DEPARTAMENTO DE PATOLOGÍA
FMVZ - UNAM

CATÁLOGO DE SERVICIOS

Vigencia: 2024

RECEPCIÓN DE MUESTRAS:
PRIMER EDIFICIO PLANTA ALTA

TEL. 55 5622-5888 ext. 111
FAX. 55 5616-6795

HORARIO DE ATENCIÓN:
LUNES A VIERNES DE 10:00 A 17:00 HORAS
SÁBADOS DE 10:00 A 15:00 HORAS

AV. UNIVERSIDAD 3000, CIRCUITO EXTERIOR,
CIUDAD UNIVERSITARIA, COYOACÁN, 04510
CIUDAD DE MÉXICO

PÁGINA DE INTERNET: www.fmvz.unam.mx
CORREO ELECTRÓNICO: dxpatvet@fmvz.unam.mx
FACEBOOK: https://www.facebook.com/Patologia.FMVZ.UNAM
INSTAGRAM: https://www.instagram.com/patologia_fmvz_unam/

DEPARTAMENTO DE PATOLOGÍA

Misión

El Departamento de Patología tiene como misión proporcionar a los usuarios un servicio de diagnóstico de excelencia en animales domésticos y silvestres, con oportunidad, calidad y alto sentido humano, con personal especializado y eficiente administración de los recursos; así como atender la demanda de formación de recursos humanos para la docencia, diagnóstico e investigación en Patología Veterinaria.

Visión

Ser un departamento de excelencia con reconocimiento nacional e internacional, con carácter competitivo basado en sus valores, actividades y calidad en el diagnóstico, así como en la enseñanza; con vinculación estrecha a las necesidades y demandas de la comunidad veterinaria y de la sociedad. Ser el referente a nivel nacional, formador de recursos relacionados con la especialidad, con conocimiento y tecnología de punta.

RESPONSABLES DE DIAGNÓSTICO

PATOLOGÍA CLÍNICA

Dr. Luis E. García Ortuño
MMVZ. Marina Guadarrama Olhovich
MC. Araceli Lima Melo
Dra. Berenice Meza León
MC. Karla Mollinedo Beltrán
Dr. Luis Núñez Ochoa
MC. Juan Miguel Pérez Enríquez
MC. Guadalupe Ramírez Díaz
Esp. Liliana Rivera Ramírez
MMVZ. Daniel Torres Alarcón

ANATOMOPATOLOGÍA

Dr. Jaime Campuzano Granados
Dra. Mireya Juárez Ramírez
Dra. Luary Martínez Chavarría
MC. Isaac Martínez Racine
MC. Adriana Méndez Bernal
Dra. Elizabeth Morales Salinas
MC. José Ramírez Lezama
Dra. Laura P. Romero Romero
MC. Gerardo Salas Garrido
Dra. Beatriz Vanda Cantón
MC. Itzel Yáñez Muñoz

RECOMENDACIONES PARA TOMA Y ENVÍO DE MUESTRAS

La confiabilidad en la precisión y emisión de resultados depende en gran medida de que el material que reciban en el laboratorio para ser procesado se encuentre en las mejores condiciones. Por este motivo, es muy importante que los médicos que realizan la toma de las muestras conozcan los aspectos más importantes de una buena toma y envío de las mismas.

Hematología

MMVZ. Marina Guadarrama Olhovich

Hemograma: Colectar de 1 a 3 ml de sangre periférica en tubos al vacío que contengan EDTA, los cuales presentan tapón color morado; una vez extraída la muestra, depositarla por las paredes en los tubos y homogeneizar suavemente para permitir la mezcla de la sangre con el anticoagulante. Dejar a temperatura ambiente por 10 minutos y posteriormente refrigerar. Es fundamental respetar la relación anticoagulante:sangre. Para el caso de perros cachorros o gatos, se recomienda el uso de microtubos (0.5 ml). Una vez tomada y refrigerada la muestra, lo ideal es analizarla lo más pronto posible, sin embargo, tiene un límite máximo de 24 horas para ser evaluada; después de transcurrido ese tiempo los resultados **no** son confiables. En caso de muestras de aves, se recomienda trabajar dentro de las primeras 12 horas de tomada la muestra para evitar alteraciones morfológicas en las células. En algunas especies de aves (pavón, avestruz, cuervos, urracas) y en reptiles, las muestras para hemograma se deben tomar en tubos con heparina, para evitar la hemólisis.

Pruebas de tiempos de coagulación: La muestra se obtiene de sangre periférica (procurando que el muestreo sea lo más limpio posible) del animal enfermo y de un animal sano (control); se deposita por las paredes en tubos al vacío con citrato de sodio al 3.2%, tomando en cuenta que se debe respetar la relación sangre:anticoagulante 9:1 (es decir, la proporción de 9 partes de sangre por 1 de anticoagulante) y homogeneizar con suavidad. Se debe procesar dentro de las primeras 2 a 3 horas posteriores a la toma de muestra; en caso de no ser así, se centrifuga a 3500 rpm durante 5 minutos, se separa el plasma, se deposita en tubos Eppendorf y se mantiene en congelación hasta su procesamiento.

Médula ósea: Una vez recolectada la muestra, es necesario utilizar EDTA para conservarla y posteriormente realizar los frotis de las espículas medulares, para lo cual se recomienda la técnica de “squash”. En ésta la muestra se coloca en un portaobjetos y se forma una especie de cruz con ayuda de otro portaobjetos, el cual se desliza hacia abajo; de esta manera la muestra se distribuye adecuadamente para su evaluación. Es conveniente realizar al menos 5 frotis que deberán ser fijados al aire. También se debe tomar una muestra con EDTA para realizar el hemograma.

Pruebas de compatibilidad sanguínea: Deben tomarse las mismas consideraciones mencionadas para el hemograma.

Bioquímica clínica
QBP. Arlette Castillo Mata

Se colectan aproximadamente de 2 a 3 ml de sangre en tubos sin anticoagulante (tapón rojo). Estas muestras deben conservarse en refrigeración después de 15 a 20 min de haberse tomado, para permitir que se forme el coágulo y que la muestra se atempere, para evitar choque térmico que puede ocasionar hemólisis de la muestra.
Las muestras deben remitirse para su análisis preferentemente antes de 2 horas, tomando en cuenta que las que llevan mayor tiempo de almacenamiento tendrán un consumo *in vitro* constante y progresivo de glucosa y bicarbonato.
Si la muestra tardará más de 6 horas para su análisis, se recomienda separar el suero. Para esto se debe esperar la retracción del coágulo, la cual tarda de 20 a 40 minutos en perros y gatos, y 45 a 60 minutos en caballos. Posteriormente, se debe centrifugar la muestra entre 2500-3500 rpm durante 10 minutos y separar el suero con una pipeta o jeringa, depositando el suero en un tubo sin anticoagulante, el cual se puede conservar en refrigeración o congelación. La cantidad de suero requerida es de 1 ml. En bovinos el tiempo de retracción del coágulo es mucho mayor, por lo que se recomienda que se envíen las muestras colectadas en tubos con heparina (tapón verde) para el análisis del plasma.
Para la determinación de amoniaco se debe colectar de 1 a 2 ml de sangre periférica en tubos al vacío que contengan EDTA (tapón morado); la cantidad de muestra debe ocupar más de las tres cuartas partes del volumen del tubo para evitar interferencia con el anticoagulante. Posteriormente homogeneizar la muestra suavemente y conservarla en baño de agua fría a 4°C; remitir la muestra al laboratorio en un intervalo no mayor de 45 min.
Debe considerarse que la presencia de hemólisis y lipemia en el suero ocasiona interferencia en la medición de varios de los analitos y por lo tanto valores alterados, por lo que se recomienda evitar en lo posible dichos artefactos.

Urianálisis y líquidos corporales
MC. Guadalupe Ramírez Díaz

Debe colectarse de preferencia la primera orina del día para tener una referencia adecuada en cuanto a la densidad urinaria y otros elementos del urianálisis. La muestra debe colocarse en envases estériles (recipientes o tubo sin anticoagulante) o en frascos perfectamente limpios, protegerse de la luz solar para evitar alteración en la determinación de bilirrubinas y ser conservada y transportada en refrigeración. El análisis se debe realizar dentro de las primeras 4 horas posteriores a la toma de la muestra para evitar alteraciones. Si la muestra no se puede enviar al laboratorio antes de 24 horas, es ideal dividirla y a una parte colocarle una gota de formol al 10% por cada 10 ml de orina, mientras que la otra parte se mantiene en congelación.
Es pertinente indicar si se sospecha de alguna enfermedad zoonótica al momento de registrar la muestra.

Líquido peritoneal, pleural, pericárdico, cefalorraquídeo y sinovial
Los líquidos corporales deben ser colectados en recipientes (tubos o frascos) químicamente limpios y se deben mantener en refrigeración.
Es necesario que sean remitidos al laboratorio en un tiempo no mayor a 3 horas posteriores a la toma de muestra. Esta recomendación se fundamenta en las alteraciones celulares y fisicoquímicas que los líquidos pueden presentar por la mala conservación.
La cantidad de muestra de líquidos corporales varía dependiendo de la especie y raza del animal, y de la cavidad de donde se extraigan. Se sugiere que la muestra sea mayor a 3 ml. En el caso particular del líquido cefalorraquídeo se recomienda que la muestra

sea de por lo menos 1 ml y debe procesarse dentro de los primeros 30 minutos.
En el servicio de diagnóstico del Departamento de Patología se realiza el manejo integral de los líquidos corporales, realizando un examen físico, químico y citológico. Si además se desea realizar estudio bacteriológico, éste se debe llevar a cabo inmediatamente después de la recolección de la muestra, para lo cual se recomienda realizar las alícuotas correspondientes y remitir la muestra al laboratorio de Bacteriología de esta Facultad.
Cuando se solicita únicamente la interpretación citológica, la muestra debe mantenerse en refrigeración y remitirse al laboratorio a la mayor brevedad; de no ser posible, puede ser conservada en alcohol etílico al 96% en una relación de 3:1, o en formalina amortiguada al 10 % en una relación 10:1 (muestra:conservador). En estas condiciones, la muestra puede conservar sus características citológicas, siempre y cuando sea procesada en un periodo no mayor de 24 horas. Se debe considerar que con esta fijación no se podrán realizar estudios químicos, físicos o bacteriológicos.

Serología – Inmunodetección

QBP. Arlette Castillo Mata

En caso de Leucemia viral felina, Inmunodeficiencia viral felina, Distemper, infecciones por *Anaplasma*, *Dirofilaria, Ehrlichia* y *Borrelia* (4Dx), *Ehrlichia* o Parvovirus, deben tomarse mínimo 2 ml de sangre en un tubo con EDTA o sin anticoagulante; puede utilizarse plasma o suero. Las muestras deben conservarse en refrigeración y analizarse antes de 24-48 horas. En caso de que la muestra tarde más tiempo en llegar al laboratorio, puede separarse el suero o plasma (como se describe en la sección de bioquímica) y conservarse en refrigeración o congelación por períodos más largos.
Para la prueba de detección de Parvovirus canino o *Giardia* en heces, se requieren 2-4 g de heces frescas (del mismo día) en un tubo o recipiente limpio, conservadas en refrigeración.

Citopatología

Dra. Beatriz Vanda Cantón

Frotis de mucosas

Dependiendo de la localización anatómica de donde se va a tomar la muestra, se utilizan hisopos o pequeñas espátulas. El material obtenido se desliza sobre el portaobjetos y se fija sumergiéndose en un vaso Coplin con alcohol etílico al 96% durante 15 minutos y/o se fija inmediatamente al aire, agitando enérgicamente la laminilla hasta que seque. Después de este tiempo se retiran las laminillas del alcohol, se dejan secar y se remiten debidamente protegidas e identificadas al laboratorio. Si las laminillas se fijan en un frasco u otro recipiente angosto, se debe colocar un clip entre cada laminilla para evitar que se peguen entre sí y se pierda el material.

Aspiración o punción con aguja delgada (ACAD, PAD)

Se puede usar aguja No. 21 y jeringa de 10 ml para hacer suficiente vacío, y de ser posible, un porta-jeringas. Para la punción solo se introduce la aguja en la lesión y en cuanto salga sangre u otro material, se coloca la jeringa y se succiona suavemente. Realizado el aspirado, se retira la aguja y se deposita una gota del material en el portaobjetos; se extiende de manera uniforme sin hacer presión y se fija de inmediato en alcohol etílico al 96%, tal como se describió para los frotis. Si el material aspirado coagula rápidamente en la jeringa, se puede agregar formalina amortiguada al 10% y remitir la jeringa, para realizar un bloque celular que se procesará mediante inclusión en parafina. NO SE RECOMIENDA puncionar lesiones pigmentadas ni encías; en estos casos es mejor tomar una biopsia.

Raspados de piel
1) Rasurar si es necesario; 2) desinfectar el área con alcohol etílico o benzal; 3) raspar gentilmente con hoja de bisturí el área de lesión y desechar el material de este raspado porque no es útil para el diagnóstico, ya que contiene restos celulares y escamas; 4) raspar nuevamente; 5) hacer los frotis, extendiendo el material de la hoja de bisturí en el portaobjetos de manera homogénea; 6) fijar en alcohol etílico al 96% por 15 minutos y/o fijar inmediatamente al aire, agitando enérgicamente el portaobjetos.
También se puede realizar aspiración intradérmica con aguja de insulina, introduciéndola en un ángulo de 45 grados respecto a la piel.

RECOMENDACIONES: Si se remiten laminillas teñidas, es conveniente enviar también al menos dos sin teñir, por si es necesario realizar tinciones especiales.

Necropsias
MC. Itzel Yáñez Muñoz

Es recomendable que los cadáveres sean remitidos lo antes posible para su estudio *post-mortem*, de preferencia dentro de las primeras 12 horas posteriores a su muerte. En caso de que no puedan ser remitidos inmediatamente, es importante que sean mantenidos en refrigeración a 4ºC, por un periodo no mayor a 24 horas. Los lapsos de tiempo mayores y la falta de refrigeración, permiten el desarrollo de cambios autolíticos y con ello se crean artificios macro y microscópicos que impiden llevar a cabo una apreciación morfológica adecuada, y por ende, un diagnóstico preciso.
Así mismo, se recomienda no congelar el cadáver, ya que al hacerlo, se presentan artificios por congelación en las secciones histológicas, por lo que será difícil establecer un diagnóstico integral.
Para diagnóstico de rabia, se puede enviar el cadáver completo o la cabeza en refrigeración, para la extracción del encéfalo. Es importante señalar que **NO** se debe fijar el encéfalo con formalina cuando se solicita realizar diagnóstico de rabia o moquillo por inmunofluorescencia.

Histopatología
MC. Gerardo Salas Garrido

Se recomienda que el envío de tejidos u órganos sea en frascos o contenedores de plástico o vidrio de boca ancha y cierre hermético, que contengan formalina al 10% amortiguada a pH de 7.4. Es importante que la cantidad de fijador sea al menos 10 veces el volumen de la muestra, con el fin de lograr la fijación adecuada del tejido. En caso de tumores voluminosos u órganos completos, estos pueden ser remitidos sin fijar, pero deberán conservarse en refrigeración por un periodo no mayor a 6 horas después de su obtención. Las muestras de tejido óseo deberán también ser fijadas en formalina, sin embargo, el tiempo de entrega de los resultados será más prolongado (dependiendo de la dureza y el tamaño de la muestra), en virtud de que este tejido requiere de descalcificación para su procesamiento.
En el caso de biopsias de piel, se recomienda que éstas sean adheridas por su cara de la dermis, sin comprimirlas, a un pedazo de cartón, papel o abatelenguas, de tal forma que se conserve la orientación del nacimiento del pelo para su corte. Si se envían muestras de diferentes áreas o regiones, se debe escribir su identificación en la cara contraria del cartón. La escritura debe ser con lápiz de grafito para que no se borre con el fijador.
En el caso de neoplasias, es recomendable que los bordes quirúrgicos sean marcados,

con el fin de evaluar la presencia de células neoplásicas en los bordes del tejido extirpado. Esto se puede realizar impregnando los bordes con tinta china, la cual debe secar antes de sumergir el tejido en formalina, o bien, utilizando puntos de sutura que señalen los diferentes bordes quirúrgicos.
Los contenedores deben estar correctamente identificados, sobre todo en el caso de remitir muestras múltiples del mismo o diferente animal, localizadas en diferentes frascos.
Es importante evitar sobrellenar los contenedores con tejidos, ya que no se fijarán de manera adecuada o se deformarán, lo que ocasiona autólisis del tejido y problemas para su valoración, por lo que el diagnóstico histopatológico no será concluyente.

Inmunohistoquímica

Dra. Mireya Juárez Ramírez

Para las pruebas de inmunohistoquímica es necesario que el tejido ya haya sido procesado para histopatología, ya que la muestra tisular se obtiene del bloque de parafina. Sin embargo, cuando los tejidos no han sido procesados previamente para examen histopatológico y no se encuentran incluidos en parafina, es necesario fijarlos. Para ello deben sumergirse inmediatamente después de la toma, en contenedores de vidrio o plástico con formalina al 10%, amortiguada a un pH de 7.4, a razón de 1 parte de tejido por 9 partes de formalina. Se sugiere que la fijación no supere las 48 horas.

Microscopía Electrónica

MC. Adriana Méndez Bernal

En la toma de muestras para estudios ultraestructurales es relevante seleccionar el sitio específico que se desea evaluar, con el fin de lograr la interpretación adecuada y evitar procesar muestras de tejido no deseado. Es responsabilidad de la persona que remite la muestra, la recolección adecuada del tejido que se pretende evaluar. Es importante considerar que tejidos con más de 12 horas de obtención y sin refrigeración o conservación adecuada, pueden presentar cambios autolíticos. Por ello es necesario concertar una cita con el personal de la unidad de microscopía electrónica, para determinar la metodología más adecuada para la obtención y remisión de muestras, así como para determinar las características del fijador que será empleado. Rutinariamente, se proporcionan de 2 a 5 ml de glutaraldehído al 2.5% libre de exposición a la luz y en refrigeración, para cada muestra o caso que sea remitido a la unidad de microscopía electrónica. Este fijador tiene una vida útil limitada por lo que se recomienda usar a la brevedad posible. Las muestras remitidas deberán ser 4 o 5 fragmentos de tejido fresco de 1 a 2 mm de tamaño, los cuales se deben depositar inmediatamente en el fijador (glutaraldehído al 2.5%). Una vez recolectadas, se deberán remitir inmediatamente al laboratorio de microscopía electrónica, o bien, mantenerse en refrigeración (4ºC), sin que pasen más de 24 horas para su remisión. Para la obtención de resultados adecuados y fidedignos, es necesario respetar estas indicaciones.

Patología Molecular

Dra. Luary C. Martínez Chavarría

En esta área se realiza el diagnóstico de enfermedades infecciosas y algunos tumores a través de la identificación de genes específicos de dichas entidades patológicas mediante la técnica de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) y/o secuenciación. Las muestras que se remiten pueden ser sangre [1 ml en tubos con EDTA (tapón morado)], orina (1 ml en jeringa o frasco estéril de boca ancha, en refrigeración), tejidos

frescos (200 mg en refrigeración), tejidos embebidos en parafina (enviar el bloque), exudados o líquidos (mínimo 1 ml en refrigeración, o hisopados).
Los tejidos que han sido fijados en formol y que son usados para histopatología, no son adecuados, pues el formol interfiere con los procesos que se llevan a cabo en el laboratorio.

IMPORTANTE: Cuando existan dudas en cuanto al manejo y envío de muestras, es conveniente pedir asesoría al personal de este Departamento antes de obtener y remitir las muestras.