraerlo caudalmente junto con proventrículo, molleja, páncreas, hígado, bazo y

paquete intestinal, incluida la cloaca y el oviducto en su caso. Tener especial cuidado de no incidir la vesícula biliar, evitando liberar el contenido a la cavidad.

En aves jóvenes o enfermas, valorar la bolsa de Fabricio, que se encuentra en la cara dorsal de la cloaca, en íntimo contacto con la pelvis.

Realizar un corte de la mucosa oro-faríngea para retirar tráquea y esófago ventralmente hasta extraerlos junto con los pulmones, íntimamente ligados a las costillas.

Extraer los riñones junto con las gónadas y las adrenales. En muchas especies los riñones están muy adheridos al sacro, por lo que es un proceso complicado.

Valorar en la canal los plexos nerviosos: braquial, a nivel del tórax en su salida hacia las extremidades anteriores; y ciático, a nivel de abdomen en su salida hacia las extremidades posteriores. Tomar muestras de tejido nervioso de ambas zonas.

Examinar cada órgano por separado, tomando las muestras y medidas correspondientes.

Realizar la apertura de proventrículo, molleja y separar las asas intestinales, examinando el páncreas y abriendo el intestino y los ciegos en toda su longitud.

Apertura de la cavidad craneana:

Disecionar la piel del cráneo por la línea media sagital, para realizar un corte circular de los huesos por la porción occipital hacia la parte posterior de ambas órbitas y en la base de la cera. Retirar la bóveda craneana y extraer el encéfalo.

3. Necropsia en peces

A pesar de que, de acuerdo con la etiología de la enfermedad, puede resultar necesaria una investigación detallada de un determinado órgano, siempre es conveniente realizar un protocolo general de necropsia de manera ordenada, completa y sistemática.

En el caso de los peces serán tratados como necropsias serán colectivas, ya que cobran especial importancia en la identificación de los agentes causales de un cuadro en sistemas productivos de acuicultura. Conviene en este caso además, recoger un número suficiente de individuos vivos de la misma colectividad que puedan presentar un cuadro sintomatológico destacable, además de varios animales sanos, para proceder a la eutanasia por métodos humanitarios (Directiva 86/609/EEC 24.11.1986) y posterior necropsia.

Cobra especial importancia en este caso la celeridad a la hora de llevarse a cabo la necropsia, que debe hacerse lo antes posible, ya que los procesos de autólisis y putrefacción se producen mucho más rápido en peces en comparación con mamíferos y aves.

EXAMEN EXTERNO

En primer lugar se debe realizar una cuidadosa inspección de toda la superficie corporal del pez, con el fin de valorar la presencia de cualquier anomalía visible macroscópicamente (alteraciones de la columna vertebral – cifosis, lordosis, etc.).

En este sentido se destaca la importancia que tiene la coloración de la piel, la posible presencia de alteraciones oculares (exoftalmia, hemorragias,...), alteraciones dérmicas (hemorragias, pérdida de escamas, erosiones y úlceras a nivel de la piel...) y en las aletas (deshilachadas, ausencia, hemorragias, etc), presencia de parásitos externos adheridos a la piel o las branquias, etc.

Una vez se han localizado las posibles lesiones externas y se ha realizado la toma de muestras de las mismas se procede a la apertura del cadáver.

EXAMEN INTERNO

El animal se dispondrá en posición de decúbito lateral derecho, con la cabeza orientada hacia la izquierda del patólogo que realizará la necropsia, con la excepción de los peces planos.

Se realiza una incisión de forma transversal en el borde ventral, inmediatamente anterior al ano, entre éste y las aletas pélvicas, evitando cualquier daño al intestino. En esa incisión se introduce la punta de un par de tijeras y se realiza un corte en la pared abdominal en dirección craneal siguiendo el borde ventral del animal, hasta llegar a la altura de las branquias (istmo).

Posteriormente se efectúa un segundo corte desde la incisión inicial en dirección cráneo-dorsal describiendo una parábola semicircular hasta llegar al opérculo para cortar la pared dorsolateral de la musculatura que cubre la cavidad abdominal.

Con estos dos cortes se levanta la pared costal en dirección craneal, teniendo especial atención de desprender cuidadosamente cualquier unión de tejido conectivo entre esta y las vísceras.

Tras ello se realiza un último corte desde la región dorsal del opérculo hasta el istmo, uniendo cranealmente ambos cortes previos para poder retirar toda la pared costal izquierda, dejando visibles "in situ" las vísceras.

Examen de las vísceras celómicas:

Una vez abierto se procede a identificar contenidos anormales líquidos, fibrina, etc. En la cavidad celómica. Seguidamente se procede a efectuar el examen macroscópico de los órganos internos para detectar cualquier anomalía en los mismos. En aquel caso en que se quiera realizar un cultivo microbiológico habrá de efectuarse en este punto, lo antes posible para evitar una posible contaminación posterior.

Se procede a retirar hígado (o hepatopáncreas), bazo y tracto gastrointestinal completo, realizando dos cortes: a nivel del esófago y del ano. De este modo quedan expuestos para su examen el riñón, las gónadas y la vejiga natatoria. El riñón se extrae con sumo cuidado levantándolo de la parte dorsal de la cavidad, donde se encuentra íntimamente ligado a la columna vertebral.

A continuación se visualiza el corazón en la porción más dorsoventral de la cavidad, situado inmediatamente posterior a las branquias y separado del resto de vísceras por un tabique fibroso (primitivo septo transversal embrionario, futuro diafragma en mamíferos).

Por último, se realiza un corte con retirada del opérculo, con lo que se permite una inspección cómoda y detallada de las branquias.

Apertura de la cavidad craneana:

La operación final de la necropsia consiste en la exposición del telencéfalo, con la retirada del órgano y de los globos oculares. Para ello deben realizarse una serie de incisiones en los músculos epiaxiales, así como varios cortes a nivel del neurocráneo del animal, eliminando la parte superior ósea del mismo.

PRUEBAS RÁPIDAS DE DIAGNÓSTICO

Raspados de piel:

Se utiliza fundamentalmente para la detección de ectoparásitos.

Realizamos un raspado de la superficie del cuerpo y las aletas en dirección cráneo-caudal, bien con portaobjetos o bisturí. Se realiza la extensión con una gota del mismo tanque o en su defecto con suero salino, cubriendo el tejido extraído y visualizamos al microscopio.

También se pueden realizar tinciones sobre este tejido (Diff-Quick, Gram, Giemsa...) y/o realizar el montaje de la preparación para observaciones posteriores.

Preparación en fresco de branquias:

De forma similar a los raspados de piel, se busca la detección de ectoparásitos.

Se descarta el primer arco branquial y se realiza la escisión de uno o varios de los otros 3 arcos branquiales, extrayendo de ellos las laminillas branquiales. Dichas laminillas se disponen en un porta, separando las mismas y añadiendo solución salina o suero fisiológico, para posteriormente cubrir y observar al microscopio.

También se pueden realizar tinciones sobre este tejido (Diff-Quick, Gram, May Grünwald – Giemsa, etc.) y/o realizar el montaje de la preparación para observaciones posteriores.

Squash de tejido:

Su objetivo es la detección de parásitos y/o formas bacterianas en el tejido muestreado. Se realiza un aplastamiento de una pequeña porción del tejido colocándolo entre dos portas y ejerciendo presión. Posteriormente se realiza la adición de suero salino o se realiza la tinción del mismo para llevar a cabo la observación microscópica.

4. Necropsia en animales de laboratorio

En primer lugar se deberá registrar adecuadamente el número de identificación del animal y registrarlo en los casetes a utilizar.

En el caso de los animales de laboratorio se realizará la pesada del animal, así como de todos los órganos muestreados. Esto será muy útil para calcular la relación entre el peso de los órganos y el peso corporal total. Estos datos son de especial interés cuando los animales proceden de un proyecto de toxicopatología.

EXAMEN EXTERNO:

- Evaluación del estado general del animal y la condición corporal.
- Registro en detalle de cualquier lesión externa, ya sea superficial en la piel o más profunda bajo la misma.
- Examen de las mucosas y cavidades corporales, apreciando cualquier cambio de coloración u otras anormalidades.
- Revisión de la región perineal para buscar signos de diarrea, prolapsos rectal o vaginal o cualquier otra lesión.
- Palpación del abdomen de forma suave en busca de posibles masas o presencia de fluido. En el caso de hallar masas, realizar una descripción de su consistencia. Si el abdomen está distendido y lleno de fluido es recomendable tomar una muestra con una jeringa estéril para su evaluación.

Incisión de la piel y examen del tejido subcutáneo:

- Si se dispone de placa de disección, fijaremos el animal en la misma en decúbito dorsal y humedeceremos la piel con un poco de alcohol de 70°.
- Realizamos una incisión en la piel por la línea media que vaya desde la mandíbula hasta el pubis. En el caso de los machos la incisión finalizará a ambos lados del pene.
- Retirar la piel hacia ambos lados de la incisión, examinando la misma y el tejido subcutáneo.
- Examinar las glándulas mamarias: los ratones tienen 5 pares (3 torácicas y 2 abdominales), mientras que las ratas poseen 6 pares (3 torácicas y 3 abdominales).

En las hembras el tejido mamario se extiende desde la región mandibular hasta la base de la cola, ocupando casi todo el área ventral del abdomen y el tórax.

- Examinar los linfonodos superficiales, que bajo condiciones fisiológicas serán bilaterales, grisáceos y de pequeño tamaño. Los más comúnmente examinados son el mandibular, el axilar y/o el poplíteo.
- Examinar los tres pares de glándulas salivares localizadas a ambos lados de la región cráneoventral del cuello: mandibular, sublingual y parótida. Tomar muestras de las tres extrayéndolas suavemente desde la porción más caudal hacia craneal.
- Examen de las glándulas lacrimales extraorbitales, localizadas en la región ventrolateral de la cabeza, donde aparecen como un tejido glandular plano de color marrón grisáceo.
- En la región inguinal observaremos la presencia de las glándulas del clítoris en hembras y las glándulas prepuciales en machos. Ambas son glándulas sebáceas modificadas que aparecen inmersas en el tejido adiposo subcutáneo.
- Examen del pene y el prepucio en machos, que serán retirados con el resto de órganos genitales.

Apertura de la cavidad abdominal:

- Se realiza la apertura de la cavidad por la línea media, retirando la piel hacia ambos lados y se examinan in situ las vísceras, así como la membrana serosa (peritoneo) y la presencia de contenidos anormales en la cavidad.
- Valoración del estado de engrasamiento en función de los depósitos de grasa hallados.
- Situado en el cuadrante abdominal superior izquierdo aparece el bazo, que se extrae mediante el corte del ligamento gastro-esplénico. Es un órgano alargado, oval, ligeramente curvado y con un color rojo intenso.
- Disección del ano de la piel circundante y apertura de la cavidad pelviana.
- Extracción del paquete gastro-intestinal (esófago abdominal, estómago, intestino delgado, intestino grueso y linfonodos mesentéricos) en dirección cráneo-caudal, cortando la inserción del mesenterio lo más cerca posible del intestino. Separar las asas intestinales cuidadosamente.
- El páncreas en roedores es muy difuso, con un lóbulo izquierdo localizado cerca del bazo y otro derecho, adyacente al duodeno. Se toma muestra del lóbulo izquierdo, el derecho se tomará con el duodeno.
- El estómago posee dos regiones distintas: una anterior o proventricular, con apariencia blanquecina, y una glandular, más rojiza y con la pared más gruesa. Se realiza la apertura por la curvatura mayor y un lavado cuidadoso de la mucosa con solución salina o fijador.

- El duodeno es muy corto en roedores (tan solo un centímetro), mientras que yeyuno e íleon son indiferenciables macroscópicamente. El intestino grueso se compone de ciego, colon y recto. Se toman muestras de secciones transversales de 2-3 mm de cada sección de intestino, sin abrirlo y posteriormente se realiza la apertura del intestino restante para valorar la mucosa.
- El hígado posee cuatro lóbulos: medial, derecho medial, derecho lateral y caudado, con un proceso papilar. No hay vesícula biliar en la rata. Es un órgano frágil que debe ser manejado con cuidado. En la rata se tomará como muestra una porción de lóbulo lateral izquierdo y del lóbulo medial derecho; mientras que en el ratón se tomará también una porción del lóbulo del lóbulo medial izquierdo y de la vesícula biliar.
- Las glándulas adrenales son estructuras pequeñas y blanquecinas situadas en la grasa perirrenal, más grandes, rosadas y translúcidas en machos; mientras que en hembras son más pequeñas, blanquecinas y opacas. Por su pequeño tamaño se fijan "in toto" (completa).
- Los riñones son órganos localizados en la pared dorsal de la cavidad abdominal, con forma de judía y coloración pardo-rojiza. Se toman muestras "in toto" de ambos riñones o al menos una porción longitudinal de un riñón y otra transversa del otro riñón).
- En machos:
 - Extracción y examen de los testículos en el caso de los machos, localizados en posición intra-abdominal o en el interior del escroto.
 - Valoración de glándulas accesorias masculinas: vesículas seminales, próstata (dos lóbulos ventrales y dos dorsolaterales) y glándulas coagulativas (situadas dorsocraneales a la próstata).
 - Retirada del pene, el prepucio y la uretra.
- En hembras:
 - Diseccionar la vulva y la vagina libres de piel y cortar los ligamentos de soporte de todo el aparato reproductor, valorando cada uno de los órganos.
 - Especial importancia de los ovarios, que se encuentran dentro del tejido graso perirrenal, cerca de los polos caudales de ambos riñones.

Apertura de la cavidad torácica:

- Realizar dos cortes laterales a cada lado de la caja torácica y otro transversal en la porción más craneal del esternón para exponer las vísceras torácicas.
- Con unas tijeras realizar un corte de la musculatura ventral torácica, incluyendo todos aquellos que se encuentran sobre la tráquea.
- Realizar una sección transversal de la tráquea cerca de la mandíbula y traccionar de la misma en dirección ventro-caudal cortando las conexiones de los diversos

órganos cervicales y torácicos con su tejido de soporte, hasta extraer todo el paquete de tráquea, timo, pulmones y corazón.

- En algunos casos se puede introducir formaldehído con un una jeringa por la abertura traqueal para asegurar una correcta fijación de los tejidos, con especial cuidado de no sobreinsuflar los pulmones.
- Apertura de corazón para visibilizar las válvulas y el endocardio de las cuatro cavidades.

Apertura de la cavidad craneana:

- Colocar el cadáver en decúbito esternal y retirar la piel y la musculatura que recubre la bóveda craneana, para posteriormente proceder a decapitar.
- Usando unas tijeras pequeñas de punta afilada realizar un corte hacia arriba en la línea media de la bóveda craneana introduciendo la punta por el foramen magnum.
- Usando unas pinzas retirar ambas mitades de la bóveda craneana dejando el encéfalo expuesto.
- Es aconsejable introducir el cráneo completo en formol, con el encéfalo en el interior de la cavidad, pero expuesto para mejorar la fijación del tejido.

De forma especial en los estudios de toxicología se realizarán de acuerdo con el protocolo de la OECD 407 según el cual se debe realizar una necropsia completa, ordenada y sistemática de los animales con especial atención a la superficie corporal, los orificios naturales, así como a la observación de las cavidades craneal, torácica y abdominal y sus contenidos. Se recomienda el estudio minucioso de hígado, riñones, adrenales, testículos, epidídimos, próstata y vesículas seminales con glándulas sexuales accesorias (en conjunto), timo, bazo, cerebro y corazón de todos los animales; aparte de aquellos moribundos o eutanasiados antes de la fecha fin del estudio. Se eliminará cualquier tejido adherido a los mismos apropiadamente para realizar el pesado en fresco lo antes posible. Como alternativa se podrá realizar el pesado de las vesículas seminales y la próstata posteriormente a la fijación. Además de estos tejidos, opcionalmente podrá realizarse el pesado de tejidos en fresco como los ovarios y el útero (incluyendo el cérvix) o bien tras la fijación, como el tiroides.

Instrumental de necropsia

El material debe permitir al veterinario forense llevar a cabo la toma de muestras y el estudio del cadáver sin dañar los órganos y tejidos para que posteriormente puedan ser valorados.

Además, el material que se lleve a una necropsia en campo no será el mismo que el de una sala de necropsias, ya que en el primer caso serán necesarios el menor número de elementos que permitan llevar a cabo la toma de muestras.

El material debe facilitar al veterinario patólogo las maniobras específicas de actuación como son la apertura del cadáver y la toma de muestras de cada uno de los tejidos y órganos de los que sea preciso obtener la muestra. La mayoría están hecho de acero inoxidable.

El instrumental se clasifica en función de su fin y uso:

MATERIAL DE CORTE

- Cuchillos de diferentes longitudes en función de su uso: 140 mm (para deshuesar), 160 mm (cortar), 210 mm (despiezar).
- Sierra oscilante para cortar la bóveda craneana, en su defecto un serrucho.
- Escoplo en "T", para desprender la bóveda del cráneo.
- Mango de bisturí con hojas desechables.
- Tijeras con hojas de punta roma y fina, para la apertura de vías biliares y de pequeñas arterias y tijeras de hojas de punta roma (Metzenbaum), para la apertura de órganos longitudinales (intestino). Ambos tipos de tijeras pueden ser de forma curva o recta.
- Costotomo, para cortar las costillas.

MATERIAL DE PRENSIÓN

- Pinzas de disección o presión elástica. El uso de estas pinzas lo determinará su punta. Las pinzas sin dientes se usarán para manipular los tejidos sin dañarlos. Las pinzas con dientes para sujetar tejidos que necesitan una mayor presión y que no necesitan ser conservados en perfectas condiciones.
- Pinzas de presión continua para la presión y movilización de tejidos blandos. A este tipo de instrumentos se les conoce con el término de clamps o sujetadores, que pueden ser de pala amplia o reducida como en el caso del mosquito. Un ejemplo de su uso es el cierre de los órganos longitudinales desde cuyo interior puede salir contenido, como en el caso del esófago.

MATERIAL DE REGISTRO

- Cámara de fotos con objetivo macro para fotografiar con detalle. En caso de ser posible, cámara de video (cenital y en primera persona). La utilización de un trípode es recomendable ya que dará estabilidad y un buen ángulo para la fotografía.
- Fondo fotográfico de color (negro/ verde/ azul) para realizar las fotografías.

- Cinta métrica.
- Báscula.
- Rotuladores indelebles, lapiceros y bolígrafos.
- Plantilla de necropsia para apuntar de manera ordenada, completa y sistemática los hallazgos de la necropsia.

MATERIAL DE LIMPIEZA

- Durante la necropsia será necesario la limpieza del material. Se usarán generalmente 3 botes: uno con jabón y agua (1:1), otro con lejía y, finalmente, otro con agua para aclarar el material.
- Rollo de papel de mecha.
- Papel vegetal.
- Bolsas de basura de galga fina y gruesa.
- Contenedores biosanitarios para la eliminación de objetos punzantes (cuchillas, agujas, etc.).

ENVASES Y EQUIPO PARA LA CONSERVACIÓN DE MUESTRAS

- Botes de plástico con tapa a presión y de rosca para usar con formaldehído al 10% de diferentes dimensiones en función del tamaño de la muestra de los órganos que se cogerán.
- Casetes para introducir los órganos en formaldehído al 10% estabilizado con metanol una vez tallados (en caso de que se haga durante la necropsia).
- Botes tipo Falcon.
- Botes tipo duquesa (estériles o no), si los órganos se cogen para toxicología o microbiología.
- Hisopos con medio y sin medio.
- Bolsas plásticas con cierre hermético (bolsas tipo zip).

FIJADOR

Formaldehído al 10% neutralizado, estabilizado con metanol puro. Actualmente se tienden a usar otros fijadores sustitutivos del formol como Tissue-Tek Xpress Molecular Fixative®, Fine FIX Concentrate® o Greenfix®

EQUIPOS DE PROTECCIÓN INDIVIDUAL (EPI)

Además del material de trabajo se necesita material de protección para el veterinario forense (Equipos de Protección Individual - EPI) que serán más o

menos restrictivos en función de la sospecha que se tenga de la muerte del animal. De manera general, el médico forense deberá llevar:

- Botas de goma de caña alta que permitan su fácil limpieza.
- Casaca y pantalones sanitarios.
- Bata impermeable o, en su defecto, delantal plástico y manguitos impermeables.
- Mascarilla tipo FFP2.
- Gafas de seguridad/ antialpicadura, o en su defecto, pantalla completa.
- Cofia/ gorro para proteger el pelo.
- Guantes de nitrilo.
- Guante anticorte (guante de malla).

Para enfermedades zoonóticas o enfermedades que requieran un elevado control para evitar su propagación, será necesario sustituir la bata o el delantal por un mono de cuerpo completo con capucha. La mascarilla en este caso deberá ser tipo FFP3. Este tipo de necropsias, en caso de ser posible, deben realizarse en un entorno completamente controlado y bajo las más restrictivas medidas de seguridad (como en un laboratorio de nivel 3 de seguridad).

Descripción de lesiones

Es fundamental saber describir lesiones macroscópicas, ya que de forma frecuente los veterinarios clínicos se enfrentan a la realización de necropsias ya sea en clínica o en el campo. No obstante, es importante conocer cómo se debe realizar una correcta descripción microscópica para poder, en muchas ocasiones interpretar los resultados de los informes emitidos por patólogos veterinarios profesionales. Es importante pensar que la otra persona no está viendo la lesión y hay que darle todos los detalles precisos necesarios para que la visualice tal y como es. La descripción nos ayuda además a llegar a un diagnóstico presuntivo de la causa final de la muerte del animal.

No hay una única forma de describir una lesión, pero esta debe ser lo más concisa y precisa posible.

1. Estudio macroscópico

Hay que considerar que la descripción de lesiones macroscópicas se realiza de acuerdo a la realización de la técnica de necropsia, la cual debe ser ordenada, completa y sistemática. Lo primero es indicar el órgano, fijándonos posteriormente en una serie de características macroscópicas como:

- Color
- Tamaño

- Forma
- Consistencia
- Distribución/localización
- Superficie
- Bordes/límites

a. Distribución y localización de las lesiones

- Focal: la lesión se corresponde con un foco o zona concreta del parénquima. Ej: absceso hepático.
- Focalmente extensa: afecta una única zona del órgano, pero es extensa. Ej: típicamente se corresponde con procesos neumónicos como las bronconeumonías catarrales.
- Multifocal: múltiples focos del órgano de distribución irregular y al azar. Ej: en el curso de la acidosis láctica ruminal puede dar lugar a focos de necrosis en el hígado de un ternero correspondiéndose el proceso a una hepatitis subaguda multifocal necrotizante (necrobacilosis hepática). Cuando las lesiones son muy numerosas los focos pueden tender a confluir dando una imagen ligeramente diferente (a este proceso de distribución se le denomina multifocal a coalescente, como por ejemplo en la tuberculosis pulmonar).
- Difusa: afecta a todo el parénquima del órgano. Ej: degeneración grasa hepática. Ocasionalmente se pueden usar otros términos, según el tipo de órgano:
- Unilateral/bilateral: en órganos pares, para indicar que afecta uno o ambos.
- Transmural: para órganos tubulares cuando la lesión afecta a toda la pared del mismo.
- Irregular: lesiones poco definidas y de distribución desigual en el órgano.

b. Tamaño

Hay que dar un tamaño objetivo aproximado midiendo las lesiones o haciendo referencia a un objeto, como la cuchilla de bisturí. El tamaño siempre está en relación al tamaño del animal. Por ejemplo en pequeños animales la presencia de bordes romos e hígado compacto es significativo de aumento del tamaño del órgano – hepatomegalia.

c. Color

Se deben usar colores primarios (negro, marrón, gris, verde, rojo, amarillo). La coloración puede estar aumentada o disminuida. Evitar otro tipo de adjetivos como descriptores: color salmón, rojo cereza, etc.

d. Forma

Descripciones habituales: alargada, circular, oval, en forma de cuña, arracimado (lesiones muy numerosas similares a un racimo de uvas), polipoide o si es difícil determinar se puede incluir que la lesión tiene forma irregular.

e. Superficie

Se recomienda utilizar descripciones comprensibles: lisa, brillante, rugosa o áspera, cóncava o convexa, ondulada, adoquinada, costrosa, en forma de placa, erosionada, ulcerada, umbilicada, aspecto verrugoso, etc.

f. Márgenes

Los márgenes en general se describen como bien o mal delimitados; pero además se pueden incluir otros adjetivos como suaves, indurados, prominentes, etc.

g. Consistencia

La consistencia puede ser firme (como en caso del hígado normal), blanda, dura (tejido óseo), fluida, viscosa, caseosa (ejemplo los granulomas tuberculosos), arenosa, esponjosa, gomosa, elástica o friable (ejemplo el hígado con degeneración grasa).

2. Estudio microscópico

La descripción debe ser en “pirámide invertida”, detallando los hallazgos encontrados de menor a mayor aumento, y siempre con los cambios más importantes al principio y los menores al final. Debe evitarse incluir aquellos aspectos histológicos que no se encuentran.

Para hacer una descripción ordenada siguiendo los elementos histológicos del órgano. Por ejemplo, en el caso de la piel, la epidermis, la dermis con sus estructuras asociadas – complejo pilosebáceo, glándulas sudoríparas, vasos, músculo cutáneo (según zonas de piel y especies) y terminaciones nerviosas – y panículo adiposo.

a. Descripción histológica de lesiones no neoplásicas

- Debe incluir el órgano o tejido (por ejemplo: tejido mamario).
- La primera frase es la más importante y debe hablar de la localización y distribución de la lesión en el órgano y su tamaño. Para esto usaremos los aumentos más bajos del microscopio.
- Componentes histológicos: nombrarlos todos pero de más a menos importante.

Componentes celulares: nombrar dichas células y ordenarlas de más a menos abundantes y señalar el predominio de las mismas. Ej: presencia de una intensa infiltración de neutrófilos y macrófagos, siendo más escasos los linfocitos y células plasmáticas (inflamación piogranulomatosa)

Componentes no celulares: fibrina, edema, hemorragia, tejido conjuntivo, necrosis, etc.

- Si el proceso es infeccioso se debe describir el agente causal si es visible con técnicas rutinarias: localización (intra- o extracelular), tamaño y forma, interpretación (bacterias tipo bacilos o cocos, hifas fúngicas, parásitos) y si son cuerpos de inclusión especificar donde están (intracitoplásmicos o intranucleares) y el color (basófilos, eosinófilos o anfófilos).

b. Descripción histológica de lesiones neoplásicas

- Nombrar el órgano o tejido.
- Descripción a pocos aumentos: es la parte más importante, incluye la localización de la neoplasia, los límites (delimitado o poco delimitado, incluyendo la cápsula), la celularidad (alta, media, baja) y el patrón de crecimiento (expansivo o infiltrativo).

CÉLULAS:

- Organización de las células:
Tumores epiteliales: formando papilas, nidos, agregados, túbulos, acinis o crecimientos sólidos.
Tumores mesenquimales: disposición en haces, ondas, huellas.
Tumores de células redondas: en láminas, dispersos, en monocapa, etc.
- Características citológicas: forma de las células (oval, redonda, poligonal), tamaño, contorno (bien o mal definido), citoplasma (cantidad, color, aspecto), núcleo (forma, tamaño, localización en la célula, aspecto de la cromatina, nucléolo – número, color y evidencia). Variaciones en tamaño y forma de las células: anisocitosis, anisocariosis, cariomegalia, pleomorfismo celular, multinucleación, etc.
- Índice mitótico.
- Criterios de malignidad: necrosis, invasión de la cápsula, invasión vascular, crecimiento infiltrativo, lesión no delimitada, etc.
- Otras características: como inflamación, mineralización, focos de hemorragia, edema intenso, linfangiectasias, etc.

ESTROMA: cantidad (escaso, abundante, etc.) y tipo (fibroso, fibrovascular). El aumento de tejido conjuntivo en los tumores se denomina desmoplasia.

3. Diagnóstico morfológico

El diagnóstico morfológico es la interpretación de la lesión.

En el caso de lesiones no neoplásicas, se compone de:

1. **Órgano/tejido.**
2. **Lesión:** inflamación (nefritis, dermatitis, etc), o bien otro tipo de procesos: necrosis, infarto, edema, atrofia...
3. **Distribución:** focal, focalmente extenso, multifocal, multifocal a coalescente, difuso.
4. **Curso:** sobreagudo, agudo, subagudo, crónico.
5. **Gravedad:** leve, moderado e intenso.

Otras preguntas que pueden surgir después del diagnóstico incluyen:

6. **Etiología/causa:**
Infeccioso o parasitario, el nombre del agente.
Genético: nombre del gen afectado.
Nutricional: tipo de deficiencia o exceso, etc.
7. **Nombre de la enfermedad:** nombre por el que se conoce una enfermedad en concreto. Ej: Enteritis crónica granulomatosa se la conoce como Paratuberculosis o Enfermedad de Johne.

En el caso de lesiones neoplásicas:

1. **Órgano/tejido.**
2. **Tipo de neoplasia:**
 - Epitelial: adenoma/papiloma o carcinoma/adenocarcinoma.
 - Mesenquimal o células redondas: -oma o –sarcoma. Ej. Fibrosarcoma.
 - Muscular: -oma o –sarcoma. Ej: leiomioma.
3. **Invasión o no, linfática o vascular y metástasis otros órganos.**

Toma de muestras

Toma de muestras para análisis histopatología

CONSIDERACIONES GENERALES

Para llevar a cabo correctamente la toma de muestras para el estudio histopatológico, hay que tener en cuenta una serie de consideraciones:

- Debe evitarse recoger muestras procedentes de cadáveres que lleven más de 12 horas muertos. El tiempo deberá ser menor en caso de que la temperatura en la que se encuentre el cadáver sea elevada (verano) o en enfermedades clostridiales.
- Las muestras tanto para histopatología como para inmunohistoquímica (IHQ) se deben fijar en formol tamponado al 10% y conservarse a temperatura ambiente.
- No se deben enviar muestras congeladas ya que la congelación forma cristales en los tejidos y altera la morfología original.
- Deben cogerse muestras de todos los órganos, independientemente de si se observan o no alteraciones macroscópicas, ya que las modificaciones histológicas no siempre se ven macroscópicamente.

RECOGIDA DE TEJIDOS

- El material que se use debe estar limpio y afilado (bisturís y cuchillos) para realizar cortes netos. No se deben usar tijeras ni pinzas de ratón para evitar dañar el tejido.
- El grosor de las muestras debe ser como máximo de 0,5 a 1 cm para permitir que el formol penetre correctamente y así evitar la autólisis.
- Las muestras se deben tomar de los bordes de las lesiones, siempre incluyendo una región afectada y otra no afectada.
- El cerebro y el globo ocular se deben fijar intactos.
- Todos los órganos tubulares deben ser cortados longitudinalmente y limpiados con agua antes de fijarlos en formol (sin dañar estructuras como la mucosa).
- En los órganos parenquimatosos se puede coger una muestra independientemente de la zona y orientación del corte.

FIJACIÓN DE LA MUESTRA

- Las muestras deben colocarse lo antes posible en el fijador de elección, colocando primero el líquido y posteriormente los órganos o tejidos, para evitar que se adhieran a las paredes del envase.

- El recipiente específico para formol debe tener boca ancha para permitir introducir y sacar los órganos. Además, siempre se debe respetar la proporción volumen de formol: tejido (1:10), pudiendo ir todas las muestras del animal objeto de estudio en el mismo recipiente.
- Los tejidos que flotan (pulmón, lipomas) deben envolverse en papel de mecha para asegurarnos de que quede empapados por el líquido fijador.
- El recipiente debe estar correctamente trazado, indicando la referencia del animal y con los pertinentes pictogramas e información sobre riesgo químico.

Toma de muestras para análisis toxicológico

CONSIDERACIONES GENERALES

Antes de realizar la toma de muestras para análisis toxicológico es importante tener en cuenta una serie de consideraciones generales, entre las que se incluyen:

- Conservación y transporte en congelación inmediatamente (-20°C) de todas las muestras tras ser tomadas, a excepción de la sangre que debe refrigerarse (4°C) para poder realizar pruebas de coagulación y el hemograma.
- Evitar la contaminación química externa procedente de pelos, tierra y polvo del entorno.
- Usar un recipiente para cada órgano (duquesas de tapa roja o bolsas zip) correctamente trazado (referencia del individuo y órgano) y sellarlo herméticamente. El conjunto de muestras de un caso debe ir en una bolsa con precinto numerado tipo brida.
- Es recomendable incluir muestras fijadas para histopatología con el fin de confirmar el diagnóstico en caso de duda.

TIPO DE MUESTRAS

Dado que la variedad de compuestos tóxicos es muy amplia, siempre que sea posible se deben recoger muestras de: hígado, riñones, encéfalo, sangre entera, suero, orina y contenido gástrico o ruminal de los animales muertos. Igualmente, siempre se remitirán muestras de cebos y sustancias o alimentos sospechosos.

De forma general, y en caso de no sospechar de un tóxico en concreto, es recomendable coger las siguientes muestras para identificar el posible agente tóxico:

- Contenido de esófago y estómago: debido a la acción rápida de la mayor parte de agentes tóxicos estos se pueden encontrar en altas concentraciones en el esófago y estómago, y no en el hígado. Siempre que se encuentre en el cadáver un material susceptible de ser el tóxico deberá ser recogido en un recipiente para que no se mezcle con el alimento.
- Hígado: debido a que es el órgano que se encarga de eliminar los tóxicos que se absorben por vía digestiva es importante realizar su muestreo, sobre todo si no se encuentran hallazgos significativos en el digestivo. De entre los compuestos que se acumulan en el hígado destacan los rodenticidas anticoagulantes y los metales pesados como el plomo (que también se acumula en el riñón).

- Encéfalo (no es necesario extraerlo intacto): los venenos utilizados son, en la mayoría de los casos, plaguicidas anticolinesterásicos. En el caso de que este tóxico esté presente en el cerebro, la actividad de la acetilcolinesterasa cerebral estará inhibida. En otros casos, se puede observar la bioacumulación de compuestos organoclorados o mercurio alcanzando concentraciones letales.
- Cebos y vómitos: los tóxicos se hallarán en concentraciones más elevadas que en el cadáver, por lo tanto, su detección será más probable.
- Sangre: es útil para determinar la intoxicación por plomo (usando tubos con heparina de litio); la intoxicación por anticoagulantes antagonistas de la vitamina K (usando tubos con citrato sódico); la intoxicación por nitratos (sangre de color marrón) determinando el porcentaje de metahemoglobina en sangre si ésta se analiza en pocas horas o se conserva en nitrógeno líquido. Por otra parte, se puede realizar un hemograma de rutina.
- Plasma: puede ser útil para determinar la actividad de las colinesterasas plasmáticas por el mismo motivo dado para el muestreo de encéfalo y también se puede utilizar para hacer un perfil bioquímico de rutina.
- Riñón: en caso de intoxicación por herbicidas dipiridilos (paraquat) observando lesiones pulmonares importantes (congestión, edema y áreas de reepitelización amplias), así como para detectar el acúmulo de cadmio.
- Grasa: es un tejido donde se produce un acúmulo de compuestos lipófilos persistentes como los organoclorados, bifenilos policlorados y polibromados.
- Hueso: el plomo se acumula en hueso a lo largo de la vida del animal.
- Pelo, plumas y uñas: algunos elementos como mercurio y arsénico pueden acumularse en estos anexos, indicando una exposición crónica o incluso exposiciones agudas letales.
- Tierra bajo el cadáver: en el caso de haberse recogido, siendo de especial interés en casos de cadáveres completamente descompuestos.

	Contenido intestinal	Hígado	Encéfalo	Cebo, vómito	Corazón	Músculo esquelético	Riñón	Grasa	Hueso	Pelo, plumas, uñas
<i>Agentes estrogénicos</i>		C								
<i>Alcaloides</i>		C								
<i>Alfacloralosa</i>		C								
<i>ANTU</i>	C	C								
<i>Arsénico</i>		C					C			

<i>Arsénico</i>	C					C			
<i>Cadmio</i>	C					C			
<i>Cadmio</i>	C					C			
<i>Carbamatos (insecticidas)</i>		C							
<i>Cianuro</i>	C								
<i>Cianuro</i>									
<i>Cobre</i>	C					C			
<i>Dicumarol</i>	C								
<i>Estricnina</i>	C					C			
<i>Etilenglicol</i>						C			
<i>Fármacos</i>	C					C			
<i>Fluoroacetato</i>	C					C*			
<i>Fluoruros</i>								C	
<i>Gosipol</i>				F					
<i>Herbicidas dipiridilos</i>	C					C			
<i>Mercurio</i>	C	C				C			C
<i>Metaldehido</i>	C								
<i>Micotoxinas</i>	C					C			
<i>Monensina, salinomicina</i>				C	C				
<i>Nitratos</i>	F					F			
<i>Organoclorados</i>	C	C	C				C		
<i>Organofosforados y carbamatos</i>	C	C	C						
<i>Otros metales y metaloides</i>	C								
<i>Otros plaguicidas</i>	C								
<i>Plomo</i>	C					C			C
<i>Rodenticidas anticoagulantes</i>	C								

Tabla: Orientación respecto a qué órganos nos interesa analizar en función de las lesiones observadas y la sospecha de productos implicados (C – congelado, F – formol)

Toma de muestras para análisis microbiológico

CONSIDERACIONES GENERALES

- Cada muestra se debe conservar individualmente en recipientes o bolsas zip estériles para evitar la contaminación.
- Las condiciones dependerán del tipo de patógeno de que se sospeche, por lo tanto, es importante consultar con el laboratorio en qué condiciones se deben mandar las muestras (medio, temperatura, etc.).
- Deben enviarse antes de las primeras 24 horas tras su toma.
- Las muestras de sangre, orina, saliva, leche, líquido cefalorraquídeo o de tejidos se deben tomar de la forma más aséptica posible para su cultivo, análisis virológico o test de PCR.
- Para las muestras de órganos parenquimatosos (pulmones, hígado, corazón, riñones o bazo), se recomienda enviar una porción grande de órgano, ya que permite al laboratorio coger muestras asépticas. En el caso del encéfalo, se debe mandar entero.
- Los órganos longitudinales (aparato digestivo) se deben enviar al laboratorio porciones sin abrir y con los extremos anudados.
- En casos de presentar zonas de necrosis o exudados, se pueden tomar muestras de las lesiones con hisopos.

Video broadcast

El área video broadcast está destinada a la visualización de videos en streaming de las intervenciones en directo, así como al acceso a una galería de videos grabados de necropsias realizadas.

Los alumnos podrán acceder a dos vistas durante la realización de la necropsia; la cenital proporcionada por una cámara de alta resolución ubicada en la parte superior de la mesa de necropsia, y la visión del anatomopatólogo gracias a una cámara de acción POV situada en su frente.

La cámara cenital permite la obtención de imágenes en alta resolución y el seguimiento de las acciones realizadas en la sala de necropsia.

La cámara de acción nos permite seguir con detalle los procedimientos y técnicas realizadas por el anatomopatólogo así como la visión detallada de los hallazgos y lesiones durante la necropsia.

The screenshot displays the pathology LIVE! website interface. At the top, the logo "pathology LIVE!" is prominent, with "LIVE!" in a red box. Navigation links include "THE PROJECT", "PATHOLOGY", "VIDEO BROADCAST", and "CASE STUDIES". A search bar and "Log in" button are also visible. The main content area is titled "Video Live" and features two live video feeds. The first feed, labeled "ZENITH CAM", shows a top-down view of a laboratory with a "LIVE" indicator and a timestamp of "08-22-2017 Tue 11:40:38". The second feed, labeled "ACTION CAM", shows a close-up of a person in blue gloves performing a procedure on a specimen on a white table, also with a "LIVE" indicator. To the right of the feeds is a "Video" section with a search bar containing "Live!" and a "Gallery" section displaying four video thumbnails with IDs: 23434/2017, 10256/2017, 23456/2017, and 55556/2017. A "GO TO TOP" button is located below the second video feed. The footer contains a navigation menu with categories like "The project", "Pathology", "Video broadcast", "Case studies", and "Contact", along with sub-links such as "Workgroup", "Facilities and Equipment", "Necropsy", "Sampling", "Macroscopic study", "Histopathology", "Forensic Veterinary", "Live! Gallery", and "Sitemap". Copyright information at the bottom states: "Copyright © 2018 Pathology Live! | All rights reserved. Project of Innovation and Teaching Quality Improvement. VISAVET Health surveillance Centre. Universidad Complutense Madrid. The navigation through this website implies the acceptance of the use of own and third-party cookies necessary for its correct functioning."

Fig.: Ejemplo de video broadcast en la web pathologylive.com



Fig.: Diferentes planos disponibles en la cámara cenital.



Fig.: Anatomopatólogo equipado con Cámara de acción POV



Fig.: Cámara cenital y cámara de acción POV

Casos prácticos

Esta sección incluye el acceso a diferentes casos prácticos seleccionados de los que se muestra su historia clínica, estudio macroscópico e histológico, permitiendo al alumno realizar un test para la autoevaluación de sus conocimientos en la obtención de un diagnóstico morfológico y un diagnóstico final presuntivo.

Historia clínica

La anamnesis comprende la recolección de una serie de datos para realizar la historia clínica del animal. La recogida de datos previos a la muerte del animal pueden ayudar a orientar el diagnóstico final una vez que se haya finalizado la necropsia.

<p>Historia clínica #14583/2017</p>  <p>Ref.: 14583/2017 Especie: Cabra Edad: 12 meses Sexo: Macho</p>		<p>Casos prácticos</p> <ul style="list-style-type: none"> • 03129-2017 • 11987-2017 • 14583-2017 - Estudio macroscópico - Estudio histológico - Test de evaluación • 19832-2017 • 20078-2017
<p>Anamnesis</p> <p>Explotación de caprino lechero en régimen semi-extensivo, con disminución creciente de la producción. Clínicamente los animales muestran una diarrea crónica que se alterna con periodos de estreñimiento. En algunos casos más avanzados se puede apreciar un edema en zonas declive del cuerpo, principalmente de la región submandibular (papo).</p>		

Estudio macroscópico

El estudio macroscópico incluye la búsqueda y descripción de las lesiones macroscópicas halladas durante la necropsia del animal.

Estudio macroscópico #14583/2017



En la realización de la necropsia de varios de estos animales destaca la emaciación observada, junto con las lesiones apreciadas en el aparato digestivo, fundamentalmente a nivel de íleon, ciego y la porción inicial del colon. El aspecto de la mucosa es rugosa, blanquecina, con un marcado engrosamiento y con pliegues muy prominentes de la mucosa.



A nivel de la serosa mesentérica se aprecia una marcada dilatación de los vasos linfáticos (linfangiectasia) asociada a la zona de enteritis crónica, con intensa linfadenomegalia regional, con aspecto edematoso al corte y marcada hiperplasia e hipertrofia de folículos linfoides (linfadenitis crónica hipertrófica folicular).

- Casos prácticos
- 03129-2017
 - 11987-2017
 - 14583-2017
 - Estudio macroscópico
 - Estudio histológico
 - Test de evaluación
 - 19832-2017
 - 20078-2017
 - 23678-2017

Estudio histológico

La descripción de las lesiones microscópicas se realiza detallando los hallazgos encontrados de menor a mayor aumento.

Estudio histológico #14583/2017



Referencia: 14583-2017
 Fecha: 21/05/2017
 Tinción: Hematoxilina-Eosina

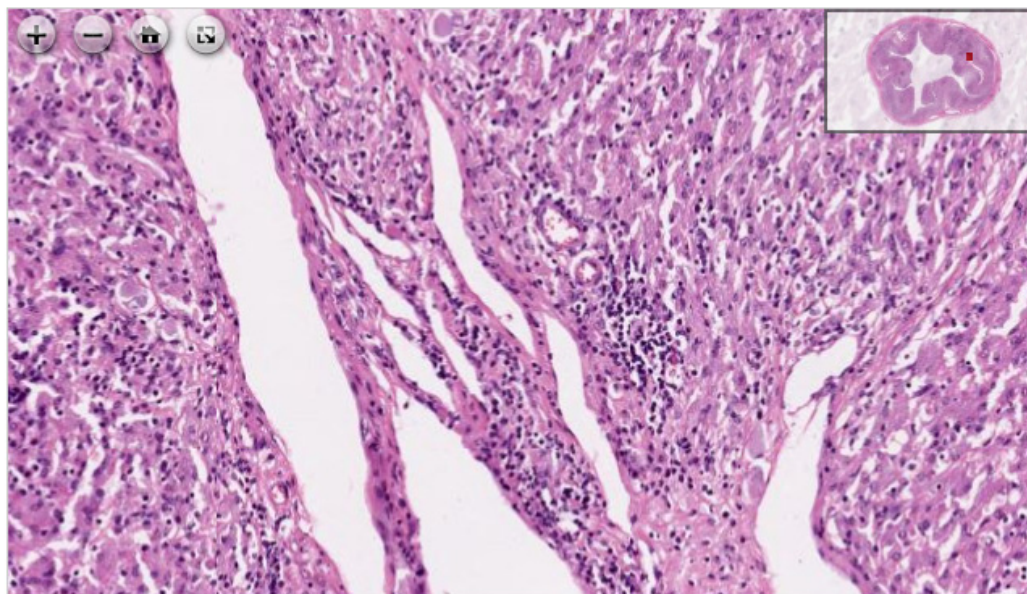
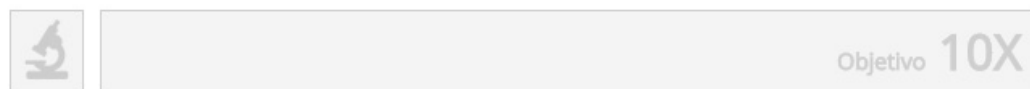
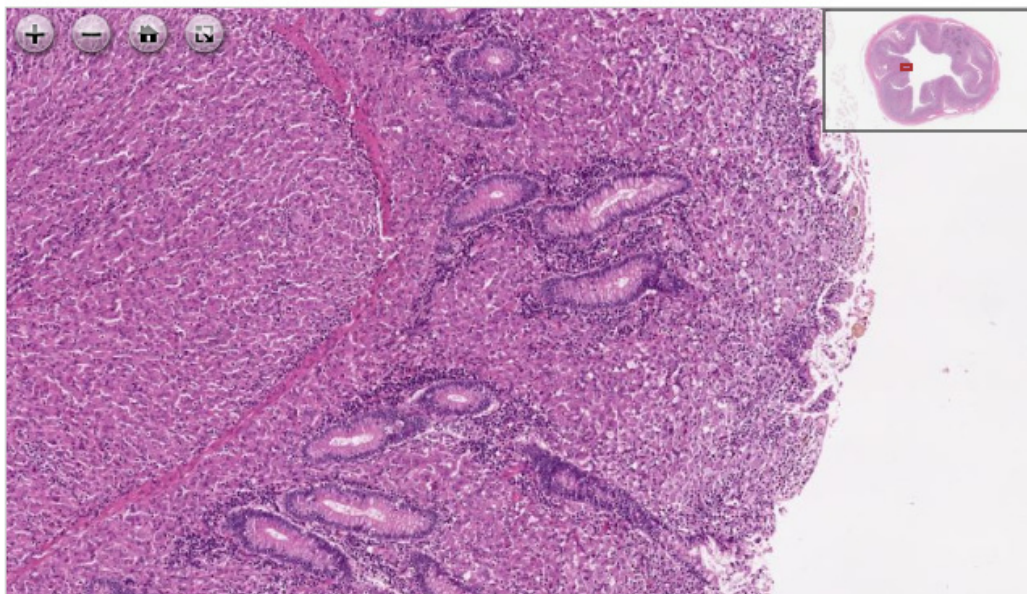
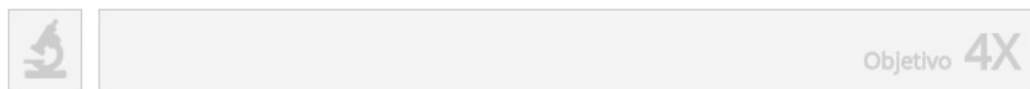
Use la rueda del ratón para hacer zoom en la imagen

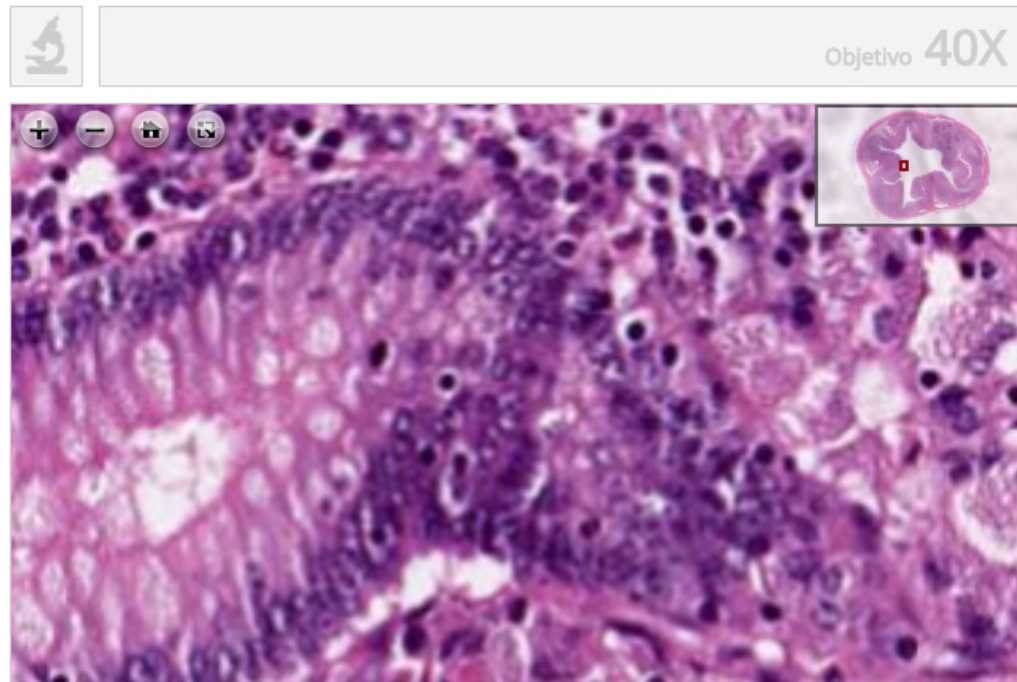
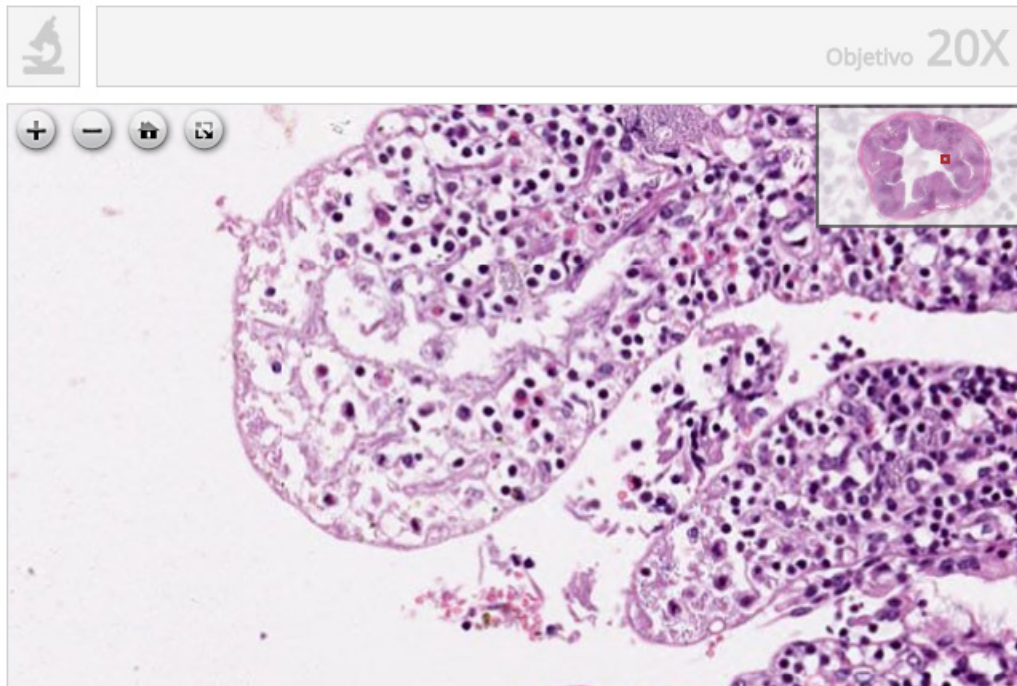


Enteritis crónica granulomatosa multifocal con tendencia a la coalescencia con distribución variable en los animales. Infiltrado inflamatorio intenso multifocal que en ocasiones da lugar a una imagen en lámina continua en lámina propia y submucosa constituido por linfocitos, células plasmáticas, macrófagos (células epitelioides) y células gigantes multinucleadas tipo Langhans. La inflamación provoca atrofia y fusión de las vellosidades intestinales, así como zonas de erosión epitelial en la mucosa.

- Casos prácticos
- 03129-2017
 - 11987-2017
 - 14583-2017
 - Estudio macroscópico
 - Estudio histológico
 - Test de evaluación
 - 19832-2017
 - 20078-2017
 - 23678-2017

Se ha desarrollado una aplicación para visualizar las preparaciones histológicas que asemeja la visualización en un microscopio permitiendo la aplicación de diferentes aumentos para la correcta realización del estudio microscópico.





Test de evaluación

El alumno puede realizar un test para la autoevaluación de sus conocimientos en las distintas partes que comprenden el estudio del caso clínico hasta el diagnóstico.

Impacto e indicadores

Una mejora en los conocimientos adquiridos en Patología, mediante la introducción de la tecnología informática y su acceso a la red con el desarrollo de una plataforma online, haciéndola mucho más atractiva. Además permitirá aumentar la oferta de prácticas de necropsia de forma semipresencial, así como su capacitación mediante sistemas de autoevaluación (test online) que les permitirá saber los conocimientos adquiridos. Además, aquellos casos de patología o Veterinaria forense de importancia podrían ser presentados en el Congreso de alumnos de Ciencias Experimentales y de la Salud.

Los indicadores de impacto expresan los cambios ocasionados a partir de las acciones formativas propuestas. Deben permitir la comparación con la situación anterior a la implementación de la plataforma online en Patología y Veterinaria forense y en los sucesivos cortes evaluativos programados. Para ello es necesario disponer de la llamada "línea de base" y los momentos de evaluación intermedia, final y de impacto. Por tanto, en cuanto a un indicador de impacto cualitativo sería valorar los conocimientos adquiridos mediante la realización de autotest que aparecerán en la plataforma de patología de la web.

Además, para el diseño de esta acción formativa, que garantice su solidez y confiabilidad, contaremos con un método cuantitativo de valoración al poder medir el número de alumnos que acceden online y que nos pueden reportar a cerca de su experiencia. Además, el feedback positivo que podemos recibir viene dado por el número de alumnos que tras su experiencia decidan participar en el Congreso de Alumnos de Ciencias de la Salud.

Transferencia

La web pathologylive.com estará disponible para su acceso en el mes de julio de 2018.

Tanto la aplicación desarrollada como los contenidos y material docente estarán disponibles para los alumnos de grado en veterinaria de la Universidad Complutense, disponiendo así de herramientas prácticas para complementar la formación en las disciplinas de histopatología y veterinaria forense.

La herramienta y la emisión de contenidos puede ser ofertado al resto de universidades del mundo, así como a administraciones y empresas interesadas en el sector veterinario o en soluciones o funcionamiento dentro de instalaciones de alto nivel de contención biológica.

Madrid, 15 de junio de 2018