

DEPARTAMENTO DE PATOLOGÍA FMVZ - UNAM

CATÁLOGO DE SERVICIOS



Vigencia: Octubre 2021 – Diciembre 2022

RECEPCIÓN DE MUESTRAS:
PRIMER EDIFICIO PLANTA ALTA

TEL. 5622-5888 ext. 111
FAX. 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
MÉXICO, D.F.

PÁGINA DE INTERNET: www.fmvz.unam.mx
CORREO ELECTRÓNICO: dxpatvet@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

Dra. Rosa Ma. García Escamilla

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. Guadalupe Ramírez Díaz

Esp. Liliana Rivera Ramírez

MMVZ. Daniel Torres Alarcón

MC. Juan Miguel Pérez Enríquez

ANATOMOPATOLOGÍA

Dr. Jaime Campuzano Granados

Dra. Mireya Juárez Ramírez

MC. Isaac Martínez Racine

MC. Adriana Méndez Bernal

Dr. Danilo Méndez Medina

Dra. Elizabeth Morales Salinas

MC. José Ramírez Lezama

MC Alonso Reyes Matute

Dra. Laura P. Romero Romero

MC. Gerardo Salas Garrido

Dra. Beatriz Vanda Cantón

MC. Itzel Yáñez Muñoz

Dra. Luary Martínez Chavarría

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

MC. Araceli Lima Melo

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 con suavidad 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 (*microtainers*). 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

Pruebas de coagulación: La muestra se obtiene de sangre periférica (procurando que el muestreo sea lo más limpio posible) del animal problema (enfermo) y de un animal control (sano); se deposita con suavidad en tubos al vacío con citrato de sodio al 3.8%, 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 de 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 puede enviar el material recolectado en un tubo con EDTA.

Pruebas pretransfusionales (pruebas cruzadas): Deben tomarse las mismas consideraciones mencionadas para el hemograma.

Bioquímica clínica

QBP. Arlette Castillo Mata

Se colecta sangre en tubos sin anticoagulante (tapón rojo), aproximadamente de 2 a 3 ml. 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 amoníaco se debe coleccionar 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

Debe colectarse la primera orina del día para tener una referencia adecuada en cuanto a densidad urinaria y otros elementos del urianálisis. La muestra debe colocarse en envases estériles (jeringa 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 abdominal, torácico, cefalorraquídeo, quístico y orina

Los líquidos corporales deben ser colectados en recipientes (tubos, jeringas 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 extraiga. 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.

En el servicio de diagnóstico del Departamento de Patología se realiza un 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 recomendamos 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*, 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 espátulas. Una vez obtenido el material se desliza sobre el portaobjetos y se fija sumergiéndose de inmediato en un recipiente con alcohol etílico al 96% durante 15 minutos y/o se fija inmediatamente al aire, agitando enérgicamente la laminilla. Después de este tiempo se retiran las laminillas del alcohol, se dejan secar y se remiten debidamente protegidas e identificadas al laboratorio. Si el recipiente utilizado para la fijación es un frasco pequeño de plástico o vidrio, se debe colocar un clip entre cada laminilla para evitar que se peguen entre sí y se pierda el material.

Aspiración con Aguja Delgada (ACAD)

Para realizar la punción se necesita una aguja No. 21, jeringa de 10 ml, y de ser posible, un porta-jeringas. Se deben puncionar 2 o 3 sitios diferentes de la lesión, lo que nos permite obtener material más representativo para diagnóstico. Una vez realizado el aspirado, se deposita una gota del material en el portaobjetos, se extiende de manera uniforme 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 aspirar formalina al 10% buferada y remitir la jeringa, con el fin de realizar un bloque celular, que podrá ser procesado mediante la técnica de inclusión en parafina.

Raspados

Es importante realizar los siguientes pasos, con el objeto de obtener el material adecuado para diagnóstico: 1) rasurar si es necesario; 2) desinfectar el área, de preferencia con alcohol etílico; 3) raspar con hoja de bisturí el área de lesión y desechar el material de este raspado, de lo contrario solo se obtendrán restos celulares y material necrótico que no es útil para diagnóstico; 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.

NOTA: Es conveniente dejar siempre 2 laminillas secadas al aire, por si es necesario realizar tinciones especiales.

Necropsias

MC. Gerardo Salas Garrido

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 4°C, 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

MMVZ. Alonso Reyes Matute

Con la finalidad de poder ofrecerle un mejor servicio, 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 una fijación adecuada del tejido. En caso de tumores voluminosos u órganos completos, éstos 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 (4°C), 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. Algunos de los microorganismos que se identifican en esta área son *Salmonella* sp.,

Staphylococcus sp., *Clostridium* sp., (y sus toxinas), *Leptospira* sp., *Neospora caninum*, *Ehrlichia canis*, *Trueperella pyogenes*, *Histophilus somni*, *Pasteurella multocida*, *Francisella* sp., *Anaplasma* sp., *Mycoplasma* sp., *Mycobacterium* sp., *Dichelobacter nodosus*, *Corynebacterium pseudotuberculosis*, *Mannheimia haemolytica*, *Erysipelothrix rhusiopathie*, *Fusobacterium necrophorum*, *Trypanosoma* sp., *Leishmania* sp., *Encephalitozoon cuniculi*, Herpesvirus equino tipo 1 y 4, bacterias en general (posterior secuenciación), hongos en general (posterior secuenciación), nematodos en general (posterior secuenciación). Dentro de las neoplasias, se identifica el tumor venéreo transmisible (TVT).

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.