27

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN

"MANUAL DE TECNICAS PARA TOMA DE BIOPSIAS EN PERROS Y GATOS".

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

MEDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

P R E S E N T A :

MARIA VERONICA DAMIAN MARTINEZ

ASESOR: M.V.Z. CARLOS L. GARCIA ALCARAZ.
COASESOR: M.V.Z. E.D.V. ALEJANDRO SANCHEZ PACHECO.

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEXICO. 2002.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Universidad Nacional Autónoma de México
UNAM
Biblioteca Central
Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

DR. JUAN ANTONIO MONTARAZ CRESPO
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN
P R E S E N T E

ATN: Q. Ma. del Carmen García Mijares
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:

"MANUAL DE TÉCNICAS PARA TOMA DE BIOPSIAS EN PERROS Y GATOS".

que presenta LA pasante MARÍA VERÓNICA DAMIÁN MARTÍNEZ
con número de cuenta 9652504-4 para obtener el título de:
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"
Cuautitlán Izcalli, Méx. a 12 de DICIEMBRE de 2001

PRESIDENTE	MVZ. CARLOS GARCÍA ALCAPAZ
VOCAL	DR. JORGE TÓRTORA PÉREZ
SECRETARIO	M.C. GUILLERMO VALDIVIA ANDA
PRIMER SUPLENTE	MVZ. GERARDO GARZA VALACARA
SEGUNDO SUPLENTE	MVZ. JUAN CARLOS DEL RÍO GARCÍA

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

PAGINACION DISCONTINUA

Dedicatoria

A Dios,

A mis padres, por darme la más valiosa herencia.

A mis hermanos, con afecto.

A Miguel con cariño.

A mi asesor y amigo Carlos García Alcaráz, con admiración y respeto por la dirección de esta tesis.

A mi coasesor Alejandro Sánchez Pacheco, con agradecimiento

A los doctores: Juan A. Monroy Juárez, Miguel Angel Souza, Ernesto Avila, Ignacio Valdés, por su valiosa ayuda.

A mis profesores, por su enseñanza tan valiosa

A todos mis amigos y compañeros, con toda sinceridad.

RESUMEN

El presente trabajo tiene como objetivo, crear un manual práctico para estudiantes y médicos veterinarios que ejercen su práctica profesional en el área de pequeñas especies sobre las técnicas más comunes existentes para tomar biopsias en diversos órganos, como una herramienta diagnóstica en la clínica.

Se mostrará el material que se requiere y los instrumentos (diversas agujas para biopsia, sacabocados, material quirúrgico, entre otros) de mayor uso y más accesibles para que el clínico realice biopsias, con una breve descripción, así como ilustraciones y usos.

También se explicarán los pasos a seguir para realizar las técnicas de biopsia de mayor utilidad en diversos órganos del cuerpo y se mencionarán algunos grupos de patologías en las que se pueden realizar.

Se describirá el manejo y procesamiento de la muestra dentro de la clínica, para que ésta sea de buena calidad y sirva al patólogo o al laboratorio para obtener un buen diagnóstico (método de preparación, conservación, fijación y tinción según sea el caso).

Se concluirá ejemplificando este trabajo, con algunos casos clínicos donde se realizaron biopsias en diversos órganos, para su diagnóstico, mostrando así la utilidad de saber aplicar rutinariamente estos métodos.

INDICE

Objetivo

Introducción 1

1) Técnicas de biopsia 8

2) Agujas e instrumental para biopsia 28

3) Manejo, conservación y tinción de muestras 43

4) Biopsia en piel 68

5) Biopsia de glándula mamaria 100

6) Biopsia de mucosas 105

7) Biopsia de tejido linfoide 112

8) Biopsia de medula ósea 120

9) Biopsia de tejido óseo 140

10) Biopsia de vías respiratorias altas 145

11) Biopsia de vías respiratorias bajas 159

12) Biopsia hepática 184

13) Biopsia renal 207

14) Biopsia prostática 220

15) Abdominocentesis y toracocentesis 234

16) Biopsia de líquido cerebro espinal 246

17) Biopsia de líquido sinovial 257

Literatura Citada 271

Anexos (aplicación práctica) i

OBJETIVO

- El presente manual, mostrará las técnicas más comunes y útiles de toma de biopsias como una herramienta de apoyo diagnóstico en la práctica clínica para perros y gatos.

INTRODUCCION

Una biopsia es la extracción y examen, ordinariamente microscópico, de tejidos u otras materias procedentes del organismo vivo, con fines diagnósticos o de examen del organismo vivo en oposición a necropsia (Mascaró, 1974).

La biopsia es una herramienta necesaria en la clínica de pequeñas especies como un método de apoyo diagnóstico para diversos problemas o enfermedades, principalmente en los casos de neoplasias o tumores, que cada vez son diagnosticados con mayor frecuencia en esta área, y el diagnóstico presuntivo de los clínicos llega a ser erróneo, a pesar de que es común que con experiencia clínica se realice un diagnóstico preciso en el 80% de los casos (Withrow, 1977).

Es importante considerar que los resultados de una biopsia siempre deben interpretarse cuidadosamente en conjunto con resultados de otras pruebas diagnósticas, tales como hemogramas, radiografías y otras modalidades en imagenología. Además se debe obtener muestras adecuadas, para poder ser interpretadas por un patólogo altamente entrenado en el área, que tenga la capacidad de utilizar toda la información clínica para llegar así a un diagnóstico certero (Ogilvie y Moore,1996).

La utilidad y finalidad de las biopsias son muchas, algunas de ellas son:

- ⇨ Obtener una muestra adecuada de tejido para llegar a un diagnóstico histo o citopatológico exacto (Stone, 1995).
- ⇨ Determinar grados de malignidad, en casos de neoplasias (Stone, 1995).
- ⇨ Asistir al clínico en el tratamiento y pronóstico de diversas enfermedades (Withrow, 1977).

Consideraciones generales

Se pueden desarrollar varias técnicas para la obtención de especimenes por biopsia.
La exactitud del diagnóstico que se puede obtener de una biopsia, esta directamente relacionada con la claridad del cuadro clínico, la experiencia del clínico, del patólogo y el tipo de lesión.

Muchos principios generales se aplican a todo este tipo de técnicas como son:

- Se debe obtener una historia e inspección clínica detallada y debe enviarse junto con la muestra, para así orientar mejor al patólogo para llegar a un diagnóstico más certero (Withrow, 1977).
- Antes de llevar a cabo la biopsia, se deberá plancar qué tipo de análisis complementarios se realizarán con la muestra, tales como cultivos microbiológicos, tóxicos y químicos entre otros. Ya que una vez fijada la muestra en formalina los demás análisis no podrán llevarse a cabo (Withrow, 1977; Ogilvie y Moore,1996).
- El clínico deberá consultar con el patólogo que interpretará el material, cualquier pregunta acerca del sitio o tejido apropiado donde realizar la biopsia, la cantidad, el manejo del material y si se requiere alguna preparación especial.
  - También el patólogo debe identificar los márgenes quirúrgicos con tinta china ó suturas.

- Si el diagnóstico emitido por el patólogo no coincide con el cuadro clínico, podrán reunirse posteriormente para discutir y reevaluar juntos el caso, así como el diagnóstico diferencial y las implicaciones terapéuticas (Stone, 1995; Ogilvie y Moore,1996).

- Se recomienda realizar la biopsia después de consultar al cirujano que realizará la cirugía definitiva (principalmente en caso de neoplasias) :
  - Para asegurarse que la remoción quirúrgica abarca todo el tejido lesionado sin esparcir las células dentro del campo quirúrgico.
  - Además, para planear la zona de incisión y así provocar la menor tensión posible sobre el sitio donde se realizará una cirugía definitiva más adelante.

❖ **PUNTO CLAVE**: De ser posible se recomienda que el cirujano que realice la cirugía definitiva sea el mismo que realice la biopsia inicial.

- Planear cuidadosamente la biopsia, para asegurar la obtención de una muestra representativa de la masa o lesión (Birchard y Sherding, 1996).
- El momento de realizar el procedimiento, debe estar integrado dentro del plan diagnóstico para el paciente. Por ejemplo, establecer técnicas tales como resonancia magnética, imagenología y tomografía computarizada, antes de la biopsia y que son menos precisos cuando se realizan después de ésta (Stone, 1995).
- Pueden utilizarse radiografías de la lesión para localizar el sitio exacto en el caso de biopsias en hueso u otros órganos (pulmón, hígado, riñón, entre otros) (Theilen, 1979).
- El manejo del tejido al realizar la biopsia, (en caso de tejidos friables como linfonodos), debe ser cuidadoso si se utiliza instrumental como fórceps o los propios dedos, ya que pueden distorsionar la muestra y alterar su arquitectura (Withrow, 1977).
- La biopsia debe ser lo suficientemente profunda para evadir la granulación superficial y los cambios inflamatorios presentes, así como tejido hiperplásico para poder obtener tejido tumoral representativo (Withrow, 1977; Theilen, 1979).
- Se recomienda la toma de múltiples biopsias en diversos sitios de la zona de lesión (Theilen, 1979), ya que la precisión del diagnóstico incrementa con el número de biopsias que se realicen. En masas de gran tamaño, es conveniente obtener varias piezas de tejido con una porción por lo menos entre la unión del tejido sano con el tejido anormal (Withrow, 1977).
- Una buena identificación histológica de una neoplasia es posible solamente cuando el cirujano remite una cantidad adecuada de tejido lesionado fijado adecuadamente (Theilen, 1979).
- Realizar examen citológico (si se realiza) e histopatológico de todas las masas extirpadas, sin importar que tan "benignas" parezcan ya que para el tratamiento apropiado se requiere diagnóstico definitivo.(Birchard y Sherding, 1996).
- Las improntas y frotis deben realizarse sobre portaobjetos limpios y evitando el exceso de sangre (Withrow, 1977).
- El uso de equipo poderoso como aparatos que cortan y cauterizan simultáneamente, pueden quemar el tejido y hacer difícil la evaluación de piezas pequeñas de tumor. Las biopsias de hueso deben ser tomadas manualmente por trepanación (Withrow, 1977).

Biopsia pre-quirúrgica.

Se lleva a cabo para proporcionar diagnóstico con el que se pueda emitir un pronóstico y tratamiento de la mayoría de las neoplasias en el hombre y los animales (Ferguson, 1985).
La biopsia puede tomarse después de obtener una historia clínica detallada, un examen físico, otros estudios de laboratorio y una evaluación radiográfica. Si es cuestionable la resección de una masa ó si la excisión puede no ser un tratamiento apropiado, una biopsia anterior a la cirugía definitiva puede prevenir un tratamiento erróneo.(Withrow,1977; Stone,1995). Por ejemplo, la cirugía en un animal con linfoma multifocal no será necesaria si uno o más linfonodos pueden ser aspirados y el diagnóstico se realiza a través de una evaluación citológica.
Si el estudio citológico emite un diagnóstico no del todo claro, se podrá extirpar y remitir un linfonodo para su evaluación histopatológica (Stone, 1995).

La biopsia previa a una terapia definitiva en casos de neoplasias.

La causa más común para realizar una biopsia previa a una terapia definitiva es la presencia de una masa ó nódulo palpable y persistente.
Debido a la sensibilidad y exactitud de las pruebas diagnósticas que se llevan a cabo, las biopsias han ido incrementando su frecuencia para aclarar la etiología de masas no palpables.
El primer paso para el manejo de las masas o lesiones palpables es la citología, con la técnica de biopsia de aspiración con aguja fina (BAAF, *ver capítulo 1 técnicas de biopsia*). Si el diagnóstico citológico sugiere condición de malignidad se puede planear un proceso definitivo tal como una cirugía para extirpar la neoplasia.
Además para confirmar la presencia de procesos benignos, eliminando así la necesidad de un paso diagnóstico posterior. Si la citología por BAAF no es definitiva, se opta por una biopsia quirúrgica abierta, guiada por un cirujano el cual la realizará. Previo al proceso de biopsia se deberán realizar procedimientos estándar para identificar enfermedades concurrentes y cualquier evidencia de enfermedad metastásica. Además se deberán realizar pruebas de laboratorio de rutina como hemogramas, bioquímicas, urianálisis, pruebas radiográficas y evaluación citológica de los linfonodos regionales.
En caso de neoplasias, siempre hay que realizar la biopsia asumiendo que la lesión es maligna. Por consiguiente, la biopsia deberá realizarse en todo el campo quirúrgico, incluyendo todos los tejidos ó planos tisulares afectados que puedan removerse en una cirugía posterior (Ogilvie y Moore,1996).
Cuando se realiza una segunda cirugía para la remoción de un tumor y tejidos frecuentemente afectados, es conveniente reseccionar una capa de fascia por debajo del tumor y de todos los tejidos afectados por la cirugía previa (Ogilvie y Moore,1996).

Complicaciones generales

En cada caso que se presenta, se debe evaluar y explicar claramente al propietario, los riesgos y beneficios de la biopsia en el paciente en particular. Pero en general son mínimas las complicaciones (Ogilvie y Moore,1996).
En muchas técnicas, el grado de complicaciones decrece conforme aumenta la experiencia clínica.

Las complicaciones potenciales incluyen:

- Hemorragias posteriores a la biopsia. Es la complicación más común en todos los procesos de biopsia, excepto en algunos casos en la biopsia de médula ósea (por aspirado o biopsia medular). Por ello antes de cada biopsia es importante, identificar en el paciente la presencia de anormalidades hemostáticas y en ese caso corregirlas (Ogilvie y Moore,1996).
- Infecciones posteriores a la biopsia; ésta puede ser local en el sitio de biopsia o generalizada. Son poco comunes pero son problemas serios que deberán eliminarse o prevenirse realizando una técnica estrictamente aséptica (Ogilvie y Moore,1996).
- Complicación con la resección quirúrgica subsecuente por error en la ubicación del sitio de biopsia. Nunca se podrá realizar una biopsia si ésta pone en riesgo el éxito de un procedimiento definitivo para extirpar un tejido. Por ejemplo, una biopsia incisional de una neoplasia primaria de pulmón puede contaminar toda la cavidad torácica con células tumorales, entonces para evitarlo es mejor realizar la remoción de esta neoplasia y al mismo tiempo se realiza una biopsia excisional con un tratamiento quirúrgico definitivo (Ogilvie y Moore,1996).
- Contaminación excesiva por hematoma con células tumorales, en tejidos previamente no involucrados.
- Tejido inadecuado o material no representativo para un diagnóstico definitivo.(Stone, 1995).

Una biopsia errónea (negativa) se aplica solo a aquella pieza específica de tejido cuando el cuadro clínico y los resultados de la biopsia no son compatibles y siempre debe considerarse que:

a) El tumor no fue tomado en la biopsia
b) El patólogo realizó un diagnóstico erróneo.
c) La biopsia fue demasiado pequeña.

Si el clínico comenta sus dudas con el patólogo, al cual se le remitió la muestra junto con la historia clínica, éste puede orientarse para obtener otras opiniones, tinciones específicas, o volver a procesar la muestra (Withrow, 1977).

Metástasis por biopsias

Existe el mito de que la biopsia causa que las células cancerosas se esparzan por el cuerpo resultando en una pronta muerte del paciente, pero esto no esta respaldado por literatura científica (Ogilvie y Moore,1996).

En el caso de neoplasias, respecto a las posibilidades de metástasis al momento de cortar un tumor y que este procedimiento lleve células tumorales a la circulación y se siembren en otro lado, se ha demostrado en animales de laboratorio que no existe una correlación entre la presencia circulatoria de células tumorales y el pronóstico.

El mayor factor en el desarrollo de metástasis, es el crecimiento potencial inherente del tipo de tumor; en muchos tumores caninos altamente malignos tales como osteosarcoma y melanoma oral, es común que presenten micro-metástasis indetectables en el tiempo del diagnóstico inicial.

En contraste, biopsias repetidas de tumores malignos que se conoce que tienen bajo potencial metastásico, tales como fibrosarcoma gingival canino y carcinoma epidermoide, no presentan cambios en su comportamiento, en otras palabras, el comportamiento de neoplasias malignas se presenta más relacionado con los factores tumor-hospedador que a cualquier procedimiento de biopsia.

Esto dependerá también del instrumental utilizado para la toma de biopsia, donde, mientras más fina sea la aguja para tomar la muestra menores posibilidades existirán de producir metástasis por el trayecto que siga esta. Principalmente cuando se trata de biopsias en órganos dentro de cavidades torácica y abdominal.
Siempre que sea posible la neoplasia deberá ser extirpada completamente y remitida a un examen histopatológico (Theilen, 1979).

Técnicas de biopsia disponibles

Se dispone de muchas técnicas para biopsia de tejidos las cuales son accesibles y útiles, cada una tiene sus ventajas y desventajas. La selección del método deberá permitir la obtención segura y sencilla de muestras adecuadas de tejido para proporcionar un diagnóstico preciso sin afectar el tratamiento (Birchard y Sherding, 1996).

Muchos tumores, por ejemplo, pueden ser evaluados a través de diversas técnicas de biopsias como son percutaneas (por punción con aguja fina o con biopsia con aguja cortante). Los detalles específicos de cada técnica son descritos más adelante (Stone, 1995).
Los puntos de discusión en cuanto a la eficacia de cada técnica en diferentes tejidos, enfatizando algunos resultados de estudios en animales serán discutidos más adelante (Stone, 1995).

Clasificaciones de las técnicas de biopsia.

Con base en la muestra celular obtenida se tiene la siguiente clasificación:

- Citología (incluye Biopsia de aspirado con aguja fina, improntas, raspados, derrames y otros).
- Histopatología (incluye biopsias obtenidas con agujas cortantes, sacabocados, incisionales y excisionales entre otras (Birchard y Sherding, 1996).

Las biopsias para histopatología pueden ser:
Excisionales (completa extracción del tumor) o
No excisionales (en que se extrae sólo una parte del tumor). Entre estas últimas se incluyen las percutaneas y las incisionales (Stone,1995).

A través de la biopsia se pueden obtener muestras para los diagnósticos tanto citopatológicos como histopatológicos que a continuación se describen.

1. CITOLOGÍA Y CITOPATOLOGÍA

1.A.- CITOLOGÍA EXFOLIATIVA.

Técnicas utilizadas:

1. **A1. RASPADOS** (Mascaró, 1974).
   - I. **De tejidos**
   - II. **De mucosas**

   Los instrumentos a utilizar pueden ser:

   Hoja de bisturí ó laminilla (De Buen,1997; Núñez, 2000).

   Hisopos de algodón (Núñez, 2000).

   CITOLOGIA DE MUCOSAS.

   Raspados de las siguientes mucosas:
   Vaginal
   Prepucial
   Conjuntival
   Oral
   Ótica
   Nasal (De Buen, 1997).

1. **A2. IMPRONTAS** (Cowell y Tyler,1989) (Núñez, 2000).

1. **A3. CITOLOGIA DE LIQUIDOS.**
   - Obtención directa
   - Aspiración de líquidos.(Castañeda y Valadez, 1999).

     A partir de:
     Líquido cefalorraquídeo,
     Líquido sinovial
     Pleural
     Peritoneal

1. **A4. LAVADOS**

   Lavados nasales.
   Lavados traqueo bronquiales (De Buen, 1997).

1. B CITOLOGÍA DE TEJIDOS SÓLIDOS

1. **B1. BIOPSIA POR ASPIRACION CON AGUJA FINA (BAAF)**

   Considerada una técnica percutánea.
   Sin: Punción con Aguja fina (PAF), (Mascaró, 1974).
   Variante: Acción capilar o técnica de no aspiración.

2.- HISTOPATOLOGÍA

Estudia las diversas alteraciones de los tejidos animales, con la ayuda de un microscopio, refiriéndose al desarrollo excesivo, deficiente o con patrones anormales (García, 1991).

En base a la técnica utilizada se dividen en:

- No excisionales dentro de lo que se incluye:
  - Percutáneas.
  - Incisionales.
- Excisionales (Stone, 1995).

Biopsias No excisionales.

2.A. Biopsias percutaneas.

2.A.1. Biopsia percutanea con aguja cortante (Stone, 1995; Hahn,2000).
Tru-cut (Jones,1985).
Vim- Silverman modificación Franklin (Osborne,1972).
Modificación: Con ojo de cerradura.

2.A.2. Biopsia percutanea por aspiración con aguja o catéter cortante (Stone, 1995).
Aguja Menghini.
Aguja Jamshidi.
Catéter uretral.

2.B. Biopsia incisional:

2.B.1. Biopsia con Sacabocado

2.B.2. Biopsia con trepanador de hueso (Slatter,1989).

2.B.3. Biopsia incisional en forma elíptica o de cuña (Birchard y Sherding, 1996).

Biopsia excisional (Withrow, 1977; Birchard y Sherding, 1996).

3. OTRAS TÉCNICAS

Existen otras técnicas de biopsia las cuales requieren material especializado y poco común en la clínica veterinaria, debido a su alto costo. Por consiguiente solo se mencionan las técnicas existentes pero no se describirán en el presente trabajo. Estas son:

3.a Biopsia transoperatoria y microscopia (Withrow, 1977; Stone, 1995).
3.b Biopsia endoscópica (Stone, 1995).
De mordedura dentellada
3.c Biopsias con ayuda de la tomografía computarizada (Kirk, 1994).
4.c Biopsias guiadas con ultrasonografía.
5.c Biopsias guiadas con fluoroscopia.

CAPITULO 1.
TÉCNICAS DE BIOPSIA

Como ya se mencionó en la introducción, las biopsias se pueden clasificar en base a la muestra celular obtenida:
Las biopsias pueden ser excisionales (completa extracción del tumor) o no excisionales (en que se extrae sólo una parte del tumor). Entre estas últimas se incluyen:

- Citología de aspirado con aguja fina, muestras de cepillado, frotis de impresión o derrames.
- Histopatología de biopsias obtenidas con pinzas cortantes, con aguja cortante, con sacabocados e incisionales. (Birchard y Sherding 1996).

Las biopsias para histopatología pueden ser:
Excisionales (completa extracción del tejido).
No excisionales (en que se extrae solo una porción del tejido). Entre estas últimas se incluyen las percutaneas (de corte de tejido) y las incisionales (Stone,1995).

Otra clasificación para biopsias es:

- Biopsias abiertas
- Biopsias cerradas (Theilen, 1979).

A través de la biopsia se puede obtener muestras para diagnóstico tanto Citopatológico como Histopatológico.

1. CITOLOGIA y citopatología

La citología es una rama de la biología que se encarga del estudio de la célula como unidad, y más afinadamente es la ciencia y arte de estudiar a las células. que permite obtener y analizar células de cualquier parte del organismo.
Dependiendo de la fisiología y estructuración de cada una de las diferentes porciones del organismo será el método usado para obtenerlas. (Rangel, 1999).
El diagnóstico citológico se basa en la observación de las células que exfolian normalmente o que son recolectadas mediante algún procedimiento clínico. No solo tiene gran utilidad en la toma de muestras en animales vivos, sino también a la necropsia, donde con la toma de improntas se puede en ocasiones llegar al diagnóstico del caso, evitando de esta forma el proceso de inclusión en parafina, lo cual implica más tiempo y mayor costo. El material para estudio citológico se observa en frotis obtenidos de mucosas, improntas, raspados, punciones con aguja fina (PAF) y líquidos. (De Buen, 1997).

La citopatología interpreta los cambios en las células extraídas de los órganos, tejidos o tumores, tomando en cuenta los criterios de malignidad citoplasmáticos y nucleares. Cabe señalar que para realizar una interpretación y evaluación adecuada de las muestras citológicas por aspiración, hay que tomar en cuenta la morfología de las células normales para diferenciar las alteraciones de origen adaptativo, inflamatorio o neoplásico y tener en cuenta los tipos de células inflamatorias que se pueden encontrar en las muestras obtenidas. (Bibbo,1997).

La evaluación citológica puede realizarla el clínico, que adquiera dicha experiencia, el tiempo requerido desde la recolección de la muestra hasta su evaluación, puede ser de 10 minutos solamente. Además, dicha muestra puede ser enviada a patólogos veterinarios clínicos, en laboratorios de diagnóstico o facultades de veterinaria, para confirmar el diagnóstico. (Clinkenbeard,1997).

La citopatología se ocupa del estudio de las células anormales individualmente, después de que éstas han sido obtenidas por métodos como son el raspado, las improntas o la biopsia por aspiración con aguja fina de masas o efusiones; obteniendo así información valiosa sobre el tipo de células involucradas en el proceso. (Ramírez, 1995).

El estudio citopatológico proporciona un apoyo diagnóstico previo que permite seleccionar el plan terapéutico que mejor se adapte a la patología que se presenta como ocurre en el caso de neoplasias, evitando incluso un manejo innecesario del paciente. (Rosete, 1998).
La citopatología se puede usar conjuntamente con la histopatología, en la obtención de un diagnóstico, elección del tratamiento y orientación de padecimientos neoplásicos. (Rosete, 1998).

Usos.

- Puede llevarse a cabo en la clínica para ayudar a diferenciar procesos neoplásicos de aquellos inflamatorios y en base al resultado obtenido encaminar la terapia mientras se esperan otros resultados (histopatología) o sugerir el siguiente paso diagnóstico.(Cowell y Tyler, 1989).
- Evaluación del curso de un proceso inflamatorio y su pronóstico.

Ventajas.

- ✓ El procedimiento y la interpretación de resultados ocurre en corto tiempo. (Withrow, 1977; Ferguson,1985; Cowell y Tyler,1989; Stone,1995; De Buen, 1997; Rosete,1998; Rangel,1999).
- ✓ Seguro y seguro.(Ferguson,1985; Clinkenbeard,1997).
- ✓ Bajo costo (Ferguson,1985; De Buen,1997;Rangel,1999).
- ✓ Se utiliza poco material.
- ✓ Relativamente indoloro(Ferguson,1985).
- ✓ Muchas muestras pueden ser colectadas sin necesidad de hospitalizar al paciente.
- ✓ Fiable para la detección de neoplasias malignas. (Rosete,1998).
- ✓ Puede distinguir entre procesos inflamatorios y neoplásicos, ya que los primeros pueden tener contraindicación quirúrgica.
- ✓ Ciertos tipos de tumores pueden no requerir excisión quirúrgica como los histiocitomas cutáneos benignos, los cuales pueden tener regresión espontánea, y tumores venéreos transmisibles los cuales responden a quimioterapia o radioterapia. (Stone,1995).
- ✓ Procedimiento de bajo riesgo ya que las complicaciones subsecuentes son menos traumáticas que las observadas por las técnicas de biopsia convencional.(Ferguson,1985).
- ✓ Las técnicas usadas en la recolección y procesamiento de las muestras para citología son fáciles de aprender y aplicar.
- ✓ Procedimiento inocuo, ya que no produce diseminación de las neoplasias (Ferguson, 1985; Cowell y Tyler, 1989; Rangel, 1999).

✓ Se puede hacer diagnóstico citológicos transoperatorios, de piezas quirúrgicas y de material de necropsias. (De Buen, 1997).

Desventajas.

× Proporciona información limitada en cuanto a malignidad y metástasis, en el caso de neoplasias. (Cowell y Tyler, 1989).
× La lesión puede contener áreas tanto de neoplasia como de inflamación y llegar a confundir el diagnóstico, (Cowell y Tyler, 1989).
× No provee información respecto a cambios en la arquitectura histológica del órgano. (Cowell y Tyler, 1989).
× Se requiere experiencia en la interpretación la cual solo se obtiene con práctica. (Cowell y Tyler, 1989).
× Es esencial recolectar una muestra adecuada para establecer un diagnóstico correcto, ya que el margen de error puede ser muy alto más si se utiliza como único medio de diagnóstico.

Recomendaciones.

Se recomienda realizar de 3 a 5 laminillas de diferentes sitios para tener una mejor idea del tipo de población celular que se encuentra en el tejido muestreado y para efectuar coloraciones especiales en los casos que lo requieran. (Núñez, 2000).

La citología en términos generales se divide en dos categorías:

1.A. Citología Exfoliativa:

Es el estudio citológico de células o de pequeños grupos células, que de manera normal se están desprendiendo o descamando por si solas, es decir, comprende todas las mucosas y mesotelios (a través de líquidos corporales) o de células en las cuales se induce su exfoliación, por acción de raspado de una superficie en comunicación con el exterior o fácilmente accesible (vagina, bronquios) (Mascaró, 1974 ;Rosete,1998; Rangel,1999).

Las células en la generalidad de los casos se estudian de manera "aislada" por lo que son analizadas como una unidad, considerando criterios (características) generales, nucleares y citoplasmáticos. (Rangel,1996).
Las técnicas más comunes utilizadas son: raspados, frotis de mucosas, improntas. (Rangel, 1999).

1. A.1. Raspados

Es el estudio de las células descamadas tras raspar una región corporal. (Mascaró, 1974).

Usos.

➢ Son adecuados para lesiones externas.
➢ Citología de mucosas.
➢ Durante cirugías o en transoperatorios.
➢ Ideal para lesiones tumorales mesenquimatosas, que son de consistencia dura y que generalmente arrojan muestras con pocas células.
➢ Diagnóstico de procesos inflamatorios bacterianos, virales, micóticos o parasitarios. (Núñez, 2000).

Ventajas.

✓ Sobre otros tipos de colección, es que se obtiene una cantidad mayor de células.

Existen dos técnicas principales: raspado con hoja de bisturí y raspado con hisopos de algodón.

Hoja de bisturí o laminilla

(Ver capítulo 3 Biopsia de piel técnica).

Hisopos de algodón:

Esta técnica es adecuada en sitios donde no hay fácil acceso para las otras técnicas de colección como en el canal del oído, en la vagina, otras mucosas o en lesiones fistulosas.

(Ver capítulo 17 Biopsia de mucosa vaginal.).

1. A.2. Improntas.

Son las huellas que quedan en una laminilla cuando se pone en contacto con un tejido. (Marscaró,1974).

Usos.

- Son adecuadas para las lesiones externas o durante cirugías, biopsias o necropsias.
- Material de superficies que son cortadas quirúrgicamente.
- Masas extirpadas. (Cowell y Tyler, 1989).
- Se pueden usar improntas o frotis para diagnóstico de enfermedades infecciosas microbiológicas, a través de tinciones especiales y enfermedades virales que produzcan cuerpos de inclusión. (De Buen, 1997).

En muchos casos, la información diagnóstica que tradicionalmente requería esperar los resultados de la histopatología, puede obtenerse mediante simples improntas o raspados (De Buen, 1997).

Material.

- Papel secante
- Portaobjetos
- Fijador (De Buen, 1997).

TÉCNICA.

1. Si la muestra se toma de una superficie, este es sencillo y requiere una mínima sujeción del órgano.
2. Otra forma es tomar muestras de una superficie incidida en la extirpación de una masa, esta puede reflejar citológicamente a la masa. (Cowell y Tyler,1989).
3. Hay que tener presente que en algunas lesiones, en biopsias o piezas quirúrgicas, puede haber un exceso de líquido o de sangre que impidan la adhesión adecuada de las células a la laminilla, para ello se recomienda primero hacer impresiones suaves sobre papel absorbente (toallas de papel para secar las manos). (**Figura 1-1.**) Las impresiones se efectúan varias veces hasta que en el papel absorba poca cantidad de líquido, indicando que la muestra está lista para realizar las improntas en la laminilla. Y así mejorar la calidad diagnóstica de la muestra. (**Figura 1-2.**) (**Figura 1-3**) (Hahn, 2000; Núñez, 2000).

4. Una vez que el tejido está "seco" se recomienda efectuar varias impresiones sobre la misma laminilla para tener mayor superficie de evaluación. (Rebar,1977).
5. Se realiza inmediatamente la fijación de la muestra.

Recomendaciones.
Cuando se requiera realizar una impronta de una lesión ulcerada, como en neoplasias ulceradas, se debe de tener en cuenta que generalmente están infectadas secundariamente y presentan inflamación, así que debe tenerse mucho cuidado en la interpretación. (Cowell y Tyler,1989).
En este caso se deben tomar tres impresiones antes de limpiar la úlcera y tres después de limpiarla.(Cowell y Tyler,1989).

1. A.3. Citología de líquidos

Se puede hacer citología a partir de: líquido cefalorraquídeo, pleural, peritoneal, articular, lavados nasales y bronquiales entre otros.

Usos.
La citología de líquidos permite diagnosticar procesos:

- Inflamatorios y eventualmente su origen infeccioso
- Procesos degenerativos articulares.
- Neoplasias primarias y metástasis, entre otros.

Métodos de obtención.
Las técnicas para obtención de líquidos varían según el caso.

Líquido sinovial. Se colecta por punción con aguja fina (artrocentesis)
Ver capítulo 18 biopsia de líquido sinovial.

Líquido cefalorraquídeo. se puede colectar por punción suboccipital.
Por punción lumbar (Castañeda y Valadez, 1999).
Incisión quirúrgica. (De Buen, 1997).
Ver capítulo 17 Biopsia de líquido cerebro espinal.

Líquido pleural o peritoneal. se obtiene por toracocentesis o abdominocentesis respectivamente. (De Buen, 1997).
(*Ver capítulo 16. Abdominocentesis y toracocentesis*).

1. A.4. Lavados

El lavado es una técnica en la cual se baña con solución salina la mucosa o serosa del tejido a muestrear, lo que permite que las células exfoliadas puedan recolectarse por medio de un catéter, sonda o broncoscopio. Las células recuperadas en este líquido son representativas del sitio de muestreo. (Slatter,1995).
Para la realización de lavados se requiere de instrumental específico dependiendo del tipo de lavado que se va a realizar. En nuestro medio los que más se efectúan son lavados bronquiales y lavados nasales. (Slatter,1989).

Material.

- Anestesia general (según el sitio del lavado)
- Solución salina fisiológica
- Catéter intravenoso, sonda o cánula uretral estéril rígida (de polietileno). (García,1999; Castañeda y Valadez,1999).
- Jeringa de 50ml (para lavados bronquiales) para aplicar la solución y recolectarla de nuevo.
- Sonda de Foley (en lavados faringonasales)
- Gasas.
- Portaobjetos.
- Formol 10% en caso de obtener tejidos.

Existen diversas técnicas de lavado:

Lavado o irrigación nasal.
(Ver capítulo 10 Biopsia de vías respiratorias altas).

Lavado transtraqueal
(Ver capítulo 11 Biopsia de vías respiratorias bajas).

Lavado endotraqueal
(Ver capítulo 11 Biopsia de vías respiratorias bajas).

Lavado bronquioalveolar
(Ver capítulo 11 Biopsia de vías respiratorias bajas).

1.B. Citología de Tejidos Sólidos.

1.B.1. Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF).

Sin: Punción con Aguja fina (PAF), biopsia por aspiración con aguja delgada (BAAD).

Es una técnica invasora, rápida y con pocos efectos adversos, que consiste en la obtención de una cantidad reducida de células de un tejido, mediante punción de una lesión por aspiración a través de una aguja de pequeño calibre. (Mascaró, 1974; Cowell, Tyler,1989; De Buen, 1997; Luengo, 2001).

LA BAAF no es un procedimiento reciente. Desde mediados del siglo pasado, James Paget la utilizaba con éxito en el diagnóstico de los tumores mamarios y sus excelentes descripciones podrían utilizarse en cualquier libro sobre el tema. (Rosete, 1998).

Es un método accesible, relevante y aceptable para el diagnóstico del cáncer disponible hoy en día, además incluye la evaluación del grado del tumor, la profundidad de la invasión, la detección de lesiones localizadas y cambios premalignos. (Rosete, 1998).
Hay quienes consideran a la BAAF como un método intermedio entre la citología exfoliativa tradicionales y la patología quirúrgica. (Rosete,1998).

Usos.

- Con este método se pueden obtener muestras de masas palpables, líquidos, lesiones cutáneas, linfonodos y con ayuda de radiografías, ultrasonografía (en órganos parenquimatosos) o angiografías, órganos internos con lesiones localizadas en cualquiera de ellos y con ello llegar al diagnóstico preciso del tipo de lesión. Por ello puede o debe usarse como el primer recurso diagnóstico. (Cowell y Tyler, 1989; Clinkenbeard,1997; De Buen, 1997; Núñez, 2000).
- La mayor utilidad de la BAAF es el estudio de procesos localizados, fundamentalmente ante las sospechas de neoplasias. (Rosete, 1998).

- El método permite distinguir entre procesos neoplásicos y no neoplásicos. El procedimiento puede usarse prácticamente en cualquier órgano por inaccesible que parezca, es un procedimiento para toma de muestras bastante sencillo. (Rosete, 1998).

- Las aplicaciones clínicas del diagnóstico citológico de las neoplasias son muchas. Si una neoplasia es diagnosticada como benigna la decisión de posponer o anticipar el tratamiento quirúrgico puede hacerse con toda seguridad si el animal presenta otros problemas clínicos de mayor seriedad. En caso de neoplasias malignas inoperables, un diagnóstico positivo le ahorra al paciente la necesidad de una cirugía mayor. Conociendo cuales de las múltiples masas tumorales son malignas y cuales son benignas puede guiarse la aproximación quirúrgica a seguir.(Rosete, 1998).

- Esta técnica tiene mayor éxito en la recolección de muestras de masas bien circunscritas que pueden sujetarse por debajo de la piel utilizando manipulación digital. (Withrow, 1977; Clinkenbeard, 1997; Rangel, 1999).

En nuestro medio la BAAF es ampliamente utilizada para llegar al diagnóstico de masas palpables en:

- Glándula mamaria
- Piel
- Nódulos linfáticos.
- Glándulas salivales
- Tiroides.

Y en menor escala:

- En masas intra torácicas e intra abdominales.
- Hígado
- Riñón

(De Buen, 1997).

Ventajas.

- ✓ Es bien tolerada por el animal con una sujeción adecuada, en ocasiones se requiere de una sedación ligera, sin necesidad de utilizar anestesia general. (Stone, 1995).
- ✓ A diferencia de la citología exfoliativa, en la BAAF se extraen grupos de células que conservan cierta organización tisular, de manera que el estudio de este material es importante tanto el detalle citológico como el aspecto estructural. (Rosete, 1998).
- ✓ En contraste con biopsias de aguja cortante, la punción de nervios, estructuras vasculares u órganos tubulares del tracto gastrointestinal no resultan en daño nervioso permanente, hemorragia o peritonitis respectivamente (Stone, 1995).
- ✓ Permite puncionar tantos sitios o áreas como sea necesario.

(Withrow, 1977; Stone, 1995; Clinkenbeard, 1997; Castañeda y Valadez,1999; Rangel, 1999).

Desventajas.

- × Se debe tener cuidado en la aspiración de vísceras en aquellos pacientes con coagulopatías.
- × Al momento de la toma puede obtenerse otros elementos, por ejemplo,
  - *aquellos propios del estroma (fibroblastos, mucina, colágena) mismos que tiene que evaluarse minuciosamente para categorizarlos como parte del estroma o del proceso patológico,
  - *aquellas células que provienen de vasos sanguíneos (leucocitos y eritrocitos) deben evaluarse si es una mera hemorragia al momento de la toma o forman patte integral del cuadro patológico. (Withrow, 1977; Stone, 1995;Clinkenbeard, 1997; Rangel, 1999).

Material.

- Antiséptico (Yodo 2%).
- Gasas.
- Porta jeringa.
- Portaobjetos (De Buen, 1997) (**Figura 1-4.**).
- Aguja: calibre 19-23g (Cowell y Tyler, 1989), 21 a 25g, (Núñez,2000; Hahn, 2000).
- Jeringa de 6 a 12 ml. (Hahn, 2000) 10 a 20 ml (Cowell y Tyler, 1989; De Buen,1997).

  - El utilizar agujas con calibre más grandes incrementan la contaminación con sangre, sin incrementar la cantidad de muestras de tejido, disminuyendo así la calidad del diagnóstico. (Hahn,2000).
  - La longitud de las agujas pueden variar dependiendo de la localización y tamaño de la lesión. Lesiones cutáneas y subcutáneas así como linfonodos periféricos son alcanzables con agujas estándar de una pulgada, en cambio, lesiones intra torácicas e intra abdominales requieren agujas más largas (agujas espinales o en su caso agujas de los punzocat o catéter) (Clinkenbeard, 1997).
  - Mientras más blando sea el tejido a muestrear, menor será el calibre de la aguja y menor será la presión negativa que se ejerza al momento de la aspiración (3 a 7ml) (Núñez, 2000).

TÉCNICA.

1. Se localiza y realiza la asepsia de la zona donde se realizará la punción (más amplia que el sitio de punción). Esto se realiza con una torunda o gasa impregnada con un antiséptico como Yodo al 2%. Siempre se debe tomar en cuenta el trayecto por donde se realizará la punción para que de ser necesaria la remoción quirúrgica de la masa pueda ser extirpada también el área de punción. (**Figura 1-5.**) (Rebar,1977).
2. En caso de masas o abultamientos que se pueden palpar, se inmovilizan o sujetan con una mano. En el caso de órganos internos difíciles de palpar se puede utilizar el ultrasonido como guía. (**Figura 1-6**) (Rebar,1977).
3. Se introduce la aguja en la masa u órgano deseado. (**Figura 1-6.**) (Rebar,1977).
4. Se realiza la aspiración aplicando rápidamente presión negativa por separación del émbolo de la jeringa hasta ¾ partes del volumen de la jeringa, esto también se puede realizar con el porta jeringas para ejercer la presión negativa de manera más fácil. (**Figura 1-7.**)

5. Se aspira en diferentes direcciones en el centro y en la periferia de la masa (si la lesión es lo suficientemente grande) sacando la aguja de la masa pero sin retirarla completamente de ésta para redirigirla hacia diferentes direcciones para abarcar más áreas de la masa. (**Figura 1-8**).

Siempre hay que mantener la presión negativa durante toda la aspiración.

6. En el caso de pequeñas masas, la presión negativa debe eliminarse mientras se redirecciona la aguja para evitar la aspiración de tejido aledaño.
7. Si se ve material o sangre en la base de la aguja se debe suspende la presión negativa para evitar la contaminación de la muestra con sangre y se retira la aguja del tejido. Esto se realiza aunque no se vea el material contenido en la aguja, de lo contrario, la muestra pasará al barril y no podrá recuperarse, por lo que deberá comenzar de nuevo. (Núñez, 2000).
8. Antes de retirar la aguja de la masa, se interrumpe la presión negativa de tal manera que el émbolo regresa a su posición inicial, sin presionar. (Rebar,1977).
9. Se retira la aguja de la lesión.
10. Por lo general, la muestra queda totalmente contenida dentro del cilindro de la aguja y por lo tanto, es invisible para el operador.
11. Se deposita la muestra en un portaobjetos, se fija y se tiñe (*Ver capítulo 3 manejo y conservación de muestras*).

Recomendaciones.

Se deben aspirar muchos sitios para incrementar la oportunidad de obtener un diagnóstico definitivo. (Ferguson, 1985).

Siempre se deben verificar los nódulos linfáticos regionales, pues si están aumentados de tamaño, es necesario puncionarlos para aspirar una muestra y así poder establecer el pronóstico en el caso de tumores o para establecer el diagnóstico de ciertas enfermedades (Cowell y Tyler, 1989).

Deben evitarse las aspiraciones múltiples en el mismo sitio, ya que esta técnica resulta en una excesiva contaminación de la muestra con sangre.

1.B.2 Variante. Acción capilar o técnica de no-aspiración

Es una modificación de la técnica de BAAF, creada por los doctores Menard y Papageorgens. Es más fácil de realizar que la BAAF ya que no se tiene que dirigir, sostener y ejercer presión negativa de la jeringa con la misma mano. Además se pueden obtener resultados iguales a la técnica estándar de aspiración.

Proporciona muestras con menos contaminación sanguínea, especialmente en lesiones muy vascularizadas o lesiones que no exfolian células típicamente como los tumores mesenquimales.

Material.

- Aguja de calibre 22g, conectada a una jeringa de 10 a 12 cc la cual ha sido previamente llenada con 10cc de aire

TÉCNICA.

1. Se localiza e inmoviliza la lesión por palpación manual o con guía de ultrasonido, para facilitar la penetración de la piel y la masa y así, direccionar la aguja fácilmente.
2. Si la aguja se sujeta de la base da mejor control.
3. La aguja se introduce en la masa, una vez dentro, se mueve rápidamente hacia delante y atrás abarcando varias áreas de la lesión de forma repetida (5 a 8 veces, no aspirar), de esta forma las células son recolectadas por capilaridad y por recorte.
4. Se retira la aguja de la lesión y expele el material contenido en la aguja en un portaobjetos limpio empujando el émbolo de la jeringa rápidamente hasta que salga todo el aire que contiene la jeringa.
5. Rápidamente se realiza un frotis, se fija y se tiñe (Cowell y Tyler, 1996; Hahn, 2000).

Una sola recolección sirve para realizar un frotis. El procedimiento se repite 2 a 3 veces en diferentes sitios de la masa para obtener la cantidad suficiente de muestra para su evaluación. (Cowell y Tyler,1996).

Aspiración & no-aspiración.

Las biopsias con aguja fina pueden realizarse con o sin la aplicación de succión por aspiración. La técnica de aspiración incluye el uso de vacío generado a través de una succión manual aplicada a la jeringa para obtener muestras citológicas. La técnica sin aspiración esta basada en la propiedad física de la acción capilar en donde el fluido es introducido dentro de la luz de una estructura tubular estrecha.

Muchas técnicas de biopsia con aguja fina en la literatura veterinaria mencionan principalmente la técnica de aspirado. (Stone, 1995).

2. HISTOPATOLOGIA.

Además de evaluar la malignidad, la histopatología permite examinar la arquitectura y el patrón de crecimiento de neoplasias. Las células malignas con frecuencia invaden tejidos circundantes, linfáticos y vasos sanguíneos. (Slatter,1995).

El examen histopatológico también puede usarse para proporcionar información importante acerca del pronóstico. (Slatter,1995).

Estudia las diversas alteraciones de los tejidos animales, con la ayuda de un microscopio, refiriéndose al desarrollo excesivo, deficiente o con patrones anormales (García, 1999).

En base a la técnica utilizada se dividen en:

- Excisionales (Stone, 1995).
- No excisionales dentro de lo que se incluye:
  - Percutáneas.
  - Incisionales.

Ventaja.

✓ Se pueden examinar los hallazgos histológicos del tejido, incluyendo infiltración de vasos sanguíneos y linfáticos así como características del estroma.

Desventaja.

× Se requiere de 48 a 72h para emitir el diagnóstico. (Castañeda y Valadez,1999).

Biopsias No excisionales.

2.A. Biopsias percutáneas

Existen biopsias percutáneas tanto para estudio citopatológico como para estudio histopatológico, las cuales se trataran mas adelante y se hará mención en aquellas técnicas que se incluyan en este grupo.

Ventajas.

- ✓ Comparada con las biopsias incisionales y exicionales, es una pequeña lesión que requiere poco tiempo de recuperación o reparación y así iniciar un tratamiento preoperatorio más rápido.
- ✓ Una pequeña herida también disminuye la cantidad de tejido que debe ser extirpado durante el proceso de excisión de la biopsia. (Stone, 1995).
- ✓ Si la neoplasia es difusa en un órgano, la biopsia percutanea tiene mayor oportunidad de éxito. (Theilen, 1979).

Desventajas.

- × Se puede extraer tejido no lesionado inadvertidamente y asumir que la lesión está ausente. (Theilen, 1979).

2.a.1. Biopsia percutánea con aguja cortante.

Esta técnica consiste en retirar una porción de tejido del órgano al que se realiza la biopsia, esta pieza puede seccionarse o fijarse, y seguir su proceso de inmersión en parafina, y seccionarse antes de su interpretación. (Stone, 1995).

Ventajas.

- ✓ Esta tiene una exactitud diagnóstica más alta que la de punción con aguja fina.
- ✓ La técnica es utilizada particularmente en lesiones benignas o tumores con características de pleomorfismo. (Stone, 1995).
- ✓ La calidad histológica es adecuada en un 97% de los casos de las muestras.

Desventajas.

- × Tiene mayor potencial de complicaciones que la biopsia con aguja fina:
- × Las muestras resultan inadecuadas debido a:
  - Tejido insuficiente
  - Tejido fragmentado o quebrado
  - Muestras que contienen gran cantidad de sangre
  - Porciones necrosadas de las masas
  - Muestras no representativas. (Stone, 1995).

Material.

Existen gran cantidad de agujas e instrumental para la obtención de este tipo de biopsias, la mayoría de estas se realizan por vía percutanea. Algunos de estos son:

- Aguja para biopsia de tejidos blandos Tru-cut.
- Vim-Silverman.
- Keyes.

Este equipo es relativamente barato, versátil y de larga vida si son utilizadas adecuadamente. (Withrow, 1977).

- Lidocaína 2% como anestésico local.
- Jeringa de 3ml con aguja de 21g para la anestesia local.
- Gasas.
- Bisturí.

Biopsias tru-cut

Las biopsias con esta aguja pueden utilizarse para obtener muestras representativas de masas grandes o subcutáneas. Sólo se necesita anestesia local. (Birchard y Sherding, 1996).

TÉCNICA.

Realizar una pequeña incisión o punción en la piel sobre el sitio de lesión con una hoja de bisturí No.11

Después introducir la aguja dentro de la lesión, con la muesca para tejido cerrada.

Dejando siempre el espacio suficiente para que la aguja viaje de 1.5 a 2.0 cm hacia delante (dependiendo de la penetración y longitud de la aguja) y permaneciendo en la lesión.

Después se obtiene la muestra de biopsia de la siguiente manera:

1. Con el obturador interno totalmente retractado para cubrir la muesca que recolecta el tejido, se toma el eje de la cánula y se inserta la aguja de modo que la muesca para recolectar el especimen, se encuentra tocando la superficie (cápsula) del órgano (**Figura,1-9 A**) .
2. Sin mover la cánula larga con forma de H, se expone la muesca dentro del órgano, esto es empujando el obturador interno hacia el órgano quedando pegado a la cánula larga con forma de H, penetrando así al parénquima (**Figura 1-9.B**).
3. Para cortar el tejido que se ha capturado dentro de la muesca, se avanza rápidamente el mango de la cánula en forma de H hacia delante, evitando mover junto con esta el obturador interno (**Figura 1-9.C**).
4. La aguja de biopsia se retira del cuerpo del paciente.
5. Para remover el especimen de la biopsia que está contenido en la muesca , se avanza el obturador con cuidado para exponer así la muesca y el tejido se expulsa con ayuda de una aguja fina de calibre 25g (**Figura 1-9.D**).

Para biopsias quirúrgicas y laparoscópicas, se puede utilizar otra técnica:

1. La aguja de biopsia se coloca dentro del órgano con el obturador interno totalmente retraído para cubrir la muesca (**Figura 1-10.A.**).
2. Mientras se sujeta firmemente el obturador interno, se jala el mango de la cánula en forma de H en dirección opuesta al órgano hasta ponerse en contacto con el obturador interno (**Figura 1-10.B.**).
3. Esto hace que se presente la muesca en el parénquima del órgano.
4. El mango de la cánula en forma de H se avanza de nuevo hacia el órgano para cortar el tejido que se introdujo en la muesca.
5. El obturador interno se sujeta firmemente para que la aguja por si sola no avance sobre el obturador.
6. El obturador se avanza después y el especimen se remueve (**Figura 1-10.C.**) (**Figura 1-11**) (Jones,1985).

Recomendaciones.

Siempre es bueno obtener varias muestra de varios sitios dentro de cada lesión.
Los aspirados o biopsias únicos, pueden ser no diagnósticos ya que :

- Se puede perder u omitir la lesión.
- Se puede obtener una muestra no representativa o un área necrótica.
- Puede estar contaminada por sangre durante el muestreo.

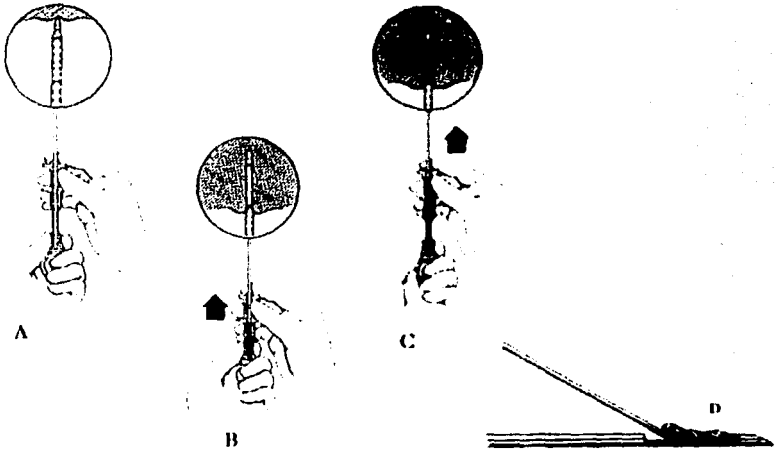


Figura 1-9. Técnica de Biopsia con aguja cortante tru-cut. A. Se toma el eje de la cánula y se inserta la aguja de modo que la muesca para recolectar el espécimen, se encuentra tocando la superficie (cápsula) del órgano. B. Sin mover la cánula larga con forma de H, se expone la muesca dentro del órgano, esto es empujando el obturador interno hacia el órgano quedando pegado a la cánula larga con forma de H, penetrando así al parénquima. C. Para cortar el tejido que se ha capturado dentro de la muesca, se avanza rápidamente el mango de la cánula en forma de H hacia delante, evitando mover junto con esta el obturador interno. D. Remoción del espécimen de la biopsia contenido en la muesca.

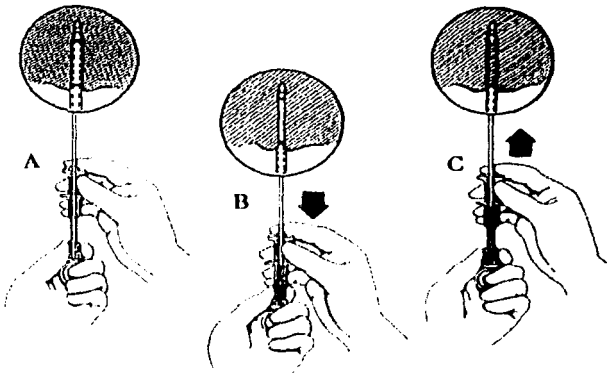


Figura 1-10. Uso de la aguja Tru-cut, técnica utilizada para laparoscopia o cirugía. A. La aguja de biopsia se coloca dentro del órgano con el obturador interno totalmente retraído para cubrir la muesca. B. Mientras se sujeta firmemente el obturador interno, se jala el mango de la cánula en forma de H en dirección opuesta al órgano hasta ponerse en contacto con el obturador interno. C. El obturador se avanza después y el espécimen se remueve.

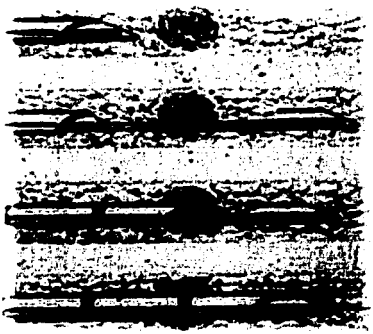


Figura 1-11. Diagrama que muestra los pasos de la biopsia medular. La aguja se inserta proximal a la lesión se captura la muestra en la luz de la aguja y el tejido se corta y se extrae por rotación del cortador de la aguja.

Vim- Silverman modificación Franklin.
Esta técnica se describe ampliamente en el *capítulo7 Biopsia renal técnica 7.2.*

Modificación: Con ojo de cerradura.
Utilizando las mismas agujas cortantes antes mencionadas pero con la realización de una pequeña incisión a un lado del sitio de biopsia con el fin de introducir un dedo dentro de cavidades para poder guiar la aguja hacia el órgano que se desee muestrear.
Ver capítulo 6 Biopsia hepática técnica 6.3 y capítulo 7 Biopsia renal técnica 7.2.

2.a.2. Biopsia percutánea por aspiración con aguja o catéter cortante.
Se utiliza ampliamente en biopsia de médula ósea. La aguja que se utiliza es la **Menghini**, Roshental o Jamshidi. (*Capítulo 2*).

TÉCNICA.
1. Para biopsias percutáneas se asienta la aguja, con el estilete en su lugar, dentro del sitio de biopsia (médula ósea). hasta antes de que se perfore el órgano.
2. Se saca el estilete y se hace avanzar la aguja lentamente 1 a 2 cm con un movimiento de rotación.
3. La profundidad puede calibrarse posicionando el pulgar en un punto 1 a 2 cm de la piel sobre el eje de la aguja o insertando el estilete y observando su desplazamiento.
4. Una vez la aguja se ha hecho avanzar hasta una profundidad apropiada, se remueve el estilete.
5. Para realizar el aspirado, se conecta una jeringa a la aguja y se aplica presión negativa a la jeringa una vez que se entra en el órgano para obtener la muestra. (Jones,1985; Slatter,1989).
6. La aguja y la muestra se extraen.

La porción de tejido de la aguja se expulsa suavemente con una sonda de alambre insertándola a través del extremo cortante distal (en el caso de Jamshidi). Esta porción no será expulsada del cilindro debido a su punta cónica. (Slatter,1989).
Para mayor detalle de esta técnica ver capítulo 5 biopsia de médula ósea, técnica No.1.

Usos.
- Esta técnica es utilizada para retirar tejidos del tracto urinario bajo.
- Además para realizar biopsia de masas tumorales en cavidad nasal y médula ósea

TÉCNICA.
Ver capítulo 11 Biopsia de vías respiratorias altas, técnica histopatológica 11.6.

2.B. Biopsia incisional:
En esta técnica se toma una pieza de tejido menor que el área de lesión con el fin de obtener una idea del tipo de proceso o crecimiento que esta ocurriendo. La muestra es examinada al microscopio después de su tinción. Su fin es únicamente diagnóstico. Requiere una planeación cuidadosa para asegurar la obtención de tejido representativo (Ettinger, 1983).
Algunas técnicas son:

2.b.1. Biopsia con Sacabocado

Consiste en un tubo cilíndrico con borde filoso el cual se coloca perpendicular a la superficie del tejido para biopsia (lesión) previamente anestesiada, después se rota el sacabocados cortando el tejido de forma similar a un cortador de galletas. El orificio redondo u oval que queda se cierra con uno ó dos puntos de sutura. Algunas veces no se utiliza sutura. El resultado es una cicatriz pequeña en forma de sonrisa . Esta técnica es la más utilizada en biopsias de piel y algunas mucosas. (Slatter,1989; Uthman,1997; Zaret, 1997).

La biopsia cutánea con sacabocado es un procedimiento relativamente sencillo para obtener muestra de masas superficiales. La ventaja de esta técnica es que sólo se requiere anestesia local y puede realizarse en corto tiempo. (Birchard y Sherding, 1996)

Ver capítulo 3 Biopsia de piel técnica 3.5.

2.b.2. Biopsia con trepanador de hueso.

Ver Capítulo 14 Biopsia de tejido óseo técnica 14.2.

2.b.3. Biopsia incisional en forma elíptica o de cuña.

Se utiliza un procedimiento quirúrgico sistemático para obtener una biopsia " en cuña" similar a la técnica de biopsia excisional elíptica, pero sin retirar toda la lesión. Esta se utiliza en biopsias de piel donde se describirá con detalle (Birchard y Sherding, 1996) (*Ver capítulo 3 Biopsia de piel técnica. 3.4.b.*).

Biopsia excisional.

Consiste en retirar la lesión sospechosa adicionando un margen de tejido normal alrededor de esta para asegurar su remoción por completo y cualquier pequeña cantidad de células, invisibles a simple vista, que puedan después esparcirse o metastatizar en caso de neoplasias malignas y su envío para examen histopatológico.

La remoción completa de un tumor para biopsia y como terapia, sigue siendo el mejor método a proceder en muchas lesiones. Si es tan fácil remover el tumor como realizar la biopsia, entonces es mejor extirparlo, es por ello que la biopsia incisional es raramente justificable cuando es posible la excisión completa de una masa (Ettinger, 1983).

Las biopsias excisionales deben realizarse siempre que sea posible ya que el procedimiento combina el diagnóstico y remueve el tumor completamente al mismo tiempo.

La biopsia excisional de tumores cutáneos, no solo remueve el tumor sino también provee de tejido para su examen histológico. (Ettinger,1983).

Usos.

- Se indica posterior a la realización de citopatología.
- Está indicado en casos de masas pequeñas fácilmente extirpables.
- Es el tratamiento de elección en casos de neoplasias por ejemplo melanomas.
- Muy utilizado en casos de tumores de glándula mamaria debido a la inexperiencia y dificultades que representan otras técnicas de biopsia en este órgano. Esta técnica es recomendada en perras hembras después de los 2 ½ años de edad. Si la masa esta en la porción ventral a la mitad en piel y no tiene relación con la glándula mamaria deberá ser aspirada para descartar mastocitoma, el cual requiere un margen excisional mayor. (Stone, 1995).

- También es apropiada para otro tipos de tumores cuando las masas pueden ser removidas fácilmente con mínima morbilidad. (Stone, 1995).

Ventajas.

- ✓ La excisión completa de una masa tumoral es preferible, ya que cuando el tumor es remitido entero al patólogo él podrá seleccionar diversas áreas para su estudio. (Ettinger, 1983).

Desventajas.

- × Es indispensable equipo quirúrgico.
- × Produce traumatismo.
- × Es necesaria la anestesia.
- × Requiere hospitalización.
- × Es más costosa.

TECNICA

Ver capitulo 4 Biopsia de piel, técnica.

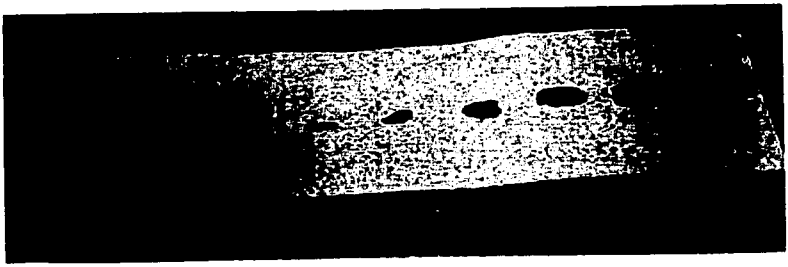


Figura 1-1. La superficie sobre la que se realizará la impronta se seca sobre un papel absorbente.

Figura 1-2. Impronta directa sobre sitio de lesión cutánea Clinical Handbook on Canine Dermatology, Carlotti,1999.

Figura 1-3. Se realiza la impronta sobre el portaobjetos y se podrán realizar varias improntas sobre este mismo.

Figura 1-4. Material para la biopsia por técnica de BAAF.

Figura 1-5. Una vez identificado el sitio de biopsia, se realiza la asepsia de la zona. Handbook of Veterinary cytology Rebar,1977.

Figura 1-6. Se inmoviliza y delimita la lesión con la mano y se introduce la aguja en el centro de la lesión y se realiza presión negativa manual. Handbook of Veterinary cytology Rebar,1977.

Figura 1-7. La presión negativa también se puede realizar con el porta jeringas, para facilitar el trabajo.

Figura 1-8. Se aspira en diferentes direcciones en el centro y en la periferia de la masa (si la lesión es lo suficientemente grande) sacando la aguja de la masa pero sin retirarla completamente de ésta para redirigirla hacia diferentes direcciones para abarcar más áreas de la masa. Handbook of Veterinary cytology Rebar,1977.

CAPITULO 2.
AGUJAS Y EQUIPO PARA OBTENCIÓN DE BIOPSIAS

Las agujas para biopsia son las más eficientes en cuanto al tiempo de la técnica y menor costo que otros métodos para obtener una biopsia (Ettinger,1983).

a) Aguja para biopsia por aspiración

Existe una variedad de agujas especializadas y son aptas para obtener pequeñas piezas de tejido durante el proceso de aspiración. Si es exitosa la muestra, se hacen frotis en los portaobjetos y pueden hacerse de fragmentos de tejido y si es lo suficientemente grande, el fragmento puede ser remitido a histopatología. Ejemplos de este tipo de agujas incluyen: Aguja fina, Illinois, Rosenthal, Jamshidi y Menghini (Hahn, 2000).

1. Aguja para biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF)

Es la aguja más utilizada ya que es la más accesible y de menor costo.
Consiste en una aguja unido a una jeringa. Con un calibre generalmente de 21g.
Si se utilizan agujas de calibre grande incrementan la contaminación sanguínea sin incrementar la cantidad de muestra de tejido a obtenerse y disminuye la calidad del diagnóstico.
El **largo** de la aguja varia dependiendo de la localización y tamaño de la lesión:

- Lesiones cutáneas, subcutáneas y linfonodos periféricos: son alcanzables con una aguja estándar de 1 pulgada.
- Lesiones intra-torácicas e intra-abdominales: requieren agujas más largas (así como agujas espinales, o en algunos casos se utiliza la aguja del catéter endovenoso (punzocat)) (**Figura 2-1**).
- Aspiración transtraqueal: se lleva a cabo con agujas de 18g de 12 pulgadas (Nelson,2000).
- Para la aspiración de líquido cerebro espinal va de 1.5 (Coles,1989) a 3.5 pulgadas de longitud (Morgan,1997).

El calibre de la aguja varía dependiendo de la localización del sitio de biopsia.

- El calibre más utilizado es 21g. Para la mayoría de los órganos.
- Para la aspiración de líquido cerebro espinal aguja calibre 20 a 22g (Morgan,1997) (**Figura 2-1.**).

Se puede utilizar un porta jeringas, especial para realizar la BAAF consiste en un instrumento de acero inoxidable donde se coloca la jeringa para facilitar la aplicación de la presión negativa (**Figura 2-2.a y b**).

2. Aguja Illinois

Es una aguja que se utiliza para la biopsia de Médula ósea. Es una aguja ligeramente más pequeña que las demás, pero viene con un estilete y una funda de plástico para poderse sujetar mejor.
Disponible en un tamaño para adultos de calibre 15g y 1 pulgada de largo.
Tamaño pediátrico para pequeños animales calibre 18g y 1 pulgada de largo.
La longitud a veces es una desventaja pero con el número de lugares disponibles raramente es un problema mayor. (Slatter,1989).
Tiene un estilete enroscado, que evita la desinserción accidental durante la inserción. El estilete se extrae para la aspiración
Un amplio trocar y su fijador proporcionan un buen método para perforar en un hueso cortical (**Figura 2-3.**)

3. Aguja para biopsia de médula ósea.

Se utiliza par biopsia de médula ósea. Contiene un seguro, una cánula puntiaguda filosa y estilete ajustado al punto del bisel quedando parejos.
Están disponibles de calibre 18 g por 1pulgada (J-116ra) y 16g por 1 5/16 pulgadas (J-116rb) (Jorgensen, lab.). (**Figura 2-4.**).

4. Aguja Menghini.

Esta aguja se utiliza para las biopsias por aspiración en órganos parenquimatosos como hígado.
La aguja por si sola esta disponible en tres diámetros (1.6, 1.4 y 1.0mm) y dos longitudes 3.0 y 7.0cm Normalmente, la aguja de 1.4mm de diámetro y 7.0cm de largo es la de mayor uso.

La punta de la aguja es oblicua y ligeramente convexa hacia el exterior. Esto proporciona un corte excelente del tejido que se va a muestrear sin necesidad de rotar la aguja. Además la aguja esta ajustada a un mango con un retén. El retén esta angulado para que no se deslice la cánula o sea aspirada dentro de la jeringa. El retén previene la fragmentación o distorsión del tejido si llegara a ocurrir una aspiración violenta dentro de la jeringa.

Para técnicas percutáneas, se puede colocar un calibre más profundo (**Figura 2-5.**) (Jones,1985). Para obtener una biopsia, la aguja se une a una jeringa de 6 a 12 ml. La aguja se coloca dentro del tejido a muestrear y se aplica presión negativa a la jeringa. Para técnicas percutáneas, la presión negativa se aplica solo antes de entrar dentro del tejido. El tejido se aspira justamente previo a entrar al tejido. Después el tejido es

aspirado dentro del lumen de la aguja. La aguja no debe rotarse y debe estar dentro del tejido por un breve periodo de tiempo (menos de un segundo) (Jones,1985).
La aguja Menghini, es una buena aguja para biopsia y ha sido utilizada muchas veces para técnicas de biopsia hepática en medicina humana.

Ventaja.

- ✓ Se coloca en el tejido a muestrear por un breve periodo de tiempo. Esto es muy importante en técnicas percutáneas cuando uno no puede controlar la respiración del paciente.
- ✓ Se puede esterilizar en autoclave y si se realiza adecuadamente puede utilizarse muchas veces (Jones,1985)
- ✓ En biopsias hepáticas ha dado un diagnóstico con 80% de veracidad (Jones,1985)

Desventaja.

- × Se ha determinado que las agujas de aspiración Menghini ha sido considerada como la aguja que obtiene tejido menos confiable además de obtener muestras muy pequeñas en caso de tejidos con fibrosis el grado de error es alto (Jones,1985).

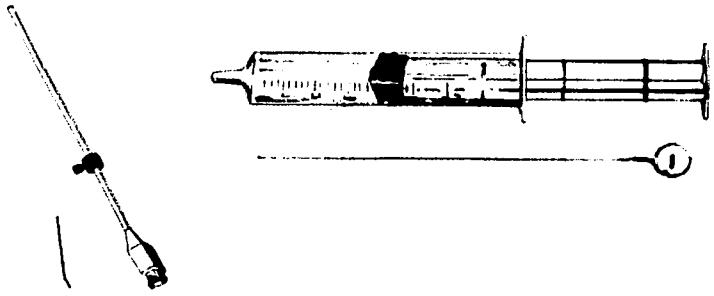


Figura 2-5. ***Izquierda.*** **Aguja Menghini y retén de alambre.** ***Derecha.*** **Jeringa y Estilete.**

5. Jamshidi.

Aguja para biopsia de tejidos blandos.
Es la más utilizada para la biopsia de médula ósea, es muy similar a la aguja **Menghini** en muchos aspectos.
Es una aguja larga de calibre 11g (normalmente),
Una configuración tubular externa e interna.
El orificio de la aguja tiene un estilete de metal delgado
La punta ahusada como un cono, biselada y tiene un borde afilado cortante (Slatter,1989).
El diámetro interno de la porción distal esta adelgazado radialmente hacia la punta cortante, lo cual permite que el tejido entre libremente dentro del lumen de la aguja.

Tiene una conformación tubular uniforme excepto el extremo proximal que tiene un adaptador para una jeringa, el cual permite su uso como aguja de aspiración también (Jones,1985; Slatter,1989).
Tiene un dispositivo de seguridad (**Figura 2-7.**) Con jalar y girar la muesca del émbolo asegura la aguja en una posición de vacío; así la aguja puede operarse con una sola mano (Jones,1985).
Para técnicas de biopsia percutánea, el dispositivo de seguridad de la aguja puede servir como un calibre profundo. Este se puede romper fácilmente en un nivel predeterminados donde se asegura la profundidad deseada dentro del órgano involucrado.
Tiene una manija ancha de plástico que permite su fácil rotación (Jones,1985) (**Figura 2-6 a 2-9.**).
Es una combinación de aguja y jeringa, y el retén (así como la aguja Menghini, previene que la muestra de biopsia se aspire hasta la jeringa) esta unido permanentemente a la jeringa, proporcionando un soporte adicional a la aguja. (Jones,1985)

Esta disponible en una profundidad de 3/8 pulgadas a 1 7/8 pulgada.
Una aguja similar es la *JorVet Bone Marrow needle* de 16 g (la cual se utiliza en este trabajo) (Jorgensen, lab).

Ventajas.

- ✓ Puede utilizarse en muchos pacientes.
- ✓ Tiene una especificidad del 91.9% al 82.3%.(Jones,1985)
- ✓ Es más fácil de realizar, tiene un menor diámetro y es menos probable que debilite el hueso en el caso de biopsias óseas.
- ✓ Pueden tomarse múltiples biopsias sobre la misma incisión de la piel (Stone, 1995).

Desventajas.

- × La aguja Jamshidi es una aguja disponible, pero requiere autoclave de gas ó esterilización fría.
- × No se puede esterilizar en autoclave de vapor (Jones,1985).

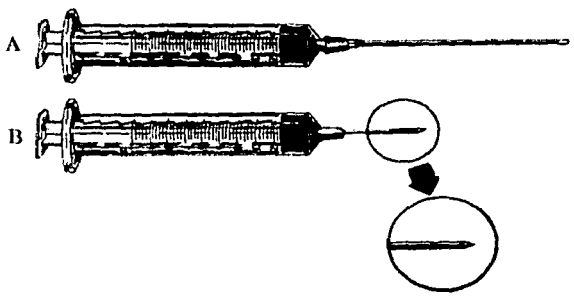


Figura 2-6. A) Aguja Jamshidi con jeringa. **La longitud de la aguja que se utiliza con mayor frecuencia es 70mm, también se puede utilizar de 100 y 150mm. B) El retén del tejido siempre está atado a la jeringa. Tiene una pequeña abertura a 3mm de la punta, la cual proporciona comunicación directa con el barril de la aguja para mantener una succión adecuada. La punta distal cerrada previene que la muestra obtenida penetre en el lumen de la jeringa evitando así su fragmentación.** Hepatic biopsy. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice.* Jones,1985.

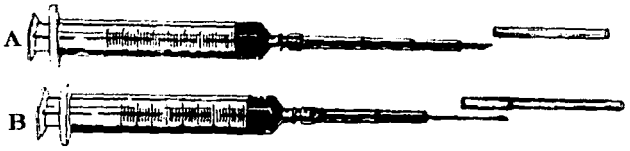


Figura 2-7. La cubierta de la aguja se puede romper hasta cierto nivel, siendo una ayuda para determinar la profundidad a la que se introduzca la aguja Jamshidi. Hepatic biopsy. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice.* Jones,1985.

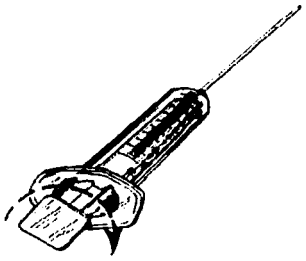


Figura 2-8. La aguja Jamshidi tiene un embolo con seguro. Esto permite mantener el vacío que se ejerza y manejarla con una sola mano. Hepatic biopsy. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice.* Jones,1985.

6. Aguja espinal con estilete.

Perros grandes calibre 20g a 22g y de 1.5 a 3.5 pulgadas (Coles,1989; Morgan,1997; Castañeda y Valadez,1999.
Perros pequeños y gatos: 22g (Rebar,1977) y de 1 ½ a 3.5 pulgadas (Cowell y Tyler,1989; Rangel,1996; Morgan,1997; Castañeda y Valadez,1999) (**Figura 2-10.**).

b) Agujas cortantes

Las agujas cortantes para biopsia, son las más eficientes en cuanto al tiempo de la técnica y menor costo que otros métodos para obtener una biopsia (Ettinger,1983).
Se requiere de agujas para biopsia para obtener las muestras hepáticas ya sea para biopsia percutánea, percutánea con ojo de cerradura o laparoscopia. La aguja de biopsia se utiliza comúnmente por muchos cirujanos cuando obtienen biopsia hepática vía laparotomía.

Algunas de las agujas de uso más frecuente son:

- ◊ Tru-Cut
- ◊ Vim-Silverman modificada Franklin (Ettinger,1983).

Para mayor descripción de estas agujas (Jones,1985).
La selección de la aguja o aproximación quirúrgica depende principalmente de la preferencia del clínico que la va a realizar que de evidencias científicas (Ettinger,1983).
En algunos estudios realizados se han comparado las agujas Menghini con la Tru-cut los cuales indican que a excepción de las grandes fragmentaciones de tejido, ambas obtiene un volumen similar de tejido y ninguna tiene éxito en obtener muestras de tejido fibrótico como es el caso de fibrosis hepática (Ettinger,1983).

1. Tru-Cut.

La aguja Tru-Cut o aguja para biopsia de tejidos blandos, es una aguja de corte. Es la aguja que utilizan los autores con mayor frecuencia.
Tiene dos partes:

- Un obturador interno que tiene una muesca para tejido en la parte distal.
- Una cánula externa, unida a una base en forma de H (**Figura 2-11.**) (Jones,1985).

La punta distal de la cánula externa tiene una orilla cortante en ella.
Tiene una asa para los dedos pulgar y dedos, para que pueda operarse con técnica de una o dos manos.
Puede utilizarse para biopsia percutánea, con ojo de cerradura, laparoscópica o laparotomía.
Se recomienda utilizar un seguro para tejidos profundos en la aguja en caso de procedimientos percutáneos, (**Figura 2-12.**) para asegurar que no ocurra una sobre penetración (Jones,1985).

Esto Existen 3 tipos de agujas de tru-cut disponibles: Manual, semi-automática y automatizada.
La semi-automática y la automatizada son superiores para la colección de muestras ya que disminuyen el tiempo de recolección así como reduce los efectos de que el paciente se mueva. Los instrumentos tru-cut semiautomatizados y automatizados están disponibles tanto reusables como desechables (Jones,1985).

Ventajas.

- ✓ Se obtienen cortes de tejido limpios y precisos.
- ✓ Son comúnmente utilizados para obtener muestras de tejido tanto para citología como para histopatología.
- ✓ Son útiles en obtener muestras de tejido cutáneo, subcutáneo, lesiones intra torácicas e intra-abdominales así como lesiones en linfonodos periféricos.
- ✓ Debido a que tiene una aguja cortante, obtiene excelentes especimenes de tejidos con fibrosis.
- ✓ Puede esterilizarse en autoclave de gas o esterilizarse en frío y puede utilizarse en muchos pacientes.
- ✓ Ayuda a preservar la arquitectura celular y de esta forma obtener un diagnóstico más definitivo.

Desventaja.

- × No tiene éxito en obtener muestras de tejido fibrótico (Ettinger,1983)
- × No se puede limpiar con vapor de autoclave

En este manual se utiliza la aguja Tru-Cut o aguja para biopsia de tejidos blandos (J-118 Jor-vet Jorgensen Lab Inc.) (**Figura 2-11. y 2-12.**).
Están disponibles de varias longitudes, longitud de penetración y diámetro central. La longitud total esta basada en la localización de la lesión. Las agujas de cualquier tamaño de diámetro central y longitud de penetración son útiles para citología, y las muestras para histopatología son mejor obtenidas con diámetros internos de 18 g y longitud de penetración de 1.5 cm.
Están disponibles de 14g por 4 ½ pulgadas de longitud, lo suficientemente largo para alcanzar cualquier sitio de biopsia y obtiene muestras de 1mm x 20mm (Jorgensen, lab.).

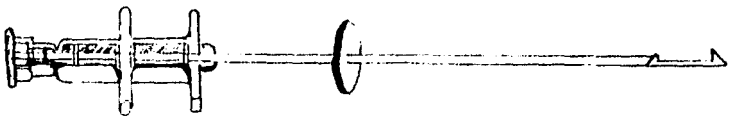


Figura 2-12. Jones. Se le puede colocar un seguro en la aguja para evitar la sobre penetración de esta en el tejido al que se le realizará la biopsia.

2. Vim- Silverman modificación Franklin.

Es la aguja para biopsia que se ha utilizado ampliamente para la biopsia renal.

Consiste en una cánula externa con un estilete y una aguja cortante que agrega dos puntas de metal al extremo cortante de la aguja, metal las cuales cierran el final de la aguja. Después de que las dos prolongaciones se encuentran en aposición, asegurando que la muestra de biopsia sea cortada de su base y removida del riñón cuando la aguja sea removida (**Figura 2-14, 2-15**) (Bovée,1979). Esta modificación permite cortar la base de la muestra de biopsia del tejido que se encuentra a su alrededor.

Se han realizado numerosas modificaciones a la aguja Vim Silverman incluyendo otras como Schreiner y Berman, Ross, Lindholm y Coworkers, las cuales cortan el espécimen de su base.

Se utiliza ampliamente en la biopsia renal (Bovée,1976).

Desventaja.

- A pesar de que ha sido utilizada con éxito en el pasado, su popularidad ha disminuido con el paso del tiempo y ha sido reemplazada por otras agujas que se han mencionado.
- Es raro que se utilice en algunos órganos como hígado debido a su mecanismo de operación (Jones,1985).

Esta disponible en dos tamaños:
14g x 2 1/8 pulgadas (J-116vs)
14g x 5 ¾ pulgadas (J- 116vI.) (Jorgensen, lab.).

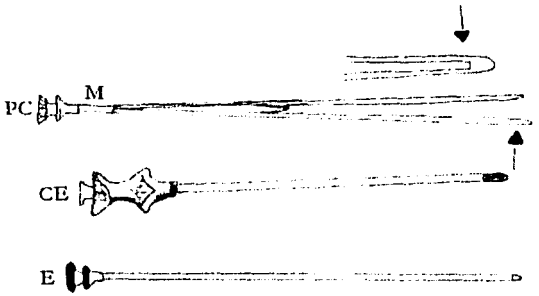


Figura 2-14. Aguja Vim-Silverman modificación Franklin. PC= prolongaciones cortantes. M= Marca en el mango. CE= Cánula externa. E= estilete para las prolongaciones cortantes.

e) Catéter urinario francés.

A)Catéter urinario francés No.3. Para aspiración transtraqueal en perros grandes para alcanzar la carina (**Figura 2-16**).
B) Catéter urinario para irrigación traumática para biopsia nasal, donde se realizan unos cortes sobre su pared para que estos se exterioricen y raspen el tejido al pasar junto a él para obtener así la muestra (Capítulo biopsias de vías respiratorias altas) (**Figura 2-17**) (Nelson,2000).

f) Trepanadores de hueso Michelle..

Es un instrumento útil para remover centros de tejidos largos e intactos de neoplasias que involucran huesos para biopsia (Theilen, 1979) además para realizar un pequeño orificio dentro de los senos frontales de 5mm.
Está disponible en 7 ½ pulgadas (Jorgensen,lab).
(**Figura 2-18.**) (Slatter,1989).
Hay disponibles trépanos de impulsión motora, pero no están recomendados para unas buenas muestras de biopsia por que el calor asociado con la alta velocidad quema la muestra.
Los trépanos impulsados a mano dan una pequeña indicación de la densidad y resistencia del hueso. El tamaño puede variar de 3/16 a 5/16 de pulgada según el tamaño del hueso afectado.
Ver técnica en biopsia de hueso.

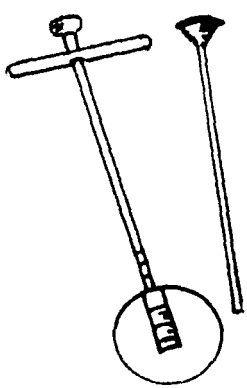


Figura 2-18. Trépano de hueso Michelle.

g) Sacabocados

Descripción.

Básicamente es un instrumento de 3 a 4 mm de diámetro cilíndrico, en un extremo tiene un tubo cilíndrico con borde filoso borde circular filoso que puede ser empujado a través de la piel (Zaret, 1997) para cortar y extraer una pieza cilíndrica de ésta. El sacabocados se puede colocar perpendicular o incluso ligeramente inclinado a la superficie que se va a realizar la biopsia y al ir presionando y rotando contra esta superficie, va cortándola de forma similar a un cortador de galletas (**Figura 2-19.**) (Slatter,1989;Uthman,1997).

Existen disponibles en medidas de 4mm 5pk, 6mm, 5pk (Jorgensen,lab) En rangos de 2 a 6 mm.(Ogilvie y Moore,1996).

h) Fórceps de biopsia en copa de cocodrilo

Es el instrumento de elección para biopsia uterina en equinos. El área cortante es de 4mm x 18 mm y la longitud de la flecha es de 54cm (22 pulgadas) de acero inoxidable. Tamaño mínimo de 2 x 3 mm (Jorgensen, lab.) (Willard,1989).

Se utiliza para la biopsia nasal con sacabocados para la obtención de muestras histopatológicas. para su examen histopatológico (**Figura 2-20.**) (Nelson,2000).

Existe otra medida de 6 pulgadas y el área cortante es de 1/8 de pulgada x 1/8 de pulgada.

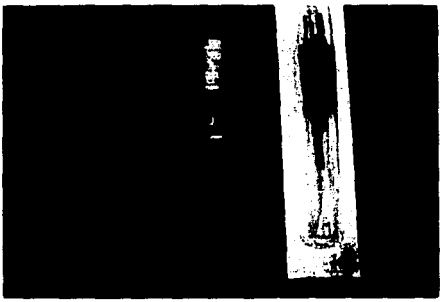
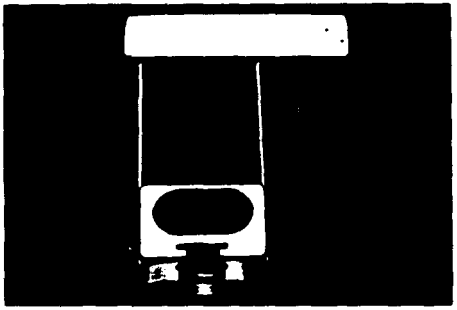


Figura 2-1. Diversas agujas con variación en calibre y longitud utilizadas para la BAAF en base al órgano o sitio que se desea tomar muestra.



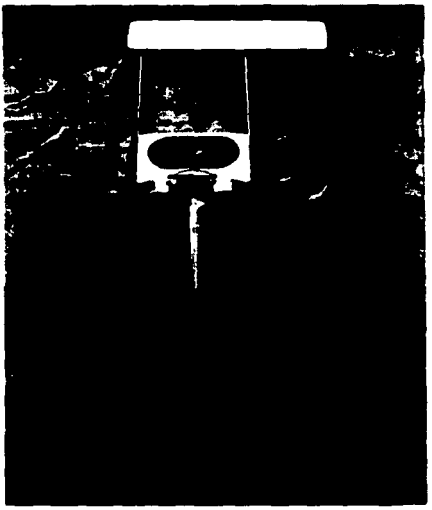


Figura 2-2. a. Portajeringas. b. Jeringa de 12 ml con aguja calibre 22g. conectada al portajeringas.

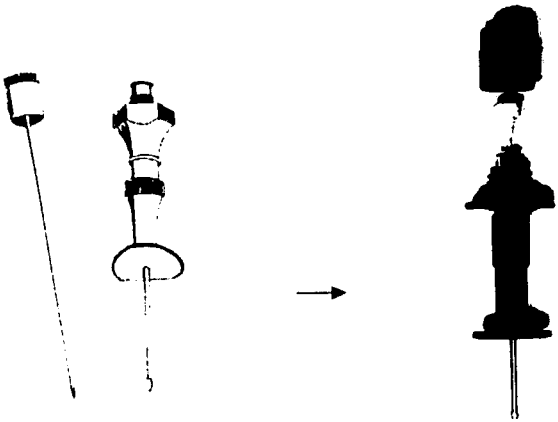


Figura 2-3. Esquema aguja Illinois.

Figura 2-4. Aguja para biopsia de médula ósea J-116ra Jorgensen lab.

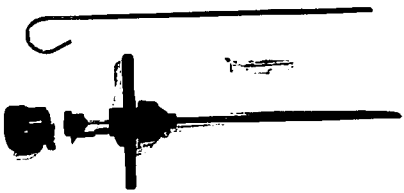


Figura 2-9. Aguja de biopsia Jamshidi ilustrando la forma cónica de la punta, su estilete y la sonda de alambre empelada para recolectar la muestra de la aguja.

Figura 2-10. Aguja espinal de metal y desechables.

Figura 2-11. Aguja para biopsia tru-cut. Esta compuesta de dos partes un obturador interno que tiene una muesca para tejido en la parte distal y una cánula externa que tiene una orilla cortante.

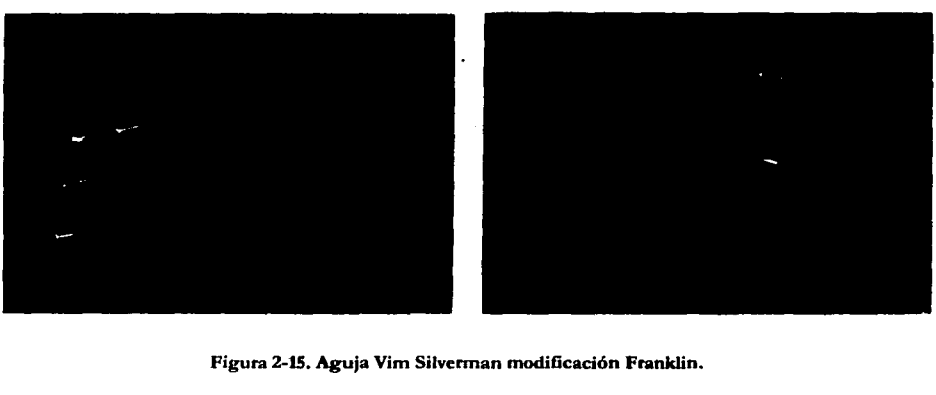


Figura 2-15. Aguja Vim Silverman modificación Franklin.

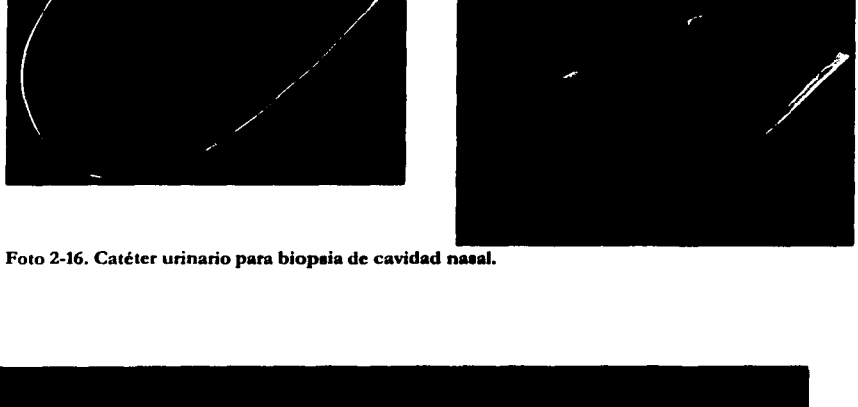


Foto 2-16. Catéter urinario para biopsia de cavidad nasal.

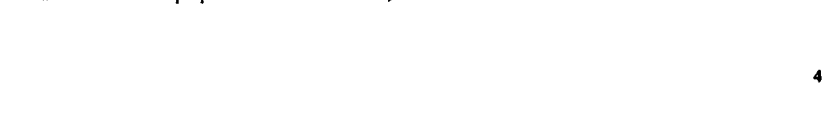


Figura 2-17. Catéter de irrigación nasal traumática para la obtención de especimenes nasales. Medicina interna de pequeños animales Nelson,2000.

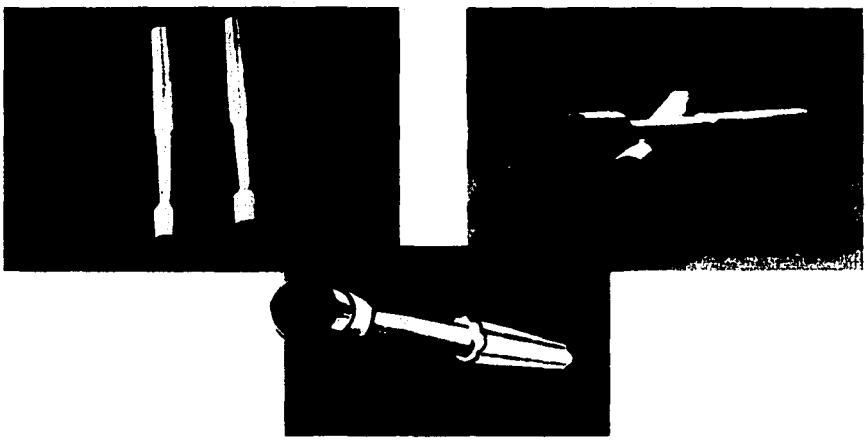


Figura 2-19. Sacabocados.

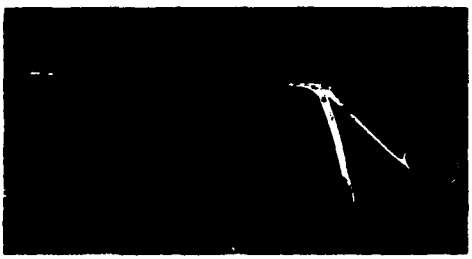


Figura 2-20. Fórceps de biopsia en copa de cocodrilo.

CAPITULO 3.
MANEJO Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS

MUESTRAS PARA CITOPATOLOGIA.

El éxito del diagnóstico citológico depende directamente de la interrelación entre la calidad de la muestra obtenida, la preparación adecuada de frotis y su conservación (Rangel, 1996).

En el caso de biopsias citológicas se utiliza con mayor frecuencia el frotis.
Debido a que la evaluación citológico incluye examinar poca cantidad de células, la información diagnóstica que se obtiene puede ser baja dependiendo del tipo de muestra.
Para maximizar la oportunidad de obtener un diagnóstico específico o etiológico cuando se remiten laminillas para citopatología, se debe prestar atención al manejo de las muestras (Pratt, 1998).

Preparación de laminillas.

En general existen dos métodos de preparación de las muestras para su estudio dependiendo de las características de las mismas:

A)Método indirecto

Indicación.

⇨ Cuando el material obtenido es líquido como secreciones, trasudados, exudados, lavados u orina, el cual excede de los 0.5cm de volumen, se requiere concentrar la población celular, la muestra se centrifuga a una velocidad de 2000 a 2300g. (Cowell y Tyler, 1989) durante 5 - 30 minutos (Vivesi, *et al.*, 1990); se separa el sobrenadante del sedimento y el sedimento se resuspende en unas pequeñas gotas de sobrenadante mezclándolos, una gota del material se coloca en un portaobjetos limpio y se realiza el frotis (Rosete, 1998; Rangel, 1996).
Se recomienda realizar varias laminillas (Cowell y Tyler, 1989).

B)Método directo

Indicación.

⇨ Cuando la muestra es "celular" y se coloca directamente sobre la laminilla, en otras palabras hay una moderada a gran concentración de células en una pequeña porción de líquido. Ejemplo: BAAF, secreciones mamarias, raspados e improntas (Rangel, 1996).

Una vez obtenida la muestra Se coloca la muestra a un portaobjetos de la siguiente forma:

1. Rápidamente se retira la aguja que contiene la muestra de la jeringa.
2. Posteriormente se llena esta con 2 a 10 ml de aire.
3. Se vuelve a conectar la aguja

4. El aire ahora contenido en la jeringa se expulsa, depositando una pequeña gota de material obtenido sobre un portaobjetos limpio y desengrasado, la jeringa debe colocarse de preferencia de forma vertical sobre el portaobjetos (**Figura 3-1**).
5. Se realizan extensiones de la muestra por medio de un frotis.
6. Esto debe realizarse de inmediato a fin de prevenir autólisis y coagulación de la muestra dentro de la aguja (Rosete, 1998).

Frotis.

Existen diversas técnicas para relizar frotis, las más comunes son: frotis estándar, lineal y por técnica de squash, principalmente para muestras de tejidos o fluidos obtenidos por BAAF.
El objetivo es obtener un número significativo de células intactas bien teñidas que reflejen la composición del tejido al que se le realizó la biopsia, (Willard, 1989) y distribuir la muestra obtenida en una capa de una sola célula de espesor (una monocapa), para permitir la visualización de núcleos y citoplasmas mediante las distintas tinciones.(Hahn, 2000).

Confección del frotis.

TÉCNICAS.

A) SQUASH (por aplastamiento)
En manos expertas proporciona una muestra excelente, sin embargo en manos principiantes se obtienen frotis no aptos para su estudio ya que muchas células se rompen o la muestra no esta lo suficientemente esparcida para su estudio (Cowell y Tyler, 1989).

Usos.
Material o fluido viscoso (Coles, 1989; Willard, 1989).
Material espeso
Tejidos muy pequeños obtenidos de cirugía o con instrumentos de biopsia.
Líquidos que contienen fibrinógeno. El uso de un anticoagulante apropiado como EDTA suele reducir o eliminar la fibrina (Coles, 1989).

Se efectúa un extendido entre dos portaobjetos colocados en forma de cruz, ya que tiene mayor fuerza de separación celular que otras técnicas.
Para realizar un frotis utilizando esta técnica se deben seguir los siguientes pasos:
1. La gota de muestra se coloca en el centro de uno de los portaobjetos (Cowell y Tyler, 1989).
2. El otro portaobjetos se aplica directamente sobre la muestra (**Figura 3-2.*1***) (Cowell y Tyler, 1989).
3. Las dos laminillas se mantienen en forma de cruz sin ejercer presión (**Figura 3-2.*2***) (Núñez,2000).
4. Luego se hace la extensión, deslizando ambos portaobjetos uno encima del otro hasta separarlos, como marca la flecha en la figura, para efectuar el extendido de las células y el frotis se obtiene en la laminilla inferior (**Figura 3-2.*3***) (Cowell y Tyler, 1989; Willard, 1989).
5. Finalmente, se fijan y se tiñen (Coles, 1989; Clinkenbeard, 1997; Núñez, 2000).

El material obtenido se puede colocar en el extremo de un portaobjetos, y sé continua con el método antes mencionado (Rosete, 1998).
Existe una modificación a esta técnica que proporciona menor tendencia a romper células la cual consiste en colocar el segundo portaobjetos sobre el aspirado, y se rota 45° y luego se eleva para retirarlo (Cowell y Tyler, 1989) (**Figura 3-3 y 3-4.**).

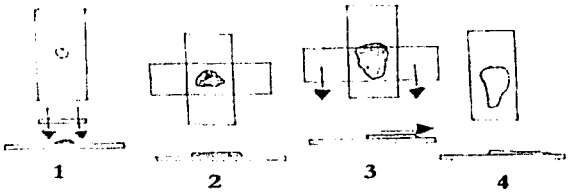


Figura 3-2. Frotis por técnica de squash. 1. Una porción del aspirado se deposita en un portaobjetos y otro portaobjetos se coloca sobre la muestra. 2. Este ultimo esparce la muestra, si la muestra no se esparce bien, se aplica una ligera presión digital moderada sobre el portaobjetos, sin excederse ya que puede provocar una ruptura de células. 3. Se deslizan ambos portaobjetos hasta separarse entre sí. 4. Esto produce un frotis bien distribuido pero pueden obtenerse una ruptura excesiva de células.

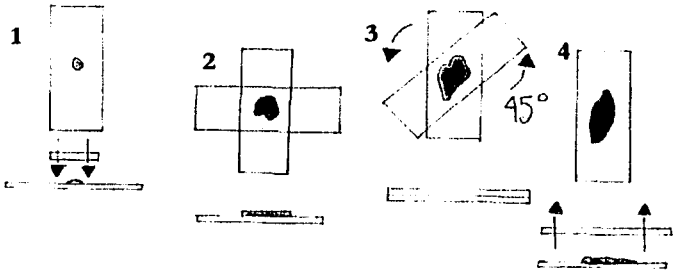


Figura 3-3. Modificación del frotis por técnica de squash.

B) FROTIS ESTÁNDAR

Usos.
Material de viscosidad moderada como la sangre.
Se puede realizar un frotis estándar cuya fuerza de separación celular es ligeramente inferior a la de las laminillas en cruz (Núñez,2000).

Los frotis **estándar o de tipo hematológico** se realizan de la siguiente manera:

- Una pequeña gota del material obtenido se coloca sobre el extremo de un portaobjetos (si es gota única, se coloca en medio del portaobjetos) (Cowell y Tyler, 1989; Clinkenbeard, 1997; Rosete, 1998; Núñez, 2000).
- Se emplea un segundo portaobjetos distribuidor en posición de 45º respecto al primer portaobjetos, cuyo borde de corte se apoya sobre la gota hasta que por capilaridad, el material se esparce hacia los lados, por el borde de contacto del portaobjetos distribuidor (Cowell y Tyler, 1989; Clinkenbeard, 1997 ; Rosete, 1998).
- La muestra se distribuye sobre la superficie del portaobjetos receptor y con un movimiento suave y rápido de deslizamiento hacia delante, se lleva el portaobjetos distribuidor hasta el extremo opuesto del primer portaobjetos, para efectuar el extendido de las células sobre el primer portaobjetos (Cowell y Tyler, 1989; Clinkenbeard, 1997; Rosete, 1998).
- El resultado es un frotis en forma de pluma que muestra 3 diferentes densidades, tal como el frotis sanguíneo (**Figura 3-5 y 3-6.**) (Cowell y Tyler, 1989).

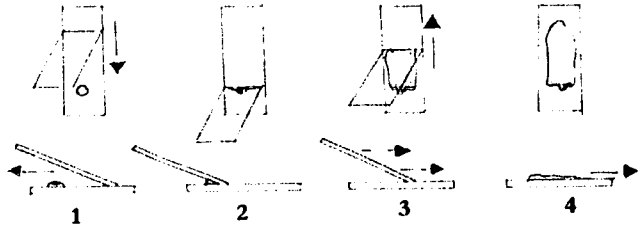


Figura 3-5. Frotis estándar. Técnica.

C) FROTIS LINEAL.

Usos.

Líquido no viscoso y casi transparente como el agua

Esta técnica concentra células en caso de fluidos hipocelulares

Se puede efectuar frotis lineales, en donde la fuerza de separación de las células es mínima o inexistente (Núñez,2000).

Para realizar los frotis lineales se deben seguir los siguientes pasos:

- Se coloca una gota de fluido sobre un portaobjetos limpio, cercano a uno de sus extremos (Cowell y Tyler, 1989).
- Se acerca otro portaobjetos encima de este manteniéndolo en un ángulo cercano a los 80°, con apoyo en su línea de fractura, una vez que hacen contacto, el portaobjetos superior, se desliza hacia atrás para entrar en contacto con la parte frontal de la gota, esparciéndose así, rápidamente la muestra a lo largo de la unión entre los dos portaobjetos (Cowell y Tyler, 1989).
- Se realiza el extendido hacia el lado opuesto y éste se suspende a la mitad o dos tercios del camino, incluso 1cm antes del final del primer portaobjetos, despegando rápidamente el portaobjetos superior (Cowell y Tyler, 1989; Núñez,2000).
- El exceso de fluido se debe permitir que fluya ligeramente hacia el extremo de inicio del frotis y después (Meyer, 1998).
- Con este procedimiento se obtiene un frotis que en su eje horizontal es hipocelular, mientras que en su eje vertical (el frotis lineal propiamente dicho) la celularidad es superior. En la mayoría de estos casos se recomienda centrifugar previamente la muestra, con lo cual se obtienen mejores resultados (Núñez, 2000) (**Figura 3-7 y 3-8.**).
- Se fija en húmedo o en seco (Meyer, 1998).

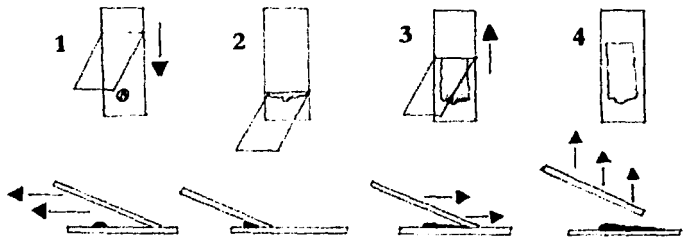


Figura 3-7. Frotis lineal. Técnica.

Preparación de frotis a partir de líquidos

Los frotis de fluidos se realizan inmediatamente después de su recolección. Cuando sea posible la muestra de fluido deberá colectarse en tubos con EDTA, para evitar la formación de coágulos y refrigerarse después de 10minutos dè su obtención (Meyer, 1998).
Los frotis se realizan por método directo (para realizar frotis lineales en caso de fluidos con baja celularidad) o indirecto (donde los fluidos se colocan en tubos de vidrio para centrifugarlos y obtener el sedimento) (Meyer, 1998) dependiendo de su celularidad (Coles, 1989; Cowell y Tyler, 1989; Meyer, 1998).
El sedimento centrifugado tiene la ventaja de proporcionar un mayor número de células para examen, pero la interpretación del frotis es más difícil. Además puede alterar las células provocándoles un daño físico (Coles, 1989).
Si son fluidos translúcidos, son de baja a moderada celularidad en cambio si son fluidos opacos, normalmente son de alta celularidad (Cowell y Tyler, 1989).

Otro método utilizado para la preparación de frotis a partir de la obtención de líquidos en gran cantidad, es el citospin (Pratt, 1998).

Recomendaciones generales.

- Se recomienda efectuar siempre un mínimo de 3 a 5 frotis de cada muestra obtenida (Núñez, 2000).
- Los frotis no se refrigeran (Núñez, 2000).
- Los frotis se deben preparar y fijar tan rápido como sea posible después de colectar la muestra (Coles, 1989).
- Utilizar solo portaobjetos limpios.
- Los portaobjetos reusables aun con una limpieza extrema, normalmente sufren cambios en la superficie y tiene residuos que pueden alterar las características del frotis.
- Cualquiera de las tres técnicas antes mencionadas pueden variar en casos específicos como es en el caso de biopsias obtenidas por raspados con hisopos o con bisturí, donde, se utiliza el mismo instrumento para la realización del frotis.

Errores en la confección de un frotis

Los principales errores en la confección de frotis para citología se deben a la obtención de

- Muestras con alta destrucción celular
- Frotis demasiado gruesos. ya que no permiten una visualización adecuada de las características celulares esenciales para una evaluación citológica (Clinkenbeard, 1997).
- Poca celularidad. Esto normalmente ocurre en principiantes, es cuestión de perfeccionar la técnica (Núñez, 2000).

Métodos de fijación

La rápida fijación de los especímenes citológicos es vital para evitar cambios en la morfología celular que indiscutiblemente van a alterar la interpretación de los hallazgos microscópicos (Rangel, 1996).

Actualmente se utilizan dos métodos de fijación: fijación en húmedo y fijación en seco. Cada una conlleva ventajas y desventajas sobre le otro. Sin embargo no se contraponen, más aún son complementarias (Rangel, 1996). Además el patólogo preferirá alguno de estos dos métodos en base a las tinciones que utilice y la interpretación de los hallazgos celulares ya que varían de uno a otro (Rangel, 1996).

A. **En húmedo**

Denominado comúnmente como fijación en alcohol, donde una vez realizado el frotis se debe sumergir inmediatamente en el fijador sin permitir que la muestra seque (Rangel, 1996).

TECNICA:

1. Las laminillas se someten inmediatamente a inmersión en el fijador antes de que estas sequen (Rangel, 1996; Rosete, 1998).
2. El fijador líquido más utilizado es el alcohol etílico al 96%(el más accesible para el clínico y proporciona excelente detalle celular), el cual puede mantenerse en vasos de Coplin o frascos apropiados conde sea posible introducir las laminillas. Otros fijadores que se pueden utilizar son: metanol 100%, Propanol 80%, Isopropanol 80% o aerosoles (cito-sprays) (Rangel, 1996; De Buen,2001.).
3. Los frotis se transportan de esta forma al laboratorio, o bien dejarlos durante 10-15 minutos y al cabo de este tiempo, retirarlos del fijador secarlos al aire y teñirlos (Rosete, 1998) o enviarlos al laboratorio para su estudio (Rangel, 1996; De Buen,2001; Rangel,2001) (**Figura 3-9**).

- El tiempo transcurrido entre la realización del frotis y su fijación debe ser *mínimo*, (no mayor a 3 segundos) aunque esto es variable, ya que mientras más delgado sea el frotis la desecación del material citológico es más rápida y viceversa. De cualquier manera el optimizar el tiempo en este paso da como resultado una buena muestra para su estudio. Si el material se seca antes de ser incluido en el fijador, los núcleos y las células se hinchan perdiéndose el detalle morfológico y la utilidad diagnóstica de la muestra (Rangel, 1999).

6. En el caso de fijadores en aerosol conocidos coloquialmente como "cito-spray", crean una capa protectora sobre las células, lo que las preserva en óptimas condiciones, sobre todo si las laminillas tardaran varios días en llegar al laboratorio, como es el caso de las muestras remitidas a través del correo o de la mensajería. En este caso, una vez realizado el frotis y antes de que se seque el material, se debe aplicar una capa del aerosol sobre la laminilla a una distancia no menor a 20 cm y dejar secar al aire. En el mercado, existen muy diversas marcas de fijadores citológicos en aerosol, con un costo muy accesible (Rangel,2001).

Usos.

Las muestras fijadas en húmedo son empleadas para la realización de tinciones como Tinción Papanicolau, H.E y tinciones como P.A.S., Fontana Masson, Zechl Nielsen y Pearl's entre otras (Rangel, 1996; Clinkenbeard, 1997).

Existe otra técnica de fijación en húmedo llamada Fijación en Acetona, utilizada para inmunofluoresencia

TÉCNICA

1. Se coloca la laminilla en Acetona dura (Merck) durante 10 minutos o formol- acetona (15.6ml formaldehído al 37% y acetona hasta 250ml) durante 45 segundos a temperatura ambiente.
2. Una vez fijados se lavan 2 veces en TBS (0.05M) durante 5 minutos.
3. Con un papel suave se seca la zona alrededor del círculo y se impregna con un repelente de agua (sigmacote) para evitar que antisueros se desplacen una vez colocadas (Vivesi, *et al.*, 1990).

La acetona es un buen fijador, no hace falta prepararlo y preserva óptimamente antígenos celulares. Los otros dos permiten visualizar mejor los detalles morfológicos y se obtienen unas preparaciones de excelente calidad, aunque en ocasiones deterioran la antigenicidad de las moléculas.

B. **En seco.**

Este método es denominado por muchos como fijación al aire o mal llamadas muestras sin fijar, pues una vez realizado el frotis (cualquier técnica) se debe secar rápidamente el frotis por secado al aire o usando una secadora con baja potencia (para facilitar el proceso sobre todos en lugares con alta humedad) y así se puede preservar la morfología celular, para su posterior tinción (Rangel, 1996; Meyer, 1998; Hahn, 2000).

TECNICA.

1. Una vez preparado el frotis, se agita la laminilla con movimientos rápidos a manera de abanico o se puede utilizar secadora con baja potencia (Rangel, 1996; Hahn,2000), para secarlo.
2. Se puede colocar sobre la laminilla de cuatro a seis gotas de metanol, dejándola así durante tres minutos (Rosete, 1998).
3. Se dejan secar (Rosete, 1998).
4. Se procede a teñirlos (Rosete, 1998).

Rangel, 2001, menciona como alternativa para fijar muestras grasosas, utilizar la fijación con fuego (llama de encendedor) (**Figura 3-10**)

El tiempo de secado es inversamente proporcional a la calidad del material citológico, a mayor tiempo de secado menor calidad celular, por que durante este periodo, las células se hinchan y creándose artefactos que desvirtúan las características reales de la muestra (Rangel, 1996).

Usos.

Este tipo de preparados se utiliza primordialmente para tinciones de tipo Romanowsky (Wright, Diff Quik) (Stone, 1995; Rangel, 1996; Clinkenbeard, 1997; Hahn, 2000).

Todo lo anterior debe dejar muy claro que es de vital importancia comunicar al laboratorio el método de fijación que se ha empleado en cada caso, para que el laboratorio seleccione el tren de tinción más conveniente en cada caso (Rangel,2001).

Preservación de muestras líquidas.

Este material proporciona información valiosa del tipo de proceso al que está sujeto el paciente y como en todo buen material citológico la óptima preservación del mismo redituará en un excelente detalle celular.
El tiempo transcurrido entre la toma y procesamiento antes de que sufra deterioro celular es variable pues depende del pH, contenido proteico, actividad enzimática y presencia o ausencia de bacterias.

Recomendaciones.

a) Muestras con alto contenido de moco, (expectoraciones, aspirados bronquiales, fluidos mucosos) se preservan adecuadamente por 12 a 24 horas en refrigeración.
b) Efusión con alto contenido proteico (pleura, peritoneo) se mantienen en condiciones adecuadas hasta por 48 horas en refrigeración (Rangel, 1996).
c) Líquidos con escasa cantidad de moco y proteínas (orina, líquido cerebro espinal(LCE)) deben mantenerse en refrigeración y procesarse en un lapso menor a 2 horas, en el LCE antes de 30 minutos aun refrigerado.
d) Líquidos con pH extremadamente ácido deben prepararse inmediatamente (Rangel, 1996).

La refrigeración es un medio conveniente para preservar por un periodo corto de tiempo la calidad de la muestra, aunque junto con esto es recomendable remitir la muestra inmediatamente al laboratorio (Rangel, 1996).

Si el tiempo de envío supera las 24 h. La muestra debe prefijarse, cuya desventaja consiste en que se precipitan proteínas lo cual dificulta la realización de los frotis y microscópicamente produce un fondo grumoso en la laminilla y si transcurre mucho tiempo (endurecimiento celular).Condensación de cromatina y apariencia de esferas.

Soluciones prefijadoras:

Alcohol etílico al 96% proporción 1:10.
Alcohol etílico al 50% proporción 1:2. y mantenerse en refrigeración.

(Rangel, 1996; Rangel,2001).

Para muestras de líquidos y lavados se utiliza con frecuencia el fijador líquido Carbowax (polietilénglicol y rifampicina) (De Buen,2001).

No deben fijarse las células con etanol o formol (Hahn, 2000).

La muestra debe ser colectada en tubos pareados, uno de los cuales debe contener E.D.T.A. como anticoagulante (Hahn,2000).

Tinciones.

El proceso de tinción requiere cierto grado de practica y arte. Uno de los problemas más comunes en la citología es una muestra pobremente teñida. Esto ocurre especialmente en preparaciones gruesas como aspirados de linfonodos, hígado, médula ósea.
La capacidad de tinción en cada solución depende del tiempo de haberse preparado y celularidad de la muestra, por ejemplo: en muestras hipocelulares con bajo contenido de proteínas trasudados, requieren poco tiempos de tinción (Meyer, 1998).
No existe una tinción que tenga ventajas únicas sobre las demás. La selección del tren de tinción depende del método de fijación utilizado en las laminillas y de la selección personal del patólogo en base a las tinciones con las que estén familiarizados.

Existen disponibles diferentes tipos de tinciones para citología:

Romanowsky.

En Europa y Estados Unidos emplean estas tinciones ya que tienen una formación básicamente en patología clínica, donde este tipo de colorantes son los más utilizados para frotis fijados en seco (Cowell y Tyler, 1989; Rangel, 1996).

Dentro de este grupo se incluyen las siguientes tinciones:

- Wright
- Giemsa
- Tinciones rápidas: como Diff-Quik (Jorgensen,Lab) (Pratt, 1998).

Todas estas tinciones se utilizan solo en laminillas fijadas en seco (Allen, 1986; Rangel, 1996).

Ventajas.

- ✓ Requieren de poco tiempo (Pratt, 1998).
- ✓ Son baratas, fáciles de preparar, mantener y usar en la clínica (Cowell y Tyler, 1989; Rangel, 1996; Pratt, 1998).
- ✓ Definen excelentemente los detalles citoplasmáticos (Cowell y Tyler, 1989; Rangel, 1996).
- ✓ Ayudan a diferenciar un proceso neoplásico de uno inflamatorio y para identificar el tipo celular (Allen, 1986; Cowell y Tyler, 1989).
- ✓ Pueden evidenciar la presencia de microorganismos (Rangel, 1996; Cowell y Tyler, 1989).
- ✓ Son las más flexibles para tratar de corregir un problema de tinción (principalmente las tinciones rápidas) (Pratt, 1998).
- ✓ En conjunto con la tinción Papanicolaou, se complementan una con la otra para evaluar problemas de neoplasias.

Desventajas.

- × Tienden a dar un color más azul que las tinciones de rutina.
- × No tiñen gránulos metacromáticos (mastocitos o células basófilas)
- × Son un poco inconsistentes en su calidad de tinción de una laminilla a otra (Pratt, 1998).
- × Marca pobremente los detalles nucleares (Allen, 1986; Rangel, 1996).
- × Limita la habilidad para diferenciar procesos benignos de malignos especialmente en neoplasias epiteliales (Allen, 1986).

Wright.

La tinción Wright proporcionan tres tonalidades principalmente: eosinófilo, azul y morado.(Rangel, 1996).
Tiñen estructuras ácidas tales como ácidos nucleicos, el núcleo en azul o morado y las estructuras proteicas en naranja (hemoglobina en eritrocitos) (Willard, 1989)

Usos.

Frotis de células sanguíneas, médula ósea (Coles, 1989; Rangel, 1996).
Es la tinción más recomendada para procesos inflamatorios (Willard, 1989).
Para observar estructuras citoplasmáticas.(Willard, 1989).
Identificación de bacterias, definir su tamaño y forma (Willard, 1989).
Útil para hacer preparaciones permanentes (Coles, 1989).

TECNICA:

1. Una vez fijado en seco el frotis, se coloca la laminilla en una gradilla y se añade suficiente colorante de Wright hasta cubrir el portaobjetos (Coffin, 1986; Coles, 1989; Alba, 1994; Rosete, 1998).
2. Esperar de 1 hasta 6 minutos (Coffin, 1986; Coles, 1989; Rosete, 1998), para que reaccione el colorante pero sin dejar que este seque (Alba, 1994).
3. Sin escurrir el colorante, se agrega una cantidad igual de agua destilada o solución amortiguadora fosfato amortiguado (con pH 7.0) (Coffin, 1986; Coles, 1989; Alba, 1994; Rosete, 1998).
4. Mezclar perfectamente el colorante y la solución amortiguadora, soplando ligeramente hasta hacer pequeños remolinos (Coffin, 1986). Se dejar reposar la mezcla por 3 hasta 10 minutos (Coffin, 1986; Coles, 1989; Rosete, 1998) (generalmente se forma una película verde metálica)(Alba, 1994).
5. Quitar el sobrenadante (Coles, 1989).
6. Lavar la laminilla con agua corriente o agua destilada por 30 segundos mínimo.(Coffin, 1986) para eliminar la solución de fosfato buferado y escurrir (Rosete, 1998).
7. Secar la laminilla al aire, montar la preparación y observarla al microscopio (Coffin, 1986; Alba, 1994; Rosete, 1998).

Giemsa

La tinción Wright junto con Giemsa toman mas tiempo en teñir que las tinciones rápidas, (15 a 20 minutos, generalmente) pero proporcionan una calidad tintorial más consistente (Pratt, 1998).

TECNICA

1. Se fija el frotis en alcohol metílico absoluto de 3 a 5 minutos y se deja secar al aire.
2. Se llena un recipiente con solución preparada de Giemsa y agua destilada neutra en proporción de una gota por cada mililitro respectivamente (Coles, 1989).
3. Se coloca el portaobjetos en el colorante diluido el cual lo cubre por completo o se agrega el colorante al frotis cubriéndolo en su totalidad

4. Se deja reposar con el colorante durante 30, 45 ó 60 minutos dependiendo de la concentración del mismo. No se debe dejar secar por que se forman precipitados que actúan como cuerpos extraños y obstaculizan la observación (Alba, 1994).
5. Lavar el portaobjetos con agua destilada neutra hasta quitar el exceso de colorante (Coles, 1989; Alba, 1994).
6. Secar al aire y observar al microscopio compuesto (Coles, 1989; Alba, 1994).

Tinciones Rápidas

Las tinciones rápidas como Diff-Quik, son las más utilizadas en la práctica veterinaria debido a su corto tiempo de tinción (aproximadamente 30 a 60 segundos) y por la facilidad de realización (Rangel, 1996; Pratt, 1998).

Diff Quik.

También tienen dos colorantes: una solución de Eosina Amarillenta en amortiguador de fosfato (naranja) y una solución Azur-Azul de Metileno en amortiguador de fosfato(azul) (Hycel) para dar características de tinción similares a Wright y Giemsa, pero no produce la reacción metacromática

Es popular ya que se puede ajustar fácilmente el color de las células.

Los colorantes están por separado (Willard, 1989).(**Figura 3-11.**).

Desventaja.

× No tiñe gránulos de células cebadas o mastocitos y pasan desapercibidos como macrófagos (Cowell y Tyler, 1989; Rangel, 1996).

TECNICA.

1. Una vez fijada la muestra
2. Introducirla en el fijador de la solución diff quik por 60 a 120 segundos.
3. Escurrir la laminilla en un papel absorbente
4. Introducirla en el colorante No.1 (color naranja) por 30 a 60 segundos
5. Escurrirla de nuevo
6. Introducirla en el colorante No 2 (color morado) por 5 a 60 segundos
7. Escurrir la laminilla y enjuagarla en el chorro de agua fría por 15 segundos
8. Por último se escurre y se deja secar para después examinarla bajo el microscopio (Meyer, 1998).

Problemas más comunes.

Los problemas más comunes asociados con tinciones tipo Romanowsky incluyen:

- Tinción excesiva de color rosa o azul, tinción dispareja en una misma laminilla, precipitados en la laminilla.
    - Una coloración excesivamente azul es debido a una sobre tinción, lavado inadecuado, frotis muy delgados, una alcalinidad excesiva de la tinción o exposición a vapores de formalina.
    - Una coloración excesivamente rosa es debido a una subtinción, lavado prolongado, tinciones muy ácidas.
- Tinción deficiente, puede ocurrir por una exposición inadecuada a soluciones colorantes, dilución de colorantes o soluciones muy delgadas (Meyer, 1998).
- Tinción dispareja de la laminilla es debido a diversos grosores del frotis, variación en el pH de la superficie de la laminilla (portaobjetos sucios) y una mezcla inadecuada de la tinción con el buffer.
- Finalmente los precipitados de colorante adheridos a la laminilla se debe a una filtración de las tinciones y/o lavado de las laminillas inadecuado. (Pratt, 1998; Clinkenbeard, 1997). Estos precipitados pueden ser eliminados de la solución colorante filtrándola por papel de filtro antes de usarla o reemplazando las soluciones envejecidas (Clinkenbeard, 1997).

Los frotis que no se colorean correctamente, pueden ser recoloreados después de eliminar el aceite de inmersión con xileno. (Clinkenbeard, 1997).

La mayoría de las tinciones vienen con un suplemento con instrucciones de cómo utilizarlas, incluyendo la preparación de laminillas, tinción de laminillas y filtración y cambio de colorantes.

Estas instrucciones deben seguirse de cerca para evitar los problemas mencionados anteriormente. (Pratt, 1998).

Otro tipo de colorantes que son de gran uso en veterinaria incluyen:

Nuevo azul de metileno.

Es un colorante monocromático con coloraciones que varían en intensidad de azules (Willard, 1989). Al 1%.

Sus resultados son semejantes a la tinción Wright (Coles, 1989).

Ventajas.

- ✓ Puede utilizarse tanto en frotis fijados en seco como en húmedo para examinar rápidamente la celularidad de las laminillas (Willard, 1989).
- ✓ Proporciona excelente detalle nuclear y nucleolar (Cowell y Tyler, 1989; Willard, 1989).
- ✓ Es excelente para neoplasias y tejidos en general, así como para examinar elementos fungales o morfología nuclear particularmente cuando están presentes delgados racimos de células (Willard, 1989; Pratt, 1998).

Desventaja.

- × La tinción citoplasmática es mínima y la tinción no es permanente (Cowell y Tyler, 1989; Pratt, 1998).
- × No tiñe eritrocitos (Willard, 1989).
- × Las laminillas deben examinarse inmediatamente (Willard, 1989).

TECNICA:

1. Se permite que la preparación se seque por completo
2. Se coloca una a dos gotas de colorante azul de metileno en el frotis sobre la preparación
3. Se coloca el cubreobjetos para su examen inmediato (Coles, 1989; Pratt, 1998).

Tinción de Gram

Puede utilizarse para teñir muestras citológicas.
Identifica bacterias y las clasifica en gram negativas (coloración rosa) o gram positivas (coloración azul) (Pratt, 1998).
Es útil si se ha encontrado la bacteria (Willard, 1989).

La mayoría de las bacterias se pueden encontrar con tinciones hematológicas como Wright o tinciones rápidas, pero todas se tiñen siempre de color azul y no pueden clasificarse como sucede en la tinción gram (Pratt, 1998).
Esta tinción ayuda en la elección de antibióticos (Willard, 1989).
Debe usarse adicionalmente y no en lugar de tinciones hematológicas (Clinkerbeard, 1995).

Ventaja.

✓ Determina si las bacterias involucradas en el proceso son gram positivas, negativas o es una infección mixta (Clinkerbeard, 1995).

Desventajas.

× Tiñe pobremente las células, por lo cual no se utiliza para evaluar la morfología celular tiñendo la mayoría del tejido de color rosa, dando pobre contraste con bacterias gram negativas (Pratt, 1998).
× Es una tinción susceptible a variaciones de pH, componentes celulares, irregularidades en el grosor de los frotis (Clinkerbeard, 1995).
× No es sensible para detectar bajo número de bacterias gram-negativas (Willard, 1989).

TECNICA:

1. Preparar un frotis y colocar la muestra en una gradilla.
2. Teñir con Cristal violeta en la superficie y se mantiene por 30 segundos.
3. Lavar.
4. Colocar el lugol de la misma forma por 30 segundos.
5. Decantar el lugol.
6. Decolorar agregando acetona no más de 3 segundos.
7. Lavar.
8. Teñir con Safranina 30segundos.
9. Lavar, secar y observar (Ortega, 1997).

Papanicolaou

Es una tinción que permite la evaluación de fragmentos de tejido y evaluación fina de las características nucleares (Willard, 1989).
Se utiliza para frotis fijados en húmedo como alcohol o cito-spray (Allen, 1986).
Esta tinción requiere muestras fijadas en húmedo (Coles, 1989).
A pesar de que se utiliza rutinariamente en medicina humana, son tinciones no frecuentes en medicina veterinaria (Pratt, 1998).

Ventajas.

- ✓ Proporciona un excelente detalle nuclear, nucleolar y citoplasmático (Cowell y Tyler, 1989), resaltando fácilmente aberraciones celulares sugestivas de neoplasia y así determinar si la enfermedad es benigna o maligna (Allen, 1986; Rangel, 1996).

Desventajas.

- × Citoplasma pobremente definido, esto limita la habilidad para determinar el tipo celular de origen (Allen, 1986; Cowell y Tyler, 1989).
- × Requiere de muchos pasos y por consiguiente se lleva más tiempo (Allen, 1986; Cowell y Tyler, 1989) por lo que se restringe a laboratorios de diagnóstico especializados en el área (Rangel, 1996).

TÉCNICA.
A continuación se muestran dos técnicas de la tinción Papanicolaou (Cuadro 3-1).

Cuadro 3-1. Técnicas de tinción Papanicolaou.

	Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, FES- Cuautitlán.	**Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Ciudad Universitaria**
1	Se lavan las laminillas en agua corriente 10 inmersiones.	Lavar con agua 10 segundos
2	Alcohol 96% 10 inmersiones.	Hematoxilina 1minuto
3	Alcohol 70% 10 inmersiones.	Lavar con agua 10 segundos
4	Alcohol 50% 10 inmersiones.	Alcohol ácido pase rápido
5	Agua corriente 1 inmersión	Lavar con agua 10 segundos
6	Se colorean con en hematoxilina de Harris (Laboratorios Merck) durante 1 a 2 minutos.	Etanol 96% 10 segundos
7	Lavar en agua corriente, eliminando el exceso de colorante (tres cambios de agua aproximadamente).	Etanol 96% 10 segundos
8	Sumergir y sacar rápidamente por agua ácida 0.1%.	Etanol 96% 10 segundos
9	Lavar en agua corriente (tres cambios de agua aproximadamente).	OG6 2 minutos
10	Agua corriente 1 minuto.	Etanol 96% 10 segundos
11	Alcohol 50% 10 inmersiones	Etanol 96% 10 segundos
12	Alcohol 70% 10 inmersiones.	EA- 50 3 minutos

13	Alcohol 80% 10 inmersiones.	Etanol 96% 10 segundos
14	Alcohol 96% 10 inmersiones.	Etanol 96% 10 segundos
15	Colorear en OG-6 (Laboratorio Merck) durante dos minutos	Etanol 96% 10 segundos
16	Alcohol 96% 10 inmersiones.	Etanol absoluto 10 segundos
17	Alcohol 96% 10 inmersiones.	Xilol 10 segundos
18	Colorear en EA-50 (Laboratorio Merck) durante treinta segundos a tres minutos.	Xilol 10 segundos
19	Alcohol 96% 10 inmersiones.	Montar con resina
20	Alcohol 96% 10 inmersiones.	
21	Alcohol 96% 10 inmersiones.	
22	Alcohol absoluto 10 inmersiones.	
23	Xileno 10 inmersiones.	
24	Xileno 10 inmersiones.	
25	Xileno 10 inmersiones.	
26	Montar las preparaciones.	

(Rosete, 1998) (**Figura 3-12**). (De Buen, 2001)

Errores en la tinción

La pobre calidad tintorial se presenta en ocasiones. Estos problemas se pueden evitar si se toman las siguientes precauciones:

- Usar portaobjetos nuevos, y frotis frescos, tinciones y soluciones amortiguadas frescas.
- Teñir las preparaciones citológicas inmediatamente después de fijarlas en húmedo o en seco.
- No tocar las laminillas por su superficie del frotis (Cowell y Tyler, 1989).

MUESTRAS PARA HISTOPATOLOGÍA.

El estudio histopatológico contribuye a confirmar el diagnóstico y permite orientar más acertadamente el resto de los estudios. A través de él se puede en algunos casos demostrar incluso la presencia del agente, distinguir entre alteraciones degenerativas o necróticas, inflamatorias y neoplásicas (Moreno, 1993).

Para realizar el examen histopatológico de una biopsia es esencial que el material se preserve rápidamente después de su obtención.

Si el tejido está afectado en forma general, conviene incluir una porción de tejido aparentemente normal contiguo (Moreno, 1993).

Si se envía la pieza de biopsia completa, conveniente marcar o referir los bordes quirúrgicos, ya sea con hilos de colores o con tinta china. Este último tiene la ventaja de que la delimitación del borde se puede observar microscópicamente.

En el caso que no se pueda remitir la pieza quirúrgica completa se deben seleccionar fragmentos representativos de las diferentes porciones de la lesión (Rangel,2001).

El proceso rutinario para la elaboración de laminillas de histopatología comprende:
1. Obtención de la muestra adecuada.
2. Fijación de la muestra.
3. Inclusión en parafina.
4. Montaje en bloques de parafina.
5. Corte de los bloques de parafina con microtomo.
6. Montaje de los cortes a las laminillas.
7. Tinción.
8. Montaje del cubreobjetos (Valero *et al.*, 1997).

Si se pretende obtener la misma información del histopatológico, puede una simple impronta coloreada, debe preferirse en lugar de la inclusión en parafina (Valero *et al.*, 1997).

Fijación de tejidos.

- Si una porción de la muestra se utilizará para realizar improntas, se debe dividir la muestra longitudinalmente en dos partes iguales (**Figura 3-13.**) (Rebar, 1977) y se realiza la impronta en portaobjetos antes de introducirla al fijador (Osborne, 1972).

- Para su fijación del tejido blando deben obtenerse pequeñas muestras no mayores de 1 cm. de grosor (Slatter, 1989). Y debe existir poco tejido conjuntivo (cápsula) en la superficie para que el fijador pueda penetrar (Moreno, 1993).
- Los tejidos grandes, encapsulados o con abundante tejido conectivo, se fijan pobremente (Slatter, 1989) Para ello se recomienda que este tipo de muestras se seccionan con una cuchilla afilada (hoja de bisturí o tijeras) (Slatter, 1989) en pequeñas rebanadas de aproximadamente 0.5 a 1 cm de espesor (Ogilvie y Moore, 1996) (**Figura 3-14.**) en formas de rebanadas para así fijarse adecuadamente al introducirlas en el fijador (Ogilvie y Moore, 1996; Pratt, 1998) como es en el caso de hueso o tejido osteoide, que por su dureza requiere un tiempo mayor de fijación (Rangel,2001).

Evitar muestras muy delgadas porque la tracción del corte puede alterar la arquitectura tisular (Ogilvie y Moore, 1996).

- En caso de piezas quirúrgicas, para histopatología, los bordes quirúrgicos de la muestra se deben delimitar con tinta china (o puede ser sumergida la muestra) para su identificación microscopicamente (Stone, 1995).

  Cuando es importante diferenciar entre los diversos bordes (rostral, caudal, medial) las orillas se pintan con tinta china de diferentes colores (Stone, 1995).

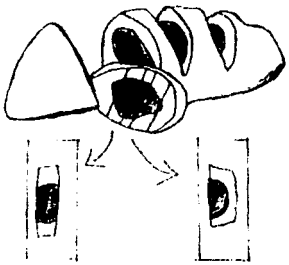


Figura 3-14. La muestra se divide en secciones de 0.5 a 1 cm de espesor.

- En ocasiones se introduce en el fijador la aguja utilizada para la biopsia, junto con la muestra, se mantiene ahí por un corto tiempo y después se remueve la muestra de la aguja (Osborne, 1972).
- Si la muestra no se puede fijar inmediatamente (p.e. durante la cirugía) se impedirá que el tejido se seque, cubriéndolo con una gasa empapada con solución salina (Slatter, 1989).
- Los órganos huecos (aparato digestivo) se pueden ligar por sus extremos (Valero *et al.*, 1997).
- Para tejidos que flotan, tales como pulmones, se colocan envueltos en una pieza de papel corrugado con el fin de sumergir por completo los tejidos y de esta forma asegurar su completa fijación (Pratt, 1998). Otra opción es colocar un trozo de papel o algodón en la superficie para evitar que flote (Valero *et al.*, 1997).
- En piezas delgadas de piel, se recomienda mantener extendida la muestra adhiriendo el tejido subcutáneo a una superficie de cartón.

- En el caso de múltiples muestras se deben mantener en contenedores de preferencia individuales y siempre indicando el sitio de la biopsia (Slatter, 1989).
- De ser posible se deben utilizar contenedores de boca ancha ya que los tejidos de gran tamaños pueden forzarse a entrar por la boca del contenedor, pero una vez terminada la fijación no será tan fácil removerlos del recipiente (Pratt, 1998).

Fijadores.

Los fijadores preservan la arquitectura celular y tisular, detienen la autólisis, previenen la multiplicación de bacterias y endurecen los tejidos (Slatter, 1989; Pratt, 1998).
A pesar de que existen diversas soluciones fijadoras (Bouin, Zenker, Karnowsky y Klotz), el fijador más común utilizado para bloques de tejidos de vertebrados es el formaldehído o formol (Pratt, 1998).
Como es bien sabido el fijador de elección para este caso es una solución de formol al 10%. Sin embargo, lo que en la mayoría de los casos se pasa por alto es que este formol debe estar amortiguado a un pH de 7.4. A este pH el proceso de fijación de la muestra es mucho más eficiente y se crean menos artefactos visuales que en una solución de formol que no este amortiguada, ya que el solo mezclar formol con agua no es suficiente para lograr una óptima fijación (Rangel,2001) **(Cuadro 3-2.)**.

Cuadro 3-2. Formalina amortiguada al 10%

Sustancia	Cantidad
Formalina (37 a 40% de gas formaldehído)	100 ml
Fosfato de sodio dibásico (anhídro).	6.5 g
Fosfato de sodio monobásico	4.0 g
Agua destilada	900 ml

(Pratt, 1998).

- El tejido que se remitirá al laboratorio debe estar sumergido en suficiente formol en una proporción de 10 a 1. Es decir, por cada volumen de tejido se deben incluir nueve volúmenes de formol; ya que si la proporción de formol es menor, el proceso de fijación será mucho más lento y, en la mayoría de los casos será incompleto; pues sólo se fijará la parte exterior del tejido y el resto sufrirá cambios autolíticos irreversibles (Withrow, 1977; Slatter, 1989; Pratt, 1998; Rangel,2001) una por 20 (Valero *et al.*, 1997) **(Figura 3-15.)**.
- Una vez que se introducen los órganos en el formol, deben agitarse en forma suave dentro del frasco con fijador para evitar que se adhieran al fondo (Valero *et al.*, 1997).
- El tiempo usual de fijado es de 24 a 48 horas (Valero *et al.*, 1997). Posteriormente se puede mantener el tejido en menos volumen de formol (Withrow, 1977).
- El colocar las muestras con fijador en refrigeración a 4°C disminuye la autólisis y preserva mejor el detalle celular, aunque aumenta el tiempo necesario para la fijación de la muestra hasta 3 a 4 días (Valero *et al.*, 1997).
- El colocar las muestras en estufa a 56°C acelera el proceso de fijación a cerca de cuatro horas, pero a costa de reducir el detalle celular (Valero *et al.*, 1997).

Tinciones.

Hematoxilina – Eosina (H-E)

Para las biopsias histopatológicas, la Hematoxilina – Eosina (H-E) es la tinción mas utilizada de rutina.

El contraste resultante del color azul de la hematoxilina (alcalino) y el color rojo de la eosina (ácido) hacen de la técnica de H.E. la mejor opción para histopatología (Valero *et al.*, 1997).

Es una técnica fácil de realizar si se sigue al pie de la letra.

La técnica de tinción con H-E requiere la desparafinación del corte, la hidratación progresiva para poder emplear solución acuosa colorante de hematoxilina, la diferenciación del colorante a pH alto, la tinción contrastante con eosina y la deshidratación y aclarado necesarios para el montaje definitivo del cubreobjetos con resina (Valero *et al.*, 1997).

La técnica se explica con detalle en (Cowell y Tyler, 1989).

Otras tinciones de gran utilidad para muestras histopatológicas se mencionan en el **cuadro 3-3.**

Cuadro 3-3 Tinciones especiales de utilidad en histopatología.

Técnica	Para detectar	Resultado positivo
Ácido periódico de Schiff (PAS)	mucinas neutras, hongos, membrana basal	rojo
Acido rubiánico	cobre	verde oscuro
Alizarina roja S	calcio	rojo birrefringente
Auramina O	*Mycobacterium*	verde (fluorescente)
Azul Alciano	mucina ácida	azul
Azul Alciano- PAS	cartílago, mucopolisacáridos ácidos y neutros	azul (ácidos), rojo-magneta (neutros)
Azul de algodón lactofenol	hongos	azul
Azul de prusia	hierro	azul
Azul de toluidina	células cebadas	violeta (metacromasia)
Azul escarlata de Martius	fibrina	rojo
Carbonato De litio de Ortega	astrocitos	café
Carmin de Best	glucógeno	rojo
Cristal violeta	amiloide	violeta
Duum Thompson	hemoglobina	rojo
Fite-Faraco	*Nocardia, Mycobacterium*	magneta
Fontana Masson	melanina, células argentafines	café- ocre – negro
Fouchet	pigmentos biliares	azul
Fuscina aldehído	insulina	rojo
Gomori methenamina plata	hongos (*Blastomices*), membrana basal	negro
Gram	bacterias	azul (+) rojo (-)
Grimelius	gránulos neuroendócrinos	café
Grocott methenamina plata	hongos	negro
Hall	bilirubina	oliva- verde esmeraleda
Holmes	axones	negro- café
Jones methenamina plata	membrana basal	café
Koster	*Brucella*	rojo

Lendrums floxina tartraxina	cuerpos de inclusión	rojo
Levaditi	Espiroquetas, *Leptospira*	café ocre
Luxol azul resistente ("rápido")	mielina	azul
Macchiavello	*Rickettsia*	azul
Mann	cuerpos de inclusión e rabia	rojo bermellón
Masson-Fontana	melanina	café negro
May Grunwald Giemsa	eosinófilos, células cebadas	
Metil verde pironina	ARN de células plasmáticas	rojo
Mucicarmina de Mayer	*Cryptococcus*	rojo
Nueva fuscina	bacterias ácido-alcohol-resitentes	rojo
Orceina ácida -Giemsa	hongos, células cebadas	azul
PAS con digestión con diastasa	glucógeno	rojo
Pasqual	células argirofilicas	café negro
Pearls	hierro	azul
Protargol de Bodian	neurofibrillas y axones	café ocre
PTAH (hematoxilina y ácido fosfotungstico)	músculo, fibrina	rojo (músculo), rojo ladrillo (fibrina)
PVK	*Chlamydia*	rojo
Reticulina de Gridley	fibras de reticulina, mucina, *Blastomices*	café negro a púrpura profundo
Rodanina	cobre	rojo
Rojo congo	amiloide	verde manzana bajo luz polarizada
Rojo congo- permanganato de potasio	amiloide primario y secundario	verde manzana (primario)
Rojo oleoso O (cortes congelados)	grasas	rojo
Schultz	colesterol	azul a verde
Seller	cuerpos de inclusión en rabia	rojo púrpura con granos azul oscuro
Sudán	lípidos	amarillo a naranja
Tioflavina S	cuerpos de inclusión en rabia	azul oscuro (fluorescente)
Tricrómica de Masson	colágena y músculo	azul (colágena), rojo (músculo)
Tricrómica de Pollack	hipófisis	acidófilas, basófilas, cromófobas
Van Giesson	colágena	rojo
Verde metil pironina	ADN y ARN	ADN azul, ARN rojo
Verhoeff	fibras elásticas	café ocre
Von Kossa	calcio	negro
Whartin-Starry	Espiroquetas, *Leptospira*, *Campylobacter*	café ocre
Ziehl-Neelsen	bacterias ácido alcohol-resistentes	rojo
Ziehl- Neelsen modificado	células cebadas	rojo violeta
Ziehl- Neelsen modificado	lipofuscina	café
Ziehl- Neelsen modificado	plomo	rojo

(Valero *et al.*, 1997).

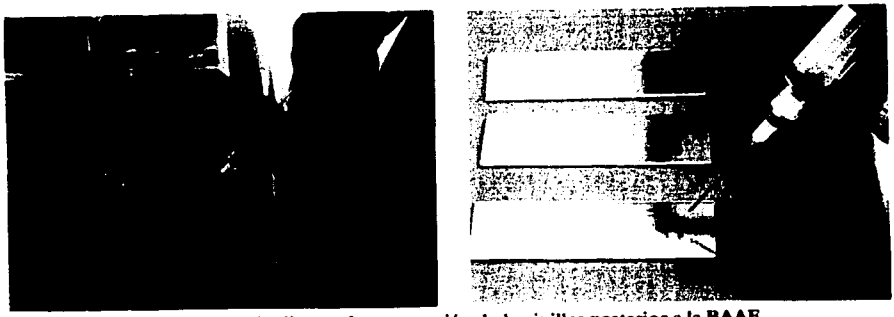


Figura 3-1. Método directo de preparación de laminillas posterior a la BAAF.

Figura 3-4. Giro de 45° entre los portaobjetos para la técnica de squash modificada.

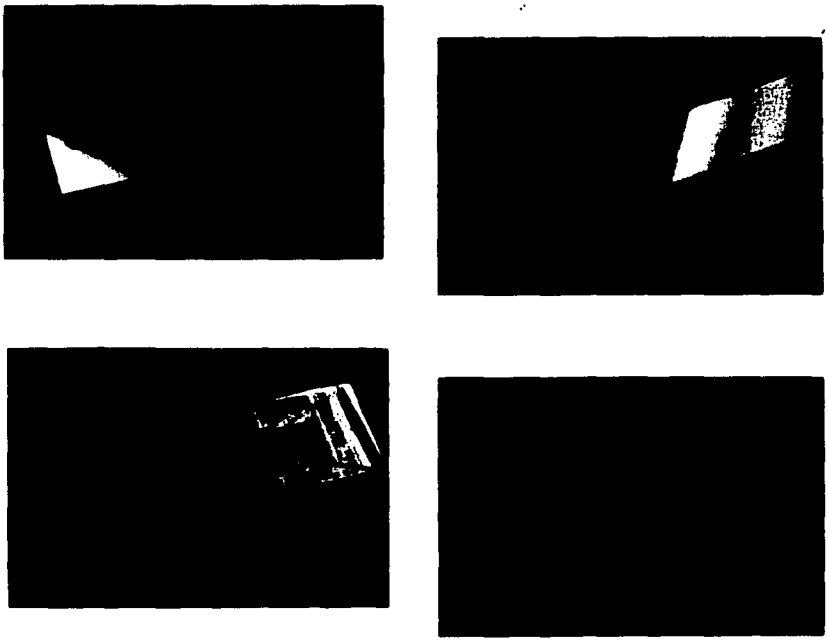


Figura 3-6. Pasos para la confección de frotis estándar.

Figura 3-8. Frotis lineal.

Figura 3-9. Se introducen los portaobjetos con las muestras en un recipiente con alcohol y se mantienen ahí mínimo 10 a 15 minutos. Se puede colocar un clip en cada portobjetos para separarlos entre sí.

Figura 3-10. Fijación en seco con fuego.

Figura 3-11. Tren de tinción Diff Quik .

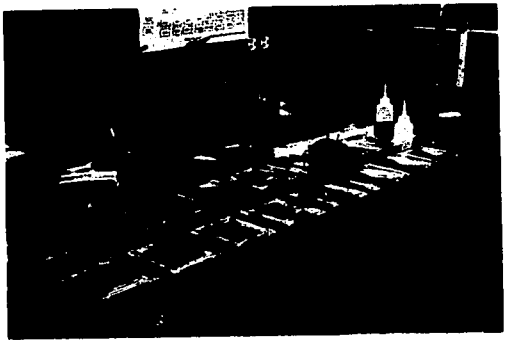


Figura 3-12. Tren de tinción Papanicolau.

Figura 3-13. Para realizar improntas la muestra se secciona en dos partes iguales de forma longitudinal.

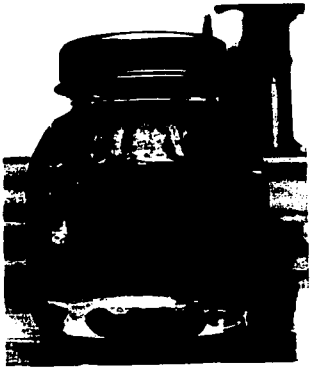


Figura 3-15. Proporción tejido formol 1:10.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

CAPITULO 4.
BIOPSIA DE PIEL

La piel es el órgano más accesible para la biopsia, lo más importante es seleccionar el sitio del muestreo(August, 1993).

Para la mayoría de los dermatólogos la biopsia es un procedimiento en el cual se remueve una pequeña pieza de tejido vivo del cuerpo o tejido tumoral, para su tinción y examen, usualmente bajo el microscopio, para establecer un diagnóstico preciso. Esta puede ser grande o pequeña(Weber, 1997).

Una buena selección, recolección y procesamiento de una biopsia de piel, seguido de un análisis citológico o histopatológico, es uno de los mejores procedimientos que facilitan el diagnóstico de problemas dermatológicos. Y puede proporcionar un diagnóstico definitivo y el pronóstico de muchas enfermedades de la piel(Carlotti y Pierre, 1999).

Es además el diagnóstico más efectivo en las dermatosis raras, en los que la aproximación clínica es más difícil. No están necesariamente indicadas para las dermatosis más frecuentes donde la aproximación clínica es un requisito, pero también son útiles. Son valiosas para determinar la malignidad de las lesiones neoplásicas en la piel así como su naturaleza invasiva(Birchard y Sherding, 1996).

Sin embargo, la biopsia de piel no ha sido desarrollada con la frecuencia que debiera, y cuando se realiza muchas veces es demasiado tarde, con pobre selección de especimenes y de técnica. (Muller y Kirk,1989). Una biopsia debe utilizarse para examinar cualquier tipo de crecimiento en piel(Weber,1997).

El clínico deberá conocer la especie, condiciones y número de muestras que deben ser enviadas al patólogo experto en dermatología clínica, acompañado de una historia clínica completa, mapa lesional (**Figura 4-1.**) y la descripción de la exploración realizada al paciente.
La conclusión del patólogo y el clínico no será útil al clínico si no se siguen estas pequeñas reglas (Carlotti y Pierre, 1999).
Si no se tiene una idea precisa (o no se tiene idea del todo) acerca de la causa de la lesión en piel, la biopsia será por si sola una opinión y la opinión clínica siempre será benéfica para el patólogo (Carlotti y Pierre, 1999).

Objetivo.

- Confirmar un diagnóstico realizado previamente con la historia clínica del paciente y su examen físico.
- Descartar uno o más diagnósticos diferenciales, (esto depende tanto del patólogo como del clínico en particular (Carlotti y Pierre, 1999)).
- Para el diagnóstico de muchos desórdenes en piel, tales como crecimientos (cáncer de piel), problemas inflamatorios (sarnas, dermatitis por contacto, alergias), entre otros, ya que la información obtenida ayuda al médico a elegir el mejor tratamiento para el paciente.

- Con fines terapéuticos, si se utiliza para la remoción total de verrugas, lunares, neoplasias u otros crecimientos(Zaret, 1997) durante el procedimiento de biopsia.
- Verificar la respuesta de un tratamiento que se ha prescrito previamente con un diagnóstico dado.
- Revisar los bordes de un tejido que se ha removido (neoplásico) para asegurar que se ha extirpado por completo.

Indicaciones.

Se recomienda realizar una biopsia en piel en los siguientes casos:

- ⇨ Cuando el diagnóstico aún es dudoso después de completar la base de datos mínima. Es en este momento y no después de intentar el tratamiento, cuando se deben remitir las muestras a un patólogo(August, 1993).
- ⇨ Cuando otras pruebas no han sido exitosas para identificar la causa o condición.
- ⇨ Lesiones neoplásicas evidentes o con mínima sospecha.
- ⇨ Cualquier dermatitis erosiva (lesiones ulcerativas generalizadas y/o persistentes)
- ⇨ Cualquier dermatosis (neoplásicas, nodulares, vesiculosas, entre otras) (August, 1993) que en la experiencia del clínico el aspecto de la lesión o su evolución es inusual y no se ha identificado la causa específica de la lesión(Nesbitt,Ackerman,1991), o que no está respondiendo a una terapia adecuada, a pesar de que el tratamiento aparentemente se ha seguido de forma correcta, en un máximo de 3 semanas (Nesbitt, Ackerman, 1991).
- ⇨ Cualquier condición por la que la terapia sea cara, peligrosa, controvertida que utilice medicamentos con efectos colaterales potencialmente serios o se consuma el tiempo lo suficiente para necesitar un diagnóstico definitivo antes de iniciar el tratamiento(August, 1993).
- ⇨ Si se desea confirmar la orientación que uno a tomado para cierta dermatosis, en especial para las dermatosis más frecuentes. Esto puede primero que nada confirmar la ausencia o curación de dermatosis secundarias y posteriormente la elección de investigar el diagnóstico diferencial, por ejemplo, desórdenes endocrinos o alérgicos (Muller y Kirk, 1989).

La biopsia temprana: ayuda a hacer obvio aquellos cambios de cronicidad enmascarados y no específicos, medicamentos tópicos o sistémicos, excoriaciones e infecciones secundarias, y permite la institución de una terapia específica más rápido, reduciendo así la secuela de enfermedad permanente (alopecia, cicatrización), sufrimiento del paciente, y la inversión económica innecesaria del propietario (Muller y Kirk, 1989).

Contraindicaciones.

- ➡ Animales con coagulopatías.
- ➡ La sepsis puede presentarse en animales con inmunosupresión. Sin embargo esto raramente es un problema y no es una razón válida para no realizar una biopsia (Nesbitt, Ackerman, 1991).

Ventajas.

- ✓ Puede proporcionar gran cantidad de información.
- ✓ A veces provee el diagnóstico y el tratamiento (Zaret, 1997).

Desventajas.

- × Algunas técnicas son muy invasivas.
- × El costo incrementa para el propietario (pero es variable según la técnica).
- × Se llega a requerir cuidados posteriores a la biopsia (Zaret, 1997).

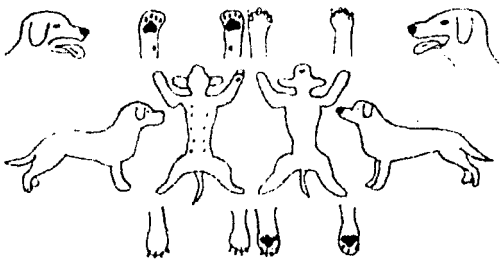


Figura 4-1. Mapa lesional que se incluye junto con la biopsia de piel.

De qué se puede tomar biopsia

En dermatosis generalizadas, se puede seleccionar una lesión primaria espontánea (para eliminar así cambios secundarios que obscurezcan el diagnóstico (degeneración, regeneración, infecciones secundarias) (Nesbitt, Ackerman, 1991), que no haya sido sujeta a un trauma, incrustadas o modificadas por un tratamiento previo (Nesbitt, Ackerman, 1991). Ya que su examen proporciona mayor información e incluso demuestra un diagnóstico definitivo, que lesiones tardías.
Algunas lesiones primarias son: máculas, pápulas, vesículas, pústulas, ámpulas, nódulos y tumores, (se recomienda que tengan menos de 12 horas ó 24 horas de haber aparecido) (August,1993; Birchard, Sherding,1996). Debido a que las lesiones primarias son muy frágiles y transitorias en perros y gatos (duran solamente 2 a 6 horas sobre la piel) por ello en ocasiones, puede ser necesario internar al animal para examinarlo cada 2 a 4 horas y encontrar así lesiones tempranas intactas para biopsia y así determinar el momento ideal del muestreo (August, 1993).

Seleccionar una lesión completamente desarrollada. Pero si existen diversos estadios en la evolución de las lesiones, se tomarán tantas muestras como estadios existan para seguir la información del problema (August, 1993).

En caso de lesiones, como las heridas que no cicatrizan, las lesiones pigmentadas o las de enfermedades infiltrativas, como el lupus eritematoso generalizado, discoide, o la amiloidosis, se toman mejor al mes de haberlas descubierto (Birchard y Sherding, 1996).

Se recomienda omitir cierto tipo de lesiones, como las lesiones crónicas traumatizadas, excoriadas, liquenificadas, viejas, con cicatriz y las sometidas a tratamiento tópico previo. las cuales ofrecen menor información debido a la alteración histológica que presentan (Muller y Kirk, 1989; Nesbitt, Ackerman, 1991; Birchard y Sherding, 1996).

Cuántas muestras.

Comúnmente, el diagnóstico histológico se facilita al tomar múltiples biopsias, para así muestrear lesiones en diferentes estados de desarrollo, y probablemente una de estas muestras pueda establecer el diagnóstico (Muller y Kirk, 1989).

- Cuando se ha decidido realizar una biopsia de piel bajo consentimiento del dueño, no se deberá tener limitación en cuanto al número de muestras, generalmente el costo, es el mismo, el tiempo requerido también es igual y la información que se obtiene esta directamente relacionada con el número de muestras. Así que entre mayor sea el número de especimenes el diagnóstico efectuado tendrá mayor precisión y especificidad (August,1993; Carlotti y Pierre, 1999).
- El clínico debe procurar muestrear diferentes áreas de aspecto clínico diferente (esquemáticamente, del área aparentemente menos afectada hasta las áreas de mayor afección).
- Tomar 3 a 5 biopsias es número aceptable (Muller y Kirk, 1989; August, 1993).
- Con experiencia, el clínico deberá ser capaz de afinar su elección y reducir el número de biopsias muestreadas para cada estudio histopatológico (August, 1993; Carlotti y Pierre, 1999).

Como tomar la biopsia

- Las lesiones primarias de todo tipo deben ser muestreadas primero (pápulas, pústulas, nódulos ó eritema). Ya que mientras más resulten del proceso patogénico principal, darán un diagnóstico más seguro.
- Buscar muchas lesiones del mismo tipo, de estas elegir el mejor espécimen y no el primero que se encuentre (Carlotti y Pierre, 1999).
- Tomar muestra de todas las lesiones sospechosas, particularmente cuando la lesión primaria no es fácilmente identificable. El examen de una costra por ejemplo, puede proporcionar en ocasiones información de gran utilidad. Se debe tener cuidado en no dañar la lesión al momento de la biopsia, principalmente lesiones primarias como pústulas (son muy frágiles) (Carlotti y Pierre, 1999).
- Tomar varias áreas de piel con diferentes estados de evolución.
- Deben ser muestras múltiples que incluyan tanto lesiones primarias como secundarias.
- Lo más lejanas posible entre sí, incluyendo toda la lesión y parte del área adyacente inmediata. Incluyendo el centro de la lesión, un área convergente, un área del borde y también área de tejido normal (Carlotti y Pierre, 1999).

- Siempre las biopsias incisionales o excisionales se recomienda siga las líneas de tensión de la piel para facilitar su manejo (**Figura 4-2.**) (Ogilvie y Moore,1996).

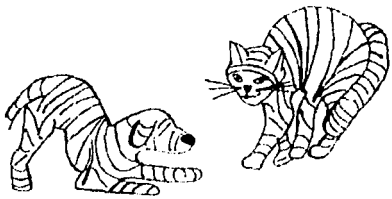


Figura 4-2. Esquema de la dirección en las líneas de tensión de la piel en el perro y gato.

Recomendaciones para con el cliente.

- El propietario deberá estar enterado de que los resultados no proporcionarán necesariamente un diagnóstico preciso, pero de cualquier forma la información obtenida será muy útil.
- El comentar al propietario que el realizar una biopsia de piel puede ser benéfico (a la clase de problema) por si sola, puede reforzar su valor científico.
- También hay que enfatizar que el beneficio es importante comparado con el costo y la rapidez con la que se obtienen los resultados. (Carlotti y Pierre, 1999).

Técnicas de biopsia en piel

Se han desarrollado técnicas para que la toma de especimenes de biopsia sean lo menos dolorosas en la mayoría de las localizaciones. Algunas de ellas son tan pequeñas, que dejan una marca difícil de detectar. Normalmente el área donde se realizó la biopsia presenta dolor por uno o dos días y los resultados son certeros y seguros (Weber, 1997).

Existen básicamente ocho métodos de mayor uso para biopsias cutáneas, estas son: excisional, incisional, BAAF, biopsia con aguja cortante, impronta directa, rasurado, biopsia con tijeras y biopsia con sacabocados (Nesbitt, Ackerman, 1991).

Previo a la biopsia.

- La biopsia de piel es usualmente rápida y fácil si se utiliza un buen método de sujeción física y anestesia local (Muller y Kirk, 1989).
- La administración de agentes antinflamatorios, en especial los glucocorticosteroides deben ser suspendida 2 ó 3 semanas previas a la biopsia ya que pueden afectar de forma dramática la apariencia histológica de muchas dermatosis (Muller y Kirk, 1989).
- Se debe anticipar que pacientes con hipoadrenocorticismo e hipotiroidismo, defectos de colágena y que toman glucocorticoides o fármacos antimicóticos pueden presentar

problemas de curación en las heridas, en estos últimos de ser posible, deberán suspender estos medicamentos de 2 a 3 semanas antes de la biopsia (Muller y Kirk, 1989).

- Se recomienda realizar pruebas de laboratorio previas para detectar coagulopatias o enfermedades metabólicas.
- Se debe tomar precauciones al realizar la biopsia en pacientes con coagulopatias, incluyendo pacientes que toman aspirina y anticoagulantes. Estos medicamentos deben ser suspendidos 1 a 2 semanas previas a la biopsia si es posible (Muller y Kirk, 1989).

Preparación del paciente.

Es recomendable una preparación mínima de la piel.

Los sitios de biopsia deben permanecer intactos, la superficie de la piel es una parte muy significativa del espécimen:

- Evitar rasurar el pelo antes del muestreo, ya que gran parte del material puede ser eliminado al realizar este procedimiento.
- Algunos autores recomiendan no lavar la piel, tampoco aplicar antisépticos (Nesbitt y Ackerman, 1991) ni preparaciones tópicas (Birchard y Sherding, 1996) Solo si es necesario rociar suavemente con alcohol (August, 1993) ya que en ocasiones el valor diagnóstico del espécimen puede estar en la superficie (Nesbitt y Ackerman, 1991); Pero si la sepsis constituye una preocupación la superficie se limpia untando ó mojándose con una solución de alcohol al 70% o 90% (Muller y Kirk, 1989; Dutton, 1995).
- Después se seca al aire la superficie, (Muller y Kirk, 1989).
- Previo a la anestesia se circula con un marcador indeleble los sitios que se van a muestrear (**Figura 4-3.**) (Carlotti y Pierre, 1999). Se anotan los sitios en el mapa lesional e indicar con precisión la especie de muestra (tipo de lesión y áreas normales adyacentes a dicha lesión) (**Figura 4-1.**) (Carlotti y Pierre, 1999).

Anestesia

General:

En animales reacios, cuando se muestrea el área podal (matriz ungal, cojinetes), facial (periorbital, plano nasal, hocico), área ano-genital, porción medial del perineo o en la cola (August, 1993; Carlotti y Pierre, 1999).

Local:

La mayoría de las veces las biopsias de piel se realizan bajo anestesia local, con una sujeción física apropiada:

- El anestésico local de elección es 1 ml ó 2ml de lidocaína a 2%, para su aplicación se utiliza aguja de calibre 25 y jeringa de 1 a 3 ml.
- Algunas veces el anestésico contiene epinefrina (adrenalina 1:100 000), la cual ayuda a reducir el sangrado durante el procedimiento.por cada sitio a muestrear, y su administración es subcutánea (Birchard y Sherding, 1996).

Material.
El objetivo no es trabajar bajo asepsia pero sí en condiciones de limpieza. A pesar de ello, deberá utilizarse material estéril.
Una pequeña caja de cirugía debe reservarse exclusivamente para biopsias de piel, la cual contenga solamente los instrumentos necesarios.

El material que se requiere no es altamente especializado:

- Un par de guantes estériles.
- Cubre bocas.
- Campos estériles y pinzas de campo.
- Papel secante para escurrir el exceso de sangre de las muestras.
- Una bandeja pequeña para esterilización en frío llena de solución antiséptica la cual contiene:
  - Hoja de bisturí nueva (11 ó 15, (Birchard y Sherding, 1996)pero puede ser cualquier medida)
  - Mango de bisturí.
  - Dos pares de tijeras delgadas, una recta y una curva.
  - Pinzas de disección Adson.
  - Pinzas de hemostasis curvas y rectas.
  - Gasas.
  - Sacabocados estériles (2, 3, hasta 6 mm), en buenas condiciones.
  - Tijeras (August, 1993).

El instrumental quirúrgico deberá estar estériles para reducir el riesgo de infección.

- Material de sutura.
- Alcohol 96%.
- Formol al 10%, contenido en recipientes.
- Una pluma con tinta indeleble negra.

Otros:

- Bisturí sin filo o hisopos para raspados
- Portaobjetos
- Todo lo necesario para rotular las muestras y los documentos necesarios para su remisión (August, 1993; Birchard y Sherding, 1996; Carlotti y Pierre, 1999).

(**Figura 4-4**.) (Carlotti y Pierre, 1999).

CITOPATOLOGIA.

La evaluación citológica es un procedimiento con eficacia clínica para caracterizar los tipos celulares cuando se valoran nódulos, tumores, abscesos, quistes, vesículas, pústulas y otras debajo de costras.

4.1. Raspados de piel (legrado)

Indicaciones.

⇨ En todas las investigaciones dermatológicas, su empleo rutinario puede evitar la repetición de exámenes (August, 1993).

Ventajas:

✓ Es un método diagnóstico fundamental, sencillo y económico en la dermatología veterinaria.
✓ Son más utilizados para remover crecimientos tales como verrugas, carcinoma de células basales que han sido previamente estudiadas con otra técnica de biopsia (Zaret, 1997).
✓ Método diagnóstico para detección de algunos ectoparásitos (August,1993).

Desventajas:

× Es el método menos satisfactorio para recolectar muestras de piel para examen histopatológico.
× Se recolectan muestras de piel con poco material, superficiales, fragmentadas y distorsionadas, (rompe el espécimen en piezas, algunas veces impidiendo la evaluación microscópica de rasgos distintivos de estructuras que son de gran ayuda al diagnóstico (Zaret, 1997)).

Material.

- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Aceite mineral.
- Hoja de bisturí desafilada o hisopo estéril.
- Tubo de ungüento antibiótico (August, 1993).

TÉCNICA.

Con bisturí.

1. Se elige el sitio de raspado y se puede aplicar un antiséptico local para exponer la piel.
2. Previamente se puede colocar una película de aceite mineral sobre la lesión y la hoja de bisturí, para permitir la adherencia de los residuos (August, 1993).
3. Se toma la hoja de bisturí (sin filo) o una laminilla.

El filo del bisturí se puede eliminar frotando continuamente el bisturí contra el borde de un portaobjetos de forma perpendicular o el raspado se realiza con el dorso de la misma hoja de bisturí.

4. Esta se sostiene con los dedos pulgar e índice y se raspa enérgicamente sobre la superficie del tejido en la dirección del pelo, desechando el primer material obtenido.
5. Se vuelve a raspar sobre la misma área que se desea muestrear hasta que se observe una pequeña pasta en el filo del bisturí (**Figura 4-5.**) (Carlotti y Pierre, 1999).
6. Enseguida con la hoja de bisturí se "unta" suavemente la pasta tisular sobre la laminilla. Se efectúan varios raspados en diferentes lugares de la lesión (Núñez, 2000) (**Figura 4-6.**).
7. Volver a raspar y con este material efectuar los frotis, colocándolos en un portaobjetos para su análisis bajo el microscopio (Valero,1997)

8. Cuando se extraen muestras de la cabeza, el raspado no debe acercarse a los ojos (August, 1993)

En caso de sospechar de parásitos, las técnicas del raspado cutáneo y su profundidad varían con cada parásito, por ejemplo:

Demodex. Se necesitan raspados profundos y superficiales, por que los ácaros se pueden localizar en el estrato córneo superficial o en profundidad a nivel del infundíbulo folicular.
Notoedres. Se demuestra mediante raspados superficiales de las orejas y cabeza. Los casos avanzados producen lesiones costrosas gruesas, siendo necesario aplastar las costras entre los portaobjetos para observar al ácaro (**Figura 4-7.**) (Carlotti y Pierre, 1999).
Cheyletiella. Las escamas pueden ser extraídas con el cepillado de un peine fino y colocadas sobre un papel para su recolección o sobre un portaobjetos para el análisis microscópico (August, 1993) (**Figura 4-8 A y B**) (Carlotti y Pierre, 1999).

Con hisopo estéril

Se emplean para caracterizar el tipo celular, líquido u otro material proveniente de una lesión superficial, en lesiones ulcerosas, exudativas y secretantes.

1. Con el hisopo se raspa gentilmente la lesión o el contenido que supura de éste,
2. Se transfiere el material al portaobjetos, rodándolo por el portaobjetos (Nesbitt y Ackerman, 1991)

Alternativa: Así mismo el material lesional, puede rasparse con delicadez utilizando un portaobjetos y el material luego es transferido a un portaobjetos para su examen (August, 1993) (**Figura 4-9.**) (Carlotti y Pierre, 1999).

Manejo de la muestra.
El material obtenido se fija inmediatamente en seco o en húmedo según la tinción (August, 1993; Valero,1997).
Para cultivos bacterianos, cuando se encuentra una pápula ó pústula, la misma puede ser abierta con una aguja de calibre 25 y el material enviado a cultivo.
Cuando se cultiva una lesión minúscula, el extremo del hisopo puede ser retorcido para formar una punta delicada y lograr un muestreo preciso (August, 1993).

4.2. Improntas.

Indicaciones.

- ⇨ Es de mucha ayuda cuando existe gran cantidad de material para diagnóstico (células o contenido) en la superficie de la lesión.
- ⇨ Se puede usar en conjunto con la biopsia excisional de grandes masas realizándola directamente sobre la superficie quirúrgica del tejido extirpado (Nesbitt, Ackerman, 1991).
- ⇨ Caracterizar el tipo celular, líquido u otro material proveniente de una lesión superficial, en lesiones ulcerosas y exudativas (Nesbitt y Ackerman, 1991; August, 1993).

Material.

- Una pinza delicada
- Hisopos estériles u hoja de bisturí (opcional).
- Portaobjetos limpios.
- Colorantes.

TECNICA.

Impronta directa sobre la piel.

1. Se rasura el pelo sobre la lesión (de ser necesario).
2. Si es necesario se eliminan costras o escamas superficiales con la pinza.
3. Se limpia el área con cuidado de exceso de sangre, suero o exudado contaminante (Nesbitt y Ackerman, 1991).
4. El portaobjetos se apoya en varias veces sobre la lesión para transferir células al portaobjetos (August, 1993) (**Figura 4-10** .).

Impronta de una masa extraída quirúrgicamente.

En caso de una masa cutánea extraída también puede ser aprovechada para hacer una impronta. Antes de la fijación en formol.

1. Una vez removida la pieza quirúrgica, se secciona a la mitad, para exponer un área representativa de menos de 1cm2 (Rebar,1977).
2. La superficie que se utilizará para la impronta sobre el portaobjetos, se seca varias veces (apoyándolo sobre un papel secante) para eliminar el exceso de sangre (**Figura 4-11.**) (Rebar,1977).
3. La muestra se apoya en varios lugares del portaobjetos (**Figura.4-12**) hasta obtener las laminillas con la impronta (Rebar,1977).
4. Finalmente, se seca al aire (August, 1993).
5. Se tiñe y se examina bajo el microscopio.

Manejo de la muestra.

La laminilla se seca al aire, se tiñe y se examina (August, 1993).

4.3. Biopsia por aspiración con aguja fina.(BAAF)

Es la técnica para remoción de células o el contenido de una lesión a través de una jeringa, aplicando presión negativa. Es un método simple y no quirúrgico para muestrear quistes, pústulas, nódulos y abultamientos (aunque en los dos últimos se utilizan como primera opción otras técnicas) a nivel de piel o tejido subcutáneo descartando así neoplasias o procesos inflamatorios (Nesbitt y Ackerman, 1991; Meyer,1998).

Indicaciones.

- ⇨ Rutinariamente se utiliza para el diagnóstico de tumores en piel tanto epidérmicos como subcutáneos, dando un diagnóstico citológico preciso en el 76% de los casos en tumores En el caso de tumores benignos aún hay resultados erróneos de malignidad en un 3% (Stone, 1995).
- ⇨ Diferenciación de procesos inflamatorios y no inflamatorios.
- ⇨ Caracterizar el tipo celular o contenido de masas (nodulares o tumorales) o cavidades (quistes, vesículas, pústulas) sin necesidad de una invasión quirúrgica (Nesbitt y Ackerman, 1991).

Ventaja.

- ✓ Diferencia la categoría de neoplasias.
- ✓ Puede identificar correctamente el diagnóstico en el 90% de los casos (Meyer, 1998).

TECNICA

1. Se rasura el pelo sobre la lesión evitando un trauma sobre la superficie, se limpia y se aplica un antiséptico local con una gasa impregnada de este en el sitio a muestrear (Nesbitt y Ackerman, 1991).
2. Se inmoviliza el lugar con tensión digital en ambos extremos del sitio mediante tracción en una dirección o plegamiento y pellizco de un sector laxo de la piel.
3. Los demás pasos se realizan como se explica en el *capítulo 1 Técnicas de biopsia BAAF* (**Figura 4-13, 4-14**) (Nesbitt y Ackerman, 1991; Wilkinson, Harvey,1996).

Para cultivos bacterianos las pústulas más voluminosas o los abscesos se aspira su contenido con una aguja calibre 25 colocándola luego el inóculo sobre un hisopo estéril (August, 1993).

4.4. Biopsia con bordes elípticos

Existen dos técnicas que se pueden realizar: El método excisional y el incisional (**Figura 4-15.** A y B.) (Ogilvie y Moore, 1996).

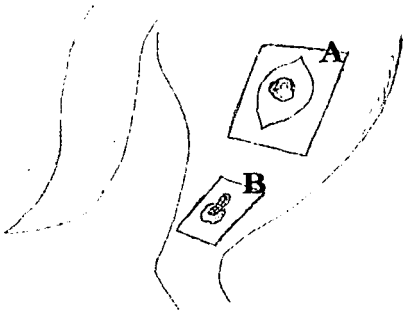


Figura 4-15. Biopsia con bordes elípticos. A) Excisional B) Incisional.

4.4.a. Excisional

Sin: Biopsia en cuña, fusiforme o con bisturí

Es la técnica más utilizada para tumores cutáneos. Consiste en extirpar completamente la lesión con ayuda de un bisturí, tomando toda el área de problema de la piel en forma elíptica, más una porción extra de tejido normal a su alrededor de lo que a simple vista se observa como anormal, y se remite a un estudio histopatológico (Weber, 1997) (August, 1993) (**Figura 4-16.**) (Zaret, 1997).
Esta técnica esta precedida por BAAF para brindar al cirujano la mayor cantidad de información posible a cerca de las características del tumor primario, para su remoción (Ogilvie y Moore, 1996).

Indicaciones.

- ⇨ Cualquier lesión dérmica, epidérmica o subcutánea de etiología desconocida.
- ⇨ Biopsias de lesiones lo suficientemente pequeña (como nódulos diminutos, quistes, vesículas, tumores (Nesbitt y Ackerman,1991)) y en una localización anatómica que permita realizar la remoción quirúrgica sin comprometer tejido normal a su alrededor (Ogilvie y Moore, 1996).
- ⇨ En lesiones de gran tamaño y extensión, que no comprometen al tejido normal a su alrededor (nódulos, neoplasia) (**Figura 4-17.**)
- ⇨ Problemas dérmicos profundos, lesiones muy frágiles (grandes pústulas, vesículas, ámpulas intactas) (Carlotti y Pierre, 1999).

ESTA TESIS NO SALE
DE LA BIBLIOTECA

- ⇨ Cuando se requiere la resección quirúrgica de la lesión y así obtener una lesión entera (Birchard y Sherding, 1996; Carlotti y Pierre, 1999).
- ⇨ Retirar lesiones profundas o neoplasias entera junto con tejido normal adyacente y evaluar histológicamente la infiltración profunda y a lo ancho de células neoplásicas (Birchard y Sherding, 1996).
- ⇨ Cuando se sospecha de problemas en tejido subcutáneo graso (ya que otras técnicas como el sacabocados falla en la liberación u obtención de este tejido lesionado) (Muller y Kirk, 1989)
- ⇨ Remoción de lunares inusuales o crecimientos que se sospecha son neoplásicos (Zaret,1997).

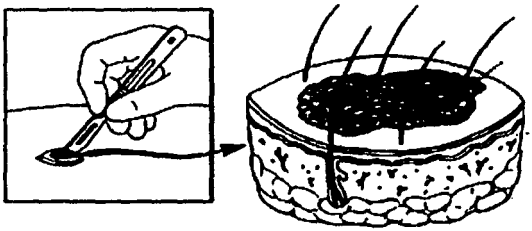


Figura 4-16. Biopsia fusiforme. Un bisturí quirúrgico se utiliza para remover el tejido para tomar una muestra que es de mayor tamaño y que el sacabocados no puede retirarlo.

Ventajas.

- ✓ Puede eliminar totalmente un crecimiento en la piel por completo (Zaret, 1997).
- ✓ La muestra que se obtiene es mayor que la que proporciona el sacabocados (Zaret, 1997).
- ✓ Las lesiones frágiles o vesiculares y la grasa subcutánea se obtienen intactas fácilmente.
- ✓ Es la única técnica que permite la inclusión de tejido lesionado, junto con la zona de transición y tejido normal en la misma muestra (Carlotti y Pierre, 1999), de manera que pueda lograrse pronóstico y diagnóstico (Birchard y Sherding, 1996).
- ✓ Las muestras de gran tamaño, pueden brindarnos un diagnóstico más preciso (Ogilvie y Moore, 1996).

Desventajas.

Esta técnica es teóricamente la mejor, pero presenta ciertas desventajas:

- × Toma más tiempo de recuperación y el animal puede presentar más dolor.
- × Genera una herida mayor.
- × No facilita la toma de múltiples muestras.(Carlotti y Pierre, 1999).
- × Requiere anestesia general.
- × Los grandes defectos quizá no permitan un cierre estético (Birchard y Sherding, 1996).
- × Si el tumor es invasivo y la biopsia no se realiza con un margen de excisión, posteriormente se requerirá otra cirugía (Weber, 1997).

Material.

- Material general para biopsia de piel (campos quirúrgicos, pinzas de hemostasis, porta agujas, suturas, pinzas de disección, tijeras, gasas,) (Nesbitt y Ackerman, 1991).
- Indispensable una hoja de bisturí con su mango.
- Formalina 10% amortiguada.

TECNICA

1. Se rasura y limpia la zona con agua y jabón, y se aplica alcohol al 70% sin realizar un tallado excesivo y se delimita colocando un campo quirúrgico (Nesbitt y Ackerman, 1991) en el caso de que se necesite hacer una incisión muy grande para seguir el dren linfático o si el plan quirúrgico debe ser modificado al tiempo de la cirugía (Withrow, 1977) (**Figura 4-17.**).
2. Se aplica anestesia local subcutánea o general, dependiendo del tamaño y localización de la lesión.
3. Con el bisturí en forma perpendicular o ligeramente angulado con respecto a la lesión (para permitir un cierre estético posteriormente), se hace una excisión elíptica de manera firme y continua (Carlotti y Pierre, 1999), incluyendo tejido normal dentro de la biopsia, por ejemplo, en el caso de mastocitomas o sarcomas de tejido suave, se requiere márgenes quirúrgicos de 2 a 3 cm de tejido sano alrededor, en cambio en quistes sebáceos o adenomas sebáceos se puede realizar la excisión con márgenes pequeños (Ogilvie y Moore, 1996). Abarcando la profundidad de la piel hasta el tejido subcutáneo (dermis y epidermis deben seccionarse simultáneamente) (Nesbitt y Ackerman, 1991) (**Figura 4-18.**).
4. Se corta profundamente el tejido subcutáneo con tijeras para soltar la piel y lograr un mejor cierre (Birchard y Sherding, 1996; Carlotti y Pierre, 1999).
5. Se aprieta y alza ligeramente el espécimen del tejido subcutáneo con un par de pinzas de disección (Carlotti y Pierre, 1999).
6. Para cerrar el defecto es preferible utilizar sutura de puntos separados, apropiados para el sitio donde se realizó la biopsia (Carlotti y Pierre, 1999) (**Figura 4-19.**).

4.4.b . Incisional

Consiste en muestrear una pieza de tejido de menor tamaño que la lesión completa para obtener una idea del proceso que afecta la piel. Este es examinado bajo el microscopio.

Indicaciones.

⇨ Para la obtención de especimenes para su estudio histopatológico que provenga de una masa de gran tamaño la cual no puede ser extirpada por su tamaño, localización o razones cosméticas (Nesbitt y Ackerman, 1991).

Contraindicaciones.

➡ Coagulopatías.
➡ Pacientes con alto riesgo para la anestesia general.
➡ Si la lesión puede extirparse totalmente con otra técnica.

Ventajas.

✓ La gran cantidad de tejido que se puede obtener, resulta en un diagnóstico adecuado.
✓ Permite al cirujano planear un procedimiento definitivo adecuado.

✓ Se prefiere este tipo de biopsia a la de sacabocados ya que se obtienen porciones más grandes de tejido para su diagnóstico histológico.

Desventajas:

× Se requiere anestesia general.
× No es un procedimiento definitivo.

Material.

- Material general para biopsia de piel, mismo que en la biopsia excisional.

TECNICA

El paso 1 y 2 son iguales a la biopsia excisional.

3. Se aplica anestesia general.
4. Se selecciona el sitio de biopsia en base a un área representativa, donde se pueda accesar al lugar de biopsia y con mínimas complicaciones post-quirúrgicas.
5. Se recomienda estar preparado para controlar hemorragias excesivas en lesiones de gran tamaño o activas.
6. Se realiza una incisión en forma elíptica en el margen del tejido normal y lesionado. Que abarque piel hasta llegar al tejido subcutáneo (**Figura 4-15 B.**) (Ogilvie y Moore,1996).
7. Se remueve una sección de por lo menos 5 mm de tamaño (Nesbitt y Ackerman, 1991).
8. Se debe tener cuidado para obtener tejido adecuado y asegurar que la cirugía definitiva podrá remover con éxito, el tumor y el área de biopsia incisional (Ogilvie y Moore, 1996).
9. Se identifican los vasos sanguíneos cuidadosamente y se ligan.
10. La muestra se desprende de su base tanto con tijeras o con hoja de bisturí.
11. El sitio de incisión se cierra con sutura (3-0) haciendo puntos separados o en u. (**Figura 4-15 B.**) (Ogilvie y Moore, 1996).

Recomendaciones.

En relación a la fijación del tejido en formalina para su estudio histopatológico, esta muestra no deberá ser de gran tamaño (Carlotti y Pierre, 1999)Se deben colectar múltiples muestras para obtener cambios representativos (un mínimo de 3 biopsias).

4.5. Biopsia con sacabocados (punch)

Es la prueba más simple, rápida y más popular debido a la disponibilidad del instrumental en diversos tamaños y bajos costos (August, 1993; Carlotti y Pierre, 1999).
Generalmente se prefieren aquellos que con los que se obtengan muestras de mayor tamaño, para que así los patólogos tengan un tejido adecuado para su examen (Ogilvie y Moore, 1996).

Indicaciones.

⇨ Recomendada para obtener muestras de piel para examen histológico, (tejido lesionado), en la mayoría de las enfermedades de piel, dermatitis y tumores (Zaret, 1997).
⇨ Lesiones sólidas en piel cuando la excisión total no está indicada (Nesbitt y Ackerman, 1991).

⇨ Muestras de neoplasias, muestrear masas pequeñas, ronchas en piel, lunares de gran tamaño muestras de lesiones tempranas bulosas, vesiculares o pustulares (Éstas últimas se obtienen mejor con otras técnicas) (Birchard y Sherding, 1996; Uthman,1997).

Ventajas:

- ✓ Es un procedimiento rápido y fácil.
- ✓ Por lo general proporciona un diagnóstico definitivo para las enfermedades de la piel.
- ✓ Permite numerosos muestreos, generalmente bajo anestesia local y no se requiere anestesia general.
- ✓ Proporciona una muestra de tejido de células de todo el grosor de la piel (Zaret,1997), un espécimen adecuado y con el mínimo trauma (Muller y Kirk, 1989) (Dutton, 1995) (Carlotti y Pierre, 1999).
- ✓ Se requiere un mínimo de suturas para cerrar el defecto de la piel obteniendo un mínimo de defectos estéticos (Birchard y Sherding, 1996).
- ✓ Es bien aceptado por el propietario.
- ✓ Las complicaciones posteriores a la biopsia como trauma, hemorragia son mínimas.(Nesbitt y Ackerman, 1991).

Desventaja.

- × No permite incluir el tejido normal y el lesionado en la misma muestra (excepto si la lesión es muy pequeña). Si es necesario hacer la comparación, el área de tejido normal deberá ser muestreada por separado (Carlotti y Pierre, 1999).
- × Proporcionan muestras inadecuadas en la obtención de tejido bajo la dermis ya que raramente se obtiene tejido subcutáneo.

Material.

- Material para biopsia de piel (principalmente, porta agujas, sutura, pinzas de disección, tijeras, gasas y formalina.).
- Material especial: Sacabocados estériles (2, 3, 4 hasta 6 mm estas dos últimas son los tamaños preferidos por la mayoría de los patólogos veterinarios (Birchard y Sherding, 1996), en buenas condiciones.
- Para obtener la mejor muestra con sacabocados para biopsia de piel no deben volverse a utilizar los sacabocados desechables si el filo de estas no es adecuado (Birchard y Sherding, 1996) (Figura 21. capítulo 2. agujas y equipo).
- Sutura para reparar la lesión.
- Lidocaína 2% como anestésico local (en biopsia de piel)
- Gasas.

TÉCNICA.

Debe considerarse anestesia general para la biopsia de lesiones de piel con afección definitiva o con sospecha de afección subcutánea, así como de las áreas sensibles: pediculares, periorales, periauriculares, perianales, etcétera (Birchard y Sherding, 1996).

1. Se aplica anestesia local por debajo y alrededor de la lesión (Carlotti y Pierre, 1999).
2. Para asegurar una biopsia exacta de las lesiones anestesiadas (0.3 a 0.5ml) (Nesbitt y Ackerman, 1991) se marca el sitio de la biopsia con tinta indeleble (Birchard y Sherding, 1996) (**Figura 4-3.**).

3. Se hace la biopsia de la lesión cutánea aproximadamente cinco minutos después de la anestesia (Birchard y Sherding, 1996).
4. Se sostiene la piel aplanada sin tensarla en exceso, esta puede sostenerse con poca tensión entre los dedos índice y pulgar (Carlotti y Pierre, 1999) (**Figura 4-22.**).
5. Se toma la biopsia con un sacabocados, (puede ser un sacabocados desechable para biopsia) de la siguiente forma:
   - Se toma el mango del sacabocados con el dedo índice y pulgar y apoyando la palma de la mano sobre este o solo ejerciendo presión con la mano contra la piel a muestrear (Dutton, 1995).
   - El sacabocados se coloca descansando contra la superficie de la piel, en el sitio exacto de biopsia (lesión), (Nesbitt y Ackerman, 1991; Dutton, 1995) de manera perpendicular (Carlotti y Pierre, 1999) o ligeramente paralelo a la piel (Ogilvie y Moore, 1996) (**Figura 4-20 A y B**).
   - Se ejerce presión suficiente sobre el sacabocados para introducirlo por las capas de piel y tejido subcutáneo (Nesbitt y Ackerman, 1991) y al mismo tiempo se gira con un movimiento rotacional (torciendo o girando en una dirección) (August, 1993; Birchard y Sherding, 1996) continuo entre el dedo pulgar y el índice (Carlotti y Pierre, 1999) La rotación se realiza una o dos veces. Realizando un corte de 2 a 4 mm de profundidad (variable) (Dutton, 1995).
   - Se mantiene la presión sobre el sacabocados hasta que exista menor resistencia de la piel, esto sucede cuando el sacabocados ha alcanzado el tejido subcutáneo (Nesbitt y Ackerman, 1991; Carlotti y Pierre, 1999) (**Figura 4-23.**).
   - Se retira el sacabocados, (Dutton, 1995) trayendo consigo una pequeña porción del centro del tejido lesionado (tapón de piel) incluyendo el tejido subcutáneo que se encuentra debajo (Muller y Kirk, 1989; August, 1993) (**Figura 4-21.**).
6. Se recolecta la muestra, tendiendo cuidado de no apretarla o aplastarla:
   - El tapón de piel debe acompañar al sacabocados fuera de la herida (August, 1993) En el caso contrario, se levanta la muestra tratando de no alterar el tejido , se limpia un poco la grasa subcutánea (Birchard y Sherding, 1996) y se recorta el tejido subcutáneo graso al que esta atado la piel en su parte ventral (August, 1993) con tijeras o bisturí (Zaret, 1997) (**Figura 4-24.**).
   - Si no es posible, se extrae la muestra introduciendo pinzas cerradas dentro de la perforación (Carlotti y Pierre, 1999).
7. No ocurre sangrado posterior a la biopsia (Dutton, 1995).
8. Se sutura el sitio de la biopsia, si es necesario. Para las biopsias con sacabocados de 6 mm, uno o dos puntos de sutura separados generalmente es suficiente, Y si son de 4 mm ó menos no es necesario la sutura (August, 1993; Birchard y Sherding, 1996; Carlotti y Pierre, 1999). El uso de cat-gut crómico evita la necesidad de retirar los puntos posteriormente (Muller y Kirk, 1989) (**Figura 4-25.**)
9. El resultado es una cicatriz pequeña en forma de sonrisa (Uthman,1997).

Manejo de la muestra.

El disco o tapón de tejido obtenido, dentro del sacabocados se remueve con un par de pinzas de disección finas y con tijeras.(Dutton, 1995).

- Se debe tener mucho cuidado cuando se manipula la muestra, evitando el uso de pinzas largas y en su lugar utilizando pinzas de mosquito delgadas, pinzas de Adson o una aguja de jeringa (con la que se aplicó la anestesia local) (Muller y Kirk, 1989).

Para limpiar el exceso de sangre, se escurre gentilmente la superficie distal del tejido en un papel absorbente (Carlotti y Pierre, 1999) (**Figura 4-26.**).
Y se procede a manejar la muestra al igual que en las demás técnicas de histopatología.

Recomendaciones.
Deben tomarse múltiples muestras de biopsia para obtener un examen histológico óptimo de los diferentes estadios de la enfermedad de la piel en particular (Birchard y Sherding, 1996).

A menos que la persona que toma la biopsia supervise personalmente el procesamiento de la muestra, se deberá revisar la forma en la que se seccionará la pieza para que sea representativa al examen histopatológico (Muller y Kirk, 1989).

Cuando sea posible, se recomienda tomar biopsia de la unión entre el tejido normal y el lesionado. En el peor de los casos, si sé diagnóstica una neoplasia maligna, entonces deberá realizarse una segunda muestra pero con un procedimiento más extensivo como es la excisión (Ogilvie y Moore, 1996).

Cuando la biopsia se realiza con sacabocados, el espécimen es cilíndrico y la sección debe realizarse al azar sobre uno de sus diámetros.
Es muy importante centrar el sacabocados exactamente en la lesión que se elija (Carlotti y Pierre, 1999). Si la lesión no queda centrada, la bisección probablemente quede de un lado y el tejido normal sea el que se procese (Carlotti y Pierre, 1999). Además el centrar la lesión en el sacabocados, puede limitar el riesgo de dañar la lesión y así mantenerla intacta (factor determinante para establecer un diagnóstico de una biopsia de piel).

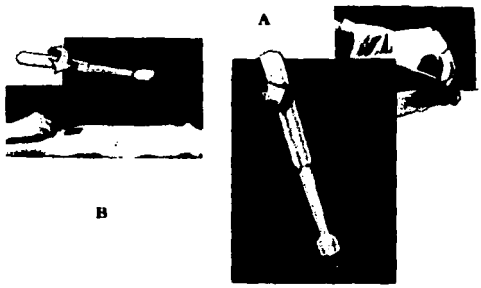


Figura 4-20. Técnica de biopsia con sacabocados. A) El sacabocados se coloca en ángulo recto hacia la superficie de la piel. B) El sacabocados se posiciona paralelo a la piel y se ejerce presión sobre su eje largo. Managing the veterinary cancer patient A practice manual. Ogilvie y Moore, 1996.

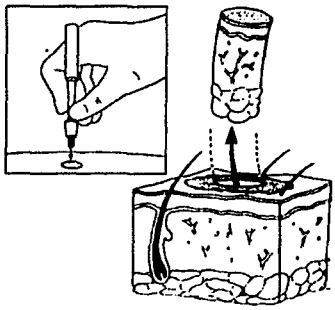


Figura 4-21 . Biopsia con Sacabocados. Una porción cilíndrica de tejido se obtiene utilizando este instrumento circular.

4.6. Biopsia con navaja o bisturí. Rasurado:

La técnica consiste en rasurar un estrato delgado de la lesión paralela a la piel.
Con un bisturí o con una hoja de rasurar para remover los estratos superficiales. Esta no es la técnica preferida si se sospecha altamente de melanoma ya que el tejido que se obtiene puede ser inadecuado para su examen (**Figura 4-27**.) (Zaret, 1997).
La biopsia con navaja se utiliza en medicina humana cuando se sospecha enfermedad de la piel limitada a la epidermis o a la dermis superior. En medicina veterinaria tiene pocas aplicaciones (Birchard y Sherding, 1996).

Indicaciones.

- ⇨ Remoción de crecimientos no malignos muy arraigados, tales como queratosis seborreica.
- ⇨ Diagnosticar anormalidades donde se sospeche de neoplasias benignas.

Ventajas.

- ✓ Procedimiento muy rápido.
- ✓ Algunas lesiones superficiales (ejemplo: papilomas y colgajos de piel) pueden eliminarse totalmente y someterse para examen histopatológicos.
- ✓ No se necesita sutura.
- ✓ Mínima cicatrización debido a que la dermis inferior se deja intacta (Birchard y Sherding, 1996).

Desventajas.

- × Puede utilizarse para diagnosticar solo lesiones extremadamente superficiales o neoplasias superficiales benignas.
- × No puede utilizarse para determinada profundidad de infiltración neoplásica (Birchard y Sherding, 1996).

Material.

- Material general para biopsia de piel.
- Principalmente bisturí o una hoja de rasurar.
- Jeringa insulínica.

TECNICA

1. La anestesia local es opcional, dependiendo del tamaño y localización de la lesión. Pero se recomienda infiltrar lidocaína al 2% como anestésico local, por debajo del sitio de biopsia.
2. La piel se levanta como un pliegue.
   Para ayudarse se puede insertar la jeringa insulínica con la que se aplicó la anestesia local, por debajo del sitio de lesión que se va a rasurar (subcutáneo), atravesando de un extremo a otro de la lesión y así sirve como guía para que el bisturí solo rasure el área de lesión que se extirpe para su estudio. Esto se realiza en medicina humana. (**Figura 4-28.**).
   - La hoja de bisturí se toma paralela a la superficie de la piel
   - El bisturí se usa para cortar a través de la lesión.(por encima de la aguja que se colocó previamente) (**Figura 4-28.**) (Zaret,1997).
   - Haciendo un corte firme a través de la lesión para obtener la mejor muestra (Birchard y Sherding, 1996).
3. Después de la biopsia con navaja se usa raspado (legrado) o electro cauterización para quitar aspectos más profundos de la lesión (Birchard y Sherding, 1996).

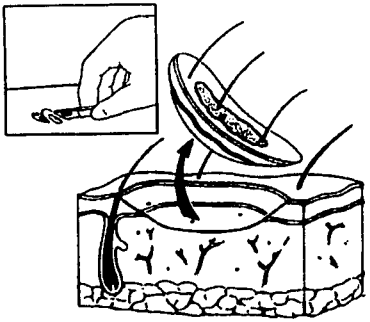


Figura 4-27. Biopsia por rasurado. Un bisturí se utiliza para remover la superficie lesionada de la piel.

4.7. Biopsia con tijeras.

Las tijeras son utilizadas para recortar la superficie de crecimientos de piel y lesiones que crecen de un pedúnculo, tallo o columna de tejido superficial.

Indicaciones.

⇨ Es utilizada cuando un crecimiento esta atado o unido a la piel por un pequeño tallo (**Figura 4-29.**) (Zaret, 1997).

Material.

- Material general para biopsias de piel
- Tijeras delgadas curvas o rectas

TECNICA

1. Se limpia el área para la biopsia, y se administra anestesia local en la base de la lesión y esperar 10 minutos.
2. Se toma la lesión para biopsia en la zona de crecimiento con unas pinzas delgadas (**Figura 4-30.**).
3. Después se jala alejándola de la piel, para que el pedúnculo que la sostiene quede en tensión. Y se corta con las tijeras, dicho pedúnculo y se retira el crecimiento (**Figura 4-30.**).
4. Después de la remoción de tejido para biopsia, el sangrado debe controlarse aplicando presión o electro cauterización.
5. Es común la aplicación de antibióticos en la herida realizada para prevenir infecciones.
6. Se colocan puntos de sutura en la herida o la herida deberá cubrirse con una gasa y permitir que sane por sí sola.

4.8 Biopsia con aguja cortante (tru-cut).

Es una prueba segura y rápida que se puede realizar en animales dóciles y cooperadores donde solo se requiere una buena sujeción.

Indicaciones.

⇨ Para lesiones de piel o subcutáneas de etiología desconocida.

Contraindicaciones.

➡ Coagulopatías.

Ventajas.

✓ No se requiere anestesia general.
✓ Es más exacto que BAAF.

Desventajas.

× El tejido que se obtiene es pequeño y puede no ser diagnóstico.
× No es tan exacto como la biopsia excisional.

Material.

- Equipo general para biopsia de piel.
- Aguja para biopsia de tejidos blandos.

TECNICA

1. Una vez preparado el sitio de muestreo (rasurado, lavado, aplicación de antiséptico local y se aplicó la anestesia local)
2. Un ayudante sujeta la lesión cutánea o subcutánea y la inmoviliza.
3. Con una hoja de bisturí No.11 se realiza una incisión en la piel para permitir la fácil entrada de la aguja para biopsia.
4. La aguja se avanza a través de la incisión hasta el otro lado de la lesión. En el caso de piel, el instrumento solo entra dentro del tejido que se va a muestrear.
5. Por lo menos se deben tomar 3 a 5 muestras del tejido sospechoso a través de la misma incisión.
6. Se sutura la incisión solo si es necesario (Ogilvie y Moore, 1996).

Manejo de muestras para histopatología.

- ◊ La sección de la pieza extraída, en caso de requerir seccionarla se recomienda sea sobre su eje largo, (Carlotti y Pierre, 1999), para permitir el procesamiento del área lesional con área cutánea adyacente.
- ◊ Si las lesiones bien delimitadas están presentes dentro de la lesión extensiva, por lo menos una de ellas deberá incluirse en el espécimen de biopsia, sobre su eje longitudinal (Carlotti y Pierre, 1999).
- ◊ Se escurre gentilmente la superficie distal del tejido en un papel absorbente para eliminar el exceso de sangre.
- ◊ Se coloca con el tejido subcutáneo hacia abajo en piezas de madera (abate lenguas de madera) o cartón.
- ◊ Deben ser presionadas aplastando por 30 a 60 segundos para facilitar la adherencia. Colocando la muestra en una superficie que lo aplaste permite una orientación anatómica adecuada y permite observar aquellos artefactos anatómicos asociados como enrollamiento y plegados.
- ◊ Las muestras de esta forma se depositan inmediatamente en un vial con fijador de (Dutton, 1995; Carlotti y Pierre, 1999) formalina amortiguada al 10% para tinciones de histoquímica (H-E) o en el fijador de Michel para la inmunofluorescencia directa (August, 1993).
- ◊ La distribución de múltiples muestras en diferentes viales puede ser útil para la identificación de las muestras, (un vial por cada sitio de biopsia) (Carlotti y Pierre, 1999).
- ◊ Asegurarse que todas las partes de las muestras de biopsia se colocan en fijador (ej. costras) (Carlotti y Pierre, 1999).
- ◊ Las muestras grandes, como las de biopsia en cuña, se rebanan para limitar el grosor a 2 cm, sin importar el área.
- ◊ Debe decidirse acerca de cualquier estudio histopatológico especial antes de sumergir el tejido en formalina. La formalina puede arruinar la muestra para estos propósitos (Birchard y Sherding, 1996).

Manejo de las muestras de biopsia de piel fijadas en medio de Michel.

Las anormalidades inmunológicas de la piel, especialmente del tejido y las enfermedades vesicualres, pueden causar deposición de inmunoglobulina, complemento y fibrina. Estas deposiciones en la piel pueden descubrirse por microscopía de inmunofloresencia directa.

Cuando se someten muestras de piel para inmunofloresencia directa, se utiliza el mismo procedimiento de biopsia como el efectuado para fijación de formalina.

Se toman las muestras en el medio de Michel antes de las muestras para histopatología de rutina.
El residuo de formalina en los instrumentos puede ocasionar un resultado de inmunofluorescencia directa falso negativo.

El medio de transporte de Michel y el fijador mantienen las muestras de piel indefinidamente a temperatura ambiente.
Los sacabocados para biopsia de piel de 4 mm permiten la mejor penetración del fijador.

Los resultados negativos de la prueba de inmunofluoresencia no eliminan el diagnóstico de enfermedad auto inmunitaria. Esta prueba es positiva en 50% de las enfermedades auto inmunitarias de la piel.

Los resultados positivos de la prueba de inmunofluoresencia no siempre confirman la enfermedad auto inmunitaria. Los resultados de la prueba pueden ser positivos en muchas dermatosis infecciosas inflamatorias y en algunos perros y gatos normales.

Se pueden guardar en el hospital las muestras fijas en medio de Michel. No deben someterse a inmunofluoresencia directa hasta que los resultados del examen histopatológico de rutina de las muestras fijas en formol indiquen cambios consistentes con enfermedades auto inmunitaria de la piel (Birchard y Sherding, 1996).

¿A quién envío la muestra?

La muestra se remite a:
- Veterinario Dermatólogo, Dermatohistopatólogo, un patólogo veterinario con capacitación en dermopatología (Birchard, Sherding,1996).
- Patólogo veterinario.

Hay que mantener en mente que el patólogo seccionará la muestra sobre su eje mayor, simétricamente y perpendicular a la superficie de la piel (Carlotti y Pierre, 1999).

Complicaciones.

Son raras las complicaciones en una biopsia de piel o posterior a ella son:

- Raramente ocurren sangrados o infecciones ocurren raramente después de la biopsia. En ocasiones la biopsia en piel puede dejar cicatrices.
- Infecciones de heridas las cuales son muy raras.

Factores que pueden alterar los resultados.

- Tratamientos previos para dermatitis hacen el diagnóstico más difícil.
- Sumisión por una muestra muy pequeña (para minimizar la cicatrización) es más probable que nos dé un resultado inconcluso.
- Tejido de cicatrización de una biopsia previa, hace el diagnóstico más difícil (Zaret, 1997).

Figura 4-3. Se circula con un marcador indeleble los sitios donde se realizará la biopsia. Clinical Handbook on Canine Dermatology Carlotti y Pierre, 1999.

Figura 4-4. Material para biopsia de piel.

Figura 4-5. Raspado en piel con bisturí. Clinical Handbook on Canine Dermatology Carlotti y Pierre, 1999.

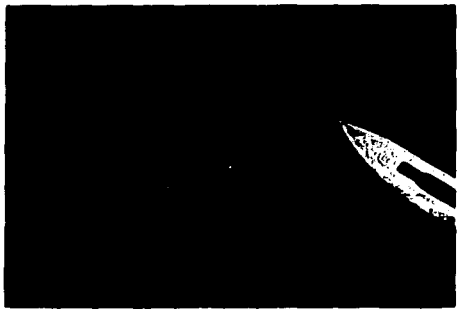


Figura 4-6. Una vez realizado el raspado se "unta" suavemente la pasta tisular obtenida, sobre la laminilla.

Figura 4-7. Raspado superficial en la oreja para el diagnóstico de Notoedres. Clinical Handbook on Canine Dermatology Carlotti y Pierre, 1999.

Figura 4-8. A. Cepillado de pelo para la obtención de escamas. B. Se depositan en un papel para su estudio.

Figura 4-9. Raspado utilizando un portaobjetos Clinical Handbook on Canine Dermatology Carlotti y Pierre, 1999.

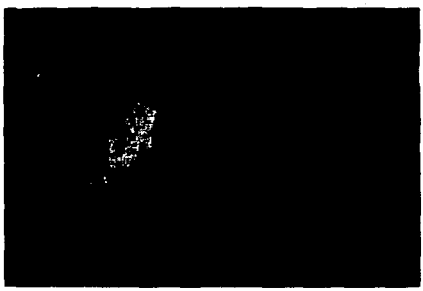


Figura 4-10. Técnica de impronta en lesión de piel. Clinical Handbook on Canine Dermatology Carlotti y Pierre, 1999.

Figura 4-11. Una vez seccionada la pieza quirúrgica para impronta, se elimina el exceso de sangre de la pieza quirúrgica apoyándola sobre un papel secante.

Figura 4-12. La muestra se apoya varios lugares sobre el portaobjetos.

Figura 4-13. BAAF. Una vez que se introduce la aguja dentro de la lesión en piel, se aplica presión negativa. Atlas en color de Dermatología de pequeños animales Wilkinson, Harvey,1996.

Figura 4-14. Se llena la jeringa de aire, se conecta de nuevo la aguja y se expulsa el material contenido en ella para depositarlo en un portaobjetos y realizar el frotis.

Figura 4-17. Lesión nodular de gran tamaño que aparentemente no compromete el tejido aledaño. Se rasura y se prepara quirúrgicamente para la biopsia.

Figura 4-18. Corte elíptico en piel, incluyendo parte de tejido normal a la periferia.

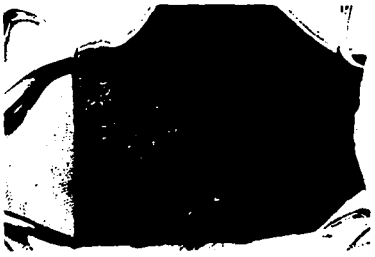


Figura 4-19. El defecto se cierra con puntos separados.

Figura 4-22. Biopsia con sacabocados. Clinical Handbook on Canine Dermatology Carlotti y Pierre, 1999.

Figura 4-23. Técnica de biopsia con sacabocados.

Figura 4-24. Se levanta la muestra tratando de no alterar el tejido, se limpia un poco la grasa subcutánea y se recorta el tejido subcutáneo graso al que esta atado la piel en su parte ventral con tijeras o bisturí.

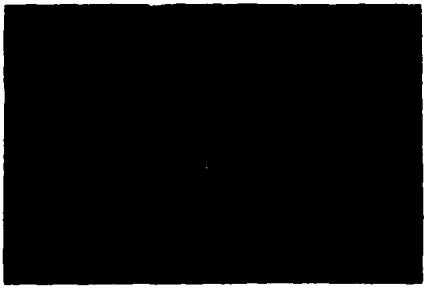


Figura 4-25. Una vez que se retira el sacabocados con el espécimen, se colocan uno o dos puntos de sutura en el sitio de biopsia con sacabocados. Clinical Handbook on Canine Dermatology Carlotti y Pierre, 1999.

Figura 4-26. La muestra se escurre gentilmente sobre papel absorbente para eliminar el exceso de sangre.

Figura 4-28. Técnica de biopsia por rasurado. Se utiliza una aguja hipodérmica para por debajo del sitio de lesión que se va a rasurar (subcutáneo), atravesando de un extremo a otro de la lesión y así sirve como guía para que el bisturí solo rasure el área de lesión que se extirpe para su estudio (fotografía en humanos).

Figura 4-29. Biopsia con tijeras. Este procedimiento se utiliza para retirar crecimientos que están atados a la piel por un pequeño tronco.

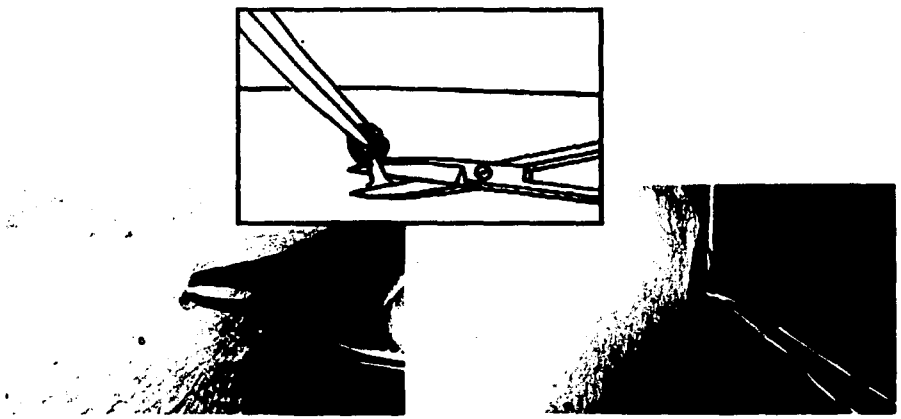


Figura 4-30. Se toma la lesión para biopsia en la zona de crecimiento con unas pinzas delgadas. Se jala alejándola de la piel, para que el pedúnculo que la sostiene quede en tensión. Y se corta con las tijeras, dicho pedúnculo y se retira el crecimiento.

CAPITULO 5.
BIOPSIA DE GLÁNDULA MAMARIA

La inflamación de la glándula mamaria, es un problema frecuente y significativo en los mamíferos domésticos.

En perras y gatas, las mastitis son poco frecuentes y suelen asociarse a infecciones por especies de *Staphylococcus* y de *Streptococcus.*

Las neoplasias de glándula mamaria son una patología común y relevante solamente en perras (Trigo,1998).

De todos los casos de neoplasia diagnosticados en perras a nivel mundial, cerca del 25% corresponden a tumores de glándula mamaria. La mayor parte de los tumores de mama 95% ocurre en hembras y de éstas, la inmensa mayoría 90% son hembras no castradas , de donde se deduce la importancia de la influencia hormonal en la carcinogénesis.

De los cinco pares de glándulas mamarias que suelen tener las perras, el par posterior es el más susceptible a neoplasias, más de 50% de éstas se originan en dicho par de glándulas.
A nivel histológico las alteraciones del crecimiento de la glándula mamaria se clasifican en: displasia, tumores mixtos benignos y malignos, carcinomas y sarcomas (Trigo,1998).

Debido a la gran incidencia de patología mamaria en la perra, donde es posible encontrar inflamación, hiperplasia y neoplasia en la misma glándula mamaria simultáneamente, la toma de muestras citología e histopatología ha sido de gran ayuda diagnóstica (Trigo,1998; De Buen,2001).

Indicaciones.

⇨ Crecimientos de glándula mamaria sin causa aparente, con sospecha de neoplasias. (**Figura 5-1.**)

Técnicas de biopsia.

CITOPATOLOGIA

5.1. Secreciones de glándula mamaria.

Esta puede ser espontánea o inducida. La espontánea no es común, ya que sólo llega a presentarse en un 2 a 5% de las mastopatías. El aspecto macroscópico es importante ya que puede orientar a los posibles padecimientos.

El material colectado suele ser muy necrótico y por lo tanto no útil para diagnóstico citológico, esto mismo sucede con la toma de improntas, las cuales se utilizan para obtener material de lesiones ulceradas de glándula mamaria (De Buen,2001).

TECNICA.

1. Se realiza previa asepsia de la región (Castañeda y Valadez, 1999).
2. En los animales domésticos pequeños las mamas que se van a examinar reciben un ligero masaje (Castañeda y Valadez, 1999).
3. Se retira el material del pezón acumulado (Castañeda y Valadez, 1999) (**Figura 5-2**.).
4. La pequeña cantidad de material que se obtiene se coloca en un portaobjetos o directamente se recibe en el portaobjetos limpio (Anderson,2001) se realiza el frotis y se fija en húmedo o en seco para tinción y valoración (Castañeda y Valadez, 1999) (**Figura 5-3**.).
5. Si la secreción es abundante o gruesa, deberá realizarse el frotis por técnica de squash o estándar (Anderson,2001) Deberá fijarse inmediatamente en seco o en húmedo (durante 1 a 3 segundos) (Anderson,2001).

5.2. Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF).

La seguridad de la citología por aspiración con aguja fina como una prueba preoperatoria en el cáncer de seno en mujeres se ha establecido, presentando una alta exactitud, (observándose menos de 1% en falsos positivos) en estudios comparativos entre citología y su correlación histológica (Rosete, 1998).
Las aplicaciones clínicas del diagnóstico citológico de las neoplasias son muchas.

- Si una neoplasia es diagnosticada como benigna la decisión de posponer o anticipar el tratamiento quirúrgico puede ser hecho con toda seguridad si el animal presenta otros problemas clínicos de mayor seriedad.
- En caso de neoplasias malignas inoperables en glándula mamaria un diagnóstico positivo le ahorra al paciente la necesidad de una cirugía mayor.

Conociendo cuales de las múltiples masas mamarias son malignas y cuales son benignas puede guiarse la aproximación quirúrgica a seguir.(Rosete, 1998).
Esta técnica no es del todo específica en la biopsia de glándula mamaria, ya que no es fácil por este medio determinar exactamente el patrón histológico (Rosete,1998).

Ventajas.

✓ La técnica de BAAF tiene un 33 a 79% (Cowell y Tyler,1989), 85.7% (Rosete,1998)de exactitud en relación al estudio histopatológico.

TECNICA

1. Se rasura y se prepara quirúrgicamente el sitio de biopsia (Rosete,1998; Anderson,2001) .
2. En ocasiones se llega a administrar anestesia local sobre el sitio de biopsia (Anderson,2001)
3. Se inmoviliza la glándula mamaria entre el segundo y tercer dedo (Anderson,2001) (**Figura 5-4.**).
4. Se introduce la aguja en la masa tumoral (Rosete,1998) (**Figura 5-4.**).
5. Los demás pasos se realizan como se explica en el *capítulo 1 Técnicas de biopsia BAAF* (**Figura 5-5.**)

Los errores en el muestreo ocurren cuando la aguja no se direcciona dentro de un área representativa del tumor. Esto es proporcional al tamaño del tumor, muestreo de diferentes sitios en tumores de gran tamaño, lo que puede incrementar el aspirado de células neoplásicas (Cowell, Tyler,1989).

Manejo de la muestra.

Los criterios de malignidad se aprecian mejor si los frotis se preparan con fijación en húmedo y se utiliza la tinción Papanicolau, la cual es menos frecuente en practica veterinaria (Cowell y Tyler,1989).

HISTOPATOLOGIA

5.3. Biopsia con aguja cortante (tru-cut).

Es una prueba segura y rápida que se puede realizar en animales sin anestesia general y cooperadores.

Indicaciones.

⇨ Para lesiones o crecimientos en glándula mamaria de etiología desconocida.

Contraindicaciones.

➡ Coagulopatías (Ogilvie y Moore, 1996).

Ventajas.

✓ No se requiere anestesia general.
✓ Se puede emitir un diagnóstico más exacto que la BAAF (Ogilvie y Moore, 1996).

Desventajas:

× El tejido que se obtiene es pequeño y puede no ser diagnóstico.
× No es tan exacto como una biopsia excisional.

TECNICA

1. Un ayudante sujeta la lesión de glándula mamaria y la inmoviliza.
2. Con una hoja de bisturí No.11 se realiza una incisión en la piel para permitir la fácil entrada de la aguja para biopsia.
3. La aguja tru-cut se avanza a través de la incisión hasta profundizarse en la lesión. En el caso de glándula mamaria, el instrumento solo entra dentro del tejido que se va a muestrear.
4. Una vez tomada la muestra se retira la aguja (Ogilvie y Moore, 1996).

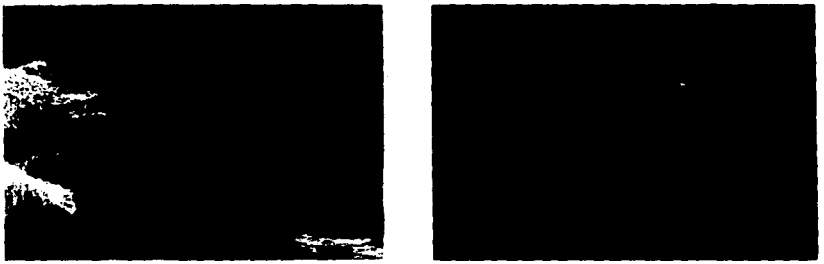


Figura 5-1. Proceso neoplásico en glándula mamaria.

Figura 5-2. Secreción de glándula mamaria obtenida por masaje y presión sobre el pezón en una perra con una masa neoplásica en la glándula mamaria.

Figura 5-3. Frotis lineal de la secreción obtenida en glándula mamaria.

Figura 5-4. BAAF de glándula mamaria se sujeta la lesión y se introduce la aguja fina para realizar la aspiración.

Figura 5-5. BAAF de glándula mamaria

CAPITULO 6.
BIOPSIA DE MUCOSAS

Para obtener células de mucosas, se utiliza como principal método el raspado de dichas superficies. Los frotis o raspados pueden obtenerse de las siguientes mucosas: vaginal, prepucial, conjuntival, ótica, oral y nasal y anal (De Buen, 2001).

Para realizar la citología de mucosas se puede utilizar hisopos de algodón, o cualquier material de raspado, que no tenga filo y pueda obtenerse con él células de la mucosa como son: cucharas de madera o de plástico (estas se utilizan más en mucosa conjuntival) (De Buen, 1997).
Las técnicas de biopsia en mucosas se explican sobre Mucosa vaginal.

6. 1. Mucosa vaginal.

La citología exfoliativa vaginal, aunque no sustituye la biopsia histopatológica, puede proporcionar información valiosa acerca de lesiones que producen molestia en el paciente (Bibbo,1997).

El epitelio vaginal es un tejido blanco para las hormonas ováricas, los estrógenos actúan en el epitelio vaginal para prepararlo para la cópula causando un incremento en el número de capas celulares resultando en la exfoliación de gran número de células epiteliales superficiales (Cowell y Tyler, 1989), además de un cambio en la morfología celular de no cornificada a cornificada (Johnston, 1981).

La citología vaginal es útil para monitorear los estados del ciclo estral, llevando una progresión precisa del proestro y estro en perras determinar el tiempo aproximado de ovulación y en ocasiones orienta el diagnóstico de gestación (Cowell y Tyler, 1989; Willard,1989; De Buen, 1997).

No es de gran pronóstico cuando se realiza durante el anestro y no es un sustituto de la observación directa del comportamiento durante el estro (Johnston,1981).

Recomendaciones.
Para evitar contaminación, la mayoría de las muestras de vagina deberán obtenerse antes de manipular el cervix (Bibbo,1997).

CITOLOGIA (Citopatología)

6.1.a. Secreciones vaginales

Este tipo de secreciones también pueden recolectarse y someterse a examen citológico.
Si hay abundante secreción en la vagina, se obtendrá con pipeta, hisopos o evertiendo los labios de la vulva de tal forma que la mucosa vaginal quede expuesta, posteriormente se realizan frotis de impresión directa (Coles,1989; Castañeda y Valadez, 1999).

6.1. b. Lavados Genitales.

El objetivo de hacer lavados genitales, es para recolectar células. Para el lavado se usa solución salina fisiológica (0.85%) estéril a temperatura de 30 a 35°C. En las hembras se introduce una pipeta de inseminación y se le administran solución salina fisiológica en el útero. Para el caso de las perras o gatas el masaje se da por el exterior en la región abdominal (Willard,1989; Castañeda y Valadez, 1999).

6.1.c. Citología Vaginal.

La evaluación de las enfermedades vaginales y uterinas, así como la evaluación del estado de ciclo estral en el que se encuentra una hembra, puede obtenerse a través de la citología vaginal (Rebar,1977).

La citología vaginal consiste en exfoliar células del epitelio vaginal a través de un raspado gentil de la mucosa vaginal con un hisopo humedecido en solución salina estéril (**Figura 6-1.**) (Johnston,1981).

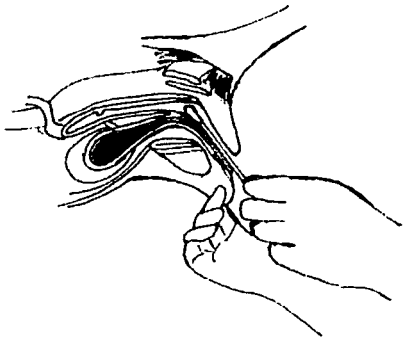


Figura 6-1. Exfoliación de células epiteliales de la pared dorsal de la vagina en una perra.

Indicaciones y usos.

- ⇨ Investigar ciclos estrales anormales.
- ⇨ Es poco utilizado en la gata pero puede utilizarse para monitorearlas cuando no presentan un comportamiento estral normal (Johnston, 1981).
- ⇨ Investigar si la causa por la que no existió apareamiento(receptividad), está correlacionada con el estado endocrino de la perra (Johnston, 1981; Willard,1989).
- ⇨ Determinar la naturaleza de descargas vulvares y otros desórdenes reproductivos (Willard,1989).
- ⇨ Detectar procesos inflamatorios y neoplásicos en el tracto reproductor de la hembra (Cowell y Tyler, 1989).

- ⇨ Diagnóstico de procesos inflamatorios específicos e inespecíficos.
- ⇨ Hiperplasias endometriales asociadas a piometras cerradas o abiertas
- ⇨ Neoplasias (Cowell y Tyler, 1989).

La citología vaginal no identifica ovulación (Willard,1989).

Recomendaciones.
Se debe tener cuidado al realizar este procedimiento para evitar el traumatismo a los tejidos vaginales, pero con una técnica adecuada no existe mayor contraindicación (Rebar,1977).

TECNICA.
Con hisopo.

1. Se coloca al paciente de pie en la mesa de exploración (Rebar,1977; Dahlgren,1980) (Castañeda y Valadez, 1999) o en decúbito lateral (Castañeda y Valadez, 1999).
2. El asistente sujeta al animal en dicha posición elevándole la cola y alejándola de la vulva (Dahlgren,1980) (**Figura 6 -2.**)
3. Se corta el pelo largo de la zona (Birchard, Sherding,1996).
4. Con un algodón se retira el exceso de secreción mucosa (Bibbo,1997).
5. Se limpian los labios de la vulva y la piel de alrededor con solución antiséptica y enjuague con abundante agua (de preferencia tibia) (**Figura 6-3.**) (Rebar,1977; Dahlgren,1980).
6. Se lubrica el final del espéculo vaginal (Dahlgren,1980).
7. El espéculo vaginal (opcional), se inserta cuidadosamente dentro de la vagina (para facilitar el paso del hisopo) (**Figura 6-4.**) (Rebar,1977).
8. Se introduce un hisopo estéril humedecido con solución salina estéril, dentro de la vagina (mucosa) a través del espéculo vaginal (Rebar,1977; Dahlgren,1980). Si no se cuenta con un espéculo vaginal, se abren los labios de la vulva, para evitar que el hisopo entre en contacto con éstos (Castañeda y Valadez, 1999) (**Figura 6-5**).

Se recomienda evitar el contacto del hisopo con el clítoris, la fosa clitoriana, vestíbulo y la piel de la vulva al obtener la muestra ya que estas áreas contienen células queratinizadas que pueden confundir la interpretación (Willard,1989).

9. Se introduce el hisopo estéril en la comisura dorsal de la vulva y una vez entrando, se dirige dorso-craneal mente hasta pasar el arco isquiático, y después cranealmente (**Figura 6-1.**) (Johnston,1981).
10. Se frota bien la mucosa vaginal por arriba del orificio uretral aplicando un movimiento rotatorio, esto es, girando el hisopo sobre su eje rotándolo entre los dedos índice y pulgar, sin dejar de tocar la superficie a muestrear del hisopo sobre las paredes de la vagina, cercana al cuello del útero (Rebar,1977; Dahlgren,1980; Cowell y Tyler, 1989; Birchard y Sherding,1996; Castañeda y Valadez, 1999).
    Muchos investigadores recomiendan realizar el frotis. raspando la pared dorsal de la vagina para evitar un posible traumatismo del orificio uretral ventral (**Figura 6-1.**) (Johnston,1981). Se retira el hisopo de la vagina sin tocar los genitales externos (en caso de no utilizar el espéculo vaginal) para no contaminarlo con otros tejidos (Rebar,1977; Dahlgren,1980) y se deposita el material obtenido en un portaobjetos (**Figura 6-6**).

Una vez que se prepara la muestra para su examen citológico, se recomienda examinar un mínimo de 100 células epiteliales (Willard,1989).

El solo tocar con un portaobjetos la mucosa vestibular de la parte interna de los labios vulvares no dará resultados representativos del estado endocrino de la mucosa vaginal (Johnston,1981)

Esta técnica se realiza de forma similar en las demás mucosas como es el caso de la mucosa ótica (**Figura 6-7**) (**Figura 6-8**) (Cowell y Tyler, 1989)

6.1.d. Improntas

Material.

- Portaobjetos.
- Gasas.
- Tinciones.

TECNICA.
Para lesiones expuestas o abiertas se pueden preparar frotis de impresión.

1. La lesión se limpia con cuidado.
2. Con un portaobjetos de vidrio limpio se hace presión suave en la superficie.
3. Se preparan varias laminillas.
4. Se fijan, se tiñen y se examinan.

6. 1. e. Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF)

Ha sido exitosa para muestrear lesiones palpables (*Ver técnica de BAAF capítulo 1.)* (Bibbo,1997).

6.2. Conjuntiva ocular

La mayoría de las lesiones de la conjuntiva y cornea se muestrean por raspado (Bibbo,1997).

Indicaciones

⇨ Para el diagnóstico definitivo en perros que padezcan déficit de células caliciformes conjuntivales (Kirk,1994).

Diagnóstico de procesos inflamatorios bacterianos o virales y neoplasias (De Buen, 1997).

CITOPATOLOGÍA

6.2.a. Raspado conjuntival.

Material.

- Hisopo, bisturí o cucharilla de plástico o madera sin filo en los bordes o espátula de platina (Bibbo,1997) o portaobjetos.
- Anestesia local (Lidocaína 2%).

TECNICA

Raspado con portaobjetos.

1. Se aplica anestesia local al sitio donde se realizará el raspado conjuntival (Bibbo,1997).
2. La muestra para valoración citológica se toma más fácilmente llevando hacia abajo el párpado inferior y raspando con cuidado la conjuntiva del fórnix conjuntival ventral o la conjuntiva inflamada, hasta que se forme una pequeña gota de líquido en el extremo de una espátula pequeña (Coles,1989; Kirk, 1994).
   Hay que tener cuidado de evitar el raspado en el margen del párpado (Coles,1989).
3. El material obtenido en el portaobjetos, se prepara en un frotis, se fija y se tiñe (Coles,1989).(**Figura 6-9**).

Figura 6-2. Un asistente sujeta al perro en posición de pie o decúbito esternal y elevándole la cola para alejarla de la vulva.

Figura 6-3. Se lava y se aplica antiséptico a la vulva y el área alrededor de ésta. Handbook of Veterinary cytology. Rebar,1977.

Figura 6-4. Se coloca el espéculo vaginal. Se debe tener cuidado de que entre en la vagina y no en la fosa clitoriana Handbook of Veterinary cytology. Rebar,1977.

Figura 6-5. Se introduce el hisopo en la vagina, y se frota contra la mucosa vaginal con movimientos rotatorios.

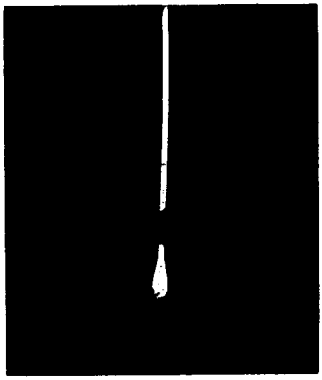


Figura 6-6. El hisopo se frota contra un portaobjetos limpio, con movimientos rotatorios y se fijan en seco para teñirlos posteriormente

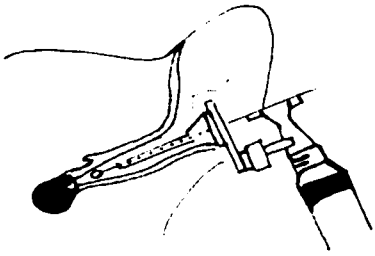


Figura 6-7. Frotis de secreciones del canal auditivo horizontal, deberán colectarse introduciendo un hisopo de algodón a través del cono de un otoscopio después de la exploración otoscópica.

Figura 6-8. Frotis de la mucosa ótica sin ayuda del otoscopio.

Figura 6-9. Raspado conjuntival con un portaobjetos.

CAPITULO 7.
BIOPSIA DE TEJIDO LINFOIDE

7.1. LINFONODOS.

Debido a su función en el dren linfático, procesamiento de antígenos e inmunidad celular y humoral, los linfonodos están envueltos en una gran variedad de enfermedades locales y sistémicas. La localización superficial y subcutánea de algunos linfonodos permiten detectar un aumento de tamaño visual o por palpación (Cowell y Tyler, 1989).
Como un mayor sitio de reconocimiento inmunológico, se espera que los linfonodos respondan a varios estímulos inflamatorios, infecciosos y neoplásicos locales y sistémicos.
La respuesta comúnmente es subclínica, pero en algunas ocasiones se manifiesta clínicamente y esto hace al dueño acudir con el médico veterinario para que atienda a su mascota (Rogers,1993).

Los linfonodos fácilmente palpables en perros y gatos son:

- Submandibular
- Cervical superficial (Pre escapular).
- Inguinal superficial
- Poplíteo (Rogers,1993) (**Figura 7-1.**).

Estos mismos son los linfonodos que se utilizan para la toma de muestra para biopsia.
Usualmente, se indica patología si los linfonodos axilares, axilar accesorio, cervical, femoral o retrofaríngeo son palpables (Rogers,1993).

La biopsia de linfonodos es importante en el diagnóstico, grado y manejo terapéutico de los pacientes con cáncer.

Previo a la biopsia los linfonodos deben palparse cuidadosamente. Además de las áreas específicas, debe evaluarse la consistencia de los ganglios:

Linfonodos blandos y fluctuantes: pueden indicar una importante supuración o necrosis.
Linfonodos anormalmente firmes o fijos: pueden contener elementos neoplásicos o inflamatorios.
Linfonodos muy dolorosos: pueden corresponder a un proceso inflamatorio agudo
Linfonodos no dolorosos: pueden corresponder a trastornos inflamatorio crónico o neoplásicos (Slatter,1989).

Indicaciones.
Cualquier linfadenopatía: (inflamatoria, hiperplasia y neoplasia) (Cowell y Tyler, 1989).

- ⇨ Hipertrofia local o generalizada de un linfonodo (Ettinger,1983; Slatter,1989) El aumento de tamaño de linfonodos siempre sugiere la posibilidad de procesos neoplásicos tanto primarios como metastásicos (Ettinger,1983).
- ⇨ Alteración en su consistencia y textura (Rogers,1993).
- ⇨ Linfonodos que drenan neoplasias malignas o que se sospecha de metástasis en ellos (Rogers,1993).

Recomendaciones.
De ser posible, el linfonodo submandibular deberá omitirse, ya que estos siempre están reactivos de manera normal debido al dren de la cavidad oral, donde el conteo bacteriano comúnmente esta elevado. Estas células reactivas en ocasiones se llegan a mal diagnosticar como células neoplásicas (Rogers,1993; Ogilvie y Moore, 1996).
Los linfonodos con mayor aumento de tamaño, normalmente no son ideales ya que comúnmente tiene un centro necrótico y áreas de hemorragia (Rogers,1993).
Se recomienda la biopsia de los linfonodos que drenan tejidos afectados por neoplasias ya que se puede detectar metástasis aunque no se encuentren aumentados de tamaño (Cowell y Tyler, 1989).

Técnicas de biopsia para linfonodo.

Existen disponibles varios métodos de biopsia

CITOPATOLOGIA

7.1.a. Biopsia de aspiración con aguja fina (BAAF)

Es el método más rápido y fácil de biopsia de los linfonodos (Slatter,1989).
La BAAF, puede ser efectiva y de gran valor para la evaluación de una linfadenopatía (Rogers,1993; Meyer,1998).
Su uso más común es para la diferenciación entre hiperplasia linfoide (reactiva) y neoplasia (linfoma) (Meyer,1998).
Pueden realizarse en linfonodos de cualquier tamaño siempre que sean debidamente localizados y estabilizados por palpación (Slatter,1989).

Indicaciones.

- ⇨ La selección de el o los linfonodos a puncionar debe ser basada en los hallazgos clínicos.

En animales con linfadenopatía, al menos se deben puncionar dos nodos (Rangel,1996; Castañeda y Valadez,1999).

- ⇨ En cualquier linfonodo que pueda ser inmovilizado (Ettinger,1983).

Desventajas.

- × Posibilidad de pasar por alto una lesión focal. (Slatter,1989).

Recomendaciones.
El linfonodo que se elija para la BAAF deberá ser representativo de la enfermedad (Rogers,1993).
Se recomienda realizar la BAAF en linfonodos periféricos por la facilidad para localizarlos (Ettinger,1983).

TECNICA
1. En caso de pacientes excitados se recomienda la aplicación de algún sedante (Ettinger,1983).
2. No se llega a requerir preparación de la piel sobre el sitio de biopsia a menos que se quieran realizar cultivos (Rogers,1993). Sin embargo se puede preparar quirúrgicamente la zona a puncionar (Ettinger,1983; Rangel,1996).
3. El linfonodo es inmovilizado con una mano (Ettinger,1983; Rangel,1996; Castañeda y Valadez,1999).
   Con la otra mano se introduce la aguja a través de la piel hasta llegar al linfonodo (Ettinger,1983; Rangel,1996) y se continua con la técnica de BAAF descrita en el capítulo 1 (**Figura 7-2 y 7-3.**)
4. Se suspenderá la aspiración si aparece sangre en la cubeta de la aguja (Rogers,1993).

Regularmente no se observa material en la jeringa (Rangel,1996).

A pesar de la exactitud de la citología por BAAF para determinar ciertas enfermedades tales como linfomas, mastocitomas y la presencia de tumores sólidos metastásicos, se recomienda el diagnóstico histopatológico previo a iniciar una terapia definitiva (Ogilvie y Moore, 1996).

HISTOPATOLOGIA

La biopsia para histopatología comúnmente se realiza después de la BAAF cuya citología sugiere la presencia de enfermedad (Ogilvie y Moore, 1996).

7.1.b. Biopsia de linfonodo con aguja cortante para tejido blando.

Generalmente no se recomiendan para linfonodos, ya que la interpretación puede dificultarse debido a que la arquitectura no se preserva bien (Rogers,1993). En la mayoría de los casos se recomienda la biopsia excisional (Welch,1997).
En cada caso, se debe obtener tejido apropiado para el diagnóstico histopatológico.

Puede realizarse con el paciente despierto si es cooperativo. El resultado histopatológico generalmente es más preciso que con la técnica BAAF, pero menor que la biopsia excisional. (Ogilvie y Moore, 1996).

Indicaciones.
⇨ Linfadenopatías de etiología inexplicable(Ogilvie y Moore, 1996).

Contraindicaciones.

➡ Coagulopatías(Ogilvie y Moore, 1996).

Ventajas.

✓ No se requiere anestesia general (Ogilvie y Moore, 1996).
✓ Es rápido y seguro (Ogilvie y Moore,1996).

Desventajas.

× Las muestras de pequeño tamaño que se obtienen en ocasiones no son diagnósticas(Ogilvie y Moore, 1996).

TECNICA

1. Se prepara quirúrgicamente el sitio de biopsia, se administra anestesia local y se continua la técnica descrita en el capítulo uno.
2. Si el linfonodo es lo suficientemente grande y está en una zona relativamente segura, puede emplearse la técnica de lanzamiento(Slatter,1989) :
   - Una vez que se perfora la cápsula del linfonodo, la cánula exterior se mantiene estacionaria y la cánula interna con la muesca para tejido, se lanza dentro del linfonodo, empujando hacia delante el mango de la aguja (**Figura 7-4a.**) (Slatter,1989).
   - Si el linfonodo es más pequeño que la ranura de muestras o está en situación arriesgada, no debe emplearse la técnica de lanzamiento:
   - En su lugar se penetrará la cápsula y se hará avanzar la aguja a través del linfonodo hasta la porción distal de este. Mientras la varilla de muestras del obturador se mantiene estacionaria, la cánula exterior se retira lentamente hasta el borde proximal, con cuidado de no sacarla de la cápsula (**Figura 7-4b**) (Slatter,1989) (**Figura 7-4c**) (Slatter,1989).

Manejo de la muestra.

Preservadores especiales:

Para la identificación de inclusiones virales se prefiere la solución fijadora de Bouin.

Las muestras mayores de 5cm deberán cortarse antes de colocarlos en formalina para que se fije adecuadamente (Welch,1997).

Complicaciones.

La hemorragia suele ser la única complicación posterior a la biopsia y puede minimizarse aplicando presión digital y colocando una curación de presión en la zona (Slatter,1989).

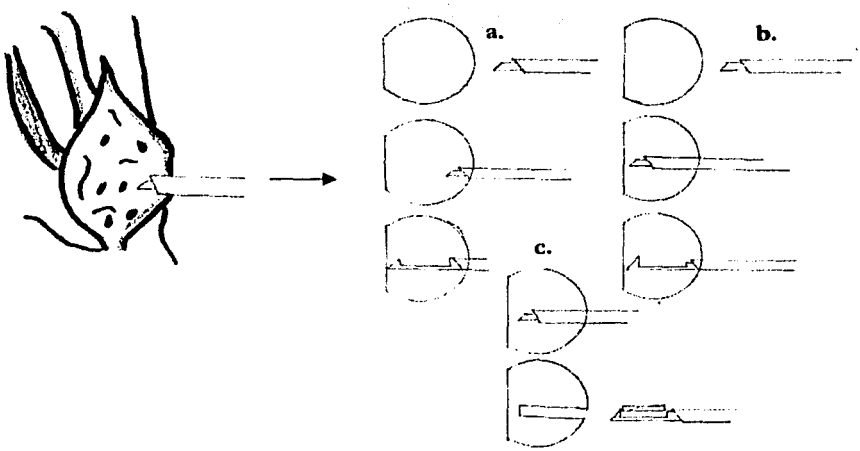


Figura 7-4. Métodos de penetración Tru-Cut.

a. **En lesiones mayores, penetrar la cápsula y entonces lanzar hacia delante la varilla obturador-muestra.**

b. **En lesiones más pequeñas, introducir la cápsula hasta el borde lejano de la lesión y tirar hacia atrás de la cánula exterior hasta borde cercano.**

c. **Cortar muestra y extraer.**

7.2. BAZO.

El bazo tiene muchas funciones importantes y por lo común participa de manera activa o pasiva en diversos procesos morbosos (Birchard y Sherding,1996).
Por lo común los trastornos esplénicos se identifican por cambios de tamaño, forma y función del bazo. En general, el crecimiento simétrico o asimétrico de ese órgano puede descubrirse en la exploración física o la valoración radiográfica. Otros signos (debilidad, palidez, anomalías de la coagulación) se relacionan con el proceso morboso subyacente o están en función del mismo (Birchard y Sherding,1996).
Las decisiones terapéuticas dependerán de un diagnóstico clínico preciso. Por ejemplo, la esplenectomía puede producir mayor morbilidad y mortalidad, por tanto sólo se realizará cuando sea necesaria. (Birchard y Sherding,1996).
Como parte del diagnóstico se llegan a realizar biopsias citopatológicas en los pacientes con sospecha de enfermedad esplénica.

La biopsia de bazo puede obtenerse por vía percutánea, por aspiración con aguja fina (BAAF), o quirúrgicamente. La guía con ultrasonido nos ayuda a obtener una muestra y diagnóstico más preciso cuando la biopsia es percutánea.

Indicaciones
- ⇨ Esplecnomegalia (Welch, 1997).
- ⇨ Sospecha de metástasis en bazo (Welch,1997).
- ⇨ Las biopsias percutáneas comúnmente son diagnósticas en lesiones difusas (mastocitomas o linfomas.
- ⇨ En ocasiones no es de gran utilidad si las lesiones son muy focales o nodulares.

CITOPATOLOGIA

7.2.a. Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF)

La técnica es de gran utilidad cuando se detecta el aumento de tamaño del bazo debido a neoplasias, infecciones inmunológicas o enfermedad hemolítica (Cowell y Tyler, 1989).
El bazo aumentado de tamaño es turgente, friable y lleno de sangre (Cowell y Tyler, 1989).

Indicaciones.
- ⇨ Cuando la causa de esplecnomegalia no puede determinarse (Cowell y Tyler, 1989).
- ⇨ Esplecnomegalia simétrica (Cowell y Tyler, 1989).

Contraindicaciones.
- ➡ En pacientes con grandes lesiones cavitarias que podrían romperse durante la aspiración y por consiguiente siembra tumoral en cavidad abdominal (Cowell y Tyler, 1989; Stone, 1995; Birchard, Sherding,1996).

Ventajas.
- ✓ Es un procedimiento seguro y sencillo que puede ayudar a establecer el diagnóstico de patología esplénica en más de 50% de los pacientes.

Desventajas.

- La diferenciación entre hemangiosarcoma y hemangioma por BAAF es raramente posible.
- La BAAF se debe realizar con mucho cuidado, ya que durante la aspiración puede ocurrir la ruptura de una lesión hacia cavidad con consecuencia fatal, especialmente en animales con coagulopatías (Welch,1997).

TECNICA

1. Se llega a realizar sin necesidad de anestesia general(Cowell y Tyler, 1989).
2. Se coloca al animal en decúbito lateral derecho o decúbito dorsal, utilizando una ligera sedación o sujeción manual (Welch,1997).
3. Es conveniente evitar el uso de fenotiazinicos y barbitúricos debido a que resultan en congestión esplénica y se puede obtener una muestra no diagnóstica como resultado de la dilución de sangre (Welch,1997).
4. El tamaño y localización del bazo dentro de cavidad abdominal determina el sitio de biopsia. Además de localizar el área donde el bazo pueda sujetarse más fácilmente a la pared abdominal.(Cowell y Tyler, 1989).
5. Se rasura y se prepara quirúrgicamente el área del cuadrante del lado izquierdo craneal del abdomen (sitio donde se localiza el bazo) (Cowell y Tyler, 1989; Welch,1997).
6. Se puede infiltrar anestesia local en esta área (Cowell y Tyler, 1989).
7. Se aísla el bazo, presionándolos gentilmente contra la pared abdominal en el sitio que se preparó (Cowell y Tyler, 1989).
8. Con la aguja atada a la jeringa se penetra la pared abdominal(Welch,1997) pasando a través de piel y músculo hasta llegar al bazo (Cowell y Tyler, 1989).
9. Se avanza la aguja dentro del bazo (Welch,1997).
10. Una vez que la aguja ha penetrado al parénquima esplénico, se aplica presión negativa y la técnica se continua como se describe en el capítulo 1 (Cowell y Tyler, 1989).
    Se debe evitar la dilución de la muestra con sangre así como hemorragia excesiva (Cowell y Tyler, 1989).
11. Antes de remover la aguja del abdomen, se suspende la succión de la jeringa, para evitar aspirar los contenidos de la aguja dentro de la jeringa (Welch,1997).
12. Se retira la aguja del abdomen

Complicaciones.

- Ruptura esplénica (Birchard, Sherding,1996).
- Hemorragia intra abdominal profusa (Cowell y Tyler, 1989).
- Metástasis tumoral dentro de la cavidad abdominal (Cowell y Tyler, 1989).
- Daño a otros órganos abdominales.
- Peritonitis.
- Siembras abdominales de neoplasias esplénicas (Birchard y Sherding,1996).

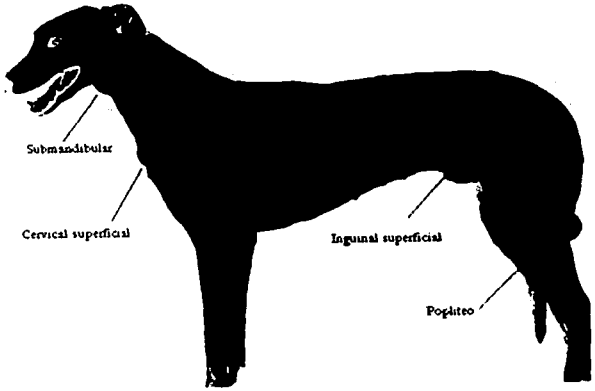


Figura 7-1. Localización de los linfonodo palpables.

Figura 7-2. Técnica de BAAF en linfonodo pre escapular.

Figura 7-3. Técnica de BAAF en linfonodo poplíteo.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

CAPITULO 8.
BIOPSIA DE MÉDULA ÓSEA

Es una técnica utilizada para obtener una porción de tejido formador de sangre de la médula del hueso para su examen en un laboratorio o para su trasplante. El muestreo consiste en insertar un tipo de aguja especial dentro del hueso que contiene médula y extraer el tejido por succión (aspiración) o por extracción de una porción de tejido (biopsia medular).

El término biopsia de médula ósea incluye en este artículo, tanto la aspiración con aguja como la biopsia medular. Cuando sea necesario distinguir entre las dos se utilizará el término específico.(Kirk,1994).

Indicaciones.
Anormalidades en la sangre periférica.
Aquellas situaciones donde existe un desorden sugestivo del sistema hematopoyético, donde existe un cambio insuficiente en la sangre periférica para poder obtener un diagnóstico definitivo.
Las indicaciones más comunes son:

- ⇨ Citopenias periféricas prolongadas, especialmente si más de una línea de células hematopoyéticas está afectada en ausencia de destrucción, secuestro, etc, sugiere anormalidades en la producción de médula ósea.
- ⇨ Anemia leucoeritroblástica, (por metástasis de granuloma-linfoma) (Rapson,2000).
- ⇨ Anemia sin reticulocitosis pero número significativo de eritrocitos nucleados circulantes indicativos de una liberación temprana anormal de eritrocitos de la médula (Wolf,1999).
- ⇨ Cuando se sospecha de malignidad hematopoyética.
- ⇨ Problemas de maduración celular tanto citoplasmáticos como nucleares en cuanto a una línea celular o más en el hemograma de rutina.(Lewis, 1979; Meyer,1998; Wolf,1999).
- ⇨ Presencia inexplicable de células sanguíneas inmaduras (Meyer, 1998).
- ⇨ Anormalidades proliferativas.
- ⇨ Leucocitosis.
- ⇨ Anormalidades en la morfología de las células sanguínea.
- ⇨ Procesos granulomatosos o infecciosos.
- ⇨ En estados de condiciones neoplásicas: Poblaciones anormales de células en circulación (Wolf,1999).
- ⇨ Diagnóstico y tipificación de linfoma o tumores sólidos (Rapson,2000).
- ⇨ Para estimar la adecuación de almacenamiento de hierro en el cuerpo en otras especies diferentes al gato.
- ⇨ En algunos desordenes como mielofibrosis, el diagnóstico solo se puede realizar por un examen de médula ósea. (Lewis, 1979; Rapson,2000).
- ⇨ Diagnóstico de enfermedades causadas por agentes infecciosos que tienden a establecerse en médula. ej. *Histoplasma, Leishmania, Mycobacterium.*

En el **cuadro 8-1.** se enumeran algunas indicaciones adicionales para la biopsia de médula ósea junto con las enfermedades más frecuentes asociadas. Estas indicaciones se estudian con más detalle a continuación.

Contraindicaciones.

- Celulitis, osteomielitis o terapias de radiación que involucren el sitio donde entrará la aguja para la biopsia.
- Coagulopatías severas no corregibles.
- Aneurisma aórtico torácico si se utiliza el esternón para la biopsia (Rapson,2000).

Cuadro 8-1. Indicaciones para la aspiración / biopsia de médula ósea.

INDICACION	ENFERMEDADES
PANCITOPENIA (ANEMIA APLÁSICA)	Mieloptisis Erhlichiosis Hiperestrogenismo Mielodisplasia Necrosis de médula Idiopática
ANEMIA NO REGENERATIVA O POBREMENTE REGENERATIVA	Deficiencia de folato o B12 Aplasia pura de glóbulos rojos Inmunomediada Virus de la leucemia felina (FeLV) Mieloptisis
TROMBOCITOPENIA (INEXPLICABLE)	Inmunomediada Mieloptisis Ehrlichiosis Hiperestrogenismo
NEUTROPENIA (PERSISTENTE)	Mieloptisis Viral (FeLV , virus de inmunodeficiencia felina) Reacción inmunomediada a fármacos
CÉLULAS ATIPICAS EN SANGRE PERIFERICA	Neoplasia linfoproliferativa Neoplasia mieloproliferativa
GAMMAPATÍAS MONOCLONALES	Mieloma múltiple Linfoma Ehrlichiosis Micosis sistémica (rara)
NEOPLASIA	Metástasis ósea no hematológica Clasificación clínica de linfoma y mastocitoma. Leucemia, mieloma.

(Kirk, 1994).

Técnicas de biopsia de médula ósea

Las muestras de médula ósea pueden obtenerse mediante:

- Biopsia percutanea por aspiración con aguja cortante
- Biopsia medular con obtención de tejido.

El cuadro 8-2. esquematiza el procedimiento más útil de acuerdo a cada enfermedad específica. La evaluación óptima de la médula ósea, sin embargo, se consigue cuando se obtiene a la vez extensiones de médula y muestras para biopsia.

También deberá remitirse sangre para un estudio completo que incluya hemograma y estudio citológico, recolectada el mismo día junto con la biopsia de médula ósea (aspiración) de forma que los resultados medulares pueden relacionarse con el cuadro en sangre periférica. Esto siempre y cuando se realice una correcta interpretación de la médula (Lewis, 1979).

Cuadro 8-2. Técnicas de biopsia más fiables para enfermedades específicas.

ASPIRACION	BIOPSIA MEDULAR
◊ Leucemias ◊ Displasias ◊ Defectos de maduración ◊ Anemia severa (de etiología desconocida y conteo de reticulocitos bajo) ◊ Anemia macrocítica (confirmar presencia de anemia megaloblástica o excluir anemia sideroblástica y eritropoyesis normoblástica) ◊ Leucopenia y/o trombocitopenia, para diferenciar entre consumo excesivo ó producción disminuida ◊ Leucocitocis persistente de etiología desconocida ◊ Síndrome mielodisplástico ◊ Desorden de inmunoglobuilinas (mieloma múltiple) ◊ Problemas de almacenamiento de lípidos ◊ Anormalidades de almacenamiento de hierro ◊ Obtención de médula para análisis cromosomal ◊ Obtención de tejido para cultivos microbianos (bacterias, micobacterias, parásitos, hongos) ◊ Evaluación a la respuesta de terapias para neoplasias malignas hematológicas.	Mielofibrosis Síndrome mieloproliferativo (trombocitemia, policitemia vera) Falla en la Biopsia por aspiración Neoplasias metastásica Linfoma ó tumores sólidos Granuloma infeccioso Número de megacariocitos Pancitopenia Posible anemia mieloptísica (infiltrado medular con células de leucemia, tumores metastáticos, linfoma, granulomas) Fiebre de origen desconocido Amiloidosis sistémica cuando otros métodos han fallado para su diagnóstico

(Batjer, 1979; Kirk,1994).

Sitio de biopsia.

Cualquier hueso que contenga médula roja puede utilizarse como sitio de aspiración.
Los sitio de preferencia a muestrear dependen de la especie (Cuadro.3) (Finn, 1999)(Castañeda y Valadez 1999).

Cuadro 8-3. Sitios de obtención de médula ósea en perros y gatos.

ESPECIE	LOCALIZACION	AGUJA	CALIBRE Y LONGITUD
Perro	Húmero y cresta ilíaca.	Turkel	14-16 de 5cm
Gato	Húmero y cresta ilíaca	Rosenthal con tope Luer	16-18 de 2cm

(Castañeda, Valadez,1999).

Los sitios de uso más común son:

Huesos largos en sus epífisis:
Fémur (cuello) (**Figura 8-1A.**).
Húmero (**Figura 8-1B.**).
Huesos planos:
Cresta iliaca (**Figura 8-1C.**).
Costillas (**Figura 8-1D.**) (Morgan,1997).
Esternón. (Kirk,1994).

Como quiera que sea, el sitio de mayor facilidad y más adecuado para realizar una biopsia de médula ósea es la cresta iliaca dorsal, tanto por aspiración como para biopsia medular. Este sitio tiene la ventaja de requerir la mínima sujeción, en la mayoría de los casos, solo se necesita anestesia local. Para la biopsia por aspiración, es el único sitio para describir la técnica (Lewis, 1979).

Los lugares más frecuentes en perros y gatos son la cresta iliaca, cuello femoral (Meyer,1998) y húmero (**Figura 8-1 A,B,C**) (Ogilvie y Moore,1996).

Perros de tamaño medio o grande y gatos de gran tamaño Se prefiere la cresta ilíaca a menos que exista una lesión específica como hallazgo radiográfico se toma la muestra en otros sitios. En ocasiones se requiere un esfuerzo físico muy grande para obtener una muestra de buena calidad.

Se podrá requerir una jeringa de 50ml y se aplica succión al embolo de forma intermitente y soltar abruptamente tan pronto como la muestra de médula empiece a entrar a la jeringa (Lewis,1979).

Para gatos pequeños y razas de perros miniatura o toy, donde el ilion es muy delgado, se realiza la biopsia en el tercio proximal del fémur a través de la fosa trocantérica.
En pacientes obesos, se llega a utilizar el tercio proximal del húmero el cual es otro sitio común. (Meyer, 1998).

Para perros y gatos viejos, Es mejor realizar la biopsia en huesos planos como costillas, justamente ventral a la unión costo-vertebral, para obtener una mayor cantidad de médula y menor cantidad de grasa. Este sitio no es adecuado para biopsia medular. Pero si para la aspiración (Lewis, 1979).

Las costillas y esternebras contienen médula ósea activa, en ocasiones en perros de talla grande se utiliza este sitio en la tercera, cuarta o quinta esternebra, sin embargo, debe evitarse estos lugares por la posibilidad de resbalar del hueso y penetrar en la cavidad torácica (Kirk,1994) y dañar estructuras en esta cavidad, por ello, se debe tener cuidado de penetrar justamente en el centro de estos huesos para disminuir el riesgo de neumotórax, hemorragias incontroladas o laceración cardiaca (Meyer,1998).

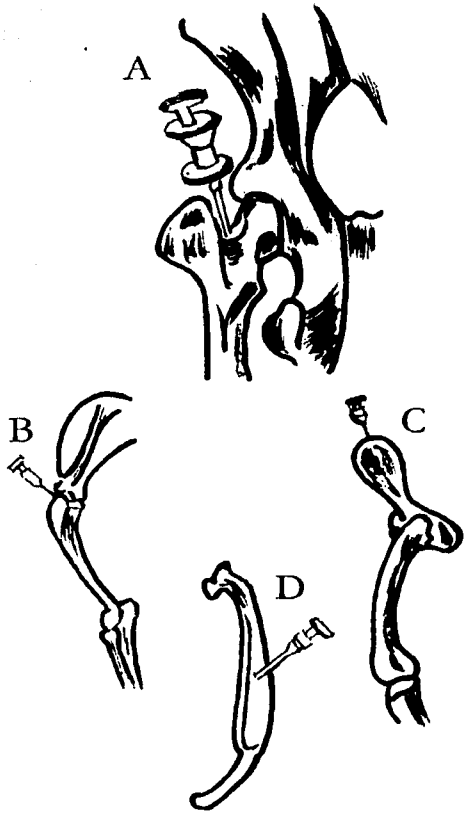


Figura 8-1. Tres sitios ideales para la aspiración de médula ósea. A. Gran trocánter femoral. Tubérculo proximal en la cabeza humeral. C. Aspecto dorsocraneal de la cresta iliaca. D. Costilla.

Material.

- Lidocaína al 2%.
- Aguja para biopsia estéril.
- Guantes estériles.
- Hoja de bisturí No 11.
- Jeringa de 12 a 20ml para BAAF. Algunos autores sugieren 2ml únicamente (Finn, 1999).
- Portaobjetos limpios (uno para recibir la muestra, 3 ó 4 más para realizar los frotis).
- E.D.T.A. al 2%.
- 10% de formalina (biopsia medular) en sus contenedores.
- Aguja para biopsia de médula ósea Rosenthal (Jorgensen lab.) o Jamshidi.
- Medidas. 4" (10cm) de largo y un calibre de 11 y 14 g (Perros grandes).
- 1 a 1.5 pulgadas (2.5 – 3cm) de largo y calibre 16- 18g (perros miniatura y gatos) (Kirk,1994).
- En caso de realizar la biopsia en costillas ó esternebras se recomienda utilizar una aguja corta (con seguro ajustable) (Meyer,1998).
- Gasas estériles.
- Una aguja para biopsia de médula ósea (Extra).

(Lewis,1979; Kirk,1994) (**Figura 8-2.**).

Todas estas agujas pueden utilizarse para aspiración de médula, en este manual se utilizará la Aguja para biopsia de médula ósea Rosenthal. Similar a la aguja de aspiración/ biopsia de médula ósea desechable de Jamshidi.

Se dispone de agujas en acero inoxidable, que pueden esterilizarse en autoclave y reutilizarse. Las agujas con componentes plásticos fueron diseñadas para utilización única en medicina humana; sin embargo, pueden esterilizarse con gas y reutilizarse varias veces antes de desecharse.

Importante.

- Cubrir la luz de la aguja y la jeringa de biopsias con una pequeña cantidad de E.D.T.A. al 2% puede ayudar a prevenir la coagulación de las muestras. (Kirk,1994).

Biopsia de médula ósea en la Cresta iliaca.

A continuación se explican las técnicas de médula ósea en la Cresta iliaca para histopatología y citopatología:

HISTOPATOLOGÍA.

1. Biopsia medular con obtención de tejido.

Ventajas.

- ✓ Proporciona un medio más adecuado para la evaluación de la celularidad medular y neoplasias metastásicas que la biopsia por aspiración con aguja cortante.
- ✓ Las muestras de biopsia medular permiten el examen histológico.
- ✓ Las enfermedades que afectan a la arquitectura medular o tienen distribución focal (neoplasias metastásicas, áreas de necrosis) se evalúan más fácilmente mediante biopsias medulares. .(Kirk, 1994)
- ✓ Las secciones obtenidas por biopsia medular, son mejores para evaluar anormalidades en la arquitectura medular.
- ✓ Es recomendada para determinar la celularidad y número de megacariocitos ya que se obtiene mayor cantidad de tejido para su evaluación.

Desventajas.

× Se requiere de agujas especiales que corten una pieza de material sólido (Meyer,1998).

Preparación y anestesia del paciente.

Tanto la aspiración como la biopsia medular suelen ser posibles en animales dóciles utilizando solamente anestesia local. La tranquilización a veces se utiliza en pacientes que se oponen a la sujeción manual (en perros o gatos excitables).
Si se requiere anestesia general para otro procedimiento, la biopsia de médula ósea se realizará al mismo tiempo para minimizar el estrés del animal (Meyer, 1998).

Posición del paciente y asepsia.

- Se coloca al animal en decúbito lateral, localizando la cresta iliaca por palpación, aunque la aspiración de cresta ilíaca puede realizarse en decúbito esternal (**Figura 8-3**).
- Se prepara para cirugía un área alrededor de 13cm de diámetro sobre la parte anterior y posterior de la cresta iliaca:
  - Se rasura el pelo que se encuentra sobre la piel en esta área.
  - Se limpia bien la superficie de la piel con jabón quirúrgico y cepillo quirúrgico, posteriormente, enjuagar.
- Aplicar una solución antiséptica (Yodo 2%) como en la rutina quirúrgica (Kirk,1994) (**Figura 8-3**).

Anestesia local

- Se infiltra la piel, el tejido subcutáneo, dentro y alrededor del periostio (para desensibilizarlo) (Castañeda y Valadez, 1999)y la porción más ancha del borde dorsal de la cresta iliaca con anestesia local de la siguiente forma:
  - (En un perro de tamaño medio esto es de 2.5 a 5 cm detrás de la parte más anterior de la cresta iliaca dorsal.
  - Si la cresta es trazada (localizada) entre el dedo gordo y otro dedo, el punto más ancho será fácil de encontrar.

- Se inyecta 1 a 2 ml de anestesia local (lidocaína 2%) para disminuir las molestias, utilizando una aguja calibre 22g ó 25g sobre la piel y posteriormente 18g para las estructuras más profundas incluyendo un área de varios centímetros del periostio.
- Se debe tener mucho cuidado para asegurar que el periostio está bien infiltrado (Lewis, 1979)
- Esperar de 5 a 10 minutos.

Incisión de planos topográficos.

- El médico deberá utilizar guantes estériles para iniciar la biopsia.
- A continuación con el bisturí (hoja No11), se realiza una pequeña incisión en la piel anestesiada de 2 a 3 mm (Lewis,1979), para localizar y apoyar con mayor facilidad la aguja para la biopsia (Kirk,1994) (**Figura 8-4.**).
- La incisión se profundiza hasta el periostio anestesiado.

TECNICA

1. La aguja para médula ósea (Rosenthal o Jamshidi), con el estilete en su lugar se coloca en el ala del íleon en un ángulo de aproximadamente 45° respecto al eje longitudinal
2. Se introduce y se avanza cuidadosamente hacia dentro del hueso.
   - La punta de la aguja se ajusta hasta que se localice en el centro de la parte más ancha de la cresta iliaca.
   - La estabilidad de la aguja se da por inmovilización de la piel sobre esta área entre el dedo pulgar y otro dedo uno a cada lado de la cresta.
   - La aguja se deja firme en el ángulo correcto al hueso y se aplica una presión adecuada, respecto a la piel (la aguja no debe avanzar perpendicular a la piel ya que esto resulta en biopsias de pobre calidad con mucho cartílago) (**Figura 8-5**)
   - Al tiempo, se van realizando movimientos rotatorios alternativamente en el sentido de las agujas del reloj y en sentido contrario ejerciendo una presión moderada hasta que queda bien implantada en la cavidad medular (Kirk,1994).
   - Alrededor del plano vertical hasta que la punta de la aguja empiece a anclarse dentro del hueso.
   - Se incrementa la presión y los movimientos rotatorios se realizan con más vigor hasta que la aguja este firmemente empotrada en el hueso (**Figura 8-5**).
     Cuando la aguja ha traspasado hasta la corteza, este permanecerá en un lugar sin soporte.
3. Una vez que la aguja queda asentada, se remueve el estilete (**Figura 8-6**).
4. Para desprender este núcleo del hueso que le rodea:
   - La aguja se introduce aplicando presión de manera firme y se balancea hacia delante y hacia atrás y se gira en ambas direcciones con movimientos rotatorios, cortantes y vigorosos.
   - De esta forma el tejido para la biopsia será cortado e introducido a la aguja.(**Figura 8-6.**)
   - Se hace avanzar la aguja 1 ó 2 cm más hacia dentro en la esponjosa, introduciendo de esta manera un núcleo de tejido en la aguja.
5. Se debe tener mucho cuidado en mantener la aguja en dirección dorso-ventral, esencialmente vertical.
   - Obviamente se siente cierta resistencia cuando se llega a la corteza.

6. A continuación se retira la aguja aplicando presión hacia arriba a la vez que va rotándose adelante y atrás.
7. En este punto la aguja se rota varias veces sobre su axis, primero en dirección de las manecillas del reloj y luego en contra (10 veces para cada lado), después se retira lentamente 2mm aproximadamente.
8. La aguja contiene ahora una muestra sólida de tejido medular unido aún a su base.
9. La aguja se retira ligeramente del sitio.
10. Después, la punta de la aguja sé redirecciona ligeramente en una dirección distinta y se avanza de nuevo vigorosamente hasta que se encuentre de nuevo resistencia, en un esfuerzo de despegar la muestra de tejido medular del hueso.
11. Los pasos 7 al 10 se repiten hasta que la muestra se desprenda.
12. La aguja que contiene la muestra desprendida se retira lentamente realizando movimientos rotatorios alternados vigorosos.

Manejo de la muestra.

La muestra de médula se expulsa fuera de la aguja introduciendo la cánula en el extremo cortante de la aguja (**Figura 8-7.**).
De esta forma se expulsa la muestra sin ser apretada sobre el extremo adelgazado de la aguja.
Puede realizarse extensiones por impresión para su evaluación citológica haciendo rodar suavemente el núcleo sobre un portaobjetos de cristal (Lewis,1979) o entre dos portaobjetos (Kirk,1994) Para esto, se recomienda mantener estas laminillas alejadas de formalina ya que altera las propiedades tintoriales de los frotis.

De esta forma se proporcionan excelentes preparaciones para evaluación (**Figura 8-8.**).
Posteriormente se coloca el núcleo en formol amortiguado al 10% o en solución de Zenker para su fijación (Kirk, 1994) (**Figura 8-9.**).
Permanece ahí por lo menos 24 horas.

Se envía al laboratorio experto en el área donde se realiza el proceso en base al protocolo de cada laboratorio, además se puede remitir para otros estudios como análisis microbiológicos o virales.

CITOPATOLOGÍA

2. Biopsia percutánea por aspiración con aguja cortante.

Es la técnica que se prefiere para evaluar desórdenes hematológicos.
Esta técnica se utiliza con mayor frecuencia que la biopsia medular, en la medicina veterinaria.
Esta técnica sólo puede practicarse satisfactoriamente en animales vivos, el hueso escogido debe contener médula roja activa y es esencial tener una asepsia estricta en el procedimiento.
La aspiración con aguja proporciona extensiones de médula para su evaluación citológica.
Las enfermedades en las que es importante la morfología celular se evalúan mejor por examen citológico.(Kirk, 1994).

La utilidad de la citología de la biopsia por aspiración de médula ósea como una herramienta de diagnóstico, dependerá de una recolección adecuada de la muestra de médula ósea así como una correcta preparación de las laminillas (frotis) que se realicen (Meyer, 1998).

Ventajas.

- ✓ Los frotis obtenidos son tan finos que permiten evaluar el detalle celular individual. Esto es útil para la identificación de desordenes neoplásicos, tales como infiltrados de linfoma o síndrome mielodisplásico.
- ✓ En los frotis de la biopsia por aspiración bien realizados, las células son más precisas de identificar y enumerarse que en las de una muestra de biopsia medular de 3 a 4 micrómetros.
- ✓ La celularidad y número de megacariocitos puede estimarse en un aspirado si hay presencia de espículas medulares,
- ✓ Los frotis de BAAF son más apetecibles a las tinciones que las muestras de biopsia medular (Lewis,1979).

Desventajas.

- × En algunos casos no se puede llevar a cabo esta técnica como en casos de mielofibrosis.
- × En algunas ocasiones llega a presentar mucho dolor cuando hay estimulación de pequeños nervios dentro del hueso.
- × Proporciona un medio menos adecuado para la evaluación de la celularidad medular y neoplasias metastásicas que la biopsia medular.
- × Es difícil la evaluación de enfermedades que afectan a la arquitectura medular o tienen distribución focal (Kirk,1994).

Consideraciones.

- Muchos animales pueden manifestar molestia cuando se realiza el aspirado (Ya que la médula tiene un extenso abastecimiento nervioso el cual manifiesta alta sensibilidad a las presiones positivas y negativas) (Shield,2000). La ausencia a esta respuesta dolorosa en un animal que no esta anestesiado puede indicar que la punta de la aguja no esta en la cavidad medular o posiblemente esa médula supuestamente normal ha sido reemplazada ya por otro tejido (mielofibrosis, enfermedades mieloproliferativas).
- Si una biopsia no se obtiene, el aspirado puede expulsarse gentilmente para un frotis y permitir que este coagule, pero no que se seque. Para ello se puede o no utilizar anticoagulante en la aguja para biopsia (Cuadro 8-5).
- La muestra puede obtenerse de gatos, perros pequeños y otras especies pequeñas utilizando una aguja de calibre 18g. Si el aspirado es firme después de posicionar la aguja, probablemente está tapado con el hueso. La aguja se remueve u una nueva se introduce en el mismo orificio y se realiza de nuevo la aspiración, esto usualmente es exitoso.
- Estos procedimientos requieren mínimo manejo y alteración quirúrgica y la incisión en la piel no requiere sutura (Finn, 1999).

Cuadro 8-5.Características a considerar en las biopsia por aspiración sin anticoagulante y con anticoagulante.

Sin anticoagulante	Con anticoagulante
Coagulan extremadamente rápido	Agregando una pequeña cantidad de anticoagulante a la jeringa facilita la preparación de los frotis para que estos sean de buena calidad diagnóstica
Los portaobjetos deben estar listos antes de la BAAF y alguien deberá ayudar a realizarlos inmediatamente después de recolectada la muestra	Algunos anticoagulantes son: ◊ **Citrato-fosfato-dextrosa** 1ml tal como se encuentra en las bolsas de transfusión sanguínea
Para disminuir la hemodilución los portaobjetos se deben colocar inclinados para que corra la sangre fuera de este.	◊ **EDTA** 10% ◊ No utilizar **heparina** como anticoagulante ya que interfiere con las propiedades tintoriales y puede resultar en muestras no aptas para su evaluación.

(Kirk,1994).

TECNICA.

Los pasos de preparación y anestesia del paciente son los mismos mencionados en la técnica histopatológica.

1. La aguja para biopsia de médula ósea se introduce en la cresta iliaca empujando la aguja a través de la piel, esto se realiza de mejor forma recogiendo la piel entre el dedo pulgar y los demás dedos de una mano e insertando la aguja con la otra (de la misma forma que se realizó en la técnica de biopsia medular descrita anteriormente.).
   - Con el estilete en su lugar, se localiza la superficie anterior dorsal de la cresta iliaca con la punta de la aguja.
   - Con la punta de la aguja en dirección ligeramente medial y posterior, empleando movimientos rotatorios para "barrenar" la aguja a través de la corteza ósea hasta llegar a la cavidad medular.
   - En un perro grande este es un trabajo duro y se necesita que un ayudante sostenga la pierna del perro para que se tenga un punto de apoyo al empujar en contra.
   - Hay que considerar que las puntas de las agujas se doblan fácilmente, así que siempre se debe tener repuestos estériles listos.
   - Una vez penetrada la cavidad medular (se siente una inesperada reducción de la resistencia en cuanto la aguja entra ahí) se avanza la aguja uno milímetros más.

2. Después de colocar la aguja firmemente en la cresta iliaca, se remueve el estilete

3. Inmediatamente se conecta una jeringa de 10 a 20ml a la aguja (Cowell y Tyler,1989) (**Figura 8-10.**).

4. El émbolo se jala rápidamente lo más lejos que se pueda para crear así presión negativa dentro de la jeringa. Esto es necesario para aspirar la muestra de médula, desprendiendo así el tejido medular sólido (**Figura 8-10.**). Este llega a ser el paso más doloroso de la técnica.
5. Suelen ser necesarias varias aplicaciones de presión negativa para obtener una muestra. La mayoría de los animales muestran evidencia de dolor cuando se inicia la aspiración de médula ósea. Esta es buena señal de que la aguja se localiza dentro de la cavidad medular (Cowell y Tyler,1989).
6. Tan pronto como entren las primeras gotas de médula dentro de la jeringa se libera la presión negativa ya que la presión continuada da lugar a la dilución de la médula ósea con sangre periférica. Para evitar contaminación con sangre se puede utilizar lidocaína con adrenalina.(Castañeda y Valadez,1999).
7. Una vez que se ha obtenido la muestra, con la jeringa aún conectada se remueve la aguja del hueso (**Figura 8-11.**) (Lewis, 1979; Meyer, 1998) algunos autores recomiendan desconectar la jeringa primero(Finn,1999).
8. Se aplica por un par de minutos presión con una gasa estéril sobre la entrada de la herida para prevenir la formación de un hematoma.
9. El riesgo de hemorragia puede minimizarse haciendo que la entrada de la piel se posicione algunos milímetros lejanos de la entrada al hueso y " deslizando" la piel a lo largo.

Manejo de la muestra.

El aspirado medular se expulsa fuertemente de la jeringa y de la aguja a un portaobjetos limpio el cual sé que se sostiene en un ángulo de 45° para que la muestra corra ligeramente (**Figura 8-12.**) Esto permite que la sangre contaminante se deslice y corra fuera del portaobjetos, mientras que las porciones sólidas (espículas, gránulos blanquecinos) de médula que se alcanzan a observar dentro del fluido que corre, permanezcan en el portaobjetos (Lewis,1979; Meyer,1998).

Se realizan extensiones de la muestra ya sea por técnica de squash o estándar (deben hacerse rápidamente ya que coagulan muy pronto).
De esta forma se pueden obtener entre cuatro a ocho extensiones para análisis. La diferencia de la muestra obtenida por la técnica de aspirado y la de corte de tejido se muestra en la (**Figura 8-13.**).
Una de las extensiones se tiñe con nuevo azul de metileno o Diff- Quik para asegurarse de que se ha obtenido una muestra adecuada. El resto de las preparaciones se envían sin teñir a un anatomopatólogo para su evaluación (Lewis, 1979; Kirk,1994; Finn,1999).
Los frotis se tiñen con tinciones de tipo Romanowsky (tinciones para sangre) tales como Wright, Giemsa ó Diff Quik.

Si los frotis se consideran aptos para su evaluación, uno de ellos se debe teñir con Azul de Prusia, para la evaluación de Hierro. Adicionalmente se llegan a necesitar tinciones especiales para ayudar a diferenciar el tipo de leucemia presente (Meyer, 1998).

- A veces no se obtiene médula ósea con la primera aspiración. Si ocurre esto, debe recolocarse la aguja en la cavidad medular. En primer lugar, debe insertarse más profundamente; si no se obtiene médula, debe retirarse lentamente la aguja, manteniendo una suave succión en la jeringa. Si aún no se obtiene médula, debe considerarse la biopsia medular (Cowell y Tyler,1989; Kirk,1994; Meyer,1998).

- Si se utiliza la misma aguja para obtener tanto la biopsia como la aspiración, se recomienda realizar primero la aspiración, ya que el tejido residual con tromboplastina de la muestra de biopsia medular puede causar que la médula se coagule antes de que se puedan realizar los frotis (Finn, 1999).

Biopsia de medula ósea en fémur

La aguja de aspiración se coloca en la cavidad medular a través de la fosa trocantérica de manera similar a la usada cuando se coloca un clavo intramedular. Una persona diestra utilizará la mano izquierda para estabilizar la extremidad izquierda del animal. El pulgar izquierdo se coloca sobre el fémur paralelo a su eje longitudinal, ayudando así a determinar la localización de la cavidad medular.

La aguja se guía entonces a lo largo de la cara medial del trocánter mayor hasta que entre en contacto con la fosa trocantérica. El asentamiento de la aguja y la aspiración de médula se realizan de manera similar a la cresta iliaca que se describió anteriormente, asegurándose de mantener la aguja paralela al eje longitudinal del fémur **(Figura 8-1)** (Kirk, 1994).

Se sigue la misma técnica que en la cresta iliaca.

Complicaciones

Complicaciones menores

- Sangrado local.
- Hematoma.
- Dolor en el sitio donde se puncionó con la aguja.
- La infección local es rara si se llevan a cabo cuidados posteriores adecuados (Batjer,1999).

Complicaciones mayores

- Las hemorragias severas se reportaron en sitios que actualmente son considerados no estándar tal como la tibia.
- Las hemorragias, pueden ocurrir después de la biopsia en animales con hiperglobulinemias monoclonales, pero son fácilmente controladas colocando una sutura en la incisión que se realiza en piel y aplicando presión sobre el sitio de biopsia.
- La hemorragia posterior a la biopsia es una complicación potencial en pacientes con diátesis hemorrágica, pero raramente ocurre.
- Las infecciones posteriores como osteomielitis o formación de fistulas a la biopsia es una complicación altamente potencial pero poco común si se lleva a cabo una técnica adecuada.(Meyer,1998).
- Punción fatal sobre estructuras del mediastino y tórax (en el caso de biopsia esternal reportado por primera vez por Bahir,1963) (Batjer,1999).

Cuando se realizan las dos técnicas juntas:

Muchos expertos recomiendan o incluyen la biopsia medular siempre que se lleva a cabo la biopsia por aspiración, por las siguientes razones:

- La biopsia de médula ósea llega a ser diagnóstica en caso de que la BA sea negativa ó errónea.
- Es casi imposible predecir en el transcurso de la técnica cual BA puede ser técnicamente difícil de realizar.

- Actualmente la biopsia medular causa menos molestias que la aspiración en algunos casos (Batjer,1999).
- El costo-beneficio de realizar ambos análisis favorecen la realización de los dos juntos. El costo de personal y paciente pueden duplicarse si el paciente llega a requerir una biopsia medular posterior en otro día (Batjer,1999).

En caso de realizar ambas técnicas, muchos clínicos recomiendan realizar primero la biopsia medular antes que la BA, contrario a lo que los textos recomiendan. El argumento es que muchos de los artefactos que se presentan en las muestras de biopsia medular son inducidos por la biopsia por aspiración (Lewis, 1979).
Se utiliza la misma incisión de piel para ambas técnicas.

- ◊ Antes de colocar la muestra de médula en formalina se coloca en un portaobjetos limpio y se rueda sobre este ó se coloca entre dos portaobjetos para realizar una impronta.
- ◊ La biopsia se procesa para el examen histopatológico para evaluar la celularidad y arquitectura, mientras tanto las improntas se tiñen con Wright o Diff Quik para evaluar la morfología celular.
- ◊ La biopsia por aspiración se obtiene en un sitio adyacente y se realiza un frotis para su posterior evaluación.
- ◊ Si no se obtiene una biopsia medular, la biopsia por aspiración puede coagularse, colocándola en una solución de formalina al 10% y procesada para su evaluación histopatológica (Lewis, 1979).

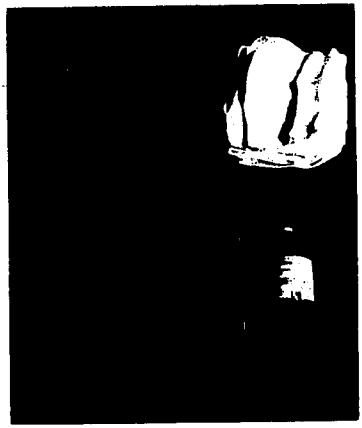


Figura 8-2. Equipo para biopsia de médula ósea.

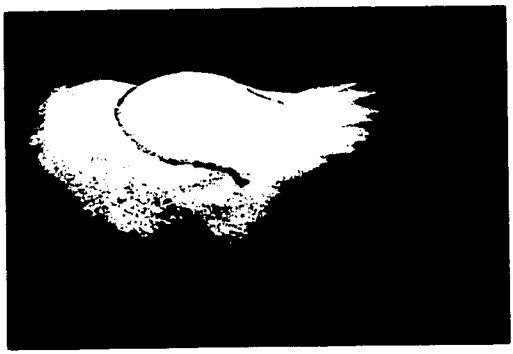


Figura 8-3. Se coloca al paciente en decúbito lateral, localizando la cresta iliaca por palpación y el sitio de biopsia se prepara quirúrgicamente.

Figura 8-4. Se realiza una incisión directamente sobre la porción más amplia de la cresta iliaca dorsal. Se inmoviliza presionando la piel sobre ambos lados de la cresta y se introduce la aguja.

Figura 8-5. Se revisa que la aguja haya entrado en dirección dorso ventral y que haya atravesado la corteza.

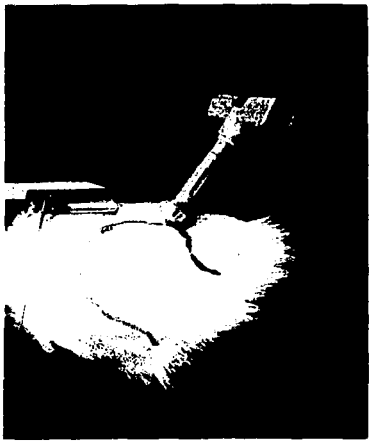


Figura 8-6. La aguja con el estilete en su lugar se introduce firmemente en la cresta iliaca, posteriormente se retira el estilete antes de iniciar el procedimiento. Se avanza la aguja con movimientos rotatorios vigorosos y presión moderada para cortar así el tejido de la médula ósea.

Figura 8-7. La pieza de médula ósea que se obtiene se expele hacia un portaobjetos limpio pasando la cánula desde la punta de la aguja hacia el otro lado.

Figura 8-8. Se pueden realizar improntas con el tejido que se obtiene, rodando la muestra entre dos portaobjetos.

Figura 8-9. La muestra se coloca dentro de un recipiente con formalina al 10% para su fijación y evaluación histopatológica posterior.

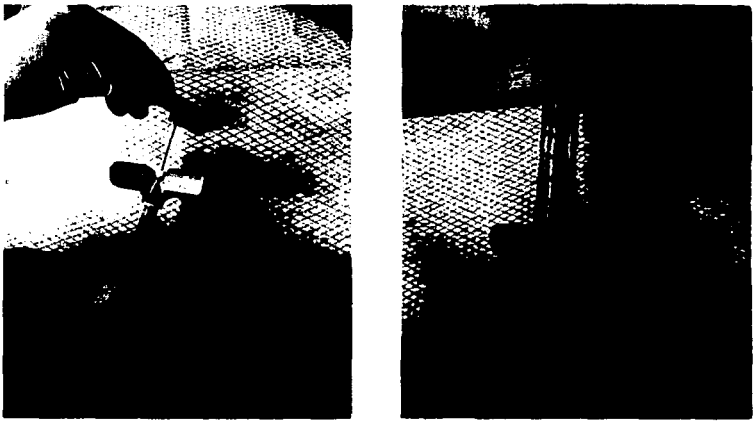


Figura 8-10. Se coloca la aguja de biopsia para aspiración y se retira el estilete. Se conecta la jeringa y se aplica presión negativa considerable en la jeringa de 20ml durante la aspiración para obtener así tejido medular sólido (espículas o partículas).

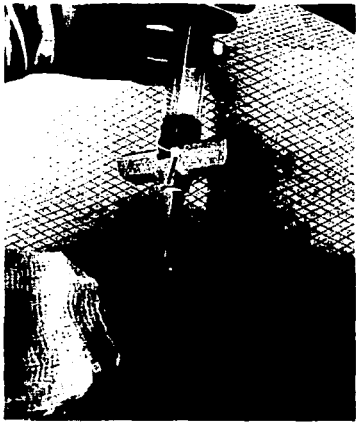


Figura 8-11. Se deja de aplicar la presión negativa tan pronto como la médula empiece a entrar a la jeringa para prevenir la dilución con sangre.

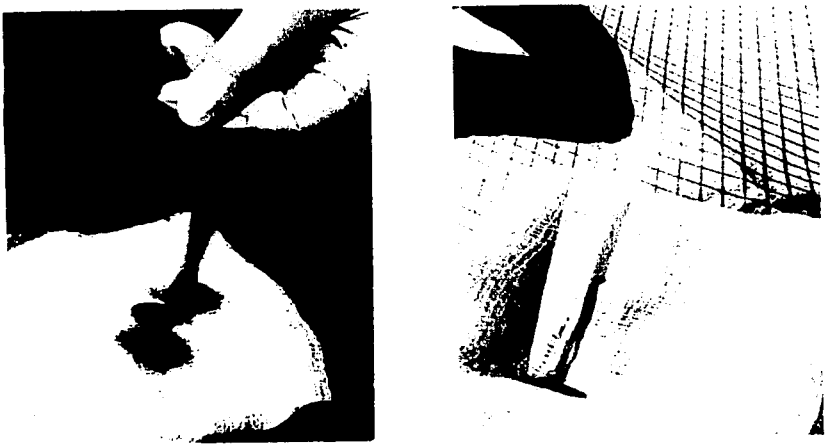


Figura 8-12. El material obtenido se expele hacia un portaobjetos colocado verticalmente para drenar y escurrir la sangre contaminante.

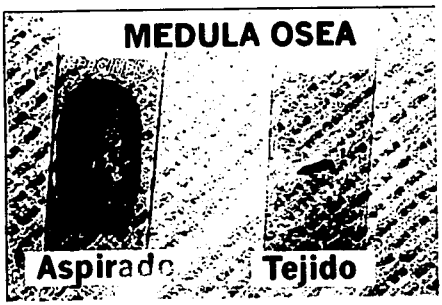


Figura 8-13. Laminillas obtenidas para estudio citopatológico de biopsia de médula ósea y una comparación con la biopsia con obtención de tejido para su evaluación histopatológica.

CAPITULO 9.
BIOPSIA DE HUESO.

Las biopsias son esenciales para el diagnóstico definitivo y pronóstico de los tumores óseos. Con el diagnóstico microscópico se puede determinar la terapia a seguir (Bibbo,1997).

En medicina humana y veterinaria existen reportes de los errores en la interpretación y sus causas (Jongeward,1985).

- Una de las más comunes es la similitud histológica de la mayoría de los tumores óseos.
- El sitio de biopsia es importante también ya que el 83.9% de las biopsias tomadas en la zona central de la lesión producen tejido diagnóstico, en cambio el 54.5% de las biopsias tomadas en la zona de transición proporcionan un diagnóstico definitivo (Jongeward, 1985).
- Todas las neoplasias de hueso están rodeadas por tejido conectivo (Jongeward,1985).

La biopsia debe ser de tamaño suficiente que incluya una porción del margen de crecimiento del hueso y partes profundas de la lesión (tumor).
La selección del sitio de biopsia depende de la zona de lesión, la cual se determina con ayuda de una radiografía (Theilen,1979).

Radiografías.

Las radiografías de los huesos y tórax afectados deben evaluarse.
Los signos radiográficos de osteosarcoma por ejemplo incluyen lisis cortical, proliferación de hueso perióstico, inflamación de tejido blando regional (**Figura 9-1**).

Los signos radiográficos asociados con osteosarcoma no pueden diferenciarse de aquellos asociados a osteomielitis (Welch,1997).

El relacionar los signos radiográficos con la signología e historia clínica pueden ayudar a determinar el diagnóstico de la lesión (Welch,1997)

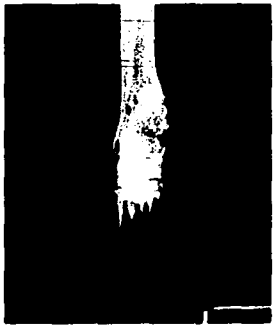


Figura 9-1. Radiografía de radio distal de un perro con osteosarcoma. Note la lisis cortical, proliferación perióstica.

Indicaciones.

⇨ Crecimientos óseos de etiología desconocida con sospecha de neoplasia.

⇨ Hallazgos radiográficos de lisis ósea, proliferación de hueso periosteal, inflamación de tejido blando regional (Welch,1997)

Recomendaciones.

Se deben obtener las muestras del centro del tumor el cual se determina radiologicamente.

Obtener múltiples muestras

Si se utiliza la biopsia con aguja fina se reduce el riesgo de fractura patológica (Welch,1997)

Técnicas de biopsia.

Se pueden utilizar tanto BAAF como biopsia con el Trepanador de Michelle para obtener una biopsia de hueso.

El uso de ambas técnicas pueden proporcionarnos un diagnóstico más preciso hasta en un 80% de los casos (Welch,1997).

Posición del paciente.

El animal deberá colocarse en decúbito lateral con el miembro afectado en la parte superior (Welch,1997).

Preparación del paciente.

Se rasura y se prepara quirúrgicamente un área amplia alrededor del sitio de biopsia (Welch,1997)

CITOPATOLOGÍA

14.1.Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF)

Ventaja.

✓ Poco riesgo de fractura ósea patológica posterior a la biopsia (Welch,1997)

Desventaja.

× Se obtienen muestras muy pequeñas para diagnóstico (Welch,1997)

Material.

- Jeringa de 12ml
- Conectada a una aguja calibre 18 a 22g (variando la dureza del tejido) (Bibbo,1997)

TECNICA

1. Se puede utilizar anestesia general o local en algunas ocasiones (Ettinger,1983).
2. No se llega a requerir preparación de la piel sobre el sitio de biopsia a menos que se quieran realizar cultivos (Rogers,1993). Sin embargo se puede preparar quirúrgicamente la zona a puncionar (Ettinger,1983; Rangel,1996)
3. Se localiza el sitio de punción, y se sujeta el hueso con una mano (Ettinger,1983).
4. Con la otra mano se introduce la aguja a través de la piel hasta llegar al hueso (Ettinger,1983).
5. Una vez que se encuentra la aguja dentro del hueso, se aplica presión y se continua el procedimiento BAAF como se indica en el *capítulo 1 Técnicas de biopsia* (Rogers,1993).

Manejo de la muestra.

Inmediatamente el material contenido en la aguja se expulsa sobre un portaobjetos limpio y se realiza un frotis por técnica de squash o estándar (Rogers,1993).
Se fijan y se tiñe para su estudio (Ettinger,1983; Rogers,1993; Bibbo,1997).

HISTOPATOLOGIA.

14.2. Biopsia incisional con trépano de Michelle.

Una gran porción de hueso puede extraerse utilizando un trépano de Michelle (Slatter,1989) el cual proporciona muestras satisfactorias (Theilen,1979).

Hay disponibles trépanos de impulsión motora, pero no están recomendados para buenas muestras de biopsia por que el calor asociado con la alta velocidad puede quemar la muestra, (Slatter,1989) lo cual puede interferir con la interpretación de la biopsia (Jongeward,1985)

Los trépanos impulsados a mano dan una pequeña indicación de la densidad y resistencia del hueso (Slatter,1989).

Ventaja.

- ✓ Se obtiene una muestra grande de hueso (Welch,1997).

Desventaja.

- × Alto riesgo de fractura de hueso en el sitio de biopsia (Welch,1997).
- × Puede existir cierto potencial de diseminación metastásica en el caso de neoplasias por este método.(Jongeward,1985).

Material.

- Trepano de Michelle, de 3/16 a 5/16 pulgadas según el tamaño del hueso afectado (**Figura 9-2.**) (Slatter,1989).

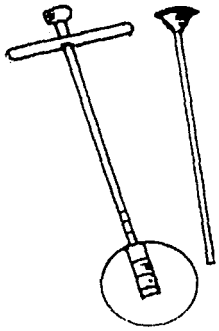


Figura 9-2. Trépano de Michelle.

TECNICA

1. El paciente requiere anestesia general (Jongeward,1985) y parámetros normales de coagulación (Slatter,1989).
2. La lesión se localiza primero radiograficamente y se determina el área que se va a muestrear.
3. El sitio de la biopsia se rasura y se prepara quirúrgicamente.
4. Se realiza una pequeña incisión en piel sobre el centro de la lesión (Welch,1997) así como musculatura subyacente para acomodar el trépano (Slatter,1989).

La localización de la incisión en piel para la biopsia de hueso, deberá realizarse en un sitio donde durante el procedimiento definitivo esta incisión también pueda ser removida (Welch,1997).

5. Se inserta él trepano con el estilete en su lugar, a través de la incisión cutánea y se avanza empujándolo a través del músculo hasta llegar a la corteza del hueso (Jongeward,1985; Slatter,1989; Welch,1997).
6. Se extrae el estilete y la cánula del trepano se introduce en el hueso hasta una profundidad apropiada, empleando un movimiento de rotación de un cuarto por rotación alternando en dirección de las manecillas del reloj y en contra cada vez, hasta alcanzar la superficie del endostio de la corteza opuesta (Jongeward,1985; Welch,1997).

Ya que las biopsias profundas pueden penetrar la cápsula fibrosa, nuevo hueso periosteal y hueso cortical, se recomienda previo a la biopsia medir el trépano contra la radiografía para determinar la profundidad adecuada para realizar la biopsia (Jongeward, 1985).

7. El trépano se hace girar 360° en una dirección varias veces y se balancea hacia atrás y hacia delante para hacer soltar la porción ósea de su base y no se pierda en el camino de salida (Jongeward,1985; Slatter,1989) (**Figura 9-3.**).
8. El trépano junto con la muestra se extraen del hueso.

9. La muestra se expulsa suavemente insertando el mismo estilete. En algunas ocasiones puede ser difícil extraer la muestra del hueso.
10. Puede ser útil mantener un pulgar sobre el extremo proximal del trépano y crear un vacío o aplicar impulso rotatorio lateralmente durante la extracción
11. Se aplican unos puntos de sutura y un vendaje de presión en la piel que se incidió (Slatter,1989).

Alternativa: Se puede utilizar en lugar del trepano de Michelle, forceps para raspar el tejido óseo y obtener de esta forma la biopsia del hueso afectado (en caso de no tener el trépano) siguiendo la misma técnica descrita anteriormente (Comunicación verbal Dr. García Alcaráz).

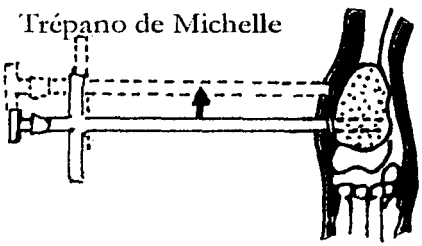


Figura 9-3. Técnica de biopsia con trépano de Michelle.

Manejo de la muestra.

Obtenida la muestra se realiza una impronta y posteriormente la muestra se coloca en un recipiente con formalina 10% para su examen histopatológico (Jongeward,1985; Slatter,1989).

Se recomienda enviar tanto la citología como la muestra para su evaluación histopatológica junto con la radiografía para que el patólogo la interprete (Jongeward,1985).

Complicaciones.

- A menudo hay hemorragias (Slatter,1989).
- Hematoma.
- Infecciones o lesiones.
- Fractura o colapso de los huesos frágiles (Theilen,1979).

CAPITULO 10.
CAVIDAD NASAL.

El estornudo y la descarga nasal son los principales signos clínicos asociados con enfermedades de la cavidad y senos nasales.

Los signos agudos de inicio reciente sugieren cuerpo extraño, infección viral, traumatismo y coagulopatía.
Los signos crónicos se asocian a neoplasia, cuerpo extraño, infección parasitaria leve, inflamación crónica o defecto congénito (Birchard y Sherding, 1996).

El examen rinoscópico bajo anestesia permite la observación de la cavidad nasal y en ocasiones establece de esta forma un diagnóstico, pero también facilita la toma de muestras para biopsia, citología , cultivo y pruebas de sensibilidad de muestras nasales. La instrumentación puede incluir cualquier aparato como: Rinoscopio, otoscopio con fuente de luz brillante o Artroscopio.

Las biopsias se obtienen inmediatamente después de la radiografía nasal y rinoscopia (estos procedimientos nos ayudan a localizar la lesión, maximizando la posibilidad de obtener material representativo del proceso primario), mientras el paciente todavía está anestesiado (Nelson y Couto, 2000).

Se requiere una biopsia en cada caso, antes de recomendar una terapia apropiada.

Indicaciones.

- ⇨ Cualquier problema nasal no diagnosticado, especialmente cuando el animal presenta:
  - Epífora
  - Epistaxis uni o bilateral de etiología desconocida. (Ogilvie y Moore, 1996).
- ⇨ Deformidad facial (Ogilvie y Moore, 1996).
- ⇨ Descarga nasal (Cowell y Tyler, 1989).
- ⇨ Descarga ocular (Cowell y Tyler, 1989).
- ⇨ Estornudos (Cowell y Tyler, 1989).
- ⇨ En cualquiera de estos casos se puede sospechar de neoplasia nasal ó rinitis (ej. fungal) y sinusitis (Ogilvie y Moore,1996).

Contraindicaciones.

- ➡ Coagulopatías.
- ➡ Pacientes con alto riesgo para la anestesia general (Ogilvie y Moore, 1996).

Ventajas.

- ✓ Se puede obtener una muestra de gran tamaño y puede resultar en un diagnóstico preciso (Ogilvie y Moore, 1996).
- ✓ Se puede realizar utilizando equipo relativamente barato y efectivo. (Ogilvie y Moore,1996).
- ✓ Son técnicas seguras (Cowell y Tyler, 1989).

Desventajas:

- Requiere anestesia general(Ogilvie y Moore, 1996).

Técnicas de biopsia.

Las técnicas de biopsia nasal incluyen raspados con hisopo, irrigaciones (traumáticas o no), lavado nasal, biopsia por pellizcamiento (sacabocados) biopsia de aspiración con aguja fina (la cual se pueden obtener de tumores) y biopsia a ciegas con aguja cortante o catéter, entre otros (Nelson y Couto, 2000).

Los métodos no quirúrgicos más agresivos de la recolección de muestras (sacabocados, biopsia a ciegas con aguja cortante o catéter) tienden a obtener más fragmentos de tejidos que se extienden por debajo de la inflamación superficial, común en muchos desórdenes nasales, que los hisopados o irrigaciones (Nelson y Couto, 2000) Se deberá evaluar la capacidad de coagulación sanguínea previo a desarrollar este tipo de técnicas, si existe una historia de exudado hemorrágico o epistaxis o cualquier otra indicación de coagulopatía (Nelson, 1999).

Los fragmentos tisulares que se obtengan, se pueden evaluar con histopatología, mientras que el material recolectado con técnicas menos traumáticas pueden adecuarse sólo para su estudio citológico (Nelson y Couto, 2000).

La histopatología se prefiere sobre la citología en la mayoría de los casos porque la inflamación marcada que acompaña a muchas enfermedades nasales dificulta la diferenciación citológica entre proceso flogísticos primarios y secundarios y células epiteliales reactivas de las neoplasias. Por estas razones se prefieren las técnicas de muestreo más traumáticas como el sacabocado o biopsia de sustancia tisular (Nelson y Couto, 2000).

La biopsia es muy útil como diagnóstico de infecciones respiratorias en caso de rinitis y sinusitis, a través de Biopsia por aspiración (lavado nasal traumático) o biopsia de la mucosa de los pasajes nasales con fórceps. También la biopsia por aspiración con aguja fina de los nódulos linfáticos de la región o cualquier masa en la región (Birchard y Sherding, 1996).

Recomendaciones.

- Para observar la cavidad nasal (narinas rostrales) se puede utilizar un otoscopio (Cowell y Tyler, 1989).
- Todos estos procedimientos requieren que el paciente esté anestesiado e intubado con una sonda endotraqueal (excepto por el hisopado nasal). El globo del tubo endotraqueal debe inflarse para prevenir la aspiración de sangre u otro material durante el procedimiento (Welch,1997) y se revisa en forma periódica (Bojrab, 2000).
- La faringe caudal se rellena con gasas para evitar la aspiración del líquido (Nelson y Couto, 2000).
- Se debe tener cuidado para prevenir la inhalación de sangre y fluidos durante el muestreo (Cowell y Tyler, 1989).

- Se recomienda en el caso de utilizar métodos de aspiración y lavados donde se utilizan sondas dentro de la cavidad nasal, no penetrar la lamina cribosa con los instrumentos utilizados para obtener las muestras (Cowell y Tyler, 1989).
- Para prevenir la perforación inadvertida de la lámina cribosa dentro del cráneo, en cualquier técnica de lavado o donde se vaya a introducir un instrumento a la cavidad nasal, este deberá medirse previamente del canto externo de la narina al canto medial del ojo y marcar esta longitud en el catéter. con una cinta. (Gartrell y O'Handley, 1995) (García, 1999) principalmente en aquellos pacientes con lisis ósea de la lamina cribosa (**Figura 10-1**.)

Preparación del paciente.

Previo a la biopsia se recomienda realizar una exploración del paladar y área nasal posterior utilizando un endoscopio para visualizar aquellos tumores nasales presentes (Welch,1997).

La exploración de la cavidad nasal es conveniente hacerla bajo anestesia general, aunque en ocasiones basta la administración de algún sedante (Xilacina) y la irrigación de la cavidad nasal con anestésico local como la lidocaina.

La mezcla de lidocaina con epinefrina 1 : 100,000 da magníficos resultados.

El rinoscopio u otoscopio con conos de diversos calibres, un broncoscopio pediátrico flexible o un artroscopio de calibre externo 1.9 – 5 mm son ideales (García,1999).

A través de este medio se pueden tomar biopsias y efectuar lavados para hacer diagnósticos histopatológicos y cultivos fungales y bacterianos (García,1999).

CITOPATOLOGIA

No siempre es especifica como método diagnóstico, en algunos casos, puede proporcionar o confirmar la causa de la enfermedad nasal.

Las muestras para examen citológico pueden realizarse por lavado nasal, hisopados nasales o biopsia por aspiración (Cowell y Tyler, 1989; Gartrell y O'Handley, 1995).

Estos métodos son seguros si se tiene el cuidado de no penetrar la lamina cribosa con los instrumentos que se utilicen para obtener las muestras así como prevenir la inhalación de sangre y fluidos durante el muestreo (Cowell y Tyler, 1989) .

10.1. Obtención directa de secreción nasal.

a) Raspados nasales con hisopo.

Es una de las técnicas menos traumáticas junto con la irrigación nasal.

Ventajas.

- ✓ Se puede realizar sin necesidad de sedar al paciente (Nelson y Couto, 2000).
- ✓ Son de utilidad para identificar criptococos con la citología.

Desventajas.

- × No proporcionan material diagnóstico satisfactorio debido a que no pueden insertarse lo suficientemente lejos dentro de la cavidad nasal y ser lo suficientemente abrasivos para obtener muestras representativas de lesiones profundas de la mucosa (Cowell y Tyler, 1989).

TECNICA

1. Se puede realizar con el paciente despierto.
2. El exudado dentro de la ventana nasal o el drenaje de ella se recolecta con un hisopo.
3. El hisopo se gira sobre un portaobjetos.
4. Se fija en seco.
5. Se tiñe con colorantes citológicos de rutina (Nelson y Couto, 2000).

b) Aspiración directa de líquidos o secreciones.

Es conveniente para el examen de la cavidad nasal, la aspiración de líquidos mediante una pipeta de vidrio o plástico ó una jeringa con aguja. En ocasiones se puede recolectar el líquido de la cavidad introduciendo a esta una cantidad de solución salina estéril, que posteriormente se recolecta, se centrifuga a baja velocidad y se hace una preparación del sedimento.(Castañeda y Valadez, 1999).

10.2. Irrigación o lavado nasal

La irrigación o lavado nasal es una prueba que cuando se hacen bien pueden dar valiosa información (García,1999) Es una técnica apenas invasiva (Gartrell y O´Handley, 1995) que consiste en introducir una cantidad de solución salina a presión, dentro de la cavidad nasal, utilizando una cánula uretral rígida, con una jeringa o pipeta (García,1999).
El lavado nasal permite recuperar la mayor cantidad de células de las fosas nasales (García,1999).

Ventaja.

- ✓ Es de las técnicas menos invasivas.
- ✓ Tiene pocas posibilidades de complicación (Willard,1989).

Desventaja.

× Estos especimenes a menudo son insuficientes para rendir un diagnóstico definitivo (Willard,1989; Nelson y Couto, 2000) ya que solo permite realizar el 50% de los diagnósticos (García,1999).

Material.

- Jeringa de 35ml (Welch,1997) a 60ml (Gartrell y O'Handley, 1995).
- Catéter urinario flexible o catéter de polipropileno.
- Solución salina estéril (Gartrell y O'Handley, 1995).
- Gasas.
- Recipiente para colectar la muestra (Gartrell y O'Handley, 1995).

TECNICA

1. Una vez anestesiado se intuba el paciente recordando inflar perfectamente el globo de la sonda endotraqueal, para prevenir la aspiración (Willard,1989; Gartrell y O'Handley, 1995; García,1999).
2. **Posición del paciente.** Decúbito esternal y el perro deberá colocarse con la cabeza inclinada hacia el piso (Gartrell y O'Handley, 1995; Nelson y Couto, 2000).
3. Se coloca una gasa en la faringe nasal sobre el paladar blando para cubrirla y capturar cualquier trozo de tejido que se desprenda durante el lavado (Gartrell y O'Handley, 1995; García,1999). Además de colocar gasas por debajo de las narinas para colectar fluidos (Welch,1997).
4. El catéter urinario flexible se inserta en la región caudal dentro de la cavidad nasal (**Figura 10-2.**) (Gartrell y O'Handley, 1995) El catéter se pasa a través de las narinas externas o de forma retrógrada de la parte caudal hacia la nasofaringe. Se coloca por la cavidad bucal y ventanas nasales internas (tanto de forma normograda o retrograda), tomando en cuenta que la punta del catéter se dirige rostralmente (Gartrell y O'Handley, 1995; Nelson y Couto, 2000).
5. También se puede introducir por vía faringea una sonda de Folley hasta la coana elegida. Se infla el globo (García,1999).

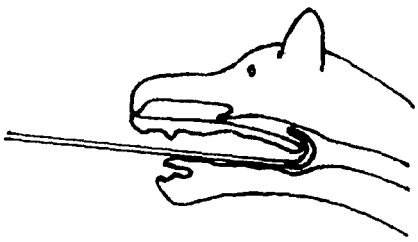


Figura 10-2. Catéter urinario flexible el cual se introduce por cavidad oral y flexiona alrededor del paladar blando para lavar la cavidad nasal.

6. La cavidad nasal se lava vigorosamente con una jeringa conectada al catéter que contenga 10ml solución salina estéril a presión, (Willard,1989; Gartrell y O'Handley, 1995).

7. Se inyectan en pulsos forzados varias veces utilizando presión positiva y negativa intermitente (Cowell y Tyler, 1989), hasta depositar aproximadamente 100ml (Nelson y Couto, 2000) a 300ml de solución salina estéril dentro de la cavidad nasal (Welch,1997) succionando al final de cada lavado tratando de obtener la mayor cantidad de líquido nasal o fragmentos de tejido cuando sea visible (García,1999).
8. El líquido sale por las ventanas nasales externas, lugar por donde se recolecta el líquido (Nelson y Couto, 2000).
9. Dicho líquido se recolecta en un recipiente, el cual se coloca en pegado a las narinas (Willard,1989; Nelson y Couto, 2000) y algunas porciones de tejido que se desprenden pueden capturarse en las gasas colocadas previamente en la nasofaringe (Cowell y Tyler, 1989; Willard,1989).
10. Se retira la sonda. De la cavidad nasal.

Manejo de la muestra.
El lavado se filtra a través de una gasa dentro de un pequeño contenedor (Gartrell y O'Handley, 1995) o puede realizarse por método indirecto (centrifuga) (Willard,1989) para realizar frotis de estos, para estudio citopatológico (Gartrell y O'Handley, 1995; Castañeda y Valadez,1999).

Se evalúa si en la gasa hay presencia de tejidos o detritos y de las partículas grandes atrapadas en la gasa pueden recuperarse y se pueden realizar improntas de estos, rotándolos gentilmente sobre un portaobjetos. Antes de colocarlos en un recipiente con formalina al 10% (Welch, 1997) para remitirlos a un estudio histopatológico (Gartrell, O'Handley, 1995; García,1999; Nelson y Couto, 2000).

También se salvan muestras de tejido para su examen microbiológico, incluyendo cultivos bacterianos y fungales (Welch,1997).

10.3. Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF)

Indicaciones.
- ⇨ Masas localizadas radiologicamente o visualmente dentro de cavidad nasal (Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000).
- ⇨ Destrucción ósea nasal que permite introducir una aguja dentro de la cavidad nasal sin entrar por los orificios nasales (Willard,1989)

Ventajas.
- ✓ No se requiere anestesia.
- ✓ Es poco invasivo (Willard,1989).

Desventaja.
- × Algunos tumores (mesenquimales) exfolian pobremente.(Willard,1989).

TECNICA

1. No se requiere anestesiar al paciente.
2. Se identifica el área de lisis ósea por palpación o por radiografías nasales (Willard,1989).
3. Se inserta la aguja a través del área de lisis ósea.
4. Se aspira el tejido ejerciendo presión negativa en la jeringa y se continua la técnica como se especifica en el capítulo 1 Técnicas de biopsia (BAAF).

HISTOPATOLOGÍA

La evaluación histopatológica de muestras obtenidas por biopsia es la manera mas precisa de obtener un diagnóstico de enfermedades de la cavidad nasal (Gartrell y O´Handley, 1995)
Las técnicas de biopsia nasal incluyen: Lavado nasal traumático, biopsia por aspiración con aguja o catéter cortante, biopsias por punción y quirúrgicas. Es más recomendable realizar técnicas poco invasivas antes de considerar las técnicas quirúrgicas (Gartrell y O´Handley, 1995).

La confirmación histológica es diagnóstica en procesos de neoplasias en cavidad nasal. Los procedimientos y usos específicos incluyen:

10.4. Irrigaciones o Lavado nasal traumático.

Es una técnica agresiva la cual consiste en frotar a ciegas un catéter rígido contra la mucosa nasal para desprender fragmentos diminutos para el examen histopatológico.(Gartrell y O´Handley, 1995).
Se acopla una jeringa con solución salina estéril (Nelson y Couto, 2000).

Desventajas.

- × A pesar de que esta técnica proporciona fragmentos de tejido para su análisis, estos a menudo son diminutos y no son más profundas que la superficie de inflamación (Nelson,1999)
- × Es difícil dirigir el instrumento hasta un sitio específico (Nelson y Couto, 2000)

Material

- Catéter urinario para macho de polipropileno de gran calibre (8 para gatos y más grande para perros) que en el extremo se corta en ángulo agudo (45°) para traumatizar la mucosa nasal (Gartrell, O´Handley, 1995) (Nelson y Couto, 2000).
  - La sonda puede adaptarse creando muescas en los laterales con bisturí y doblando las cuñas originadas hacia fuera como alas (**Figura 10-3**) (Nelson y Couto, 2000).
- Se utiliza una jeringa de 12ml sin aguja (la cual se conectara al catéter) (Gartrell y O´Handley, 1995; Nelson y Couto, 2000).
- Solución salina estéril (Nelson y Couto, 2000)
- Catéter urinario para macho de polipropileno de gran calibre (8 para gatos y más grande para perros) que en su extremo se le realiza una forma cortante en ángulo de 45° (Gartrell y O´Handley, 1995) (Nelson y Couto, 2000).

TECNICA

1. **Posición del paciente**. Decúbito esternal y la nariz dirigida hacia abajo.
2. El catéter se introduce en la cavidad nasal.
3. Se llena la jeringa con solución salina y se conecta al catéter (Gartrell y O´Handley, 1995).
4. Inmediatamente se realiza la infusión de solución salina y se aspira.
5. Al tiempo, el catéter se mueve forzadamente hacia atrás y hacia delante de la mucosa nasal para frotar la pared de la cavidad nasal.(Gartrell y O´Handley, 1995; Nelson y Couto, 2000).
6. Simultáneamente la solución salina se infunde y se aspira en la jeringa.
7. Dentro de la jeringa, se aspiran sangre, solución salina y fragmentos de tejido y se drenan desde las ventanas externas. Estos últimos deben recolectarse en un recipiente.

Manejo de la muestra.

Todo el líquido se filtra a través de una gasa para recolectar los fragmentos tisulares desprendidos.
Las alas y lumen del catéter también pueden contener tejidos.
El material tisular se remite para la evaluación histopatológica.
El resto del fluido puede someterse a examen citológico (Gartrell y O´Handley, 1995)

10.5. Biopsias con sacabocados.

Consiste en obtener fragmentos de mucosa nasal con ayuda de un fórceps de biopsia en copa de cocodrilo (Willard,1989) (tamaño mínimo de 2 x 3 mm) para su examen histopatológico (Nelson y Couto, 2000) (**Figura 10-4**) .

Se obtienen especimenes de espesor completo y la recolección guiada es más sencilla con esta técnica.

Indicaciones.

- ⇨ Descargas nasales no diagnosticadas y que no presentan evidencia de masas o lisis ósea en la radiografía (Willard,1989).
- ⇨ Cuando existe una masa visible que no ha sido identificada.
- ⇨ Diagnóstico de rinitis linfocítica-plasmocítica (Willard,1989).

Desventaja.

- × Las muestras resultantes son minúsculas en extremo y pueden carecer de calidad diagnóstica.

Material.

- Rinoscopio (recomendable)
- Un fórceps de biopsia en copa de cocodrilo (tamaño mínimo de 2 x 3 mm) (**Figura 10-4**) (Gartrell, O´Handley, 1995; Nelson y Couto, 2000).

TÉCNICA

1. Se introduce la pinza de biopsia, adyacente a un rinoscopio.
2. Se dirige hasta cualquier lesión macroscópica.
3. Si hay una masa, la pinza se pasa en posición cerrada hasta casi antes de alcanzar la masa.
4. Se abre y avanza una distancia corta adicional hasta encontrar resistencia.
5. Si no hay lesiones macroscópicas pero si las hay en las placas radiográficas, el instrumento se guía empleando la relación entre la patología y los dientes superiores (Nelson y Couto, 2000).
6. Se toma el tejido en el área de lesión y se jala hacia fuera de la cavidad nasal (Welch,1997) El fórceps nunca debe introducirse dentro de la cavidad nasal con mayor profundidad que el nivel del canto medial ocular sin guía visual para evitar la perforación de la lámina cribosa.
7. Después de tomar el primer fragmento, el sangrado impedirá la guía visual adicional, para las siguientes biopsias, por lo que el fórceps se pasa en forma ciega hasta la posición identificada durante el examen rinoscópico (Nelson y Couto, 2000).
8. Una vez obtenido el material, se retira el instrumento (Willard,1989).

Recomendaciones.

Deberán obtenerse un mínimo de 6 especimenes tisulares de cualquier lesión.
Si con la radiología o rinoscopia no se distinguen lesiones focalizadas se deben obtener muestras múltiples de 6 a 10 al azar desde ambos lados de la cavidad nasal (Nelson y Couto, 2000).
Si el tejido está friable, las muestras de biopsia se obtienen con facilidad (Gartrell y O'Handley, 1995).

10.6. Biopsia por aspiración a ciegas con aguja cortante o catéter.

Indicaciones.

⇨ Cuando se detecta una masa o lisis ósea en el estudio radiográfico, en ausencia de esto el procedimiento es ocasionalmente diagnóstico (Willard,1989; Nelson y Couto, 2000).

Ventajas.

✓ El uso de esta técnica es efectivo en perros grandes y medianos (Ogilvie y Moore, 1996).
✓ El tejido obtenido se puede remitir para su estudio histopatológico (Willard,1989).

Desventaja.

× Es un procedimiento invasivo (Willard,1989).
× Sin las debidas precauciones puede penetrarse la lámina cribosa durante el procedimiento (Willard,1989).

Material.

- Jeringa de 12 ml (Ogilvie y Moore, 1996). 20ml (García,1999) , que pueda ajustarse seguramente sobre un catéter. (Ogilvie y Moore, 1996).
- Sonda urinaria para macho canino de polipropileno grande o cánula de plástico de 3 a 5mm (en perros de mediano y gran tamaño) (García,1999; Nelson y Couto, 2000) o un

catéter tom-cat con el extremo del catéter cortado en un ángulo agudo de 45° para formar una orilla cortante y facilitar la penetración de la masa (Cowell y Tyler, 1989).

- Se debe marcar el catéter como se describe en el catéter de irrigación traumática (**Figura 10-1**) (Nelson y Couto, 2000), la biopsia se puede realizar con una cánula de plástico de calibre grande (3 a 5 mm).
- Aguja espinal (como segunda opción).

TECNICA

Si el estado de coagulación del paciente es cuestionable, se deberá realizar un conteo plaquetario, tiempo de sangrado y tiempo de coagulación activada (Willard,1989).

1. Se aplica anestesia general al paciente e intubación endotraqueal (Willard,1989; Ogilvie y Moore,1996).
2. La nasofaringe se prepara igual que para lavado nasal (Willard,1989).
3. Se identifica la lesión nasal a través de radiografías, con la técnica de exposición intraoral la cual se realiza mejor con la placa radiográfica colocada dentro de la cavidad oral para permitir la imagen del aspecto caudal de la cavidad nasal (También se requiere anestesia general para la placa radiográfica) (Ogilvie y Moore, 1996) (**Figura 10-5**) (Gartrell y O'Handley, 1995).
4. Se rocían 5 ml. de lidocaina al 2% dentro del sitio de la biopsia colocando un catéter tom-cat ó un catéter suave sin colocar la aguja a través de la cavidad nasal a nivel de la lesión. Esto puede reducir la incomodidad y permitir un plano de anestesia más ligero.
5. Se introduce por uno de los ollares de la cavidad nasal, la cánula de plástico, la cual se inserta en el eje de la aguja que se le removió la porción de metal y se dirige dentro del tumor o zona de muestreo (Ogilvie y Moore, 1996; García,1999).

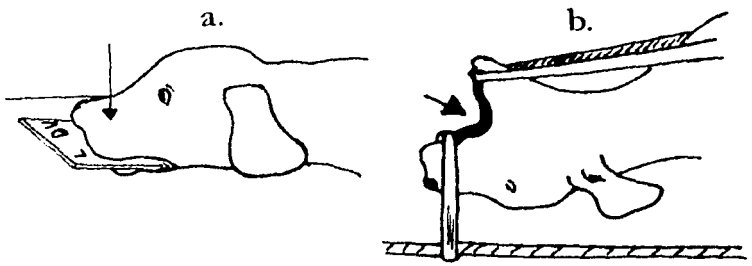


Figura 10-5. Posición del perro para una placa radiográfica a) dorsoventral b) ventro-dorsal con la boca abierta.

6. El eje de la aguja y cánula se conecta a una jeringa de 12 ml. sin el estilete (Ogilvie y Moore,1996; Welch,1997).
7. Se identifica el sitio de lesión (con ayuda de radiografía) y una vez localizado se penetra el catéter en el tumor de manera forzada, varias veces (Willard,1989; Welch,1997).
8. Se retuerce el catéter sobre su eje longitudinal dentro de la masa (Nelson y Couto, 2000).
9. Simultáneamente se aplica succión negativa con la jeringa, para aspirar la masa de manera efectiva (Ogilvie y Moore,1996; Welch,1997; Nelson y Couto, 2000) (**Figura 10-6.**).
10. Posteriormente se retira el catéter de la cavidad nasal, (Welch,1997) el cual contiene dentro del lumen un núcleo de tejido (material obtenido) (Nelson y Couto, 2000). Para retener los fragmentos de tejido al momento de retirar el catéter se debe mantener presión negativa en la jeringa (Cowell y Tyler, 1989).
11. El material obtenido, se extrae de la cánula expeliendo aire fuertemente, de la jeringa a través de la aguja, eje y cánula (Ogilvie y Moore,1996).
    - Se desconecta la jeringa del catéter
    - Se llena la jeringa con aire (Ogilivie y Moore,1996; Welch,1997).
    - Se vuelve a conectar la jeringa al catéter, y se vacía el aire de la jeringa para expulsar la muestra de tejido de forma forzada a un portaobjetos o a un vial (Ogilvie y Moore, 1996).
12. Se repite el muestreo en varios ángulos hasta que se obtenga tejido suficiente (Ogilvie y Moore,1996; Welch,1997).

Para gatos y perros pequeños se utiliza el mismo procedimiento, solo que en lugar de utilizar el método de la cánula, se utiliza una cureta (**Figura 10-7**) de tamaño pequeño a mediano para extraer el tumor excavándolo (Ogilvie y Moore,1996) (**Figura 10-8.**)

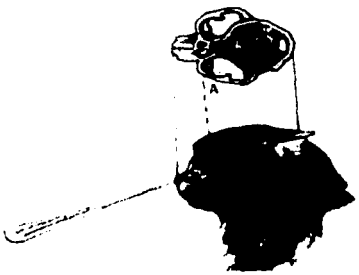


Figura 10-8. Biopsia nasal con cureta nasal cortante en gato. La A, indica el punto más lejano donde se puede introducir la cureta para no perforar la lamina cribosa. Managing the veterinary cancer patient A practice manual. Ogilvie, Moore,1996.

Alternativa: se puede utilizar una aguja para biopsia tru-cut, la cual se introduce por las narinas hasta la masa y se obtiene la muestra (Cowell y Tyler, 1989) tomando las mismas precauciones que en el caso de la técnica con catéter.

Cuidados.

Al terminar el procedimiento, puede ser de ayuda orientar la nariz hacia el piso, sobre el extremo de la camilla de examen, dejando que la sangre y el líquido goteen desde la ventana externa luego de la rinoscopia y biopsia (Nelson y Couto, 2000).

Se debe examinar la faringe caudal durante la extracción de las gasas y antes de la extubación, para visualizar un acumulo continuo de líquido. Las gasas deben contarse durante la colocación y de nuevo durante la extracción para no dejar inadvertidamente alguna (Nelson y Couto, 2000).

Complicaciones.

- Hemorragia.
- Traumatismo encefálico.
- Broncoaspiración de sangre, solución salina o exudados.

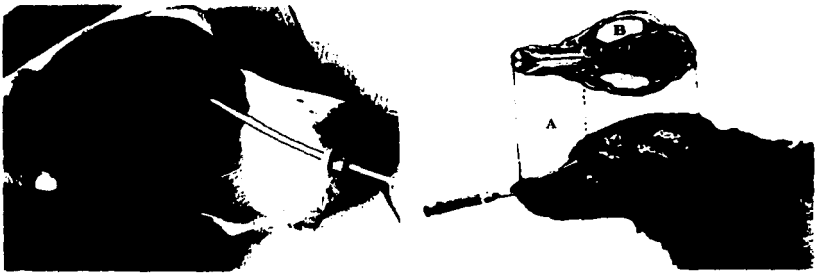


Figura 10-1. *Izquierda.* **Medición del catéter desde el canto medial del ojo hasta la narina del mismo lado. Y se indica la longitud con un marcador.**
Derecha **La A, indica el punto más lejano donde se puede introducir el catéter** para no perforar la lamina **cribosa.** Managing the veterinary cancer patient A practice manual. Ogilvie, Moore,1996.

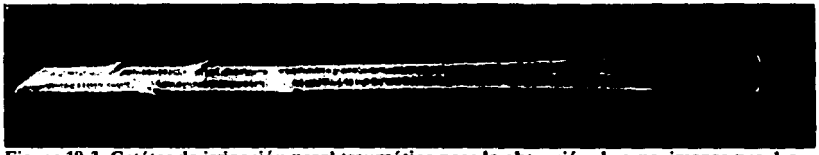
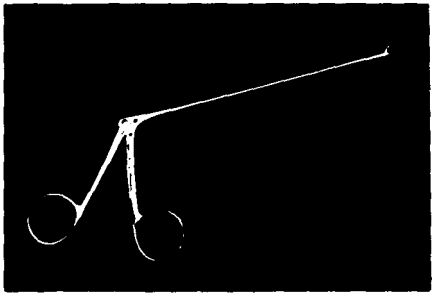


Figura 10-3. Catéter de irrigación nasal traumática para la obtención de especimenes nasales. Medicina interna de pequeños animales Nelson y Couto, 2000.



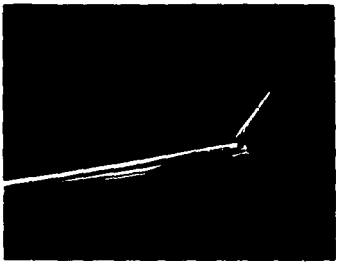


Figura 10-4. Pinzas de biopsia en copa cocodrilo

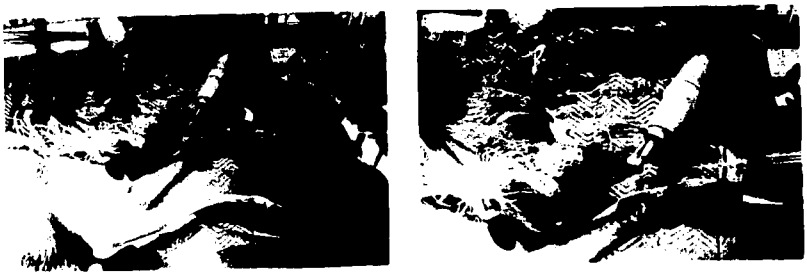


Figura 10-6. Biopsia nasal con catéter cortante conectado a una jeringa de 12ml.

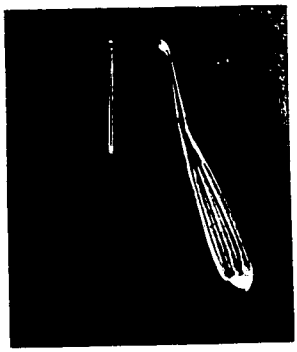


Figura 10-7. Curete para corte de hueso o para biopsia nasal.

CAPITULO 11.
BIOPSIA DE VIAS RESPIRATORIAS BAJAS.

Con frecuencia los perros sufren enfermedades de la tráquea, árbol bronquial, los alvéolos y el intersticio pulmonar (Birchard y Sherding, 1996).

La bronquitis crónica y la fibrosis pulmonar tal vez son las causas más frecuentes de tos crónica y de respiración entrecortada (Birchard y Sherding, 1996).

Las alteraciones inflamatorias (neumonía granulomatosa, infiltrados pulmonares con eosinófilos, bronquitis bacteriana, infecciones parasitarias de pulmón, dirofilariasis, infecciones micóticas sistémicas, traqueobronquitis infecciosa, virus del moquillo canino, edema pulmonar, sepsis, traumatismo torácico, la embolia pulmonar) y la neoplasia pulmonar son causas importantes de signos respiratorios agudos y crónicos (Birchard y Sherding, 1996).

El diagnóstico de las enfermedades del aparato respiratorio, depende de la información obtenida mediante la historia clínica, el examen físico y una serie de pruebas auxiliares que deben efectuarse de manera organizada para limitar al máximo la incomodidad y el estrés al paciente (Birchard y Sherding, 1996).

Cuando se evalúa al paciente disneico, se debe emplear el criterio clínico para seleccionar las pruebas que ayuden al diagnóstico sin causar mayor malestar respiratorio. Con frecuencia estos pacientes deben estabilizarse basándose exclusivamente en el examen físico, historia clínica y radiografía torácica en proyecciones dorso-ventralmente antes de efectuar otras pruebas (Birchard y Sherding, 1996).

Cuando la causa de enfermedad del tracto respiratorio bajo no pueda determinarse empleando alguno de los métodos descritos previamente, se debe considerar la necesidad de una biopsia para obtener el diagnóstico (Birchard y Sherding, 1996).

11.1. TRAQUEA y BRONQUIOS.

CITOPATOLOGÍA.

Se realiza con la técnica de lavado transtraqueal y lavado endotraqueal.

11.1.a. Lavado transtraqueal.

Es una técnica fácil y valiosa que se utiliza para la evaluación de la enfermedad bronco-pulmonar. Se empezó a utilizar por Pécora en 1959 en medicina humana, fue ampliamente aceptada en medicina veterinaria como un método para obtener material del árbol traqueo-bronquial para cultivo y citología, ya que los frotis y cultivos obtenidos de la faringe y/o tonsilas no son de valor en la evaluación de enfermedades del tracto respiratorio bajo, debido a que están contaminadas con la flora orofaríngea (Ettinger,1983).

Esta técnica consiste en pasar un catéter por la traquea rostral dentro del tracto respiratorio bajo a través del ligamento cricotiroideo o entre los anillos traqueales hasta la bifurcación de la tráquea, ramas principales de los bronquios o pulmones (Castañeda y Valadez, 1999) en un paciente despierto o sedado, para colectar secreciones bronquiales no contaminadas, el cual es recolectado con un catéter endovenoso a través de una aguja (Rebar,1977; Slatter,1989; Morgan,1997; Nelson y Couto, 2000).

Indicaciones.

- ⇨ Diagnóstico de padecimientos respiratorios crónicos (Rangel,1996).
- ⇨ Pacientes con tos crónica (Coles,1989).
- ⇨ Determinar la causa del proceso inflamatorio del aparato respiratorio (Morgan,1997): Bacteriano, viral, fungal, alérgico, parasitario, neoplásico (Morgan,1997).
- ⇨ Herramienta para el pronóstico después de la inhalación de humo o exposición a fuego o humos tóxicos (Morgan,1997).

Ventaja

- ✓ La muestra se toma directamente del lugar de la lesión sin que se contamine de saliva ni secreciones nasofaríngeas (Rangel,1996).

Desventaja.

- × El campo visual se limita mucho durante el examen citológico.
- × Aquí se debe considerar que la celularidad de la muestra es directamente proporcional al diámetro del catéter, aunque un catéter de diámetro muy pequeño permite el acceso al segmento bronquial más angosto (Rangel,1996).
- × Tanto células neoplásicas de bronquios o pulmonar pueden identificarse microscópicamente en estas muestras, sin embargo existe una alta incidencia de falsos negativos en el caso de tumores pulmonares (Morgan,1997).

Recomendaciones.

Si el animal esta severamente disneico, el procedimiento no deberá realizarse o realizarse con cuidado (Rebar,1977).

Material.

- Catéter endovenoso largo (Slatter,1989).
  - **Tamaño.** 12 pulgadas (30cm) (es el más extenso disponible) (Nelson y Couto, 2000) suficiente para deslizarse a través del interior de la aguja y alcanzar la carina (Slatter,1989; Nelson y Couto, 2000) (**Figura 11-1.**)
  - **Calibre.** 14g (Cowell y Tyler, 1989; Morgan,1997) a 20 pulgadas (Coles,1989; Castañeda y Valadez, 1999).
- Aguja calibre 18 a 22g (Rangel,1996; Nelson y Couto, 2000)

Alternativa:

Se emplea un catéter sobre la aguja, corto de calibre 14g, para penetrar la traquea en el ligamento cricotiroideo y se pasa una sonda urinaria para perro macho de polipropileno 3.5 francés a través del catéter dentro de las vías aéreas. La capacidad de la sonda urinaria para atravesar el catéter calibre 14g debe probarse cada vez, antes de realizar el procedimiento (Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000).

- Jeringa de 10 (Rangel,1996; Castañeda y Valadez, 1999) a 30ml (Coles,1989; Cowell, Tyler, 1989 ; Slatter,1989).

  Preparar 4 a 6 jeringas, cada una llena con 3 (Nelson y Couto, 2000) a 10ml (Slatter,1995) de solución de cloruro de sodio al 0.9%, estéril y libre de preservantes (Nelson y Couto, 2000).
  (1ml/ 2.5 Kg. de peso corporal) (Coles,1989) (1-2ml/ 5 Kg. peso corporal) (Cowell,1989) Normalmente se llegan a utilizar de 5 a 75ml en total en la mayoría de los animales (Ettinger,1983).
- Solución salina estéril (Coles,1989; Rangel,1996).
- Válvula de tres vías.

TECNICA.

Perro. En el perro, está técnica se realiza a través del ligamento cricotiroideo (Rebar,1977).

1. **Posición del paciente.**
   - El perro puede estar sentado o decúbito esternal, pero en postura cómoda para él y para el médico que realizará la técnica (Ettinger,1983; Cowell y Tyler, 1989; Morgan,1997; Nelson y Couto, 2000) (Nelson y Couto, 2000) (Morgan,1997) (Cowell,1989) (Ettinger,1983)
   - El paciente se sujeta con su nariz dirigida hacia arriba en ángulo de 45° con la horizontal. Esto hace que se extienda el cuello y exista más resistencia en el sitio de punción (**Figura 11-2.**) (Rangel,1996; Nelson y Couto,2000).
   - Sin embargo no se recomienda anestesia general ya que puede suprimir el reflejo tusígeno el cual es necesario para llevar la solución salina que se va a administrar, hacia la traquea donde se recolectará (Ettinger,1983).

2. **Sitio de punción.**
   - El ligamento cricotiroideo.
     Se identifica colocando un dedo sobre la traquea en la región cervical ventral y se mueve hacia arriba (hacia la laringe) hasta que se sienta el borde estrecho, liso y elevado del cartílago cricoides, craneálmente a este borde se encuentra una pequeña depresión donde se localiza el ligamento (Coles,1989; Slatter,1989; Rangel,1996; Nelson y Couto, 2000) (**Figura 11-3.**) (**Figura 11-4.**) (Rebar,1977; Slatter, 1995).

- También se puede realizar en los espacios que existen entre los tres primeros anillos traqueales, (Coles,1989; Morgan,1997) principalmente en perros de talla gigante, para asegurarse de alcanzar la carina (Nelson y Couto, 2000).
  Además con este método se evita el posible daño a las cuerdas vocales y laringe y se reduce el reflejo inflamatorio laríngeo provocado por la aguja y el catéter. En esta técnica se pueden utilizar catéteres más cortos, facilitando la recolección de las secreciones del tracto respiratorio bajo (Ettinger,1983).

3. Se prepara quirúrgicamente la zona ventral del cuello, en el área del ligamento cricotiroideo (región craneoventral de la laringe) (**Figura 11-4.**) (Rebar,1977; Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989; Morgan,1997).
4. Se administra anestesia local en piel y tejido subcutáneo en el sitio de entrada, para prevenir el forcejeo del paciente durante el procedimiento (Rebar,1977; Coles,1989; Slatter,1989; Rangel,1996; Morgan,1997; Castañeda y Valadez, 1999; Nelson y Couto, 2000).
5. Estabiliza la laringe con la mano no dominante (Nelson y Couto, 2000).
   Para estabilizarla de forma adecuada, el operador debe tomar al menos 180° de la circunferencia entre el pulgar y los dedos. La falta de un sostén firme es el error técnico más frecuente (Nelson y Couto, 2000).

6. Se levanta la piel sobre el ligamento y se introduce la aguja a través de la piel con el bisel mirando hacia ventral (y la aguja se posiciona paralela a la traquea) (Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000).
   La punta de la aguja se apoya contra el ligamento cricotiroides y se inserta a través de él con un movimiento corto y rápido para que la punta quede localizada en la tráquea (Rebar,1977; Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989; Morgan,1997; Nelson y Couto, 2000) (**Figura 11-5.**) (**Figura 11-6.**)

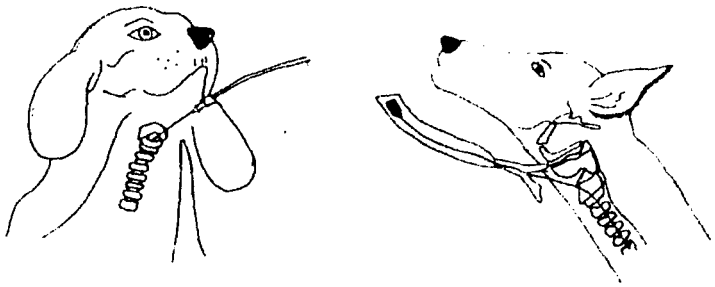


Figura 11-6. Inserción del catéter intravenoso a través de la membrana cricotiroidea de la laringe dentro de la tráquea.

7. La mano que estabiliza la tráquea se emplea luego para apretar la aguja en la piel, con la mano mantenida firmemente en contacto con el cuello (Nelson y Couto, 2000).
8. Mientras con la otra mano, se introduce el catéter (por dentro de la aguja) dentro de la luz traqueal (Morgan,1997; Nelson y Couto, 2000) hasta la carina y bronquios principales (Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996; Morgan,1997).
   En este paso el paciente tiene un reflejo de "tos", al momento de ir introduciendo el catéter debajo de la traquea (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989; Slatter,1989; Morgan,1997; Castañeda y Valadez, 1999; Nelson y Couto, 2000).
9. Se evita la laceración de la laringe o tráquea, colocando la mano que sostiene la aguja contra el cuello del paciente de manera que la mano, la aguja y el cuello se puedan mover como unidad (Nelson y Couto, 2000).
10. Hay poca o nula resistencia al pasaje del catéter en este momento (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000). Si esto no ocurre, puede ser debido a que el catéter se clava en la pared dorsal de la tráquea o falló en su entrada a la traquea y se quedo en el tejido peritraqueal (Cowell y Tyler, 1989).
    Si esto ocurre se deberá retirar el catéter y la aguja y repetir el procedimiento (Cowell y Tyler, 1989).
11. Es conveniente la elevación de la cubeta de la aguja de manera que la punta se dirija caudalmente en la luz de la traquea o la retracción de la aguja unos pocos milímetros para facilitar el pasaje del catéter si éste choca contra la pared traqueal opuesta.
12. El catéter no debe retraerse a través de la aguja por que su extremo puede desgarrarse por el borde cortante de aquella.
13. Una vez que el catéter esta por completo enhebrado dentro de la vía aérea, la aguja se retira por el ligamento cricotiroideo(Rebar,1977; Morgan,1997) de tal forma que solo queda el catéter dentro de la tráquea y el protector del catéter se acopla para evitar el corte del catéter (Coles,1989; Nelson y Couto, 1996; Rangel,1996).
14. La persona que sujeta al paciente ahora sostiene el protector del catéter contra el cuello del animal de modo que su movimiento no desaloje el catéter (Nelson y Couto, 2000).
15. En este momento la cabeza puede mantenerse en posición natural (Nelson y Couto, 2000).
16. Se conecta la jeringa y se aplica presión negativa tratando de extraer algún tipo de secreción, si esto no es posible se desconecta la jeringa (Coles,1989; Rangel,1996).
17. Y se conecta una jeringa que contenga un bolo de solución salina (preparado previamente) la cual se inyecta dentro del catéter, hasta que el animal empiece a toser o hasta introducir todo el fluido (**Figura 11-7**.) (Rebar,1977; Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000).
    Casi siempre el paciente empieza a toser antes de que la solución salina se inyecte (Cowell y Tyler, 1989).
18. Inmediatamente después de esto, se realizan varios intentos de aspiración aplicando presión negativa, por un periodo corto (**Figura 11-8**.) (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000) tratando de obtener la mayor cantidad de líquido que sea posible (Rangel,1996).
    La pequeña porción de líquido que pudiera quedarse se absorbe rápidamente por la mucosa respiratoria (Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996) a la circulación, por lo que el médico no debe preocuparse por el "ahogamiento" del paciente con la infusión de modestos volúmenes de líquido descrito, ya que no representa un gran problema (Nelson y Couto, 2000).

Si se aplica presión negativa por mucho tiempo, a pesar de que se obtiene mayor cantidad de fluido, se tiene mayor facilidad de contaminar la muestra ya que el animal tose y el fluido se va al área orofaríngea y la reaspira, lo que hace que el fluido tenga mayor celularidad y bacterias contaminantes de la orofaringe (Cowell y Tyler, 1989).

19. Después de cada aspiración, se debe desconectar la jeringa del catéter y remover el exceso de aire sin perder el líquido recuperado.(Slatter,1989; Castañeda y Valadez, 1999; Nelson y Couto, 2000).
20. Las aspiraciones deben ser enérgicas y deben repetirse al menos 5 o 6 veces (por ello la cantidad de solución que se introduce varia de 2 a 25ml) (Morgan,1997), de manera que los volúmenes reducidos de secreciones respiratorias que han sido aspiradas dentro del catéter sean arrastrados a lo largo del catéter dentro de la jeringa (Nelson y Couto, 2000), y obtener así una cantidad significativa de material aspirado (Castañeda y Valadez, 1999).
21. Un total de 0.5ml (Rebar,1977) a 2 ml (Castañeda y Valadez, 1999) de líquido turbio es adecuado en la mayoría de los casos además de obtener mucosidad (Morgan,1997; Castañeda y Valadez, 1999).
22. El catéter se extrae después que se recolecta el líquido (Nelson y Couto, 2000).
23. Se aplica presión digital durante algunos minutos (Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989) o se puede colocar una gasa estéril con o sin ungüento antiséptico sobre el sitio del catéter, (para no permitir la salida de aire y formación de un enfisema subcutáneo) y se realiza un vendaje liviano alrededor del cuello. Este vendaje se deja en el lugar durante varias horas (hasta 12 a 24 horas) mientras el animal reposa tranquilo en una jaula (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996; Nelson y Couto, 2000). Estas precauciones minimizan la probabilidad de un enfisema subcutáneo o neumomediastino (Nelson y Couto, 2000).
24. La falta de recuperación de volúmenes adecuados de líquido turbio puede ser resultado de diversas dificultades técnicas, como se describe en el **cuadro 11-1** (Nelson y Couto, 2000).

Gatos. La técnica es similar al perro excepto que se realiza bajo sedación y a través de una sonda endotraqueal estéril (Ver técnica de lavado endotraqueal)

Complicaciones.

1. La mayoría de las complicaciones son ligeras y transitorias.
   - Tos
   - Enfisema subcutáneo (por salida de aire en el sitio de punción) o mediastínico (Ettinger,1983; Coles,1989).
   - Hemoptisis (Morgan,1997).
   - Sangrado mínimo (Ettinger,1983).
   - Hematoma subcutáneo (Morgan,1997).
   - Infección en piel (Ettinger,1983).
2. La recolección inadvertida de la faringe o secreciones traqueales superiores pueden proporcionar resultados inapropiados (Morgan,1997).
3. El uso de agentes bacteriostáticos en la colección de fluidos pueden dar resultados falsos negativos en los cultivos (Morgan,1997).

Cuadro 11-1. Resolución de inconveniente con la recolección de líquido del lavado traqueal.

problemas	Causas potenciales	Remedios
Retorno escaso o nulo	Largo de catéter dentro de la vía aérea: • La introducción muy profunda puede redundar en la cateterización de un bronquio y la pérdida de la superficie horizontal requerida para infundir y luego recuperar el líquido. • Sin la introducción suficiente dentro de la tráquea deja al extremo del catéter en la tráquea extratorácica donde la superficie no es horizontal. • Posición de la punta del catéter cuando se emplean sondas urinarias de polipropileno rígidas. La punta puede doblarse o curvarse y no se ubica en la superficie ventral de la vía aérea. • Tiempo de demora entre la instilación y succión demasiado prolongado. • Succión sin suficiente vigor.	• Medir la distancia a lo largo de la tráquea desde el ligamento cricotiroides (técnica transtraqueal) o extremo proximal del tubo endotraqueal hasta el cuarto espacio intercostal para la distancia aproximada hasta la carina y asegurar que el catéter alcance esta posición. • Antes del empleo enderezar físicamente el catéter. Una vez en posición, rotar a lo largo de su eje en diversas posiciones hasta que mejore el rendimiento. • Succión vigorosa en forma inmediata después de la instilación de solución salina. • Emplear una jeringa de 12 ml y succionar con fuerza.
Recuperación de solución salina	• En la técnica endotraqueal el catéter no se introduce lo suficiente dentro de la tráquea para salir del tubo endotraqueal • Escasos intentos de succión con arrastre de moco a través de todo el largo del catéter	• Ver primer remedio arriba • Succionar muchas veces. El moco que solo se ha introducido en parte en el catéter será expulsado hacia la vía aérea con la posterior infusión de solución salina.
Presión negativa	• Catéter retorcido en el cuello (técnica transtraqueal) • Moco espeso obstruyendo el lumen del catéter • Punta del catéter contra la pared de la vía aérea.	• Ajustar la posición del soporte para evitar el retorcimiento. • Succión vigorosa continua para recuperar este material valioso. Si es necesario, irrigar con más solución salina. Si todavía es insatisfactorio , considerar el empleo de un catéter más largo. • Mover el catéter ligeramente hacia delante o atrás o rotarlo.

(Nelson y Couto, 2000).

11.1.b. Lavado endotraqueal.

Esta técnica se realiza pasando un catéter a través del tubo endotraqueal en un paciente anestesiado (**Figura 11-9**.) (Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000).

Indicaciones.

⇨ Esta técnica se prefiere y se llega a indicar en felinos y perros muy pequeños (Cowell y Tyler, 1989). Sin embargo, tanto esta técnica como la transtraqueal pueden utilizarse en cualquier animal (Nelson y Couto, 2000).

Desventaja.

× Este método es menos deseable que el transtraqueal debido al gran riesgo de contaminación orofaríngea y la necesidad de anestesia general (Cowell y Tyler, 1989).

Material.

- Catéter urinario para perro macho 3.5 francés.
- Puede usarse un catéter 14g con estilete (Cowell y Tyler, 1989).
- Jeringa de 12ml. La cual contiene solución salina estéril (sin agentes bacteriostáticos) 1 a 2ml/5 kg. (Cowell y Tyler, 1989).
- Tubo endotraqueal esterilizado (del tamaño que pueda pasar dentro de la traquea) (Cowell y Tyler, 1989).
- Lidocaína 2%

TECNICA

1. El animal se anestesia con un agente endovenoso de corta acción hasta un plano suficiente para facilitar la intubación sin inhibir el reflejo tusígeno (Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000).

2. El tubo endotraqueal esterilizado se introduce sin arrastrar su punta a través de la cavidad bucal. Para evitar la contaminación orofaríngea se realiza lo siguiente:
    - La boca del paciente se abre con amplitud con la lengua extraída (Nelson y Couto, 2000).
    - Se puede emplear un laringoscopio (Nelson y Couto, 2000).
    - El tubo se pasa con el mínimo contacto con faringe y cartílago aritenoides.(Cowell y Tyler, 1989).
    - En los gatos se aplica lidocaina tópica estéril a los cartílagos laríngeos para facilitar el pasaje del tubo con mínima contaminación (Nelson y Couto, 2000).
3. Una vez colocado el tubo endotraqueal se infla el manguito o globo.
4. **Posición del paciente**. Decúbito lateral (Cowell y Tyler, 1989).
5. Se introduce la sonda urinaria a través del tubo endotraqueal, hasta el nivel de la carina (aproximadamente el cuarto espacio intercostal) , conservando una técnica estéril.
    - Si se trata de un catéter con estilete, se introduce hasta llegue por debajo del tubo endotraqueal y el estilete se retira ante de que el catéter alcance el final del tubo endotraqueal una vez removido el estilete se avanza el catéter hasta que abarque 2 a 4 cm dentro de la traquea (Cowell y Tyler, 1989).

Previamente se recomienda medir tanto el tubo endotraqueal como el catéter para asegurar que el catéter podrá introducirse mas allá del tubo endotraqueal. Si esto no sucede no se podrá obtener una buena muestra (Cowell y Tyler, 1989).

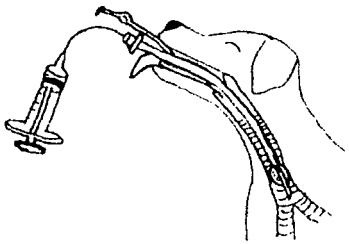


Figura 11-9. Lavado endotraqueal. Colocación del catéter dentro de un tubo endotraqueal.

6. Se conecta la jeringa con solución salina, al catéter.(Cowell y Tyler, 1989).
7. Se introduce la solución dentro de los bronquios a través del catéter.
   Se pueden requerir bolos algo más grandes que en el lavado transtraqueal, debido al mayor volumen del catéter. (Nelson y Couto, 2000).
8. Inmediatamente se aplica presión negativa para recolectar el líquido administrado y moco bronquial (Cowell y Tyler, 1989).
9. Si el reflejo tusígeno sigue intacto, la tos que tenga el animal ayuda a la colección del moco debido a que moviliza el moco bronquial hacia la tráquea (Cowell y Tyler, 1989).

Si el animal comienza a toser, la aspiración deberá realizarse con rapidez para minimizar la contaminación de células orofaríngeas y bacterias adheridas a la superficie externa del tubo endotraqueal (Cowell y Tyler, 1989).
Si el manguito o globo del tubo endotraqueal no esta lo suficientemente inflado, la solución a través de la tos llegará hasta la región orofaríngea y será reaspirada dentro del bronquio.(Cowell y Tyler, 1989).

10. Si el reflejo tusígeno no esta intacto, se deberá mezclar la solución con el moco, rotando al paciente sobre su otro lado para que el fluido entre en contacto con las paredes de los bronquios del lado opuesto y regrese el líquido a la carina. También se comprime suavemente el tórax para movilizar de nuevo el fluido hacia el catéter (Cowell y Tyler, 1989).
11. Después de aspirar parte de la solución, se remueve el catéter de la traquea utilizando el tubo endotraqueal como protector del catéter para evitar la contaminación orofaríngea durante su remoción.
    Este tipo de material también se puede obtener mediante el uso de un broncoscopio o por medio de un cepillado bronquial si se tiene el material (Rangel,1996).

Manejo de la muestra obtenida por lavado transtraqueal y endotraqueal.

Una vez realizado el lavado, el líquido obtenido se puede utilizar para estudios bacteriológicos y citológicos (Rebar,1977).

A) Para su estudio citológico, se sabe que las células recolectadas en el líquido de lavado son frágiles. Por ello, la muestra se debe procesar dentro de los 30 minutos de la recolección con manipulación mínima, se realizan los frotis inmediatamente, de no ser inmediato, este se coloca en un tubo con EDTA para prevenir la formación de coágulos (Cowell y Tyler, 1989).

Los preparados citológicos se realizan con el líquido y moco de la muestra Se examinan ambos por que los agentes infecciosos y células inflamatorias pueden concentrarse en el moco, pero el material proteinaceo hace que las células se aglutinen interfiriendo con la morfología celular. (Nelson y Couto, 2000).

Si hay hilillos de moco en la muestra, éste se recupera con aguja y se hacen frotis por squash (Coles,1989; Nelson y Couto, 2000).

No se recomienda filtrar el líquido a través de gasas para eliminar el moco por que los agentes infecciosos pueden perderse en el proceso.
Si el fluido es turbio,

se realiza un frotis por técnica de squash (Cowell y Tyler, 1989).
En este caso según la celularidad de la muestra se realizan frotis por método directo o indirecto) (Rangel,1996) realizando frotis por técnica de squash (Rebar,1977) (**Figura 11-10. y 11-11.**).

Las laminillas realizadas se fijan y se tiñen con colorantes de rutina (Coles,1989; Nelson y Couto, 2000).

B) Otra parte del fluido se envía en medio de cultivo (de ser posible) o medio de transporte para un cultivo bacteriano(Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989) (si está indicado o si se observaron bacterias en el estudio citológico,) (Ettinger,1983).
El cultivo bacteriano se efectúa con un mínimo de 0.5 a 1 ml de líquido.
Los cultivos fúngicos se realizan si la enfermedad micótica es un diagnóstico diferencial y los Micoplasma se consideran para los gatos con bronquitis crónica.

11.1.c. Lavado bronquioloalveolar

Indicaciones.

- ⇨ Evaluación diagnóstica de pacientes con enfermedades respiratorias inferiores no diagnosticadas en los cuales el análisis del líquido de lavado traqueal no ha rendido los resultados esperados.
- ⇨ El lavado bronquioalveolar (LBA) proporciona líquido para el análisis que es representativo de procesos que involucran las vías aéreas pequeñas, alvéolos y en algunas oportunidades, el intersticio (**Figura 11-12**.) (Nelson y Couto, 2000).
- ⇨ Con esta técnica se muestra una porción relativamente grande del pulmón, obteniendo un líquido abundante. Si bien se requiere la anestesia general, el procedimiento se asocia con mínimas complicaciones y puede realizarse en forma reiterada en el mismo paciente para seguir la progresión de su condición o controlar la respuesta a la terapia (Nelson y Couto, 2000).

Ventaja.

- ✓ Es una técnica útil para citología, evaluación de enfermedades bacterianas y parasitarias y análisis de líquidos (García,1999).

Desventaja.

- × El lavado broncoalveolar provoca disminución transitoria de la concentración de oxígeno arterial, pero esta hipoxia responde con rapidez a la suplementación de oxígeno.

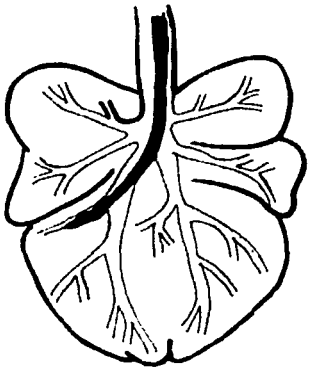


Figura 11-12. Región de las vías respiratorias inferiores que es muestreada por el lavado broncoalveolar.

Métodos de lavado broncoalveolar.
Existe un método broncoscopio que requiere equipamiento especial, con el cual se puede dirigir los muestreos.
Pero también es posible la recolección de líquido en perros o gatos sin broncoscopio utilizando un catéter estéril pasado en forma ciega a través del tubo endotraqueal estéril hasta que el extremo se aloje en una vía aérea distal.
A continuación se describe la técnica de lavado broncoalveolar sin broncoscopio:

Material.

- Tubo endotraqueal
- Adaptador de jeringa estéril
- Solución salina 0.9%
- Jeringa de 30ml mínimo. Las cuales se preparan con 25ml de solución salina al 0.9% calentada a temperatura corporal para formar bolos de solución salina (Nelson y Couto, 2000).

Recomendaciones.
Si el animal está disneico, el procedimiento debe realizarse con cuidado (Castañeda y Valadez, 1999).

TECNICA.

1. Se somete a anestesia general al animal (García,1999)
2. **Posición del paciente**. En gatos se colocan decúbito lateral con el lado pulmonar más afectado según lo determinado por los hallazgos físicos y signos radiográficos, contra la mesa (Nelson y Couto, 2000).
3. Se introduce el tubo endotraqueal estéril (García,1999) a través de la laringe para reducir la contaminación oral.(**Figura 11-13**.) (Para esta maniobra, se tracciona el extremo de la lengua, se emplea un laringoscopio y se aplica lidocaina estéril tópica en la mucosa laríngea. Luego se infla el manguito del tubo (Nelson y Couto, 2000).
4. Se coloca el adaptador de la jeringa sobre el tubo endotraqueal.
5. Se infunde a través del tubo endotraqueal hasta la tráquea un bolo de 10 a 15 ml (García,1999) de solución salina al 0.9% estéril ligeramente caliente (5ml/Kg.) durante 3 segundos (**Figura 11-14**.) (Nelson y Couto, 2000).
6. Inmediatamente después de la infusión, con una jeringa de 50 ml o con un aspirador se aplica succión para extraer la solución (García,1999; Nelson y Couto, 2000).
7. El aire se elimina de la jeringa y se hacen varios intentos de aspiración hasta no recuperar más líquido.
   La recuperación de líquido se facilita elevando la mitad caudal del paciente algunas pulgadas desde la mesa.
8. El procedimiento se repite siendo suficientes tres lavados (García,1999).
9. Entre las infusiones de solución salina se permite la expansión pulmonar (Nelson y Couto, 2000).
10. Nunca se recupera la misma cantidad que se introdujo, por lo general por cada 10ml de solución que se introduzca se recuperan de 4 a 6 ml (García,1999).

11. El líquido obtenido se envía al laboratorio para evaluación bacteriológica y citológica (García,1999).

Manejo de la muestra.

El líquido que se recolecta es espumoso debido a la sustancia sufractante presente en alvéolos.
Se recupera aproximadamente de 50 a 80% del volumen total de solución salina instilada.
Enseguida después de la recolección, el líquido se coloca en hielo y se procesa con la mayor rapidez posible (dentro de los 30 minutos) con manipulación mínima para reducir la lisis celular.
Las muestras de una sola localización pueden combinarse para el análisis, sin embargo, la primer muestra obtenida suele contener más células de las vías aéreas más grandes y las últimas son más representativas de los alvéolos e intersticio.
Casi la mitad de los perros con enfermedad pulmonar difusa (en la radiografía) tienen diferencias citológicas en el LBA recolectado de los distintos lóbulos, sería ideal realizar el análisis por separado.
De cualquier manera, los especimenes de los diferentes lóbulos pueden combinarse a los fines de los cultivos bacterianos, fungales o micoplásmicos.
El líquido de LBA se analiza con microbiología y citología.
Se requieren pocos mililitros para el cultivo bacteriano y fungal si la enfermedad micótica integra el listado de posibilidades.
Los cultivos fúngicos se realizan si la enfermedad micótica es un diagnóstico diferencial y los Micoplasma se consideran para los gatos con bronquitis crónica.

Los recuentos de células nucleadas se realizan sobre el líquido sin diluir.
Los recuentos celulares diferenciales se realizan sobre frotis del líquido.
Se pueden obtener con centrifuga, el sedimento del cual se pueden realizar frotis de buena calidad (Nelson y Couto, 2000). Dentro de estos frotis se pueden revisar activación de macrófagos, reactividad linfocitaria, degeneración neutrofílica y criterios de malignidad (Nelson y Couto, 2000).
Todos los preparados deben examinarse con cautela por posibles agentes etiológicos, tales como hongos, protozoarios, parásitos y bacterias (Nelson y Couto, 2000).

Complicaciones y cuidados.

La complicación primaria del LBA es la hipoxia transitoria, que responde con facilidad a la suplementación de oxígeno; en consecuencia los animales que exhiben aflicción respiratoria en reposo no son buenos candidatos para este procedimiento (Nelson y Couto, 2000).
Por ello, después del procedimiento se administra oxígeno al 100% mediante el tubo endotraqueal el tiempo que el paciente tolere la intubación.
Se realizan varias insuflaciones con la bolsa de anestesia (o bolsa de ambú) para ayudar a expandir cualquier porción colapsada de los pulmones.
Después de retirar el tubo endotraqueal se deben controlar de cerca el color de las membranas mucosas, pulsos y carácter de las respiraciones.
Pueden escucharse crepitaciones varias horas después del LBA y no son motivo de preocupación (Nelson y Couto, 2000).
La saturación del oxígeno (oximetría de pulso) o valores de gases en sangre pueden vigilarse si hay disponibilidad

El tratamiento con la suplementación de oxígeno mediante mascarilla, jaula o catéter nasal se inicia si existe alguna indicación de hipoxemia.
Los broncoespasmos son una complicación asociada al LBA y si se presenta en animales puede considerarse la terapia con broncodilatadores.
Es raro que sea necesaria la suplementación del oxígeno durante más de 10 a 15 minutos después del LBA, incluso en pacientes con enfermedad pulmonar, sin embargo, la capacidad para suministrar la suplementación es un prerrequisito en la ejecución de este procedimiento (Nelson y Couto, 2000).

Repetición de un lavado.

Si la muestra obtenida por lavado es inaceptable debido a la contaminación orofaríngea o por otra razón, deberá repetirse el procedimiento inmediatamente o deberá esperarse 48 horas.
A pesar de que se utilizan soluciones salinas estériles para el lavado, esta induce respuesta neutrofílica la cual aparece 24 horas después del lavado. Si el lavado se realiza al siguiente día será difícil diferenciar si la respuesta inflamatoria observada es secundaria al lavado o a un proceso inflamatorio pulmonar.
Si se obtiene un lavado contaminado, será recomendable esperar 48 horas para colectar otra muestra, esto permite que los pulmones eliminen los contaminantes orofaríngeos (Cowell y Tyler, 1989).

11.2. PULMÓN.

Indicaciones.

Considérese la necesidad de biopsia pulmonar, cuando existe evidencia radiográfica de lesión pulmonar (principalmente neoplasias) y no se puede determinar la causa empleando algún método menos invasivo, como lavado traqueal, lavado bronquioalveloar y pruebas complementarias (Bauer y Thomas, 1983; Birchard y Sherding, 1996).

- ⇨ Lesiones pulmonares aisladas no abscedativas (**Figura 11-15**.).
- ⇨ Lesiones pulmonares difusas (**Figura 11-16**).
- ⇨ Nódulos o masas pulmonares (Bauer y Thomas,1983).

Contraindicaciones.

- ➡ No se realizan en pacientes con sospecha de hipertensión pulmonar o coagulopatías (Nelson y Couto, 2000).

Se recomienda previo a la biopsia, realizar un perfil de coagulación y conteo plaquetario (Bauer y Thomas,1983).

Desventajas.

- × Se muestrea solo una porción reducida del pulmón (Nelson y Couto, 2000).
- × Es invasiva, posee riesgos significativos.
- × El médico que la realice requiere de práctica (Bauer y Thomas,1983).

Recomendaciones.

La recolección puede ser guiada por los signos radiográficos para mejorar la probabilidad de obtener especímenes representativos (Nelson y Couto, 2000). Ya que basándose en la imagen radiográfica, pueden obtenerse células o tejido de las zonas afectadas del pulmón (Slatter,1989).

Se recomienda que se obtengan aspirados y biopsias pulmonares en pacientes con lesiones en masa intratorácicas que están en contacto con la pared torácica. Ya que el riesgo de complicaciones en estos pacientes es reducido por que las muestras pueden recolectarse sin alterar el pulmón aireado (Nelson y Couto, 2000).

Técnicas de biopsia pulmonar transtorácica.

Los cuatro métodos principales para obtener tejido pulmonar son:

1. Biopsia transtorácica por aspiración con aguja fina (BAAF).
2. Biopsia con aguja cortante (Tru-cut) (Slatter,1989).
3. Broncoscopía.
4. Toracotomía.

En este capítulo solo hablaremos de las dos primeras técnicas, las cuales proporcionan el tejido adecuado para el diagnóstico de la mayor parte de las lesiones pulmonares.

Sitio de biopsia pulmonar.

Lesiones localizadas.

El sitio de recolección depende de la localización de la lesión, la cual se determina en función las siguientes incidencias radiográficas: toma lateral, dorsoventral y ventrodorsal (Cowell y Tyler, 1989)

La localización lesional durante la inspiración en tres dimensiones se indica por su relación con los puntos de referencia externos: el espacio intercostal o costilla más cercanos, la distancia desde las uniones costocondrales y la profundidad dentro del pulmón desde la pared corporal.

Si se dispone de guía ultrasonográfica o fluoroscopía son de gran ayuda para muestrear lesiones adyacentes a la pared corporal (Nelson y Couto, 2000).

La muestra obtenida será altamente diagnóstica si la posición de la aguja puede determinarse radiográficamente (Cowell y Tyler, 1989).

Lesiones generalizadas.

El sitio de recolección en estos pacientes es en los lóbulos caudales, estos son abordados a través del séptimo a noveno espacio intercostal, aproximadamente a dos tercios de la distancia desde las uniones costocondrales hasta la columna vertebral (Nelson y Couto, 2000) (Cowell y Tyler, 1989).

Si la lesión es generalizada, se recomienda realizar múltiples muestreos debido a que si en el primer sitio de muestreo puede incluir un área sin lesión obteniendo solo células normales o no diagnósticas en la aspiración (Cowell y Tyler, 1989).

CITOPATOLOGIA.

11.2.a. Biopsia transtorácica por aspiración con aguja fina (BAAF)

Las biopsias transtorácicas son procedimientos para muestrear tejido dentro de los pulmones para obtener un diagnóstico citológico (Ogilvie y Moore, 1996).

Esta técnica ciega tiene un porcentaje de precisión del 96.5% (Ogilvie y Moore, 1996) para diagnóstico de enfermedades neoplásicas malignas (Cowell y Tyler, 1989) y un 77% para obtener material que cedió a un agente infeccioso en pacientes imunosuprimidos con infiltrado neumónico focal (Cowell y Tyler, 1989).

Indicaciones.

Se efectúa por lo general en:

- ⇨ Investigar la etiología de una enfermedad del parénquima difusa o generalizada (Cowell y Tyler, 1989).
- ⇨ Lesiones o enfermedad pulmonar difusas o superficiales grandes (Ettinger,1983; Birchard,Sherding, 1996).
- ⇨ Detectar una enfermedad inflamatoria y obtener material para cultivo bacteriano (Cowell y Tyler, 1989).
- ⇨ Investigar la etiología de una lesión nodular pulmonar solitaria, masa de gran tamaño o área consolidada (Cowell y Tyler, 1989) (**Figura 11-15**).
- ⇨ Enfermedad intersticial difusa o lesiones focales muy grandes (identificadas radiologicamente) (Meyer,1998) (**Figura 11-16**).

- ⇨ Áreas consolidadas dentro del parénquima pulmonar que no estén asociados o cercano al corazón o vasos sanguíneos y que se detecten físicamente o radiograficamente (Ettinger,1983; Ogilvie y Moore, 1996; Bibbo,1997).
- ⇨ Confirmar una neoplasia metastásica.
- ⇨ Detectar una reacción de hipersensibilidad (Cowell y Tyler, 1989).

Contraindicaciones.

- ➡ Pobre reserva o funcionamiento pulmonar (Ogilvie y Moore, 1996).
- ➡ Coagulopatías (Ogilvie y Moore, 1996) (complicación: sangrado severo).
- ➡ Pacientes no cooperativos (complicación: laceración pulmonar).
- ➡ Tos incontrolable o respiración forzada (complicación: laceración pulmonar).
- ➡ Hipertensión pulmonar (complicación: sangrado severo).
- ➡ Quistes pulmonares o enfisema (complicación: neumotórax severo) (Cowell y Tyler, 1989) (Ettinger,1983).
- ➡ Pacientes con tos incontrolable (Bibbo,1997).
- ➡ Pacientes con diatesis hemorrágica (Bibbo,1997).

Ventajas.

- ✓ Es el procedimiento más simple, rápido, con el mínimo de equipo y de costo más efectivo (Cowell y Tyler, 1989; Birchard y Sherding, 1996).
- ✓ Permite tomar muestras de la pared torácica, mediastino y pulmones (Bauer, Thomas,2000).
- ✓ Pueden obtenerse células con riesgos limitados, pocas complicaciones y sin toracotomía (Bauer y Thomas, 1983; Ogilvie y Moore, 1996).

Desventajas.

- × Puede causar neumotórax o hemotórax (Ogilvie y Moore, 1996).
- × Obtiene células y secreciones en lugar de una pieza de tejido (Bauer y Thomas, 1983).

Recomendaciones.

En casos de granulomatosis pulmonar eosinofílica, es importante realizar una biopsia pulmonar, de los ganglios pulmonares grandes y accesibles (Kirk,1994).

Se debe tener cuidado al realizar la aspiración con aguja fina en pacientes con hipertensión arterial pulmonar (Kirk,1994).

Material.

- Jeringa de 10 a 20ml (Cowell y Tyler, 1989; Ogilvie y Moore, 1996).
  con aguja **calibre** **20** (Bauer y Thomas,1983; Ettinger,1983) a 25g (Cowell y Tyler, 1989).
  largo 0.65 (Cowell y Tyler, 1989; Birchard y Sherding, 1996; Ogilvie y Moore, 1996) a 2 pulgadas (Ettinger,1983).

Se puede utilizar una aguja de punzocat por la longitud que tiene para alcanzar con mayor facilidad el parénquima pulmonar.

- Aguja espinal **calibre** 22 y de 1.5 a 3.5 pulgadas (3.75 a 8.75cm).
  Esta tiene la ventaja de contener un estilete el cual previene la entrada de tejido extrapulmonar dentro de la luz de la aguja durante su introducción (Bauer y Thomas, 1983).

TECNICA.

1. **Posición del paciente**. Se puede sujetar de pie, sentado, decúbito esternal o lateral (Cowell y Tyler, 1989).
   En pacientes que no cooperan se llega a necesitar sedación profunda (Bauer y Thomas, 1983; Cowell y Tyler, 1989).
   Sin embargo la anestesia o sedación no está recomendada por que la hemorragia creada por el procedimiento y las secreciones respiratorias, no se elimina con facilidad desde los pulmones en el paciente anestesiado (Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000).

2. La piel de la pared torácica en el sitio de punción se rasura y prepara quirúrgicamente (Cowell y Tyler, 1989; Ogilvie y Moore, 1996; Nelson y Couto, 2000).
3. El procedimiento es tan rápido que normalmente no se requiere de anestesia local (Ettinger,1983; Cowell y Tyler, 1989).
4. Se inserta la aguja fina para biopsia, a través de la pared torácica.
   La aguja se introduce sobre el aspecto craneal de la costilla para evitar los vasos intercostales del borde caudal de la costilla adyacente (Cowell y Tyler, 1989; Birchard,Sherding, 1996).
   Se debe evitar puncionar corazón y grandes vasos (Ogilvie y Moore, 1996).

5. La aguja se avanza (en el caso de aguja espinal, con estilete) a través de la piel y después se penetra varios espacios intercostales desde el sitio deseado (Nelson y Couto, 2000).
6. Entonces la aguja y piel se mueven hasta el sitio de la biopsia. Esto se realiza para reducir la probabilidad que el aire ingrese al tórax al no estar alineados los orificios en la piel y pared torácica (Nelson y Couto, 2000).
7. La aguja se avanza a través de la pared corporal hasta penetrar la pleura (Ettinger,1983).
8. El estilete se retira (si se usó la aguja espinal) y el cono de la aguja se cubre inmediatamente con un dedo para prevenir el neumotórax hasta poder acoplarle la jeringa (Nelson y Couto, 2000).
9. La nariz y boca se mantienen temporalmente cerrada para detener el movimiento pulmonar (Ettinger,1983; Cowell y Tyler, 1989).
10. Se espera al momento inspiratorio para introducir la aguja dentro del tórax al parénquima pulmonar hasta una profundidad predeterminada a partir de las lesiones observadas en las radiografías (por lo general 1 a 3 cm) al introducirla en la lesión se siente una resistencia (Bauer y Thomas, 1983; Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000) (**Figura 11-17.**).
11. Al tiempo que se avanza la aguja hasta el sitio deseado, se aplica presión negativa en la jeringa para aspirar el tejido (**Figura 11-18.**) (Cowell y Tyler, 1989; Ogilvie y Moore, 1996; Nelson y Couto, 2000) (**Figura 11-19.**).

- Se pueden inyectar de 1 a 2 ml de solución salina estéril dentro de la lesión y aspirarla en forma de un lavado pulmonar (Bauer y Thomas, 1983).

- También, durante la inserción, la aguja se puede girar sobre su propio eje para intentar obtener un núcleo de tejido en la luz de esta (Nelson y Couto, 2000).

12. Se elimina la presión negativa y posteriormente se retira la aguja de forma inmediata de la masa que se muestreo hasta el nivel de la pleura (Bauer y Thomas, 1983; Ettinger,1983; Cowell y Tyler, 1989; Ogilvie y Moore, 1996; Nelson y Couto, 2000).

Todo el procedimiento demanda solo un segundo (Nelson y Couto, 2000) El realizar la punción y aspiración de la masa en tan poco tiempo, previene de lesionar el tejido pulmonar normal (Ogilvie y Moore, 1996).

13. Después la aguja se extrae de la pared torácica.

    Algunos autores recomiendan aplicar una presión negativa reducida al momento de retirar la aguja para evitar dejar tejido a lo largo del camino por donde sale la aguja (Cowell y Tyler, 1989).

    Es poco usual que la muestra tenga el volumen suficiente para ingresar en la jeringa al realizar esta presión negativa (Nelson y Couto, 2000).

14. Posteriormente se continua con la técnica descrita en el *capítulo 1*.
15. Si se obtiene fluido se deposita en un tubo estéril con EDTA (rapón lila) y en un tubo sin anticoagulante para su análisis (Ogilvie y Moore, 1996).

Se pueden realizar varias punciones en el pulmón a lo largo de diferentes líneas para incrementar el rendimiento (1 a 2 muestreos son adecuados) (Cowell y Tyler, 1989; Nelson y Couto, 2000).

El cultivo bacteriano se indica en algunos pacientes. Si se obtiene un volumen suficiente de muestra, el procedimiento puede repetirse o se inyecta solución salina estéril dentro de los pulmones y se le aspira de nuevo durante el procedimiento (Nelson y Couto, 2000).

Figura 11-19. Esquema de BAAF pulmonar transtorácico. La aguja se avanza a través de la piel y músculos intercostales. El tejido se aspira rápidamente mientras que la aguja se avanza a través de la lesión.

Complicaciones.

Las complicaciones son raras (< 10%) (Ogilvie y Moore, 1996).

- Hemotórax (Birchard y Sherding, 1996; Ogilvie y Moore, 1996).
- Neumotórax. Es una de las complicaciones más comunes y ocurre en un 20% (Cowell y Tyler, 1989) 22% a 31% de los pacientes (Stone,1995) la mayoría presentan neumotórax asintomático el cual resuelve espontáneamente.(Cowell y Tyler, 1989). Solo el 6.2% llegan a requerir dren torácico y el 2% a 11% de presentan mortalidad por esta causa (Stone, 1995).

  El médico debe estar preparado en caso de requerir colocar un tubo torácico si el neumotórax progresa (Cowell y Tyler, 1989). La intervención depende del volumen de neumotórax y el grado de disnea que presenta el paciente. En ocasiones se requerirá de un drenaje pleural con sello de agua (Bauer y Thomas, 2001).
- Piotórax (Bauer y Thomas, 1983; Bauer y Thomas, 2001).

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

HISTOPATOLOGIA.

2. Biopsia con aguja cortante (tru-cut)

Estos instrumentos recolectan fragmentos diminutos de tejido suficiente para la evaluación histopatológica (Nelson y Couto, 2000).

Indicaciones.

- ⇨ En pacientes con lesiones en masa sólida, que previamente se realizó la técnica de BAAF demuestra no ser diagnóstico (Nelson y Couto, 2000).
- ⇨ Para la evaluación de neoplasias difusas tales como linfoma pulmonar, sarcoma o carcinoma.
- ⇨ Enfermedades infecciosas difusas o localizadas (Toxoplasmosis, criptococosis, fungales)

Contraindicaciones.

- ➡ El procedimiento no se realizará si hay hemotórax o hemorragia severa (Slatter,1989).

Ventaja.

- ✓ Se pueden obtener piezas de tejido para su estudio histopatológico (Ettinger,1983).
- ✓ Se obtiene un diagnóstico positivo en nódulos malignos pulmonares simples en un 75 – 95% de las veces (Gross,2000).

Desventaja.

- × Requiere anestesia general (Nelson y Couto, 2000).
- × Es infrecuente debido a que está asociada con complicaciones mayores posteriores a la biopsia relacionado con la remoción de una porción de parénquima pulmonar periférico (Bauer y Thomas, 1983; Ettinger,1983).
- × Da falsos negativos de 5 a 25% (Gross,2000).

Material.

- Aguja tru-cut (sobre todo en lesiones adyacentes a la pared torácica) (Nelson y Couto, 2000).
- Se ha utilizado también la aguja Vim-Silverman (Ettinger,1983).

TECNICA.
La profundidad de las lesiones se estima por la radiografía.
Se localiza el sitio de biopsia,
El mejor sitio de aproximación es aquel donde la distancia sea mas corta de la pared torácica a la lesión y penetre la pleura visceral una sola vez (Bauer y Thomas,2001).
Se realiza la misma técnica descrita en el *capítulo1*.

Complicaciones.

- ◻ Neumotórax hasta en un 20% (Gross,2000).
- ◻ Hemorragia pulmonar (Nelson y Couto, 2000).
- ◻ Hemotórax (Bauer y Thomas, 1983).
- ◻ Hemoptisis (Slatter,1989).

Figura 11-1. Catéter endovenoso largo que se utiliza para la recolección de muestras por lavado transtraqueal. Handbook of Veterinary cytology. Rebar,1977.

Figura 11-2. El paciente se sujeta en posición cómoda con la nariz dirigida hacia el techo. La zona ventral del cuello se rasura y prepara en forma aséptica. Emplear guantes estériles. Medicina interna de pequeños animales Nelson y Couto, 2000.

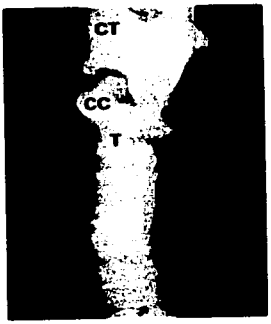


Figura 11-3. Ligamento cricotiroideo. Medicina interna de pequeños animales Nelson y Couto, 2000.

Figura 11-4. Se prepara quirúrgicamente la zona ventral del cuello y se palpa la región del ligamento cricotiroideo (región craneoventral de la laringe) Handbook of Veterinary Cytology. Rebar,1977.

Figura 11-5. Se introduce la aguja con el catéter a través del ligamento cricotiroideo Handbook of Veterinary cytology. Rebar,1977.

Figura 11-7. Una vez introducido el catéter se inyecta el bolo de solución salina dentro del catéter. Handbook of Veterinary cytology. Rebar,1977.

Figura 11-8. El fluido se aspira inmediatamente aplicando presión negativa por un periodo corto Handbook of Veterinary cytology. Rebar,1977.

Figura 11-10. El fluido se transfiere a varios portaobjetos Handbook of Veterinary cytology. Rebar,1977.

Figura 11-11. Se preparan varios frotis por técnica de squash. Handbook of Veterinary cytology. Rebar,1977.

Figura 11-13. Se introduce la sonda endotraqueal en el paciente.

Figura 11-14. Lavado broncoalveolar utilizando un tubo endotraqueal en un paciente felino. El líquido obtenido es espumoso debido a la presencia del sufractante. Medicina interna de pequeños animales Nelson y Couto, 2000.

Figura 11-15. Imagen radiográfica de lesión pulmonar derecha, aislada.

Figura 11-15. Imagen radiográfica de lesión pulmonar difusa.

Figura 11-17. BAAF pulmonar. Introducción de la aguja en cavidad torácica hacia el sitio de lesión localizado en la radiografía de la figura 11-17.

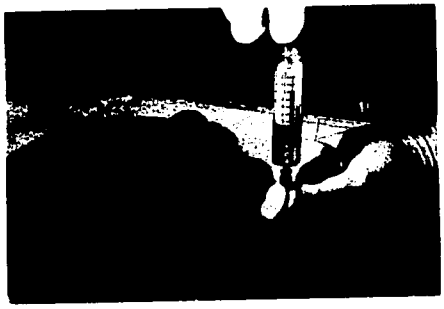


Figura 11-18. Aspiración pulmonar transtorácica en un paciente felino empleando una aguja espinal. Medicina interna de pequeños animales Nelson y Couto, 2000.

CAPITULO 12.
BIOPSIA HEPÁTICA

La evaluación y manejo de las enfermedades hepáticas es complejo, dado que las pruebas de funcionamiento hepático son capaces de indicar el grado de lesión hepatocelular, éstasis biliar o disfunciones metabólicas, pero son inadecuadas para establecer un diagnóstico etiológico, la extensión de la lesión, terapia específica y pronóstico. La elaboración de otras técnicas tales como tomografía computarizada, colangiografías transhepáticas, barrido por imagen con radioisótopos, son técnicas que rara vez están disponibles para el médico veterinario (Jones y Hitt, 1985).

Sin embargo, para la mayoría de las enfermedades hepáticas primarias, se requiere de biopsia para realizar una evaluación histopatológica o citológica del tejido hepático como parte integral de un examen rutinario para establecer así un diagnóstico patológico, un pronóstico final, (Nelson y Couto, 1999) y una terapia en perros y gatos con enfermedades hepatobiliares (Kristensen y Douglas, 1990; Kerwin,1995). Este tipo de información no puede ser proporcionada por otro tipo de método diagnóstico (Ettinger,1983).
A pesar de que se realiza la evaluación clínica y técnicas no invasivas o de laboratorio (tales como pruebas de funcionamiento hepático y determinación de la concentración de enzimas hepáticas en suero) y métodos de imagenología rutinarios, los cuales son de gran utilidad para localizar un proceso patológico en hígado, (Kristensen y Douglas, 1990), en muchos casos, ésto no es suficiente para obtener una diagnóstico etiológico o específico (Ettinger,1983), por tanto la biopsia puede confirmar un diagnóstico clínico o emitir el resultado de un nuevo diagnóstico que previamente no se sospechaba (Kerwin, 1995).

La biopsia hepática, es una parte esencial del plan diagnóstico completo en perros y gatos con enfermedad hepática en conjunto con una historia clínica y un examen físico completos y el trabajo clínico patológico, los cuales se realizan previo a la biopsia hepática (Kerwin,1995). La biopsia hepática es un procedimiento común para determinar las características histológicas de un tumor o cualquier proceso no maligno (Ettinger,1983).

Es importante considerar que no es un procedimiento inocuo y deberá considerarse solamente cuando el beneficio es mayor que el riesgo que corre el paciente al que se le realice esta técnica (Ettinger,1983) Definitivamente es un procedimiento con un costo efectivo y debe realizarse repetidas veces para evaluar el progreso de la enfermedad y la respuesta a una terapia específica (Jones y Hitt, 1985). La precisión de la biopsia hepática se realiza con guías de ultrasonografía, fluoroscopía o con mayor exactitud con tomografía computarizada (Ogilvie y Moore, 1996). Por ello la comunicación con el cliente es una parte importante del proceso, y los clientes deben comprender el riesgo y beneficios que este procedimiento implica antes de realizarla. (Jones y Hitt, 1985).

El rango de éxito en la información diagnóstica es mayor al 90%,(Jones y Hitt, 1985). 80% (Ettinger,1983) ésto proporciona un alto rango beneficio-riesgo en la mayoría de los casos para así garantizar la biopsia hepática (Jones y Hitt, 1985).

Con el fin de reducir las complicaciones y mortalidad, se deberá tomar en cuenta las indicaciones y contraindicaciones para la realización de la biopsia hepática en sus diferentes técnicas. Estos factores pueden ser totalmente relativos (Jones y Hitt, 1985).

Erlich fue acreditado con la primer biopsia hepática por aspirado en 1883 y subsecuentemente la primer biopsia hepática percutanea con propósito diagnóstico fue reportado en 1923. Las técnicas han sido modificadas desde entonces, su baja mortalidad y morbilidad de este procedimiento ha ocasionado que sea utilizada con frecuencia (Grant, 1999)

Indicaciones.

- ⇨ Hepatomegalia de etiología no determinada, es la primera indicación para biopsia hepática (Jones y Hitt, 1985; Kohn y Giger, 1993; Nelson,1999).
- ⇨ Hiperbilirrubinemia (Anderson,1980).
- ⇨ Evidencia de enfermedad hepática y actividad anormal de las enzimas séricas asociadas con el estado o función hepática o resultados anormales en las pruebas de funcionamiento hepático de etiología desconocida, especialmente si persisten por más de 30 días (progresiva) (Kohn y Giger, 1993; Nelson,1999) y que no puede ser satisfactoriamente explicada en base a determinaciones clínicas ó de laboratorio (Anderson,1980; Jones y Hitt, 1985).
- ⇨ Determinar si el hígado está involucrado en un proceso multisistémico (Jones y Hitt, 1985; Kerwin, 1995; Nelson,1999).
- ⇨ Confirmar o establecer una enfermedad neoplásica (Coles,1968; Jones y Hitt, 1985; Kerwin, 1995; Nelson,1999).
- ⇨ Evaluación del progreso de una enfermedad previamente diagnosticada pero que aún no ha sido tratada (Jones y Hitt, 1985; Kerwin, 1995; Nelson,1999).
- ⇨ Como medida para evaluar o determinar la respuesta a una terapia y así establecer un pronóstico (Ettinger,1983; Kohn y Giger, 1993; Kerwin, 1995).
- ⇨ En casos de fuertes intoxicaciones por sales metálicas de molibdeno, arsénico o selenio (Coles,1968).
- ⇨ Enfermedad hepática difusa (enfermedades metabólicas como lipidosis, amiloidosis, trastornos de almacenamiento del glucógeno, (Coles,1968; Ettinger,1980).
- ⇨ Necrosis o fibrosis difusa, que en el caso de lesiones focales (Ettinger,1983; Jones y Hitt, 1985).

Contraindicaciones

- ➡ Coagulopatías.
- ➡ Poca experiencia del operador.
- ➡ Pacientes inestables.
- ➡ Si la complicación de la biopsia no puede corregirse quirúrgicamente.
- ➡ No se realizará si existe posibilidad de que el problema pueda corregirse quirúrgicamente (unión porto-sistémica) (Jones y Hitt, 1985; Nelson,1999).

Consideraciones previas a la biopsia

Antes de realizar una biopsia hepática, el médico veterinario debe tomar en cuenta varias consideraciones:

- Expectativas. Antes de iniciar el procedimiento, el veterinario debe decidir que expectativas quiere obtener de realizar la biopsia. En la mayoría de los casos, éstos incluye: diagnóstico, pronóstico y terapia (Jones y Hitt, 1985).
- Obtener información de utilidad (Kerwin,1995).
- Riesgo del paciente(Kerwin,1995).
- Costo para el cliente (Kerwin,1995).
- Dificultad de la técnica o procedimiento, es fácil adquirir habilidad para manejar las agujas para biopsia hepática, así que el médico veterinario deberá esforzarse por dominar cualquiera de estas, de modo tal que se convierta en parte de una rutina en las enfermedades hepáticas (Ettinger,1983; Jones y Hitt, 1985; Kerwin,1995).
- Facilidad de poseer el equipo o material especializado (Kerwin,1995).
- Estar preparado para controlar cualquier complicación potencial posterior a la biopsia hepática. Siempre hay que tener en cuenta que puede llegar a requerirse una cirugía para corregir una complicación y hay que tener al alcance todo lo que se ocupe para ello. Aunque siempre hay que considerar que con una preparación adecuada y anticipada se pueden prevenir la mayoría de los problemas que lleguen a ocurrir (Jones y Hitt, 1985).
- Anestesia.:
    - ◊ Los requerimientos de anestesia y el tiempo necesario para obtener el tejido varía dependiendo de la técnica que se elija:
        - El riesgo de anestesia general es considerable, así que una biopsia por vía de laparatomía abierta es una pobre elección.
        - En cambio, pacientes con obstrucción extra hepática del ducto biliar o unión portosistémica congénita, la laparatomía es indicada para corregir el problema quirúrgicamente y obtener una biopsia hepática como parte del plan diagnóstico (Kerwin, 1995).
    - ◊ Los anestésicos o sedantes que requieren metabolizarse por hígado son también de gran interés (Jones y Hitt, 1985) Estos agentes anestésicos se recomienda no utilizarse en pacientes con evidencia de enfermedad hepática severa (Anderson,1980).
- Pacientes diabéticos:

  Se recomienda en pacientes con diabetes a los que se les administra insulina, suspender su administración por la mañana (debido a que el ayuno puede precipitar una crisis de hipoglicemia) (Rinaldis,1999).
- Pruebas de laboratorio

  Se recomienda además, previo a la biopsia se realicen pruebas de laboratorio como:
    - ◘ Hemograma completo.
    - ◘ Urianálisis.
    - ◘ Química sanguínea completa.
    - ◘ Pruebas de funcionamiento hepático (las cuales, muchas veces proporcionan la razón para realizar una biopsia y se realizan previas a ésta,

pero se convierten de gran importancia al interpretar el resultado patológico.) (Jones y Hitt, 1985).

- Perfil de coagulación completo para identificar así aquellos pacientes que corran un alto riesgo de hemorragia posterior a la biopsia (Ogilvie, Moore,1996).

En caso de que las pruebas arrojen resultados anormales no se debe realizar esta técnica (Castañeda, Valadez,1999).

- Riesgo de hemorragia

  Coagulopatías. Es importante determinar si el paciente presenta deficiencias hemostáticas o coagulopatías previo a la biopsia (Meyer, Center, 1986) de esta forma se puede predecir el grado de sangrado que se puede presentar durante la biopsia (Kohn y Giger, 1993), ya que el hígado produce siete de los factores de coagulación, ésto tiene gran significado en la determinación previa a la biopsia de la capacidad de coagulación del animal (Jones y Hitt, 1985).

- Medicaciones previas.

  Ácido acetil salicílico. Se debe averiguar si al paciente se le administró este fármaco, debido a la inhibición irreversible de la cicloxigenasa de las plaquetas, resulta en un funcionamiento anormal (Meyer y Center, 1986).

  Vitamina K. Su administración subcutánea (2mg/Kg. para perros y 5 mg/gato cada 12 horas, puede regresar las pruebas de coagulación a sus valores normales entre 24 y 48 horas en problemas colestásicos predominantemente. Si la coagulopatía es secundaria a una insuficiencia de hepática, la administración de vitamina K, no será suficiente para corregir la deficiencia (Kerwin,1995).

  Acetato de desmopresina. El cual se utiliza en pacientes con deficiencias del factor von Willebrand. En pacientes de raza Doberman Pinshers y Pembroke Welch Corgis, los cuales son razas predisponentes a esta enfermedad (Jones y Hitt, 1985; Nelson, 1999) se les puede proporcionar a dosis de (1 microgramo/kg. SC) previo a la cirugía (Nelson, 1999).

- Terapéutica previa.

  Una transfusión con sangre completa ó plasma se requiere previamente a obtener una biopsia hepática en pacientes que no responden a la vitamina K (Meyer y Center, 1986).

  El tejido hepático obtenido subsecuentemente a una transfusión sanguínea en un gato demostró la presencia de colangitis no supurativa (Meyer y Center, 1986).

  A pesar de que es rara cualquier complicación, se deberá tener a disposición plasma fresco ó sangre completa en caso de hemorragias posteriores a la biopsia (Jones y Hitt, 1985).

- Problemas en la reparación de heridas.

  Hipoalbuminemia Los animales con una disfunción hepática severa han reducido la síntesis de albúmina y por consiguiente tienen hipoproteinemia, ya que el hígado cuenta aproximadamente con el 80% de toda la producción de proteína y el 100% de albúmina (Jones y Hitt, 1985).

  La hipoproteinemia puede ser un factor de riesgo en la cirugía, ya que puede ocurrir una falla en la reparación de heridas o cicatrización (Kerwin,1995).

  Animales con hipoproteinemia son candidatos para una transfusión de plasma antes de la biopsia.

En base a la capacidad de curación en relación con el grado de hipoalbuminemia, se determinara la técnica de biopsia a utilizar. Como es el caso de una falla hepática crónica donde se prefiere el uso de biopsia percutanea o laparoscópica en lugar de laparatomía Por ello es importante tomar una medición de la albúmina sérica previo a la biopsia (Kerwin,1995; Nelson,1999).

- Radiografías abdominales.

  Pueden ser parte de una base de datos mínima obtenida antes de la biopsia hepática.
  Las radiografías de abdomen ayudan al clínico a determinar el tamaño hepático, y ayuda a seleccionar la técnica de biopsia a utilizar, el sitio y ayuda a categorizar por orden las probabilidades dentro del diagnóstico diferencial (Jones y Hitt, 1985).
  Pacientes con hepatomegalia difusa pueden ser candidatos a una biopsia percutánea o una biopsia con técnica de ojo de cerradura.
  Pacientes con un hígado pequeño, fibrótico son mejores candidatos para laparoscopía, ultrasonido guiado o técnicas de laparatomía.
  La hepatomegalia, hígado pequeño, aumento de la grasa abdominal, ubicación anormal de otros órganos abdominales y la revisión de la relación anatómica de un animal en particular, juega un papel importante en la preparación mental del operador antes de que desarrolle la biopsia (Jones y Hitt, 1985).

- Órganos abdominales.

  Antes de cualquier aspirado o biopsia hepática, el paciente deberá ayunar de 12 a 24 horas antes para disminuir el tamaño del estómago y evitar una punción accidental de éste con técnicas ciegas. (Jones, Hitt, 1985; Nelson,1999)
  Si se elige un procedimiento ciego percutáneo, se recomienda provocar contracción de la vesícula biliar, (Jones y Hitt, 1985) alimentando al paciente con una pequeña porción de grasa (crema, aceite) aproximadamente 30 minutos antes del procedimiento para estimular el vaciado de la vesícula biliar (Kerwin, 1995).

  Además, se recomienda vaciar el colon y la vejiga para disminuir la posibilidad de dañar estas estructuras (Jones y Hitt, 1985).
  La biopsia hepática es un procedimiento invasivo, pero con anticipación y planeación adecuada, los riesgos se minimizan y los beneficios serán mayores (Jones y Hitt, 1985).

Agujas para biopsia hepática

Se requiere de agujas para biopsia para obtener la biopsia hepática, ya sea para biopsia percutanea, percutanea con ojo de cerradura o laparoscopía. La aguja de biopsia se utiliza comúnmente por muchos cirujanos cuando obtienen biopsia hepática vía laparatomía.
Algunas de las agujas de uso más frecuente son:

- Aguja fina.
- Jamshidi.
- Menghini.
- Tru-cut.
- Vim-Silverman modificación Franklin (Ettinger,1983).

(*Ver descripción en capítulo 2*).

La selección de la aguja depende principalmente de la preferencia del clínico que la va a realizar más que de evidencias científicas.(Ettinger,1983).

Técnicas de biopsia hepática.

Afortunadamente se han descrito y existen muchas técnicas para obtener tejido hepático, que van desde una simple aspiración percutanea con aguja y jeringa hasta avanzadas modalidades asistidas de ultrasonido y laparoscopía (Kerwin, 1995) para que el clínico elija en base a la condición del paciente, tamaño hepático, equipo disponible, experiencia del operador y consideraciones económicas, la que más le convenga. Muchas técnicas de biopsia hepática son fáciles de aprender y de llevar a cabo y deberán ser una parte más de la práctica en la clínica de pequeñas especies, a cualquier nivel (Jones y Hitt, 1985).

Existen cuatro técnicas de mayor uso para biopsia hepática en base a la técnica utilizada:

- **Percutánea ciega.** Dentro de la cual se incluye:
  - Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF) (para estudio citopatológico).
  - Biopsia con aguja cortante (para estudio histopatológico).
- **Percutánea con ojo de cerradura.**
- **Laparatomía** (Quirúrgica).
- **Laparoscopía** (Jones y Hitt, 1985; Kohn y Giger, 1993).

Las ventajas y desventajas de cada técnica se muestran en el **cuadro 12-1** (Jones y Hitt, 1985; Kohn y Giger, 1993).

Existen varios factores que determinan cual técnica elegir. Los dos más importantes son:

- La experiencia del clínico.
- Las ventajas y desventajas de cada técnica de acuerdo a cada paciente.

En este manual solo se mencionan las biopsias: Percutánea ciega por BAAF, con aguja cortante (Tru-cut) y la de ojo de cerradura con aguja cortante (Tru-cut) (Jones y Hitt, 1985).

En base al sitio donde se realice la biopsia hepática se clasifica en :

- **Biopsia transabdominal**
- **Biopsia transtorácica** (Jones y Hitt, 1985).

Recomendaciones.

Sea cual sea la técnica de biopsia a emplear, se recomienda muestrear varias áreas hepáticas y que sean tan amplias como sea posible (Finn,1999).

Cuadro.12-1. Ventajas y desventajas de las diversas técnicas de biopsia hepática.

TECNICA	VENTAJAS	DESVENTAJAS
Percutánea BAAF.	✓ Poco tiempo ✓ Sedación mínima ésto hace que sea ideal para animales con severos trastornos metabólicos. (Kerwin,1995; Ogilvie y Moore,1996). ✓ Fácil de desarrollar (Kristensen y Douglas,1990). ✓ Tanto el costo como el riesgo al paciente son bajos (Kristensen y Douglas,1990). ✓ Como se utiliza una aguja de calibre muy fino, las complicaciones son muy bajas (Kerwin,1995).	× Puede causar trauma en órganos torácicos ó abdominales (páncreas, vesícula biliar) sin saberlo. × Se realiza solo en casos de enfermedad difusa para obtener una muestra representativa. × En ocasiones no se obtiene una muestra adecuada. × Tarda en manifestar signos de complicaciones, pero son signos confiables. × Una sola muestra no suele ser representativa del hígado por completo (Ogilvie y Moore,1996). × Nula apreciación de la arquitectura celular del tejido hepático, (Kerwin,1995). × Se obtienen resultados insatisfactorios en lesiones hepáticas distribuidas focalmente, limitadas a un solo lóbulo hepático ya que pueden omitirse utilizando esta técnica (Kerwin,1995), lo que ocurre con menor frecuencia o en casos de una cirrosis extensiva (Coles,1968).
Percutánea ciega con aguja cortante	✓ 80 a 90% (Jones y Hitt, 1985) 94% (Edwards,1977; Ogilvie y Moore,1996) de exactitud. ✓ En conjunto con citologías con improntas de tejidos obtenidos por biopsia, se obtiene un 83% de exactitud (Kristensen y Douglas,1990). ✓ Se obtienen muestras de mayor tamaño que en BAAF, lo que incrementa la oportunidad de obtener una muestra de valor diagnóstico. ✓ Es una técnica más satisfactoria que la BAAF para el diagnóstico de enfermedad hepática, (Anderson,1980) ✓ Se pueden colectar múltiples muestras, todas aquellas áreas hepáticas que presenten diversos cambios, proporcionando así un panorama más amplio de la enfermedad hepática (Finn,1999). ✓ Proporciona tejido para evaluar la arquitectura hepática (Ogilvie y Moore,1996).	× Asociada con un alto riesgo de hemorragia posterior a la biopsia. × Posibilidad de penetrar de manera inadvertida otros órganos abdominales. × Se obtienen resultados insatisfactorios en lesiones hepáticas distribuidas focalmente, limitadas a un solo lóbulo hepático (Kerwin,1995). × Se requieren muestras múltiples para ser representativa la biopsia (Ogilvie y Moore,1996).

Percutánea con "ojo de cerradura"	✓ Proporciona más guía de la aguja que la percutánea. ✓ Esta técnica no proporciona una visualización del hígado pero incrementa el éxito del operador novato para obtener tejido hepático.	× Requiere más sedación que el percutáneo. × Puede causar trauma en otras vísceras abdominales sin saberlo. × Se realiza en casos de enfermedad difusa. × En ocasiones no se obtiene una muestra significativa.
Laparoscopía	✓ Se puede elegir entre sedación ó anestesia. ✓ Puede examinar visualmente el hígado, sistema biliar y cavidad abdominal. ✓ Puede seleccionarse el sitio de biopsia visualmente. ✓ Se obtienen excelentes biopsias. ✓ Requiere poco tiempo. ✓ Se puede revisar las complicaciones posteriores a la biopsia (sangrado). ✓ Se realiza la incisión del mismo tamaño que en la de ojo de cerradura.	× Equipo altamente costoso. × Requiere más sedación que el percutaneo.
Laparatomía	✓ Se tiene una buena visualización de toda la cavidad abdominal u órgano seleccionado. ✓ Se elige visualmente el sitio de biopsia. ✓ Se pueden revisar las complicaciones posteriores a la biopsia. ✓ Se pueden tratar enfermedades o procesos que son corregibles quirúrgicamente. ✓ Se obtienen excelentes biopsias.	× Requiere anestesia general. × Mas riesgo para el paciente. × Pobre cicatrización de tejidos si el paciente tiene hipoalbuminemia (como en hepatopatías crónicas).

(Jones y Hitt, 1985).

CITOPATOLOGIA

6.1 Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF) percutánea.

Es una herramienta de gran utilidad para el chequeo de muchos pacientes con enfermedad hepática (Ogilvie y Moore,1996) obteniéndose de un 65 a 80% de los diagnósticos precisos y sin que los pacientes presenten efectos adversos posteriores a la biopsia (Kristensen y Douglas, 1990).
En el caso de lipidosis hepática en gatos el aspirado hepático fue diagnóstico solo en el 56% de los pacientes (Hubbard,1992; Kerwin,1995).
La BAAF se debe considerar siempre antes de otras biopsias y puede proporcionar información de gran valor.

Indicaciones.

- ⇨ Hepatomegalia (Meyer y Center, 1986).
- ⇨ Es primariamente indicada en pacientes con enfermedad hepática difusa (Welch,1997)como en :
  - ⇨ Hepatopatías vacuolares (lipidosis, hepatopatías por esteroides) (Welch,1997).
  - ⇨ Enfermedad hepática inflamatoria.
  - ⇨ Neoplasia difusa (ej. Linfosarcoma) (Kohn y Giger, 1993).
  - ⇨ Enfermedad micótica (Welch,1997).

Recomendaciones.
Combinada con fluoroscopia, ultrasonografía, tomografía computarizada, aumenta la posibilidad de muestrear lesiones focales en pacientes humanos y animales en caso de que se disponga de éste (Kristensen y Douglas, 1990; Welch,1997).

No es necesario sedar al paciente para realizar esta técnica de biopsia, principalmente en gatos con lipidosis hepática está contraindicado debido a todos los problemas metabólicos que trae consigo esta enfermedad (Hubbard,1992) Sin embargo cuando es posible se realiza la sedación del paciente para evitar que éste se mueva y se puncione otro órgano cercano (vesícula biliar, estómago, entre otros).(Ogilvie y Moore, 1996).

Si no se tiene la seguridad de que el paciente tenga la capacidad de mantenerse quieto en decúbito dorsal, se recomienda aplicar anestesia general (Ogilvie y Moore, 1996).

En pacientes con hallazgos negativos en la BAAF serán candidatos para otro método más invasivo de biopsia hepática.(Kerwin, 1995).

Material
En el caso de la aguja, el largo de esta es determinado por el tamaño del paciente y la distancia de la piel al hígado como se muestre en la placa radiográfica (Kristensen y Douglas, 1990; Castañeda y Valadez, 1999).
Si se requiere una aguja larga se puede utilizar aquella que viene junto con el catéter para canalización intravenosa.

12.1.a. Técnica transabdominal.

1. Una vez sedado el paciente, (en ocasiones no requiere sedación) y preparado.
2. **Posición del paciente.**

- Decúbito dorsal, el cuerpo se inclina ligeramente hacia la derecha (apoyando su lado derecho ligeramente hacia la mesa (Ogilvie y Moore, 1996)), y la cabeza se eleva (Kerwin,1995), dejando la porción caudal del animal más baja que la craneal (Ogilvie y Moore, 1996).
- Ésto es con el fin de provocar la caída del hígado caudalmente (Ogilvie y Moore, 1996) dentro de cavidad abdominal, para facilitar el acceso al sitio de biopsia. Ésto puede realizarse inclinando la mesa de cirugía o colocando una tabla en posición inclinada (Kristensen y Douglas, 1990; Kerwin,1995; Ogilvie y Moore, 1996) (**Figura 12-1**).
    - Si el hígado esta aumentado de tamaño y es fácilmente palpable, la región de la piel del abdomen ventral que se encuentra sobre el hígado, se prepara rasura, y se prepara asépticamente como ya se mencionó anteriormente (Kerwin,1995).
    - Si el hígado no es palpable, la aspiración se lleva a cabo en la localización aproximada del hígado basado en radiografías abdominales (Kerwin,1995)

3. **Sitio de punción.**
    - Generalmente el área para biopsia transabdominal incluye la porción caudal izquierda del proceso xifoide y el arco costal izquierdo en su borde caudal (Kirstensen,1990; Kerwin,1995; Castañeda y Valadez,1999).
    - En el caso de desórdenes difusos del hígado generalmente la o las punciones se realizan de manera aleatoria.
    - En lesiones focales se hace uso de radiología, ultrasonido o incluso mediante laparatomía para localizar la zona a puncionar.

4. Se infiltran 2 a 3 ml. de anestésico local (Lidocaína 2%) alrededor del sitio donde se introducirá la aguja para la biopsia (Ogilvie y Moore, 1996).
5. La aguja se introduce en la región abdominal en el sitio de punción,(Kristensen y Douglas, 1990) en un ángulo aproximado de 30° a 45° con respecto a la piel (Kerwin,1995) (**Figura 12-2**).
6. En gatos a partir de la porción caudal de la costilla 13, la aguja se dirige hacia el diafragma en un ángulo de 45° del lado izquierdo del paciente (Hubbard,1992). También el ángulo de inserción puede ser vertical para prevenir la penetración del diafragma.(Kirstensen,1990).
7. Una vez que la aguja ha penetrado al parénquima hepático a través de la piel, se aplica presión negativa y la técnica se continua como se describe en el capítulo 1 (Kristensen y Douglas, 1990; Castañeda y Valadez,1999).

12.1.b. Biopsia hepática transtorácica.

Ha sido remplazada por mejores opciones (Kerwin,1995).
Sin embargo ha sido descrita en literatura veterinaria.

Contraindicaciones.

- Ascitis severa
- Deficiencias en la coagulación sanguínea (Rinaldis,1999).

TECNICA
A menos que las radiografías abdominales indiquen lo contrario, la aguja de biopsia se traspasa a través del séptimo u octavo espacio intercostal derecho, ligeramente dorsal a la unión costo-condral (Jones,1985; De Buen,2001).

El procedimiento se divide en dos fases:
Extrahepática
Intra hepática.

1. **Posición del paciente.**
   Decúbito lateral izquierdo. Los miembros se dejan en extensión (Jones y Hitt, 1985)
2. Se desinfecta el sitio de punción (De Buen,2001).
3. Se realiza una incisión sobre piel , lo suficientemente grande para acompañar la aguja. Esto ayuda a prevenir que la aguja pierda su filo y se torne punta roma (esto en el caso de utilizar la aguja Menghini, cosa que no ocurre con la aguja para BAAF).
4. La aguja se coloca en el sitio de incisión y con una presión moderada, se avanza hasta que penetre en la pleura parietal (**Figura.12-3a**) (normalmente esto está asociado a un sonido de "pop").
5. La aguja se avanza caudalmente, paralela a la pared torácica hasta que se haya contactado con el diafragma (**Figura 12-3b**).
6. Una vez realizado el contacto, se siente la resistencia y la aguja avanza hacia delante y hacia atrás en acompañamiento con los movimientos diafragmáticos asociados con la respiración.
7. El operador ajusta la medida de profundidad para que la aguja penetre en el hígado de 1.5 a 2.0 cm (**Figura 12-3c**).
8. Cuando el paciente ha completado una exhalación total, la aguja rápidamente se introduce caudalmente dentro del hígado a la profundidad determinada anteriormente (**Figura 12-3d**).
9. La biopsia se obtiene entonces utilizando la técnica indicada de acuerdo al tipo de aguja que se elija.
10. Después de obtener la biopsia, la aguja se retira del paciente. Esta fase intra hepática no debe durar más de un segundo.
11. El paciente se coloca en decúbito lateral derecho por 5 minutos aproximadamente, para que el peso corporal comprima el sitio de biopsia hepática (Jones y Hitt, 1985).

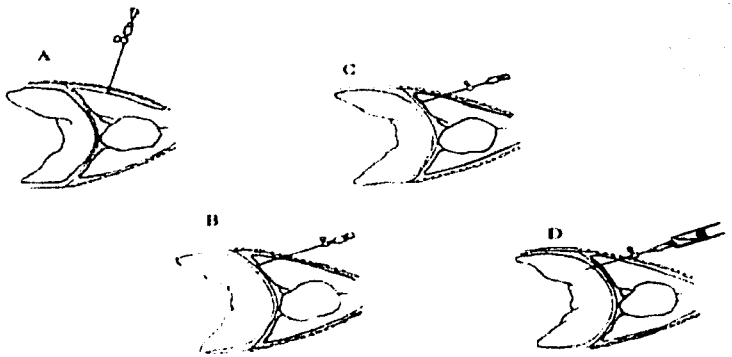


Figura 12-3. Biopsia hepática, técnica percutanea transtorácica.

a. La aguja se introduce en el sexto espacio intercostal.
b. Se avanza caudalmente hasta que haga contacto con el diafragma.
c. La profundidad de la aguja se ajusta de forma tal que solo penetre al hígado de 1 a 2 cm.
d. Cuando el paciente ha exhalado por completo, la aguja se empuja caudalmente dentro del hígado y se obtiene la biopsia.

En esta ilustración se incluye la aguja Menghini, sin embargo, cualquier aguja descrita para la biopsia hepática puede utilizarse satisfactoriamente.

HISTOPATOLOGIA

6.2. Biopsia hepática percutánea ciega con aguja cortante

6.2.a. Transabdominal.

Probablemente, es la técnica más común que se utiliza tanto en medicina veterinaria como en medicina humana para obtener tejido hepático (Jones y Hitt, 1985; Rinaldis,1999).

Indicaciones.

- ⇨ Hepatomegalia (Meyer y Center, 1986; Jones y Hitt, 1985).
- ⇨ Enfermedades hepáticas difusas.
- ⇨ También es la mejor opción para animales que requieren múltiples biopsias (Jones y Hitt, 1985).
- ⇨ En incrementos inexplicables de las pruebas de funcionamiento hepático (Meyer y Center, 1986).
- ⇨ Neoplasias (Ogilvie y Moore, 1996).

Contraindicaciones.

- Animales con hígados pequeños y cirróticos, debido a la baja probabilidad que existe para obtener una muestra significativa, y existe un alto riesgo de dañar otros órganos abdominales.
- Abscesos, quistes ó tumores vasculares hepáticos (Jones y Hitt, 1985).
- Adherencias extensivas pre-existentes en órganos abdominales.
- Peritonitis activa.
- Incapacidad para sedar adecuadamente al paciente y evitar que se mueva durante el procedimiento.
- Hernia diafragmática.
- Ictericia obstructiva severa con dilatación de los ductos biliares.
- Coagulopatías (Jones y Hitt, 1985).

Recomendaciones.

Previo a la biopsia hepática se recomienda realizar una evaluación citológica del hígado a través de la técnica BAAF, ésto puede proporcionar información de gran valor especialmente en casos de hepatopatías vacuolares (lipidosis, hepatopatía por esteroides) y algunas enfermedades neoplásicas (linfosarcoma) (Kohn y Giger, 1993).

Si no hay seguridad de que el paciente tenga la capacidad de mantenerse quieto en decúbito dorsal, se recomienda aplicar anestesia general (Ogilvie y Moore, 1996).
Se recomienda el uso de un catéter intravenoso para tener una vía de administración de fluidos y fármacos (Kerwin,1995).

Material.

- Equipo de cirugía estándar (Ogilvie y Moore, 1996).
- Bisturí con hoja de No11 (Ogilvie y Moore, 1996).
- Agujas:
  - Vim- Silverman modificación Franklin(Baxter, Deerfield, IL).
  - Vim-Silverman (Kerwin,1995) (Kristensen y Douglas, 1990).
  - Tru-cut o aguja para biopsia de tejidos blandos (J-118 Jor-vet Jorgensen Lab Inc) (Capítulo 2.).

Todas ellas han sido utilizadas con éxito en pequeñas especies.

El operador debe estar familiarizado con el uso de la aguja antes de realizar la biopsia, es importante la práctica sobre cadáveres si el operador no es experimentado.

TECNICA.

Para los operadores experimentados esta técnica solo les tomará menos de 5 minutos el realizarla.

1. El paciente debe estar sedado profundamente ó anestesiado, de ser necesario, para evitar que se mueva durante el procedimiento. La aguja por sí sola viene con una funda protectora la cual se remueve. Deberá probarse que la aguja tiene un funcionamiento adecuado, alineándola, deslizando la cánula (fuera del hoyo de la aguja) sobre el obturador (en el interior sólido de la aguja) varias veces (Kerwin, 1995).

Si las partes no deslizan fácilmente, no se deberá utilizar esa aguja.(sobre todo en agujas reusables).

2. **Posición del paciente.**
   Una vez inmovilizado se coloca en decúbito dorsal y el lado derecho se dirige ligeramente hacia la superficie de la mesa en un ángulo de 35° a 45° aproximadamente de esta forma se expone el lóbulo hepático izquierdo hacia el operador y disminuye el riesgo de puncionar la vesícula biliar.(Jones y Hitt, 1985). De ser posible, la mesa deberá inclinarse de tal forma que la parte caudal del paciente quede en posición más baja que la cabeza. Esto permite que los órganos abdominales se dirijan caudalmente, quedando fuera del área de biopsia (Kerwin,1995).
3. Previo a la biopsia, se rasura y prepara quirúrgica y asépticamente un área de 4 a 6 cm de diámetro que incluya el proceso xifoides y el arco costal ventral izquierdo y región umbilical (**Figura 12-4**.) (Jones y Hitt, 1985).
4. **Sitio de punción.**
   En un punto adyacente y a la izquierda de la punta del proceso xifoides y el arco costal izquierdo, pero puede variar dependiendo de la localización del borde caudal hepático (Jones y Hitt, 1985; Ogilvie y Moore, 1996; Welch,1997) (**Figura 12-5**.).
5. Dependiendo del protocolo de anestesia:

- Se infiltran 2 a 3 ml. de anestésico local (Lidocaína 2%) alrededor del sitio donde se introducirá la aguja para la biopsia (Ogilvie y Moore, 1996).
- Después de introducir la anestesia, se vuelve a limpiar el sitio de biopsia. Por esterilidad, se aplica un campo quirúrgico (Ogilvie y Moore, 1996).

6. Se realiza una pequeña incisión en la piel de 1 a 2 mm de largo con una hoja de bisturí para permitir la entrada de la aguja (Welch,1997).
7. Con la cánula cubriendo la muesca para el tejido, se retrae totalmente el obturador hacia el operador, se sujeta firmemente, la aguja conectada, se debe insertar en dirección cráneo dorsal, angulando ligeramente hacia el lado izquierdo de la línea media en dirección a la columna vertebral y cranealmente cuando el animal inspira, hasta que la muesca de la aguja se encuentre dentro del hígado (Welch,1997) (**Figura 12-5**.).

Normalmente esto dará como resultado que la posición de la aguja permita obtener tejido hepático y evitar la vesícula biliar.

8. En esta dirección se coloca la punta de la aguja en el tejido subcutáneo a través de la pequeña incisión realizada para que la orilla cortante de la aguja penetre dentro del abdomen (a través de los músculos abdominales) (Kerwin,1995; Ogilvie y Moore, 1996). La aguja se sujeta cercano a su punta y se empuja a través de la pared abdominal, no más adelante (Jones y Hitt, 1985).

Se avanza la aguja de 1 a 2 cm, (Kerwin,1995), no se debe avanzar más de 1 a 3cm (Jones y Hitt, 1985) ligeramente angulada hacia la izquierda de la línea media, sin mover el obturador, la cánula se jala hacia fuera del obturador para exponer la muesca para tejido, empujando desde afuera en el mango en forma de T de la cánula. Para cortar el tejido que ha entrado la muesca, se avanza rápidamente el mango en forma de T de la cánula a su posición original. Sin forzar o doblar ninguna parte de la aguja. Se retira la aguja ya ensamblada en la cánula aún cubriendo la muestra.

Es posible que el operador perciba o no la penetración de la cápsula y parénquima hepático a través de la aguja.. La penetración profunda puede lacerar ó puncionar grandes vasos hepáticos y ductos biliares, así como otros órganos abdominales.

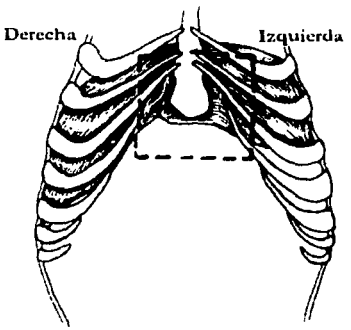


Figura 12-4. Región de preparación aséptica para la biopsia hepática transabdominal percutanea de 4 a 6 cm de diámetro, que incluye el área alrededor del proceso xifoides y arco costal ventral izquierdo. Hepatic biopsy. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice.* Jones y Hitt, 1985.

12.2.b. Biopsia hepática transtorácica.

Se utiliza la misma técnica que en la BAAF transtorácica ver 12.1.b (**Figura 12-6**).

En ambas técnicas se continua con el mismo procedimiento:

9. La aguja de biopsia deberá retirarse completamente después de cada toma de muestra (**Figura 12-7**).
10. El tiempo que permanece la aguja intra hepática dependerá del tipo de aguja que se utilice, pero en promedio debe ser de un segundo ó menos.
11. Si el primer intento no es exitoso en un perro de talla mediana a grande, se debe realizar una penetración mayor con una profundidad de 5 cm.

Manejo de la muestra.

Se recomienda tomar de 2 a 3 muestras de 2cm de largo cada una (Welch,1997).
Por lo menos una muestra de biopsia se obtiene, una pieza se remite para cultivo bacteriano y antibiograma y las otras se remiten a histopatología (Ogilvie y Moore, 1996).

6.3 Técnica de biopsia hepática percutanea con ojo de cerradura (KEYHOLE).

Es una técnica alternativa a la percutanea a ciegas que permite guiar la aguja directamente al hígado y al operador le facilita estabilizar el lóbulo hepático al insertar la aguja.

Material.

- Mismo para la biopsia percutanea con aguja cortante.
- Equipo general de cirugía.
- Aguja para biopsia hepática.

TECNICA

1. Después de preparar al paciente utilizando los mismos métodos previamente mencionados(Ogilvie y Moore, 1996).
2. Se realiza una incisión justamente caudal al área utilizada para la técnica percutanea
3. Esta incisión deberá ser lo suficientemente grande para permitir que el operador introduzca el dedo índice dentro del abdomen (Jones y Hitt, 1985).
4. Con un guante estéril, se introduce el dedo índice dentro del abdomen en el sitio de la incisión (Jones y Hitt, 1985)a través de la musculatura abdominal en el mismo sitio utilizado para la biopsia percutanea, y la pared abdominal se diseca en roma (Ogilvie y Moore, 1996).
5. Una vez introducido el dedo índice en el abdomen a través de la disección roma, se palpa el hígado y se estabiliza contra la pared abdominal para realizar una biopsia como se mencionó en la biopsia percutanea (Ogilvie y Moore, 1996).
6. La técnica de biopsia es la misma que en la percutánea a ciegas, solo que al finalizar la biopsia se pueden colocar puntos de sutura en el sitio de incisión que se realizó.

Manejo de la muestra.
Para muestras que se estudiarán bajo microscopía electrónica, estas deberán colocarse inmediatamente en una solución de glutaraldehido al 2.5% buferada y frío.
Las muestras que se utilizan para tinciones histoquímicas de cobre o tejidos de cuantificación deben ser procesados de acuerdo a las especificaciones particulares del laboratorio que reciba las muestras (Jones y Hitt, 1985).
En caso de estudios autoinmunes se llega a utilizar solución Michelle o congelar las muestras con isopentano o nitrógeno líquido, estos métodos no se desarrollan comúnmente en veterinaria (Jones y Hitt, 1985).

Otras tinciones de gran utilidad son:
PAS (periodic acid-Schiff) para glucógeno y para delinear la actividad de los macrófagos y algunas inclusiones.
Tricrómica de Masson para diferenciar tejido conectivo.
Rojo Congo, El cual marca depósitos amiloides con luz polarizada.
Rubeanic, rhodamina, Orceina para cobre (Jones y Hitt, 1985).
Azul de toluidina para gránulos en caso de mastocitomas.
Sudan III, para grasa.
Gram para bacterias(Kristensen y Douglas, 1990).

Cuidados posteriores.

El cuidado del paciente posterior a la biopsia es tan importante como el mismo procedimiento de biopsia.
Se recomienda mantener una vía intravenosa hasta que el paciente se haya recuperado por completo.(3-6 horas) (Kerwin,1995). El cuidado del paciente en las siguientes 4 a 6 horas es crítico. Ya que pueden presentarse complicaciones (Jones y Hitt, 1985).

Se recomienda repetir las pruebas pre-operatorias de sangre, posteriores a la biopsia (Rinaldis,1999).
Los pacientes deben ser observados para detectar evidencias de sangrados en la incisión realizada ó si los vendajes se empapan de sangre, estos eventos no ocurren en el caso de biopsias sin complicaciones.

Durante el período inmediato posterior a la biopsia, deben monitorearse cada 5 a 10 minutos los signos vitales (pulso, frecuencia respiratoria, temperatura, color de las membranas mucosas, tiempo de llenado capilar y hematocrito) (Jones y Hitt, 1985), para evaluar así los signos de choque (hipovolémico) (Anderson,1980).

Otro parámetro importante a observar es la profundidad y frecuencia respiratoria (en el caso de punciones diafragmáticas en las técnicas de biopsia ciegas transtorácicas ó laparoscópicas), ya que es posible cualquier trauma torácico con estas técnicas (Jones y Hitt, 1985).

Jones, Hitt menciona que en caso de que 3 horas posteriores a la biopsia, el paciente no presente evidencia de hemorragia o neumotórax, es muy probable que ya no lo presente posteriormente (Jones y Hitt, 1985).

Con una buena anestesia y/o sedación el paciente se habrá recuperado en 4 a 6 horas. (Kerwin,1995).

Por ello, los animales deben mantenerse en observación las primeras 12 a 24 horas posteriores a la biopsia (Ettinger,1983; Jones y Hitt, 1985), por si hay evidencia de hemorragia (Ettinger,1983).

Complicaciones

Son raras las complicaciones mayores, en medicina humana, el 0.015 a 2.5% de los pacientes las experimentan posterior a la biopsia hepática y dependiendo de la técnica utilizada para biopsia (Boyce,1982).
Se considera un 3.7% de complicaciones mayores con la técnica percutanea ciega (Edwards,1977; Ogilvie y Moore, 1996).
Ante ésto, el clínico no podrá llevar a cabo una biopsia hepática si no está preparado adecuadamente para atender las complicaciones que se presenten posterior a ella (Kerwin,1995).
Probablemente por su tamaño tan pequeño, los gatos presentan aparentemente mayores riesgos y complicaciones posteriores a la biopsia, particularmente hemorragias y peritonitis biliar. Deberán monitorearse de cerca después del procedimiento (Taboada, J. Partington B, personal communication, 1994) (Kerwin, 1995).

Las complicaciones más comunes son: hemorragia, peritonitis biliar, trauma a órganos adyacentes, émbolo gaseoso, neumotórax, compromiso cardio-pulmonar, sangrado en el sitio de biopsia (Ogilvie y Moore, 1996) e infecciones (Jones y Hitt, 1985).

- Hemorragias. Es una complicación potencial en cualquiera de las técnicas descritas, principalmente en aquellos pacientes con coagulopatías preexistentes (daño hepatocelular severo, obstrucción extrahepática total del ducto biliar y coagulación intravascular diseminada son los que poseen mayor riesgo de hemorragia, (Kerwin,1995)), por ello es importante que todos los pacientes posean una base de datos mínima previa a la biopsia (volumen de paquete celular, sólidos totales, y estimación de la capacidad de coagulación) (Anderson,1980; Kerwin, 1995).

Es muy raro que un paciente requiera una intervención quirúrgica para detener la hemorragia después de la biopsia hepática, aún así, si el paciente no responde a la terapia médica y /ó el clínico sospecha que un gran vaso se ha reventado (vena cava) el animal debe ser sometido inmediatamente a una laparatomía exploratoria (Kerwin,1995), si hay evidencia de hemorragia (la cual puede controlarse con una transfusión de sangre completa (Ettinger,1983)).

Debe ser recordado que la hemorragia posterior a la biopsia es más común que sea un problema de técnica y / o movimiento del paciente durante la biopsia que de problemas preexistentes de sangrado y que estas hemorragias pueden ocurrir a pesar de que las pruebas de coagulación previas a la biopsia sean normales (Kerwin, 1995).

- Choque hipovolémico. Producido por un sangrado posterior a la biopsia, (Kohn y Giger, 1993) los pacientes que desarrollen estos signos clínicos (mucosas pálidas, taquicardia, tiempo de llenado capilar prolongado, baja de temperatura corporal) deben mantenerse con fluidos intravenosos, corticosteroides, fajas abdominales, y/o transfusiones sanguíneas en caso de ser necesario (Kerwin,1995).
- Neumotórax o hemotórax (Ettinger,1983)(por laceración pulmonar) (Jones y Hitt, 1985). La penetración diafragmática por una aguja de biopsia, es una complicación pequeña, pero puede presentarse. Un orificio en el diafragma puede provocar que el gas del neumoperitoneo penetre a tórax produciendo un neumotórax (Jones y Hitt, 1985).

- Aspiración o perforación de otros órganos. En todas las técnicas de biopsia hepática a ciegas percutáneas, es posible aspirar otros órganos abdominales (vesícula biliar, ducto biliar, intestino delgado, estómago, vena cava y diafragma entre otros)pero a pesar de ello las complicaciones raramente ocurren. (Kerwin,1995).
  a) trauma a órganos adyacentes (como vesícula biliar, pulmón, intestino o riñón (Rinaldis,1999)) (Jones y Hitt, 1985).
  Además se recomienda evitar la palpación profunda o excesiva en este periodo de tiempo (Ettinger,1983).
  b) Peritonitis Algunos pacientes desarrollan dolor agudo local (cercano al sitio de punción), o generalizado (Rinaldis,1999) Si el paciente presenta dolor abdominal en las primeras 12 a 24 horas posteriores a la biopsia puede deberse a una peritonitis inducida por bilis o peritonitis infecciosa si se tomó una biopsia de intestino de manera inadvertida (Kerwin,1995).
     - *inducida por bilis* (peritonitis biliar, debido a la punción de la vesícula biliar o un conducto biliar engrosado (Ettinger,1983))
     - *Infecciones* las cuales pueden reducirse en el paciente si se utilizó una técnica con adecuada esterilidad así como las precauciones adecuadas (Rinaldis,1999)).

  La BAAF o lavado percutáneo puede diagnosticar definitivamente la presencia y causa de peritonitis. La cirugía exploratoria se llega a requerir para realizar un lavado abdominal y reparar el órgano que esté comprometido (Kerwin, 1995).

Otras complicaciones.
- Reacción alérgica al anestésico. Raramente sucede pero es conveniente considerar (Rinaldis,1999).

Mortalidad

En cuanto a la mortalidad, en algunos estudios se demostró que la mortalidad es solo del 0.29% (Boyce,1982).

Grant señala una mortalidad de (0.01 – 0.17%) en el caso de técnicas percutáneas, y el 19% como porcentaje más alto tres meses después de una biopsia hepática debido a muerte de pacientes por una falla hepática avanzada ó neoplasia maligna hepática, pero muy pocos debido a la biopsia hepática. Sin embargo considera que una mortalidad adecuada se encuentra entre el 0.13 al 0.33%.

En medicina veterinaria Lettow reportó un porcentaje de mortalidad de 1.4% en biopsia hepática por laparoscopía y un 3.5% con técnicas percutáneas.
Ettinger reporta un 6% de mortalidad por complicaciones en biopsia hepática con aguja Menghini con técnica tanto transtorácica como transabdominal percutanea ciega, 6 por punción de vesícula biliar (2 requirieron intervención quirúrgica y 4 sellaron espontáneamente), biopsia de órganos adyacentes, hemoperitoneo, ascitis en tórax por perforación diafragmática. (Ettinger,1983).
Ogilvie, Moore, considera un rango de 0.9 a 1% de mortalidad en la técnica percutánea ciega (Ogilvie y Moore, 1996) (Edwards,1977).
Las principales causas de mortalidad han sido mencionadas anteriormente (hemorragias intraperitoneales, peritonitis biliar, peritonitis por punción ó perforación de vísceras intestinales sin realizar una laparoscopía inmediata para tratar de corregir el problema).(Grant,1999).

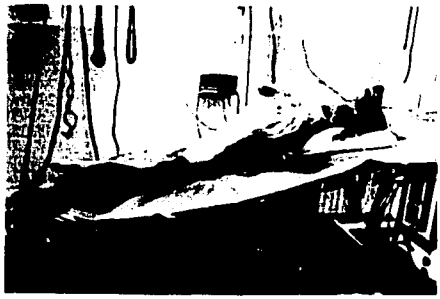


Figura 12-1. Posición del paciente para la biopsia hepática.

Figura 12-2. Técnica de biopsia por aspiración con aguja fina en perro. Sitio de la biopsia.

Figura 12-5. Sitio de inserción de la aguja dentro de la cavidad abdominal en la técnica de biopsia hepática transabdominal percutanea entre la punta del proceso xifoides y el arco costal izquierdo. La aguja se direcciona ligeramente craneal y hacia la izquierda del animal.

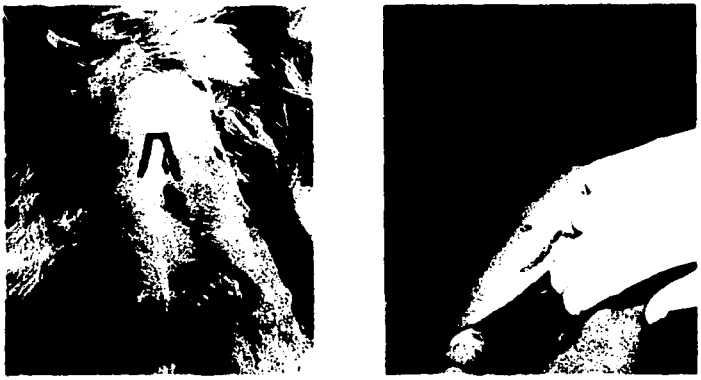


Figura 12-6. Sitio de punción de aguja tru-cut por técnica transtorácica, se ilustra la forma en que se introduce en el lóbulo hepático lateral izquierdo.

Figura 12-7. Técnica de biopsia percutanea transabdominal con aguja cortante Tru-cut

CAPITULO 13.
BIOPSIA RENAL

La biopsia renal se debe considerar si se tiene un diagnóstico cuestionable o el tratamiento y pronóstico puede estar alterado en base a otros resultados.
En la mayoría de las enfermedades renales se requiere de una biopsia para poder dar así un diagnóstico más específico y dar así un tratamiento adecuado.
La evaluación de especimenes de biopsia pueden indicar si las lesiones son potencialmente reversibles o irreversibles ya que en base a esto se puede justificar el llevar a cabo o no una terapia vigorosa (Osborne,1972).

El pronóstico de una enfermedad renal esta basada en la severidad de la disfunción, respuesta a tratamiento y la histologia renal (Nelson,1999).
La evaluación citológica del riñón puede realizarse mediante el examen microscópico de orina, en éste las células son concentradas mediante centrifugación. Pero también es posible realizar punción con aguja fina en el caso que sea requerido (Castañeda y Valadez, 1999)

La biopsia renal tanto percutánea como quirúrgica se ha hecho extensiva en medicina humana desde los últimos 70 años, y ha contribuido a comprender los mecanismos de enfermedad renal.
La primera biopsia renal fue realizada en medicina humana en los años 40's.
La primera biopsia renal percutánea utilizando la técnica de aspiración (de tumores palpables) fue realizada por Ball en 1944 en Londres (Abbott,1998) y fue perfeccionada a una técnica abiertamente aceptada en 1950. Posteriormente muchos avances en cuanto a técnicas se desarrollaron especialmente en agujas para biopsia y localización del riñón (Bovée,1976).
Iversen y Brun en dinamarca, en 1951, desarrollaron la primer biopsia renal con aguja para enfermedades médicas (Abbott,1998).
En 1953 Parrish y Howe introducen a Estados unidos las técnicas de biopsia
En 1954, Kard y Muehrcke utilizan la aguja Vim Silverman modificación Franklin utilizando una técnica percutánea, la cual se ha mantenido por más de 40 años (Abbott,1998).

En medicina veterinaria la biopsia renal se ha convertido más rutinaria desde que se desarrolló la técnica percutánea con ojo de cerradura en 1950. Pero también ha sido de gran utilidad para el diagnóstico y pronóstico de la enfermedad renal, su uso en medicina veterinaria sigue por detrás de su uso en medicina humana. Desafortunadamente este retraso, está en relación con la habilidad para realizar la biopsia, especialmente si se realiza en serie, para seguir la patogenia de la enfermedad, para determinar el diagnóstico que puede ser directamente potencial a la terapia y así establecer un pronóstico exacto (Bovée,1976).

La mayoría de los trabajos que se han realizado en medicina veterinaria han corrido a cargo del Dr. Osborne, el cual utilizó técnicas percutáneas modificadas, realizando una incisión de ojo de cerradura para localizar el riñón. La técnica se comprobó que era segura y efectiva en perros y gatos cuando se desarrolló el uso de la aguja para biopsia Vim Silverman modificación Franklin (Bovée,1976).

Indicaciones.

- ⇨ Cuando otras pruebas fallan para establecer un diagnóstico específico de enfermedad renal difusa o localizada, especialmente cuando la falla renal esta empeorando como lo muestra la signología clínica y resultados de laboratorio.(Bovée,1976).
- ⇨ Disminución inexplicable de la función renal (Adam,1999).
- ⇨ Para el diagnóstico de insuficiencia renal (especialmente falla renal aguda) principalmente en pacientes que no responden al tratamiento (Welch,1997).
- ⇨ Cuando no se puede determinar un pronóstico exacto aun si se conoce la etiología (Bovée,1976).
- ⇨ Se realizan múltiples biopsias en serie para dar seguimiento al progreso de la enfermedad renal, documentando histológicamente la mejoría o deterioro que ocurra en respuesta a una terapia (Bovée,1976).
- ⇨ Diferenciar lesiones inflamatorias y neoplásicas del aparato urinario (uretritis y carcinoma uretral) (Holt,1996).
- ⇨ Determinar la naturaleza de la enfermedad en curso con mayor exactitud, para prescribir tratamiento o para dar un pronóstico (enfermedades malignas o renales glomerulares) (Holt,1996).
- ⇨ Hematuria persistente (Adam,1999).
- ⇨ Proteinuria (Welch,1997; Adam,1999) que sugieran un problema glomerular primario (Bovée,1976).
- ⇨ Riñones aumentados de tamaño (Nelson,1999).
- ⇨ Las biopsias renales son más representativas cuando se obtienen en enfermedades renales generalizadas aguda y crónica:
  - Amiloidosis.
  - Nefritis aguda generalizada.
  - Nefritis crónica generalizada.
  - Hipoplasia renal cortical.
  - Neoplasia generalizada.
  - Pielonefritis generalizada (Osborne,1972; Bovée,1976).
- ⇨ En casos de enfermedad renal crónica, evidenciada por riñones pequeños, irregulares, la biopsia puede ser menos valiosa para establecer un diagnóstico específico. En esos casos, se debe considerar la posibilidad de causar sangrado durante o posteriormente a la biopsia (Bovée,1976).

Contraindicaciones.

Absolutas:

- ➧ Riñón único (Nelson,1999), sobretodo en biopsias percutáneas a ciegas (Bovée,1976).
- ➧ Coagulopatías (Osborne,1972; Nelson,1999).
- ➧ Hipertensión sistémica severa (Nelson,1999).
- ➧ Enfermedades renales asociadas con acumulo de líquidos (hidronefrosis, quistes o abcesos renales) (Nelson,1999) .
- ➧ Hidronefrosis o pionefrosis avanzada (Osborne,1972; Bovée, 1976).
- ➧ Abscesos renales o periféricos (Osborne,1972).
- ➧ Tumores renales severos (Bovée, 1976).
- ➧ Diatesis hemorrágica (Bovée,1976).

- ➡ Debilidad severa, deshidratación y anemia (Bovée,1976).
- ➡ Se debe posponer una biopsia en perros con daño severo, dándole tratamiento necesario hasta que tolere el proceso de biopsia (Bovée,1976).

Desventajas.

- × Las biopsias renales son más diagnósticas en enfermedades difusas que en aquellas locales (Bovée,1976), debído a la inhabilidad para detectarlas (Osborne,1972).
- × El éxito para detectar lesiones renales focales en biopsia renal con aguja depende de la distribución y tamaño de la lesión, tamaño de la muestra de biopsia, número de muestras obtenidas, técnica empleada (Osborne,1972).

Consideraciones previas a la biopsia

La biopsia renal no deberá utilizarse como sustituto de la evaluación clínica a través de la historia, examen físico y procedimientos de laboratorio (Osborne,1972).

Debido a que la hemorragia es una de las complicaciones más serias y común después de realizar la biopsia renal, previo a ésta se debe evaluar la capacidad hemostática del paciente a través de estudios de coagulación.

Se debe identificar el sitio afectado antes de realizar la biopsia (Welch,1997)
Previo a la biopsia renal se deben corregir los imbalances ácido-base, fluidos y electrolitos (Bovée,1976).
Se recomienda que el paciente se mantenga en ayuno de líquidos y alimentos mínimo 8 horas antes de la biopsia (Adam,1999).

Preparación y anestesia del paciente.

Se recomienda el uso de anestesia general (inhalada), para una mejor sujeción del paciente (Bovée,1976).
Es común utilizar anestesia local bajo la piel en el sitio de biopsia (Adam,1999).

Material

- Agujas:

La aguja Vim- Silverman modificación Franklin, es la aguja para biopsia que se a utilizado ampliamente para la biopsia renal. (Osborne,1972; Bovée,1976).
También se puede utilizar la aguja cortante Tru-Cut .

Técnicas de biopsia renal

Aunque es posible obtener material de biopsia mediante exposición quirúrgica del órgano afectado, entre los métodos menos invasivos que pueden desarrollarse se encuentran:

- Percutaneamente.

Citopatología

- Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF).

Histopatología

- A ciegas con aguja cortante.
- con ojo de cerradura (a través de una incisión abdominal).
- Quirúrgica.

Además de realizar biopsias con técnicas imagenológicas (ultrasonido, laparoscopia), por ejemplo, la técnica percutanea guiada por ultrasonido es la más recomendada (Welch,1997).

La evaluación citológica de riñón puede realizarse mediante el examen microscópico de orina, en éste las células son concentradas mediante centrifugación (Castañeda y Valadez, 1999).

Biopsia Percutánea.

Indicaciones.

⇨ Para confirmar, sostener o eliminar las posibilidades diagnósticas formuladas en base a una historia clínica, examen físico, radiográfico y de laboratorio (Osborne,1972).

Recomendaciones.

En general la biopsia percutánea ciega debe evitarse en perros debido a la dificultad para controlar el trayecto de la aguja (Osborne,1972).

Sitio de biopsia

En pacientes a los que se les va a realizar la biopsia percutánea ciega se recomienda elegir el riñón izquierdo si éste puede ser inmovilizado por palpación digital por abdomen (Osborne,1972).
El riñón derecho se palpa rara vez por abdomen en el perro (Osborne,1972).
En gatos, ambos riñones pueden localizarse e inmovilizarse digitalmente por palpación abdominal (Osborne,1972).

CITOPATOLOGÍA

13.1. Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF).

Indicaciones.

⇨ Nefromegalia. Es la primera indicación para la BAAF renal
⇨ Para lesiones focales se recomienda que la BAAF se realice con ayuda de ultrasonido (Meyer,1998).
⇨ Para obtener material para cultivo de riñones sospechosos de enfermedad causada por una bacteria (Osborne,1972).
⇨ Obtención de células de riñones sospechosos de tener una neoplasia (Osborne,1972).

Ventajas.

✓ Se puede obtener un diagnóstico rápido (Angunawela, 2000).

Desventajas.

× Las muestras obtenidas por esta técnica son pobres en calidad y cantidad para determinar la arquitectura renal (Stone,1995).

TECNICA

Hay que considerar que el riñón es un órgano fibroso, que espontáneamente proporciona pocos de sus elementos (Meyer,1998).

1. El paciente puede ser sedado o anestesiado para prevenir movimientos inesperados durante el procedimiento (Castañeda y Valadez, 1999).

En caso de pacientes que presenten falla renal, se debe evitar el uso de anestésicos excretados por vía renal, prefiriéndose en este caso anestesia inhalada.

2. Se rasura y prepara quirúrgicamente, identificando por palpación el sitio específico.
3. **Posición del paciente**. Decúbito lateral.
4. El riñón se inmoviliza manualmente.

Para facilitar el procedimiento, el riñón puede sostenerse contra la pared abdominal ejerciendo presión digital en gatos y perros pequeños. (Meyer,1998).

5. La aguja se inserta en la corteza renal (Castañeda y Valadez,1999).

Es importante considerar las trayectorias correctas e incorrectas para introducir la aguja de biopsia (**Figura 13-1**.) (Holt,1996).

6. Una vez que se ha puncionado se procede a aspirar y realizar la técnica de BAAF (*Ver capítulo 1. Técnicas de biopsia)* (Castañeda y Valadez,1999).
7. Se debe tener cuidado de no puncionar la pelvis renal para evitar el riesgo de puncionar una arteria o vena mayor, lo cual podría dar como resultado la formación de una fístula arteriovenosa (Castañeda y Valadez,1999)
8. Las preparaciones deben realizarse inmediatamente (Castañeda y Valadez,1999).

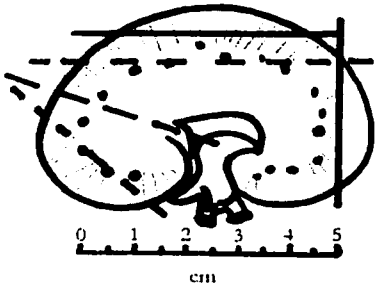


Figura 13-1. Muestra de riñón, en la que se ilustran las trayectorias correctas (líneas continuas) e incorrectas (líneas discontinuas) de introducción de la aguja de biopsia.

HISTOPATOLOGÍA

13.2. Biopsia percutánea con ojo de cerradura (aguja Vim Silverman modificación Franklin).

Ventajas.

✓ Es menos invasiva que la laparotomía (Bovée,1976).

Desventajas.

× Puede poner al paciente en gran riesgo de hemorragia y daño renal (Angunawela,2000).

Material.

- El único equipo especial es la aguja para biopsia (Tru-cut, Vim-Silverman modificación Franklin).
- Paquete estándar para cirugía y para cierre de heridas (Bovée,1976).

Recomendaciones.

Tener disponible sangre (por si el paciente requiere de transfusión sanguínea) (Bovée,1976).

TECNICA

1. Se induce al paciente con anestesia general o local
2. Se rasura y se prepara quirúrgicamente un área amplia sobre el riñón al que se le realizará la biopsia (Osborne,1972).
3. El cirujano localiza el sitio de biopsia.
4. Se realiza una incisión en piel, justo caudal a la costilla y ventral a los músculos lumbares (Bovée,1976) lo suficientemente amplia para acomodar el dedo índice sobre el polo caudal del riñón (Osborne,1972) (**Figura 13-2**) (Osborne,1972).

Sitio de biopsia.

- La incisión debe hacerse caudal a la última costilla y justo por debajo del borde ventral de los músculos lumbares (Osborne, 1972).
- El eje longitudinal de la incisión debe ser equidistante entre la última costilla y el borde ventral de los músculos lumbares.(Osborne,1972)) (**Figura 13-3**.) (Bovée,1976).
- Se debe evitar incidir la arteria intercostal que se encuentra justamente caudal a la última costilla (Osborne,1972).

5. Se diseca el tejido subcutáneo y los músculos utilizando tijeras punta roma y el dedo índice, penetrando hasta el peritoneo utilizando las tijeras punta roma (Bovée,1976) (Osborne,1972)
6. Se introduce el dedo índice a través de la incisión, dentro de la cavidad peritoneal y se palpa el riñón y las estructuras que se encuentran a su alrededor (Osborne,1972).
   - Evaluar el tamaño, forma, posición, contorno y consistencia del riñón.
   - Evaluar ambos riñones de ser posible.
   - Palpar las vísceras abdominales adyacentes, peritoneo y vasos sanguíneos (Osborne,1972).
7. La aguja para biopsia se inserta a través de la pared abdominal, craneal a la incisión de ojo de cerradura, ya que la inserción de la aguja para biopsia a través de la incisión de ojo de cerradura la cual contiene al dedo índice también, resulta en la inhabilidad de posicionar adecuadamente la aguja para la toma de la muestra (Osborne,1972).
   - Para facilitar el paso de la aguja a través de la piel, se realiza una pequeña incisión con una hoja de bisturí (Osborne,1972; Bovée,1976).
   - Se introduce la aguja para biopsia Vim Silverman modificación franklin, guiándola dentro de la cavidad peritoneal y después al riñón con ayuda del dedo índice (Osborne,1972; Bovée,1976).

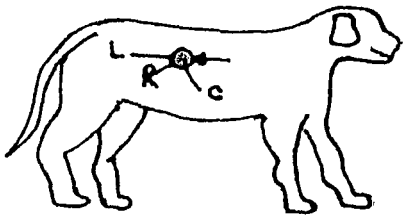


Figura 13-2. Diagrama del sitio de biopsia renal percutanea.
L, borde ventral de los músculos lumbares. C. Costilla número trece, CIRCULO, indica la posición del riñón derecho, R, línea de incisión la cual es equidistante entre el borde caudal de la costilla 13 y el borde ventral de los músculos lumbares. Punto de inserción de la aguja para biopsia sobre el polo caudal del riñón.

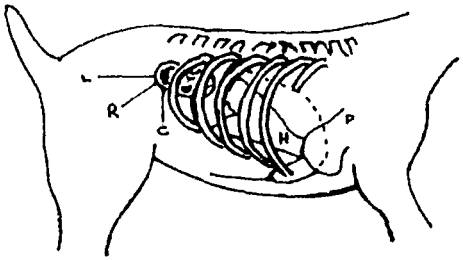


Figura 13-3. Acercamiento del diagrama del sitio de biopsia renal percutánea
H. hígado, P. Pulmones

8. El riñón se inmoviliza contra la pared abdominal o cualquier otra estructura adyacente, con ayuda del dedo índice (Bovée,1976).
   - El riñón y la aguja se posicionan de forma tal que se conoce la ruta exacta que seguirán las prolongaciones cortantes de la aguja a lo largo del eje longitudinal en la corteza cercano a la unión corticomedular (**Figura 13-4a.**) (Bovée,1976).
   - Se dirige el eje longitudinal de la aguja lejos de la arteria, vena y pelvis renal y se debe empujar la aguja a través de la cápsula renal (Osborne,1972).
   - Si se utiliza la aguja Vim-Silverman, se debe evitar que la aguja se posicione de tal forma que las puntas cortantes pasen a través de la cápsula renal dos veces (Osborne,1972).

- No se debe sobrepenetrar por debajo de la cápsula renal por que la cantidad de corteza renal de la muestra obtenida será inadecuada (Osborne,1972).

Hay que tener cuidado que la aguja no traspase por completo el órgano a muestrear (Osborne,1972).

9. Si se obtiene un especimen medular, existe un gran riesgo de hemorragia, la aguja debe dirigirse a través de la corteza en el polo craneal o caudal.
10. La aguja nunca deberá dirigirse hacia la pelvis renal (**Figura 13-4b.**) (Bovée, 1976).

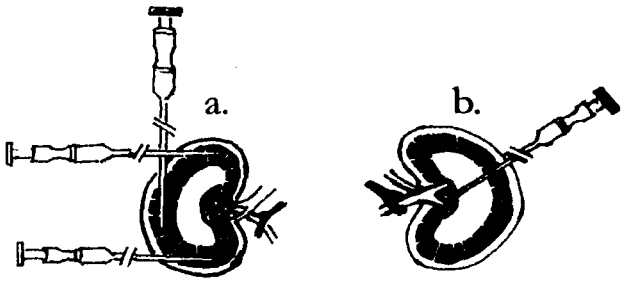


Figura 13-4. Posiciones de la aguja para la biopsia renal percutánea.
a. Diferentes patrones que pueden utilizarse para evitar la arteria, vena y pelvis renal
b. Posición incorrecta de la aguja para biopsia colocada dentro de la pelvis renal

11. Cuando el riñón y la aguja están en posición, se remueve el estilete de la aguja y se reemplaza por las prolongaciones cortantes, las cuales no son necesarias con la aguja Vim-Silverman (**Figura.13-5.**) (Bovée, 1976). La aguja cortante se avanza justo hasta la cápsula renal. Las prolongaciones cortantes se meten rápidamente dentro del tejido. Si estas avanzan muy lento, el órgano tiende a moverse fuera del instrumento de biopsia y el tamaño de la muestra se reduce (Osborne,1972).

    Se ha comprobado que si las prolongaciones cortantes pueden insertarse a su profundidad máxima sin presentar resistencia en el órgano, significa que la cánula externa no ha penetrado la cápsula del órgano (sobre todo en el caso de riñón) (Osborne,1972).

    ◊ Un asistente debe entonces agarrar el mango de las prolongaciones cortantes con el dedo índice y el pulgar, manteniéndolo de forma firme en esa posición.

Se debe tener cuidado de que el asistente no ejerza contra tracción en las prolongaciones cortantes. Si esto ocurre, el tamaño de la muestra se reducirá, o la muestra no podrá obtenerse.

- ◊ Sin cambiar la relación espacial de las prolongaciones cortantes, la cánula externa se avanza sobre las hojas cortantes.
- ◊ Se inicia la rotación de la cánula externa 5 grados en dirección de las manecillas del reloj y 5 grados en contra y de esta forma empieza a avanzar sobre las

prolongaciones cortantes, esto ayudará a prevenir la sobre penetración de la cánula externa dentro del parénquima del órgano.

12. Se avanza la cánula externa una distancia muy corta a través de la cápsula renal.
13. El cirujano debe evitar la sobre penetración de la cánula como de la aguja cortante a través de la cápsula ya que puede resultar en una recolección inadecuada del tejido cortical y puede dañar el parénquima renal (Bovée,1976).
14. La aguja cortante se introduce rápidamente dentro del riñón y se mantiene en esa posición dentro del riñón. La cánula se avanza sobre la aguja cortante, girándola 10 grados en dirección de las manecillas del reloj y 10 en contra, conforme avanza, para así cortar la muestra.
    El error más común es retirar la aguja cortante al momento que se avanza la cánula, resultando en la obtención de material inadecuado.
15. Después de avanzar la cánula a una distancia apropiada, se remueve por completo la aguja del riñón (**Figura 13-5**.) (Bovée, 1976) . Se remueven las prolongaciones cortantes y la cánula externa. No es necesario rotar las prolongaciones cortantes si se usa la aguja Vim-Silverman modificación franklin ya que el sello en la punta de las prolongaciones cortantes cortan la base de la muestra tomada (Osborne,1972).
16. El dedo índice se coloca sobre el sitio de biopsia por un lapso de 5 minutos para controlar la hemorragia (Bovée,1976) Hay que asegurarse de que no haya presencia de hemorragia previo al cierre de la herida quirúrgica realizada (Osborne,1972). La hemostasis espontánea ocurre entre los dos a siete minutos después de tomar la muestra (Osborne,1972).
17. Al mismo tiempo, un asistente remueve la muestra de la aguja de biopsia (Osborne,1972) y puede ir examinando, cortando y fijando la muestra obtenida.
18. Si se van a realizar más biopsias se inicia el procedimiento.
19. Se inspecciona la incisión por si hay presencia de hemorragia, de estar presente la incisión se extiende y se realiza una intervención quirúrgica apropiada para realizar hemostasis.
20. Se cierra peritoneo, músculo, tejido subcutáneo y piel de rutina (Bovée,1976).

Generalmente existe un 91% de correlación entre la biopsia y diagnósticos a la necropsia con la técnica percutánea con ojo de cerradura.
Se han encontrado 25 glomérulos promedio por campo si se realiza una buena técnica pero esto requiere gran experiencia (Bovée,1976).

Para una buena examinación histológica se requiere de por lo menos 5 glomérulos (Comunicación verbal Sánchez Pacheco,2001).

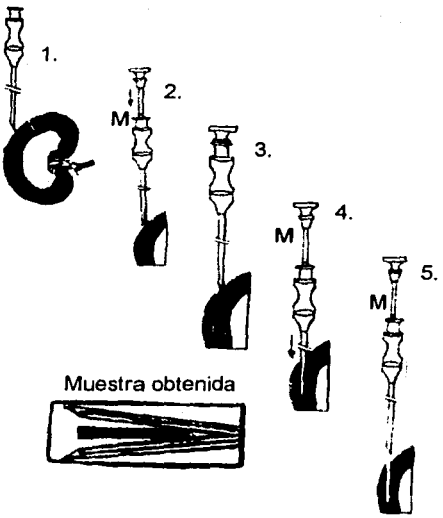


Figura 13-5. Mecanismo de acción de la aguja para biopsia Vim-Silverman modificación Franklin en la biopsia renal.

1. La punta de la cánula externa con el estilete esta en contacto con la cápsula renal.
2. Se remueve el estilete y se reemplaza con las prolongaciones cortantes, M= la marca en el mango.
3. Al tiempo que las prolongaciones cortantes se introducen al riñón, la resistencia que pone el parénquima renal forza a las hojas de las prolongaciones a separarse una de otra.
4. La cánula externa se avanza sobre las prolongaciones cortantes, forzándolas a unirse de nuevo en aposición. La cánula externa se avanza justo hasta la altura de la marca indicada en el mango (M)
5. La cánula externa y las prolongaciones cortantes que contienen la muestra de biopsia.

13.3. Biopsia percutánea ciega con aguja cortante (Tru-cut)

Recomendaciones.

El riñón se localiza y se inmoviliza por palpación digital a través de la pared abdominal.
Esta técnica es satisfactoria para biopsia renal percutánea en gatos pero no es rutinaria en perros debido a la dificultad que existe para inmovilizar el riñón en perros (Osborne,1972).

- El éxito de esta técnica tanto en perros como en gatos es la localización e inmovilización adecuada del riñón al que se le realizará la biopsia para obtener así muestras representativas sin serios riesgos para el paciente (Osborne,1972).
- Una localización e inmovilización adecuada de un riñón de tamaño normal o anormal en perros pequeños a través de palpación por abdomen es muy difícil y no permite una proyección precisa de la aguja con la que se realiza la biopsia para que se introduzca correctamente en el parénquima renal (Osborne,1972).
- En gatos esta técnica ha sido satisfactoria ya que ambos riñones pueden localizarse e inmovilizarse fácilmente por palpación abdominal digitalmente (Osborne,1972).

TECNICA

1. Se prepara quirúrgicamente el sitio de biopsia.
2. Se localiza manualmente y se inmoviliza el riñón por palpación digital (Osborne,1972).
3. Se realiza una pequeña incisión sobre la piel en el sitio indicado (Adam,1999) para introducir la aguja y así facilitar su entrada, después de esto se realiza la misma técnica que con la técnica de ojo de cerradura (Osborne,1972; Bovée,1976).
4. Se sigue el mismo procedimiento que en la técnica con ojo de cerradura (Osborne,1972).
5. Si se utiliza la aguja Tru-cut, ésto es de la siguiente forma:
6. Con la aguja Tru-cut (aguja para biopsia de tejidos blandos), se coloca la punta del instrumento en el riñón.
7. Con la varilla del obturador completamente retraída dentro de la cánula.
8. Se empuja la varilla dentro de la lesión avanzando el mango de plástico.
9. Después se avanza la funda externa de la aguja dentro del tejido para cortar la muestra de la biopsia.
10. Se aplica presión con los dedos sobre el sitio de la biopsia para controlar la hemorragia (Welch,1997) y se mantiene hasta que el sangrado se haya detenido (Bovée,1976; Birchard y Sherding, 1996) (**Figura 13-6.**).
    Es importante asegurarse que la muestra obtenida corresponde primariamente a tejido cortical (Welch,1997).
    En algunas ocasiones se llega a requerir realizar otra biopsia (Adam,1999).

Manejo de la muestra.

Al momento de realizar la biopsia se examina la muestra obtenida de la biopsia (Bovée,1976).
Se debe mantener condiciones de esterilidad durante esta parte del procedimiento (Bovée,1976).
La corteza renal se puede identificar por su color oscuro (Bovée,1976).
Si se observa más de cerca se pueden observar pequeños puntos rojos que corresponden a glomérulos (Bovée,1976).
Este examen macroscópico puede realizarse con un microscopio de disección (Bovée,1976).

Se debe confirmar la presencia de glomérulos antes de cerrar la incisión de la biopsia, de no ser así se deberá realizar de nuevo la biopsia (Bovée,1976).
Se puede enviar para cultivo parte de la muestra obtenida o la aguja. Si se va a seguir utilizando la aguja, el extremo cortante de la aguja puede girar dentro de un medio líquido adecuado (Bovée,1976).
Una alternativa, es cortar una pequeña porción de la muestra obtenida con una hoja de bisturí estéril en una hoja de parafina estéril y se introduce en un medio sólido ó líquido (Bovée,1976).

Se sabe que una biopsia renal que contenga 10 glomérulos es aceptada como una muestra adecuada para realizar un diagnóstico morfológico. Tomando en cuenta que representa 1/200,000 del total de glomérulos. Es una porción pequeña de tejido especialmente si se considera que la mayoría de las lesiones renales tienen una distribución focal. Si solo el 10% de los glomérulos están involucrados en una lesión renal focal, una biopsia con 10 glomérulos tiene el 35% de probabilidades de perder el diagnóstico. Cuando el 25% de los glomérulos está involucrado solo hay un 5% de probabilidades.

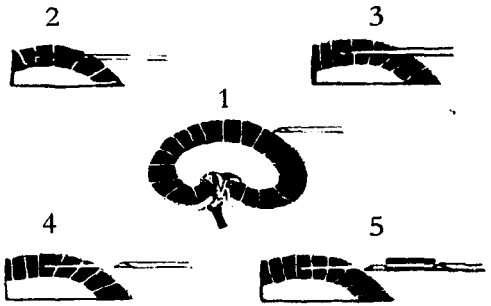


Figura 13-6. Mecanismo de acción de la aguja para biopsia Tru-cut en la biopsia renal.
1. Las puntas de la cánula externa y el obturador interno con la muesca para colectar el tejido, están en contacto con la cápsula renal.
2. El obturador interno con la muesca para tejido, se empuja dentro de la corteza renal.
3. La cánula externa se avanza sobre la muesca donde está el espécimen.
4. Se retira la aguja de biopsia que contiene la muestra obtenida en la biopsia.
5. La cánula externa se jala para exponer la muesca que contiene el espécimen de la biopsia.

Complicaciones.

- Hemorragia. el sangrado es la complicación más seria principalmente en biopsias percutáneas incluso con técnica de ojo de cerradura (Bovée,1976). También en medicina humana de las biopsias renales percutáneas (Bovée,1976). Y esta es causada normalmente por una falla en la técnica (Osborne,1972).
  Signos de hemorragia significativa: Hematocrito bajo, mucosas pálidas, respiración rápida y debilidad.
  La hemorragia después de la biopsia real puede poner en peligro la vida del paciente. Si la hemorragia no se trata, puede existir hipotermia seguida de choque y muerte (Bovée,1976).
  Normalmente el sangrado se resuelve sin otra intervención que una transfusión, a menos que ocurra una obstrucción del tracto urinario.
  Si esto ocurre, se exponen los riñones en forma quirúrgica por laparatomía, y se colocan suturas en forma de colchonero a través de la cápsula y el parénquima superficial para controlar la hemorragia (Birchard y Sherding, 1996).
  En raras ocasiones la hemorragia no controlable requiere de nefrectomía, esto ha sido reportado en medicina humana (Osborne,1972; Bovée, 1976; Birchard y Sherding, 1996).
  En caso de requerirse una transfusión sanguínea puede controlar los problemas más serios de sangrado en el momento en el que ocurren (Osborne,1972).
  Osborne, ha reportado a través de estudios, que el índice de complicaciones en la técnica percutánea con ojo de cerradura es del 1% (Bovée,1976).
- Hematomas perirenales y subcapsulares, provocando aumento irregular del tamaño del riñón.
- Coágulos. Debido a sangrado directamente dentro del tracto urinario (Osborne,1972).
- Obstrucción del tracto urinario. con formación secundaria de hidronefrosis en gatos (Osborne,1972). Para ello se recomienda la administración de fluidos previo y posterior a la biopsia renal (diuresis) (Osborne,1972).

- Traumatismos iatrogénicos del órgano. Además, los intentos de biopsia de órganos infectados (especialmente en los que se han formado abscesos) pueden dar lugar a la diseminación de la infección.
  El riesgo de introducir una infección con la propia aguja de biopsia se puede reducir al mínimo si se sigue una cuidadosa técnica estéril (Holt,1996).
- Hematuria microscópica. La cual ocurre en la mayoría de los animales durante los siguientes uno a tres días (Osborne,1972).
- Hematuria aparente. Pero autolimitante, se presenta en el 7% de los pacientes (Osborne, 1971; Osborne,1972).

Otras complicaciones reportadas principalmente en humanos:
Fístula arteriovenosa, extravasación perirenal de orina, laceración de otros órganos como hígado (Osborne,1972), bacteremia, septicemia, abscesos perirenales, hemorragia esplénica (que requiere esplenectomía) neumotórax, perforación de la vesícula biliar, uréter, colon (Bovée,1976).

CAPTIULO 14.
PRÓSTATA

Las enfermedades de la próstata son comunes en perros adultos y viejos. Las razas grandes (sobre todo el Doberman) son afectadas con mayor frecuencia. Aunque los gatos tienen glándula prostática, por razones desconocidas la enfermedad prostática felina es extremadamente rara.

A veces la localización y definición de la etiología de las enfermedades prostáticas constituye un verdadero desafío.

Hasta últimas fechas, pocas técnicas diagnósticas han combinado confiabilidad y especificidad de resultados con seguridad y facilidad de aplicación. El método ideal para el diagnóstico de enfermedad prostática debería localizar la enfermedad y ayudar a descartar otras partes de los tractos urinario y reproductor como posibles sitios de origen de la afección (Birchard y Sherding, 1996).

La sospecha de una masa prostática casi siempre es secundaria a una masa identificada en el examen abdominal o rectal y después de una radiografía o ultrasonido abdominal.
El tumor de próstata siempre se sospecha en el paciente perro macho especialmente si la próstata esta firme, asimétrica, adherida a tejido aledaño y calcificada en las radiografías.

Técnicas de biopsia prostática.

El diagnóstico puede obtenerse con diversas técnicas de biopsia como la BAAF, sondeo uretral, cirugía exploratoria o biopsia con aguja cortante con las cuales se puede obtener una exactitud diagnóstica considerable (Ogilvie y Moore, 1996; Castañeda y Valadez, 1999).

14.1. Descarga uretral

Cuando hay secreción uretral persistente y continua con sospecha de ser de origen prostático, una sola gota de exudado se puede colocar en un portaobjetos de vidrio. Si la cantidad de exudado es pequeña se puede obtener mediante masaje de la próstata.

Primero se debe asegurar que la descarga es verdaderamente uretral y no prepucial. Se debe tener cuidado que el prepucio no presente balanopostitis o masas ocupando este espacio como el tumor venéreo transmisible. Si la descarga es de la uretra, se puede examinar citológicamente.
Si existe una descarga uretral suficiente o si la descarga incrementa con la palpación prostática, se puede colectar en un contenedor estéril para su cultivo después de extender o desenvainar el pene y limpiar su superficie (Barsanti y Finco, 1986).

14.2. Evaluación del semen.

En perros con evidencia clínica de enfermedad prostática, se puede evaluar el fluido prostático como un método diagnóstico (Castañeda y Valadez, 1999), debido a que el fluido prostático es el componente más grande del volumen seminal (Barsanti y Finco, 1986); este es otro método para obtener una muestra citológica ya que más del 95% de este es proporcionado por la próstata (Castañeda y Valadez, 1999).
El fluido se evalúa de mejor forma a través de un examen citológico, así como cultivo bacteriano de un eyaculado (Dorfman, *et al.*, 1995)
La muestra del fluido prostático se toma de la tercera y última fracción del eyaculado (Rogers, *Et al.*, 1986) la cual sigue a la porción más rica en esperma. La primera fracción también se origina probablemente de la próstata (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995; Castañeda y Valadez, 1999).

Ventajas.
- ✓ Fácil de realizar.
- ✓ Seguro.
- ✓ Puede efectuarse sin necesidad de utilizar tranquilizantes.
- ✓ Proporciona muestras para cultivo bacteriano (Birchard y Sherding, 1996).

Desventaja.
- × Cualquier anormalidad en un eyaculado no localiza un problema en próstata (Rogers, *et al.*, 1986).
- × Es difícil separar de manera eficaz el líquido prostático de los componentes pre-espermático y espermático, para determinar si el tipo de anormalidades que se observan en el eyaculado corresponden o provienen de próstata, ya que los testículos, epidídimo, ducto deferente y uretra contribuyen o transportan el fluido.(Dorfman, *et al.*, 1995). Por ello en ocasiones esta técnica no es muy útil para la citología (Birchard y Sherding, 1996).
- × En ocasiones es difícil
- × El éxito depende de la adaptabilidad del animal, la cual puede disminuir si el paciente es viejo o está enfermo, débil o nervioso y sobreexcitado (Birchard y Sherding, 1996).

TECNICA.
En la mayoría de los perros el eyaculado se puede colectar manualmente.
1. El paciente se mantiene quieto y con los pies apoyándose de forma segura en el piso.
2. Si no se puede colectar el eyaculado manualmente, algunos perros pueden requieren la presencia de una hembra en estro o anestro.
   - También se puede utilizar la feromona metil p hidroxibenzoato colocado en la vulva de la hembra para estimular al macho (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).
3. Primero se debe permitir que el perro orine voluntariamente, para remover los contenidos uretrales y así disminuir los contaminantes (Barsanti, Finco, 1986; Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).
4. Se remueve del pene cualquier descarga uretral limpiándolo ligera y gentilmente con agua tibia y gasas o esponjas (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995) al momento que se protruye del prepucio durante la erección (Rogers, *et al.*, 1986).

El jabón no se recomienda ya que puede interferir con el cultivo bacteriano cuantitativo (en caso de realizarse).

5. Se recolecta el semen (Seager,1977)
6. El eyaculado se debe colectar dentro de un contenedor estéril tal como:
   - Una jeringa grande de plástico.
   - Recipiente para recolección de orina.
   - Embudo con tubo de ensayo (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).

Manejo de la muestra.

Parte del fluido prostático obtenido se remite para un cultivo cuantitativo (Dorfman, *et al.*, 1995). Se debe tomar en cuenta que existe un alto potencial de contaminación debido a que la descarga uretral contiene flora normal con gran cantidad de organismos gram-positivos (Rogers, *et al.*, 1986).

El resto se analiza microscópicamente a través de una citología, realizando un frotis con el material obtenido, se fija y se tiñe para su evaluación (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).

Se recomienda recolectar y comparar una fracción inicial del eyaculado la cual es más de origen testicular con la fracción final de origen prostático para localizar un hallazgo anormal (Barsanti y Finco, 1986).

Barsanti, Finco en 1983, realizó estudios donde detecto que los resultados de cultivos bacterianos por esta técnica se correlacionan 80% de las veces con resultados de cultivos bacterianos obtenidos de tejido prostático (Rogers, *et al.*,.,,1986).

14.3. Masaje prostático

En algunas ocasiones el semen no puede ser recolectado de perros con sospecha de enfermedad prostática debido al dolor, inexperiencia o temperamento de éste (Barsanti y Finco, 1986). Una técnica alternativa para recolectar fluido prostático es el masaje prostático (Barsanti y Finco, 1986) el cual consiste en realizar un masaje prostático por vía rectal obteniendo así cierta cantidad de fluido prostático dentro de la uretra, el cual puede ser colectado con un catéter urinario (Rogers, *et al.*, 1986) obteniendo así una pequeña cantidad de fluido para cultivo y evaluación citológica (Dorfman, *et al.*, 1995).

Indicaciones.

- ⇨ Cuando es imposible la recolección del eyaculado debido a la naturaleza del perro, inexperiencia o dolor.
- ⇨ Se realiza para obtener una pequeña cantidad de fluido para su evaluación citológica y cultivo bacteriano (Dorfman, *et al.*, 1995).
- ⇨ Se reserva el uso del masaje prostático para aquellos perros a los cuales no se les puede realizar una recolección del semen. Esto es debido a que se prefiere evitar la cateterización (Barsanti y Finco, 1979).

Ventajas.

- ✓ Ayuda a diferenciar enfermedades de vejiga urinaria de las prostáticas (Meyer,1998).
- ✓ Se ha observado que es una técnica superior a aquellas donde no se utiliza infusión de solución salina, ya que es casi imposible aspirar cualquier material sin esta (Barsanti y Finco, 1979).

(*Ver ventajas de eyaculado*)

Desventaja.

- × Se tiene siempre la incertidumbre de que el fluido que se obtenga del masaje, realmente represente al fluido prostático y la posibilidad de crear una septicemia o peritonitis (Barsanti y Finco, 1979).
- × En pacientes con prostatitis, es difícil determinar si se obtuvo fluido prostático si hay una cistitis presente (Dorfman, *et al.*, 1995).
- × Contaminación potencial al introducir el catéter.
- × La incertidumbre de que la muestra junto con las bacterias obtenidas durante el masaje corresponden al fluido prostático (Rogers, *et al.*, 1986) si no se realiza la comparación con la muestra previa al masaje (Barsanti y Finco, 1986).
- × El masaje excesivo puede provocar rotura de un abscesos prostático (Birchard y Sherding, 1996) y provocar una septicemia o peritonitis (complicaciones) (Rogers, *et al.*, 1986).
- × Los resultados son poco precisos debido a contaminación uretral o por orina y a que le volumen de la muestra se diluye con la orina (Birchard y Sherding, 1996).
- × A veces la próstata no está al alcance para que el masaje rectal sea eficaz (el masaje prostático abdominal puede serlo) (Birchard y Sherding, 1996).

TECNICA.

1. Se debe permitir que el perro orine voluntariamente (Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).
2. La vejiga urinaria se cateteriza asépticamente con un catéter urinario de polipropileno (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995) y se remueve cualquier residuo de orina (Rogers, *et al.*, 1986).
3. Una vez vacía la vejiga y colocado el catéter, se lava varias veces a presión con solución salina estéril al 0.9% (Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995)
4. Se recuperan los últimos 5 ml (Meyer,1998) a 10 ml (Barsanti y Finco, 1986) del lavado final (muestra previa al masaje). para compararlo con la muestra que se obtenga después del masaje prostático (Birchard y Sherding, 1996; Meyer,1998).
5. Esta muestra se guarda y se etiqueta (Birchard y Sherding, 1996).
6. El catéter se retira lentamente hasta que la punta de este quede a nivel de la próstata o justamente en su polo caudal, (Rogers, *et al.*, 1986; Birchard y Sherding, 1996) esto guiándose por palpación rectal (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).
7. Se aplica masaje a la próstata digitalmente por vía rectal durante uno a dos minutos.(Dorfman, *et al.*, 1995) 60 a 90 segundos (Castañeda y Valadez, 1999) un minuto (Barsanti, Finco, 1979; Rogers, *et al.*, 1986; Birchard y Sherding, 1996) uno a dos minutos (Barsanti y Finco, 1986). Esto requiere forzosamente palpación abdominal para posicionar la próstata de tal forma que se pueda alcanzar por palpación rectal. En caso de que la próstata se encuentre muy lejos de la extremidad de la pelvis para alcanzarla por vía rectal, el masaje se debe realizar por vía abdominal (Barsanti y Finco, 1979; Rogers, *et al.*, 1986) o se pueden utilizar ambas vías para realizar el masaje (Barsanti y Finco, 1986).

8. Se inyecta una infusión lenta de 5 ml (Barsanti y Finco, 1979; Dorfman, *et al.*, 1995) 10ml (Castañeda y Valadez, 1999) de solución salina fisiológica estéril en forma de lavado, a través del catéter al tiempo que se ocluye el meato urinario externo alrededor del catéter (Barsanti y Finco, 1979; Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995; Birchard y Sherding, 1996) para prevenir el escape del líquido administrado hacia fuera de la uretra (Barsanti y Finco, 1986; Castañeda y Valadez, 1999).
9. El catéter urinario, se avanza lentamente hacia la vejiga urinaria al mismo tiempo que se realiza la aspiración repetida y continua para recolectar así el líquido posterior al masaje, especialmente del área de la próstata que se determino por palpación rectal (Barsanti, Finco, 1979; Barsanti y Finco, 1986; Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995; Birchard y Sherding, 1996) (**Figura 14-1.**) (Holt,1996).
10. Se guarda este fluido y se etiqueta (Birchard y Sherding, 1996).
11. El fluido restante se aspira y se descontinúa la aspiración y se retira el catéter (Meyer,1998).

Las muestras previa y posterior al masaje prostático se envían para su evaluación citológica y cultivo cuantitativo (Meyer,1998).
El comparar ambas muestras puede ayudarnos a determinar si hay presencia de alguna anormalidad como resultado del fluido prostático obtenido y además la posibilidad de contaminación (Barsanti y Finco, 1979; Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995) y así poder descartar que la anormalidad no estaba pre existente en vejiga o uretra (Barsanti y Finco, 1986).
Las muestras de fluido prostático para citología obtenidas por este método en perros normales, son acelulares relativamente, y se pueden observar pocos eritrocitos y células epiteliales (Dorfman, *et al.*, 1995).
Los perros con enfermedad prostática pueden demostrar gran cantidad de células inflamatorias, bacterias, células neoplásicas (Dorfman, *et al.*, 1995).

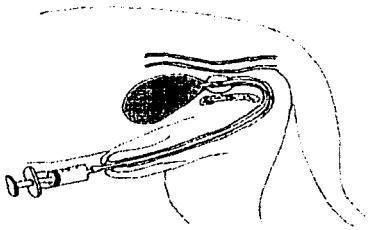


Figura 14-1. Biopsia por masaje prostático.

14.4. Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF).

Existen varias técnicas para realizar la BAAF de próstata y obtener así una muestra de células de esta glándula (Barsanti y Finco, 1979).

Esta técnica se realiza si los resultados son interpretados en conjunto con otras pruebas. La BAAF de la próstata puede ser de uso diagnóstico en pacientes con evidencia clínica de enfermedad prostática (Dorfman, *et al.*, 1995).

Indicaciones.

⇨ La BAAF se deberá realizar posterior a la evaluación del fluido prostático ya sea por eyaculación o masaje prostático (Dorfman, *et al.*, 1995).

Contraindicaciones.

➡ En pacientes con cuadros febriles (Dorfman, *et al.*, 1995) o con leucocitosis (Barsanti y Finco, 1979) con sospecha de:

- Absceso prostático basado en hallazgos clínicos, de laboratorio y ecográficos (Barsanti y Finco, 1979; Meyer,1998) debido al gran número de bacterias que pueden sembrarse a lo largo del trayecto de la aguja (Barsanti y Finco, 1986).
- Infección prostática aguda por el alto potencial de peritonitis o siembra localizada de gran cantidad de bacterias a través del camino que recorre la aguja (Barsanti y Finco, 1979; Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995). Aunque esta complicación es poco común (Rogers, *et al.*, 1986).

A pesar de estas precauciones se han llegado a diagnosticar inadvertidamente abscesos prostáticos en perros por la técnica BAAF (Barsanti y Finco, 1986) Sin evidencia de abscedación por otras técnicas diagnósticas estos casos han sugerido que el área de absceso no esta comunicado con la uretra (Barsanti y Finco, 1986).

Desventajas.

× Es peligroso la BAAF a ciegas ya que puede provocar la muerte del animal por contaminación peritoneal o peritonitis subsecuente (Ettinger,1983).

Recomendaciones.

Esta técnica se debe realizar posterior a un examen de semen o masaje prostático (Barsanti y Finco, 1979; Barsanti y Finco, 1986).

Si se aspira un absceso, se recomienda la administración intravenosa de antibióticos (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).

La BAAF de un quiste prostático es solo un paliativo, por lo cual se debe planear un drenaje o remoción quirúrgica posterior (Ettinger,1983).

Se recomienda como medida preventiva la administración de antibióticos 72h. Previo a la BAAF, principalmente si se sospecha de prostatitis (De Buen,1997).

Material.

- Se puede utilizar una aguja larga como la aguja espinal o aguja calibre 21g (Barsanti y Finco, 1979).

TECNICA.

Las técnicas de aspirado prostático son varias:

- Transrectal.
- Perirectal
- Por abdomen (Barsanti y Finco, 1979).

La técnica transrectal que se realiza con mayor frecuencia en el hombre debido a la ausencia de fibras dolorosas en la pared rectal (Barsanti y Finco, 1979).

La técnica a utilizar dependerá de donde se localiza y se puede palpar e inmovilizar la próstata de forma más efectiva (Barsanti y Finco, 1979; Barsanti y Finco, 1986; Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995; Meyer,1998).

La palpación rectal ayuda a estabilizar la próstata. (Dorfman, *et al.*, 1995).

Se requiere de un ayudante que empuje la próstata caudalmente dentro del canal pélvico (Dorfman, *et al.*, 1995).

El procedimiento se realiza asépticamente utilizando una aguja larga (Barsanti y Finco, 1986).

- Una sedación ligera del paciente es suficiente en perros para realizar este procedimiento (Barsanti y Finco, 1979; Barsanti y Finco, 1986; Rogers, *et al.*, 1986).
- La superficie de la piel donde se insertara la aguja para la aspiración se rasura y se prepara quirúrgicamente (Barsanti y Finco, 1979; Dorfman, *et al.*, 1995).
- Se conecta una jeringa de 12 ml a una aguja de 22g de 1 ½ (Dorfman, *et al.*, 1995) 2 ½ pulgadas (Meyer,1998).

Técnica perirectal.

1. Se inserta la aguja lateralmente al ano pasando a través del área perineal hasta llegar a la próstata (Rogers, *et al.*, 1986) (**Figura 14-2.**) (Barsanti y Finco, 1979).
   - Todo esto guiándose con el dedo que se encuentra introducido en el recto que también nos ayuda a estabilizar la próstata (Barsanti y Finco, 1979; Barsanti y Finco, 1986).
   - El asistente por palpación abdominal, debe presionar la próstata caudalmente a través del canal pélvico (Rogers, *et al.*, 1986) (**Figura. 14-3.**) (Dorfman, *et al.*, 1995).
2. Una vez que la aguja entra en la próstata, se debe iniciar la aspiración, aplicando presión negativa de forma intermitente (Barsanti y Finco, 1979; Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).
3. Se redirecciona la aguja varias veces dentro de la glándula, y cada vez se realiza presión negativa (Barsanti y Finco, 1979; Dorfman, *et al.*, 1995).
4. Se retira lentamente la presión negativa (Dorfman, *et al.*, 1995) y se retira la aguja de la glándula (Barsanti y Finco, 1979).
5. Se examina citológicamente y se envía para cultivo de microorganismos (Rogers, *et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).

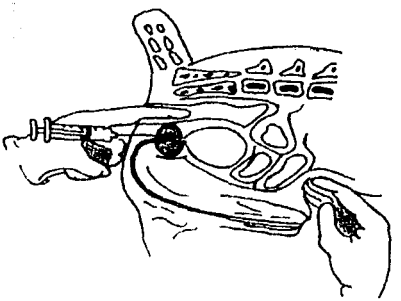


Figura 14-3. Técnica perirectal por BAAF o biopsia con aguja cortante. La glándula se estabiliza por palpación digital y un asistente ejerce presión en el abdomen caudal para presionar la próstata hacia el canal pélvico.

Transabdominal

1. Se realiza con el paciente en decúbito dorsal (De Buen,2001).
2. Se prepara asépticamente la pared abdominal en el área donde se va a insertar la aguja (Welch,1996).
3. Se hace palpación prostática vía rectal, proyectándola hacia la pared abdominal para realizar la biopsia (De Buen,2001).
4. Se identifica el sitio de biopsia y se inserta la aguja en la próstata y se procede de igual forma que la técnica de BAAF.

Este método es el más utilizado en nuestro medio y, realizado por personal experto, proporciona un excelente material para diagnóstico (De Buen,2001).

Transrectal

Es una técnica segura y rápida (Ogilvie y Moore,1996)

1. Se puede realizar con una analgesia y tranquilización adecuada en pacientes despiertos y cooperativos. De ser preciso el paciente deberá recibir anestesia general (Ogilvie y Moore,1996).
2. Se recomienda evacuar el recto previo al procedimiento.
3. Se administra de 2 a 3 ml de anestesia local lidocaína dentro del recto distal y colon utilizando una jeringa lubricada sin aguja.
4. **Posición del paciente**. El paciente se coloca en decúbito dorsal (De Buen,2001). Pero también se puede realizar con el paciente de pie, si este lo permite (Ogilvie y Moore,1996).
5. Una vez con la mano enguantada, se coloca la aguja para aspiración, haciendo contacto con el dedo índice y se coloca un dedo de guante sobre el dedo índice y la aguja para cubrirlos (Ogilvie y Moore,1996).
6. Se lubrica el guante que envuelve el dedo y la aguja. Así como previamente el ano del paciente (Ogilvie y Moore,1996; De Buen,2001).

7. Un asistente empuja la próstata desde la cavidad abdominal, en dirección dorso caudal (para que entre en el canal pélvico) y se mantiene en esta posición para su muestreo.
8. Se inserta el dedo con la aguja cubiertas por el guante, dentro del recto hasta localizar la próstata.(De Buen,2001).
9. En ese momento se inserta la aguja para la aspiración, la cual penetra a la próstata a través de la pared rectal y la aspiración de las áreas problema se realiza haciendo vacío en la jeringa.
10. Es importante realizar aspiraciones repetidas de la lesión mediante movimientos giratorios de la aguja dentro de la próstata.
11. Antes de la última aspiración con la jeringa, el embudo debe dejarse regresar e igualar las presiones (**Figura 14-4.**) (Ogilvie y Moore,1996). Si esto no se realiza, al retirar la aguja de la jeringa se puede aspirara el contenido rectal y ocasionar contaminación de la muestra.(De Buen,2001).

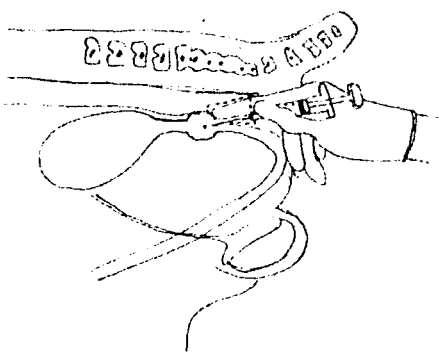


Figura 14-4. Técnica de biopsia transrectal.

HISTOPATOLOGÍA

14.5. Biopsia de próstata con aguja cortante técnica ciega

La biopsia prostática se puede realizar al igual que la BAAF:

- Percutáneamente perirrectal (Dorfman, *et al.*, 1995).
- Transrectal (Rogers, *et al.*, 1986).
- Transabdominal
  - *Laparotomía.*

(Dorfman, *et al.*, 1995).

Indicaciones.

- ⇨ Prostatomegalia de etiología inexplicable (Ogilvie y Moore, 1996).
- ⇨ La técnica transperineal esta indicada cuando los procedimientos exfoliativos son inadecuados para el diagnóstico cuando la próstata puede ser palpada mas fácilmente por recto que por abdomen (Rogers, *et al.*, 1986).

Contraindicaciones.

Si se sospecha de :

- ➡ Prostatitis bacteriana aguda (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).
- ➡ Abscesos prostáticos (Dorfman, *et al.*, 1995; Ogilvie y Moore,1996; Welch,1996).
- ➡ Coagulopatías (Ogilvie y Moore,1996).
- ➡ Quistes prostáticos (Barsanti y Finco, 1986; Welch,1996).

Ventajas.

- ✓ Los resultados histopatológicos generalmente son más exactos que la BAAF (Dorfman, *et al.*, 1995).
- ✓ Con una analgesia, tranquilización adecuada y anestesia local, (Dorfman, *et al.*, 1995) (Barsanti y Finco, 1979; Barsanti y Finco, 1986) puede realizarse con el paciente despierto, siempre que sea un paciente cooperativo (Ogilvie y Moore,1996).
- ✓ La biopsia se puede realizar en conjunto con castración, si esta se ha elegido como terapia para una enfermedad prostática que se sospeche (Barsanti y Finco, 1979).
- ✓ La biopsia percutánea es menos invasiva y reduce la morbilidad (Welch,1996).

Desventajas.

- × Como en toda técnica a ciegas, existe falta de habilidad para visualizar las áreas que se van a muestrear (Barsanti y Finco, 1979; Ettinger,1983; Dorfman, *et al.*, 1995) esto nos puede llevar a:
  - o Omitir el tejido anormal dentro de la muestra que se recolectó (Barsanti, Finco, 1979; Ettinger,1983; Dorfman, *et al.*, 1995).
  - o Tomar biopsia inadvertida de vasos sanguíneos, uretra o abscesos (Barsanti y Finco, 1979; Dorfman, *et al.*, 1995).
  - o Alto potencial de perforación o ruptura de uretra, recto o un absceso, lo cual nos puede llevar a complicaciones serias (Rogers, *et al.*, 1986; Ogilvie y Moore,1996).
  - o Liberación y diseminación del contenido de un absceso (Rogers, *et al.*, 1986).

- Las piezas que se obtienen son pequeñas y pueden resultar no ser diagnósticas.
- Los resultados histopatológicos generalmente son menos exactos que la biopsia abierta o quirúrgica (Ogilvie y Moore, 1996).

Recomendaciones.

Si se sospecha de prostatits bacteriana aguda o abscesos prostáticos se recomienda realizar previa mente una biopsia por técnica de BAAF (Barsanti y Finco, 1986; Rogers, *Et al.*, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995). Si se aspira material purulento se recomienda no realizar la biopsia (Rogers, *et al.*, 1986).

Además se recomienda la administración de antibióticos después de la biopsia.

Si se va a realizar orquiectomía como terapia adjunta a una enfermedad prostática que se sospeche, se recomienda realizar biopsias quirúrgicas al mismo tiempo (Barsanti y Finco, 1986; Dorfman, *et al.*, 1995).

Material.

- Aguja cortante para biopsia
  - (Tru-cut) (Barsanti y Finco, 1986; Ogilvie y Moore,1996) .
  - (Vim-Silverman modificación Franklin) (Ettinger,1983).

En medicina humana la aguja Tru-cut, ha resultado tener menos complicaciones que la Vim-Silverman (Barsanti y Finco, 1979).

TECNICA.

La próstata se inmoviliza ya sea rectalmente o abdominalmente (Ogilvie y Moore,1996).

Perirectal.

1. Se coloca al paciente en posición perineal con la cola fija en la espalda (Welch,1996).
2. Se prepara asépticamente la zona donde se insertará la aguja (perineo alrededor del ano) (Welch,1996) (**Figura 14-2.**) (Barsanti y Finco, 1979).
3. Se moviliza y reposiciona la próstata en una posición más caudal de su origen con ayuda de un asistente el cual ejerce presión en el abdomen caudal (**Figura 14-3.**) (Dorfman, *et al.*, 1995).
4. Se realiza una incisión de 3 a 5 mm ligeramente lateral a la línea media entre el ano y la tuberosidad isquiática (Welch,1996).
5. Se recomienda confirmar la localización de la próstata por examen rectal (Welch,1996)
6. Se inserta la aguja de elección, a través del sitio donde se realizó la incisión previa en piel ventro lateral al ano (Ettinger,1983; Welch,1996).
7. La aguja se guía al sitio de biopsia con el dedo que se encuentre dentro del recto (guía por palpación (Welch,1996)), el cual también ayuda a estabilizar la próstata (Ettinger,1983).
8. La aguja de biopsia se debe dirigir fuera del centro de la glándula para evitar lesionar la uretra prostática (Dorfman, *et al.*, 1995; Welch,1996).
9. Se penetra la cápsula en el margen caudal de la próstata con la aguja en posición cerrada, después se toma la muestra como se explica en el capítulo 1 (Welch,1996) (**Figura 14-5.**)
10. Una vez tomada la muestra se retira la aguja de la próstata en posición cerrada (Welch,1996).

Transabdominal

1. Se realiza con el paciente en decúbito dorsal (De Buen,2001).
2. Se prepara asépticamente la pared abdominal en el área donde se va a insertar la aguja (Welch,1996).
3. Se hace palpación prostática vía rectal, proyectándola hacia la pared abdominal para realizar la biopsia (De Buen,2001).
4. Se realiza una incisión en la piel de 3 a 5mm con la hoja de bisturí en el sitio de inserción de la aguja (Welch,1996).
5. Se identifica el sitio de biopsia y se inserta la aguja en la próstata.
6. Se recomienda recolectar de 2 a 3 muestras con esta técnica (Welch,1996) (**Figura 14-6.**) (Holt,1996).

Este método es el más utilizado en nuestro medio y, realizado por personal experto, proporciona un excelente material para diagnóstico (De Buen,2001).

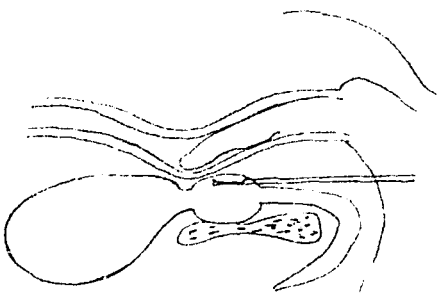


Figura 14-5. Técnica de biopsia perirectal con aguja cortante.

Complicaciones.

- Hematuria ligera por 12 horas en algunos pacientes (Birchard y Sherding, 1996; Barsanti y Finco, 1979).
- Fiebre (Birchard y Sherding, 1996).
- Oorquitis (Dorfman, *et al.*, 1995).
- Diseminación de la infección (Septicemia) o de células neoplásicas (Barsanti y Finco, 1979; Birchard y Sherding, 1996).
- Edema escrotal (Dorfman, *et al.*, 1995).
- Hemorragia periprostática significativa como en cualquier biopsia (Barsanti y Finco, 1979; Barsanti y Finco, 1986; Birchard y Sherding, 1996).
- Hematoma perineal (Birchard y Sherding, 1996).
- Absceso perineal (Birchard y Sherding, 1996).
- Ruptura de un absceso* (Dorfman, *et al.*, 1995).
- Perforación uretral (Birchard y Sherding, 1996).

- Fístula uretral * (Barsanti y Finco, 1979) Si existen signos de fístula uretral tales como dolor, inflamación adyacente a la próstata, peritonitis, oliguria, uremia, se recomienda colocar un catéter urinario. Si la fuga de orina continua y no se controla será necesario la reparación quirúrgica (Barsanti y Finco, 1979).
- Introducción de una infección al tracto urinario
- Contaminación peritoneal o peritonitis subsecuente (Ettinger,1983), por ruptura de un absceso prostático (Barsanti y Finco, 1979; Dorfman, *et al.*, 1995).
- Septicemia (sobre todo en humanos) debido a bacterias anaerobias rectales en la técnica transrectal, además por introducción de émbolos bacterianos al torrente sanguíneo pero no es una complicación común (Barsanti y Finco, 1979; Dorfman, *et al.*, 1995).

* Pueden llegar a ocurrir (Dorfman, *et al.*, 1995).

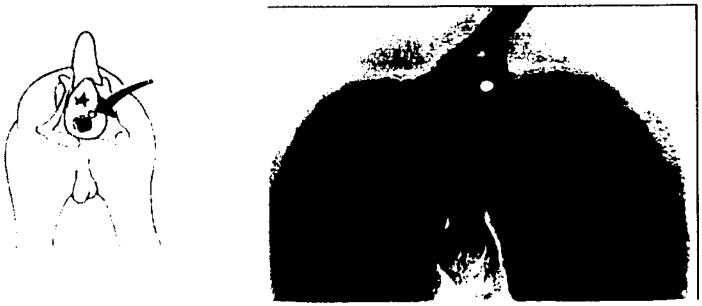


Figura 14-2. Sitio de inserción de la aguja en la próstata en la técnica de **BAAF** o biopsia con aguja cortante, perirectal.

Figura 14-6. Técnica de biopsia prostática transabdominal. Atlas en color de urología de pequeños animales Holt,1996.

CAPITULO 15.
TORACOCENTESIS Y ABDOMINOCENTESIS

El acumulo de líquidos en cavidad torácica o abdominal es anormal, cuando está presente un fluido excesivo en estas cavidades, se debe colectar este fluido de ellas para fines tanto diagnósticos como terapéuticos.

El análisis de este fluido puede ayudar a determinar si la causa de su acumulación es debida a una falla cardiaca, enfermedad hepática, neoplasia, enfermedad inflamatoria, sepsis o hemorragia (Pratt,1998).

La mejor forma de realizar esta determinación es con un análisis completo del fluido obtenido. Si se considera un fluido inflamatorio o proceso séptico, se recomienda recuperar una cantidad de fluido en un tubo de ensayo estéril sin anticoagulante (Pratt,1998).

15.1 ABDOMINOCENTESIS

Sin. Paracentesis Abdominal.

Se han descrito muchas técnicas para la recolección de fluido abdominal en perros y gatos. Algunas de estas técnicas se mencionan a continuación. Sus ventajas y desventajas se comentan en el **(Cuadro 15-1.)** (Cowell y Tyler, 1989).

Indicaciones.

- ⇨ En la mayoría de los casos donde existe evidencia de acumulo excesivo de líquido anormal en cavidad peritoneal (ascítico) (Rebar,1977; Slatter,1989; Castañeda y Valadez, 1999).
- ⇨ Evaluación de cualquier enfermedad que ocasione dicha acumulación excesiva de líquidos (Coles,1989; Birchard y Sherding, 1996).
- ⇨ Si el clínico sospecha la existencia de una lesión caracterizada por exfoliación celular (Coles,1989).
- ⇨ Para determinación del daño a un órgano relacionado con traumatismo abdominal (Birchard y Sherding, 1996).

Contraindicaciones y precauciones.

- ➡ En pacientes con trombocitopenia, en estos deberá realizarse con cuidado ya que puede ocurrir una hemorragia en el sitio de biopsia (Rebar,1977; Slatter,1989).
- ➡ Se deberá tener cuidado ya que se puede acumular fluido con alta cantidad de proteína en el tejido subcutáneo o puede continuar fluyendo a través del sitio de la paracentesis (Rebar,1977).
- ➡ Se debe tener cuidado de no penetrar vísceras abdominales (Rebar,1977; Slatter,1989).

Cuadro 15-1. Ventajas y desventajas de los 4 métodos de colección de líquido peritoneal. (Cowell y Tyler, 1989).

TECNICA	Ventajas	Desventajas
20g aguja	▪ Rápido y fácil ▪ Barato ▪ Mínimo equipo	▪ Riesgo de lacerar órganos abdominales ▪ Menos exitoso si existe una pequeña cantidad de líquido ▪ La aguja se ocluye fácilmente por omento o grasa.
Aguja sobre un catéter	▪ Rápido y fácil ▪ Barato ▪ Relativamente seguro ▪ Menos oportunidad de lesionar vísceras abdominales	▪ El catéter puede doblarse ▪ Menos exitoso si existe una pequeña cantidad de líquido ▪ El catéter se ocluye fácilmente con omento, grasa.
Catéter Tom cat pasándolo sobre la aguja para catéter	▪ Rápido y fácil ▪ Relativamente seguro ▪ Permite múltiples colecciones con el catéter ▪ Menor oportunidad de lacerar vísceras abdominales que la técnica con aguja ▪ Más éxito en muestras que contienen poca cantidad de líquido	▪ Puede requerir anestesia local ▪ Mas caras que las técnicas anteriores
Lavado peritoneal diagnóstico.	▪ Es el mejor método para la colección de pequeñas cantidades de líquido ▪ Se puede utilizar para lavado abdominal ▪ Permite múltiples colecciones con el catéter ▪ Menos oportunidad de lacerar vísceras abdominales	▪ Más caro que otros métodos ▪ Requiere más equipo ▪ Consume mayor tiempo ▪ Mayor incomodidad para el paciente ▪ Requiere cirugía menor ▪ Requiere anestesia local ▪ Si el catéter con estilete se fuerza dentro del abdomen, el estilete puede dañar órganos abdominales.

(Cowell y Tyler, 1989)

Material.

- Aguja

  calibre — 14 – 19g, (Castañeda y Valadez, 1999) 20g (Cowell y Tyler, 1989) dependiendo de la viscosidad, (Rebar,1977).
  16 o 18g para trasudados
  14 a 16g para exudados (Coles,1989)

  Largo — Suficiente para penetrar en la cavidad sin dañar los órganos (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989).

- Jeringa de 12 cc (Slatter,1989; Birchard y Sherding, 1996) (**Figura 15-1.**) (Rebar,1977).
- Aguja calibre 20g con catéter de plástico de 1 ¼ pulgadas de largo (Cowell y Tyler, 1989).
- Catéter tom-cat con extremo cerrado y gran número de fenestraciones de 3 ½ pulgadas atado a una aguja calibre 14g de 2.5 pulgadas con un catéter de teflón alrededor de esta (Cowell y Tyler, 1989).
- Recipiente para colectar el fluido que se obtenga. Puede ser tubos de ensayo sin anticoagulante o con EDTA ya que algunos líquidos tienden a coagular (Coles,1989).

Sitio de punción

El sitio más seguro para realizar la abdominocentesis es ligeramente a la derecha y anterior a la cicatriz umbilical (Castañeda y Valadez, 1999) (**Figura 15-2.**) (Rebar,1977) Este punto previene la penetración del bazo o de alguna otra víscera mayor. (Slatter,1989).

Otro sitio puede ser en el abdomen, línea media ventral, 1 a 2 cm caudal a la cicatriz umbilical (Cowell y Tyler, 1989; Pratt,1998) En este sitio se evita el ligamento falciforme (Cowell y Tyler, 1989).

15.1.a. Abdominocentesis con aguja, aguja con catéter o catéter tom-cat

TECNICA

1. **Posición del paciente**. El animal debe estar de pie para permitir que el líquido se acumule por gravedad, en las partes ventrales de la cavidad peritoneal (Rebar,1977; Slatter,1989; Castañeda y Valadez, 1999) (**Figura 15-3.**) (Rebar,1977) o en decúbito lateral (Cowell y Tyler, 1989; Birchard y Sherding, 1996).
2. Vaciar la vejiga urinaria para evitar la cistocentesis accidental (Cowell y Tyler, 1989).
3. Si llega a ser necesario se utiliza anestesia o tranquilización según el caso (Cowell y Tyler, 1989; Castañeda y Valadez, 1999).
4. Rasurar y preparar la zona quirúrgicamente (6cm cuadrados mínimo) (Birchard y Sherding, 1996; Castañeda y Valadez, 1999).
5. La aplicación de anestesia local (lidocaina 2%) es opcional, muchos animales no la requieren (Rebar,1977; Slatter,1989).
6. Se introduce la aguja lentamente, con la superficie del bisel hacia el peritoneo parietal, lo cual previene que el omento bloquee el conducto (Rebar,1977; Slatter,1989; Castañeda y Valadez, 1999).

Si existe una incisión quirúrgica previa, la aguja deberá insertarse por lo menos 1.5 cm alejado de este sitio para evitar vísceras abdominales que puedan estar adheridas a la pared abdominal en el área de la cicatriz de dicha incisión (Cowell y Tyler, 1989).

7. En ocasiones, al introducir la aguja en el abdomen, se recibe el fluido que cae directamente de la aguja o catéter al tubo de ensayo. De no ser así se conecta una jeringa a la aguja: (Cowell y Tyler, 1989).

- Se aplica presión negativa a medida que la aguja penetre la pared abdominal hasta obtener líquido, (Rebar,1977; Castañeda y Valadez, 1999) esta presión que se ejerce debe ser suave ya que es muy fácil aspirar omento u otro órgano abdominal contra la aguja impidiendo la colección de líquido (Cowell y Tyler, 1989) (**Figura 15-1.**) (Rebar,1977; Slatter,1989).

- Si no se consigue aspirar líquido, se desconecta la jeringa y se llena con 1 a 2 ml de aire los cuales se depositan en la cavidad abdominal a través de la jeringa. Esto puede destapar la aguja de cualquier bloque de omento que este obstruyendo el lumen de la aguja y así se vuelve a aplicar presión negativa para obtener la muestra (Rebar,1977; Slatter,1989).
- Si aún no se obtiene líquido con este procedimiento, se deberán muestrear los cuatro cuadrantes del abdomen (Slatter,1989).
- Para mejorar la colección de líquido abdominal se recomienda aplicar compresión abdominal.
- Si se utiliza un catéter conectado a la aguja (una vez que se remueve el estilete) quedando solo el catéter en la cavidad abdominal con la única desventaja que el catéter se puede torcer una vez colocado (Cowell y Tyler, 1989) (**Figura 15-4**).

Si esta técnica falla para obtener fluido se recomienda utilizar un **catéter tom-cat con aguja** (Cowell y Tyler, 1989).

15.1.b. Lavado peritoneal diagnóstico.

Objetivos.
Obtener líquido o detritos del abdomen.
Evitar traumatismo a las vísceras abdominales (Birchard y Sherding, 1996)

Indicaciones.
⇨ Para la detección temprana de daño a un órgano en un animal con abdomen agudo, cuando los resultados de la abdominocentesis son negativos (Birchard y Sherding, 1996)

Contraindicaciones.
➡ En pacientes con íleo paralítico o útero grávido (Birchard y Sherding, 1996).

Material.
- Anestesia local (lidocaina a 2%).
- Material de cirugía general.
- Catéter de diálisis peritoneal o venoclisis.
- 500ml de solución salina fisiológica estéril.
- Jeringa de 10 ml a12 ml.
- Recipiente para recolectar el fluido que se obtenga.

TÉCNICA.
1. Se rasura y prepara quirúrgicamente el área de línea media ventral abarcando un área de 6cm cuadrados caudal a la cicatriz umbilical (Cowell y Tyler, 1989; Birchard y Sherding, 1996).
2. El paciente se coloca en decúbito dorsal (Cowell y Tyler, 1989)
3. Se vacía la vejiga urinaria (Birchard y Sherding, 1996).
4. Se infiltra el tejido subcutáneo, la aponeurosis del músculo recto abdominal y el peritoneo en el sitio de inserción, con lidocaina al 2% con epinefrina (Cowell y Tyler, 1989).

5. Con una hoja de bisturí se realiza una pequeña incisión en piel de 0.5 a 2cm (Cowell y Tyler, 1989) caudal al ombligo a través de la piel, tejido subcutáneo y la aponeurosis, hacia abajo a nivel de la línea alba (Birchard y Sherding, 1996).
6. Estando seguros de suturar cualquier vaso sanguíneo sangrante que pueda contaminar con sangre la muestra.
7. Se inserta el catéter sin el trocar, dentro del abdomen caudal (esto es más benéfico en pacientes pequeños). Se apunta el catéter en dirección dorso-caudal. Con una mano se sujeta el catéter y el estilete para prevenir que penetre demasiado al abdomen (Birchard y Sherding, 1996) y evitar que dañe órganos abdominales (Cowell y Tyler, 1989).
8. Se puede también utilizar un catéter para diálisis peritoneal en la porción caudal del abdomen (es el método más sensitivo para la obtención de fluidos que se ha reportado) (Birchard y Sherding, 1996).
9. Se usa fuerza de empuje controlada para avanzar el catéter y el estilete a través de la línea alba.
10. Una vez dentro de la cavidad peritoneal, se sujeta el estilete y se avanza el catéter sobre el estilete hacia la región lumbar.

Si existe una cicatriz de laparotomía, se entra a la cavidad abdominal a un lado de la línea media, ya que los órganos abdominales pueden tener adherencias con la cicatriz (Birchard y Sherding, 1996).

11. Se remueve el estilete (Cowell y Tyler, 1989).
12. Una vez insertado el catéter se ata una jeringa y se ejerce una suave presión negativa.
13. Si no se aspira fluido, se puede realizar una infusión tibia de solución salina fisiológica (20ml/Kg. de peso) (Cowell y Tyler, 1989; Birchard y Sherding, 1996).
14. Se tapa el orificio de salida y se da vuelta al perro o gato de lado a lado (Birchard y Sherding, 1996) realizando de esta forma un masaje suave en el abdomen para dispersar la solución (Cowell y Tyler, 1989).
15. Cuando se realizó el masaje con el fluido, el recipiente para colectarlo se coloca en el piso y se abre para recolectar el fluido por gravedad (Cowell y Tyler, 1989) o se puede aspirar el líquido del abdomen a través del catéter y se guarda una muestra para su análisis (Birchard y Sherding, 1996)
16. Una vez terminada la recolección de fluido, se retira el catéter y se sutura la incisión realizada (Cowell y Tyler, 1989).

Manejo de la muestra

- Una vez obtenida la muestra una porción de esta se deposita en un tubo de ensayo con anticoagulante (EDTA) para su examen citológico, conteo total de proteínas y conteo de células nucleadas totales (Cowell y Tyler, 1989).
- También una parte se puede colectar en tubos sin anticoagulante (Birchard y Sherding, 1996).
- Este fluido se centrífuga y una gota de sedimento se coloca en un portaobjetos limpio y se realiza un frotis estándar o se puede utilizar el citospin.
- Se fija y se tiñe.
- Se recomienda colocar la otra parte de la muestra en un tubo de ensayo sin anticoagulante para su posible remisión a un examen bacteriológico y para tinción de gram o prueba bioquímica (ej. Creatinina) (Rebar,1977; Pratt,1998; Cowell y Tyler, 1989; Birchard y Sherding, 1996).

15.2. TORACOCENTESIS.

Definición.

Es la punción quirúrgica de la pared torácica para drenar fluido o aire que se encuentre en la cavidad pleural (Slatter,1989; Morgan,1997).
Es un paso diagnóstico, que permite la obtención de líquido pleural para su análisis de laboratorio (Forrester,1988).

Las efusiones pleurales son comunes y abundantes, casi siempre son bilaterales, pero también pueden ser ligeras, o en compartimentos (Cowell y Tyler, 1989).
Las radiografías pueden ayudar a determinar la localización de las efusiones (Forrester,1988) por ejemplo, si están en compartimentos, las radiografías nos ayudan a establecer la localización del fluido para guiar el sitio de toracocentesis. (Cowell y Tyler, 1989).
La cantidad del líquido necesario para el examen citológico es de 0.5 a 1 ml sin embargo, cuando pueda obtenerse una mayor cantidad es útil poder realizar otro tipo de pruebas (Castañeda y Valadez, 1999).

A través de este procedimiento se puede diferenciar entre, hidrotórax, quilotórax y piotórax (Coles,1989).

Objetivos.

Evacuar el líquido o aire desde el espacio pleural (Birchard y Sherding, 1996).

Indicaciones.

- ⇨ Muestreo de acúmulos anormales de líquidos en la cavidad pleural (Rebar,1977).
- ⇨ En caso de hidrotórax, neumotórax (si ocasiona un problema clínico) (Birchard y Sherding, 1996).

Contraindicaciones y precauciones.

- ➧ Lesiones localizada en hilio.
- ➧ Pacientes con hipertensión pulmonar.
- ➧ Si existe diátesis hemorrágica.
- ➧ Ante la sospechas de malformaciones arteriovenosas
- ➧ Ante sospecha de quiste hidatídico en el caso de humanos (Stone,1995).
- ➧ En pacientes con trombocitopenia, se deberá realizar con cuidado (Rebar,1977; Slatter,1989).
- ➧ Una vez que la punta de la aguja a penetrado en la pleura parietal, se deberá minimizar todos los movimientos de esta ya que puede lacerar los pulmones (Rebar,1977).
- ➧ Los animales con derrame pleural difuso, deberá evitarse el estrés para prevenir la disnea (Coles,1989).

Material.

- Anestesia local (Lidocaina 2%) (Pratt,1998).
- Aguja:
  - calibre: 19 a 22g (Birchard y Sherding, 1996).
    16g si el líquido es muy viscoso (Coles,1989).
  - largo: 1 pulgada (Forrester,1988).
  - También se puede utilizar un catéter intravenoso.(calibre sea 18 a 20g) (Forrester,1988; Cowell y Tyler, 1989). el cual permite que una vez que se introdujo en cavidad torácica, se pueda retirar la aguja disminuyendo así la posibilidad de lesionar órganos intratorácicos (Cowell y Tyler, 1989).
  - Se recomienda la aguja tenga una longitud de 2.5 a 4cm, solo que el animal sea muy grande o gordo se usaran longitudes de 5 a 6.5cm (Castañeda y Valadez, 1999).
- Jeringa del volumen necesario para evacuar el líquido torácico (Forrester,1988; Birchard y Sherding, 1996).
- Tubos de ensayo con o sin anticoagulante (Pratt,1998).
- Válvula de tres vías (Rebar,1977; Slatter,1989; Birchard y Sherding, 1996; Pratt,1998).
- Catéter o sonda intravenosa (Slatter,1989).
- Venoclisis (Birchard y Sherding, 1996).

Sitio de punción.

El sitio de toracocentesis depende en gran parte de la localización del fluido en el tórax, a través de lo que una radiografía indique (Rebar,1977).

Si el fluido no se encuentra en un compartimiento específico, se recomienda realizar la toracocentesis en la región ventral de lado derecho en el espacio intercostal 7° u 8° (Forrester,1988) hasta 9° (Birchard y Sherding, 1996) justo por debajo de la unión costo-condral (Forrester,1988) (**Figura 15-5.**) (Rebar,1977; Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989; Castañeda y Valadez, 1999).

Evitar la punta de latido del corazón (Morgan,1997).

Evitar colocar la aguja demasiado lejos en dirección caudal ya que puede dar lugar a que penetre en el hígado (Coles,1989).

15.2.a. Toracocentesis con aguja y/o catéter intravenoso.

TÉCNICA

1. La técnica se puede realizar sin anestesiar al paciente (García,1999).
2. **Posición del paciente.**

   Se coloca al paciente en decúbito esternal, sentado o de pie (Forrester,1988; Cowell y Tyler, 1989 ; García,1999).

   Se recomienda más la posición de pie (Rebar,1977) o esternal para que por gravedad, el fluido intratorácico se posicione ventralmente en el tórax y el aire quede dorsalmente (Morgan,1997).

   Esto ha originado que el sitio sea localizado por medio de radiología (Castañeda y Valadez, 1999).

3. Se rasura y prepara quirúrgicamente el sitio de toracocentesis (Forrester,1988; Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989; Castañeda y Valadez, 1999).
4. Se puede aplicar anestesia local para infiltrar el sitio de inserción del catéter, aguja o cánula (Pratt,1998) es opcional (Slatter,1989).
5. Se introduce la aguja o catéter entre los espacios intercostales (Slatter,1989; García,1999). craneal a la costilla para minimizar el riesgo de lacerar los vasos y nervios del borde caudal de la costilla (Cowell y Tyler, 1989; Birchard y Sherding, 1996).
   La aguja se introduce con el bisel hacia la pleura parietal para evitar que el parénquima pulmonar obstruya el flujo del fluido (**Figura 15-6.**) (Rebar,1977), teniendo cuidado de no lacerar órganos internos como el parénquima pulmonar, si esto ocurre aparecerá sangre y líquido espumoso en la aguja y jeringa (Coles,1989; Pratt,1998).
   Si contiene catéter, se introduce dentro del tórax a una profundidad considerable y se retira la aguja (Morgan,1997).

6. Una vez introducido la aguja o catéter, se conecta la válvula de tres vías cuando entra a la cavidad torácica para evitar la formación de neumotórax (Pratt,1998) cerrando la válvula hacia el paciente (Birchard y Sherding, 1996).
   Además se puede conectar una jeringa a la válvula, abriendo la válvula desde el paciente hacia la jeringa.
7. Se aplica suave presión negativa (3 a 5 unidades) para evacuar el tórax (Birchard y Sherding, 1996) Si se está colectando gran cantidad de líquido, se pueden obtener muchas jeringas llenas de la cavidad torácica (Pratt,1998). Si se van a drenar grandes cantidades de fluido este método es muy difícil, especialmente si el fluido es viscoso, contiene coágulos de fibrina o existe compartimentalización, para esto se puede colocar un tubo torácico (Cowell y Tyler, 1989).
   Si no se obtiene aire o líquido, se redirige la aguja o se inserta en una o dos áreas alternativas (Birchard y Sherding, 1996).
8. Mientras el fluido se retira del tórax se debe tener cuidado de mantener la presión negativa dentro del tórax (**Figura 15-7.**) (Rebar,1977; Slatter,1989).
   La aguja deberá retirarse si el paciente comienza a moverse de manera excesiva o si tose violentamente (Slatter,1989).
9. Una vez realizada la colección se puede retirar el catéter con la jeringa conectada (Cowell y Tyler, 1989).

Manejo de la muestra.

La recolección inicial del fluido pleural vía toracocentesis debe utilizarse para remitirse al laboratorio (Forrester,1988)
Se colectan las muestras en el tubo de ensayo:

- Sin anticoagulante (tapón rojo) para análisis bioquímico (ej. Colesterol, triglicéridos)
- Si la muestra es muy sanguinolenta en el tubo con anticoagulante (EDTA) aproximadamente 5 ml, para muestras que se remitan a conteo total de células nucleadas, determinación total de proteínas (gravedad específica) después de centrifugar el líquido y examen citológico (Cowell y Tyler, 1989; Pratt,1998).

Ver capítulo 3 Manejo y conservación de muestras.

Complicaciones.

- Punción accidental de la arteria torácica interna, intercostal o vasos coronarios y miocardio (Morgan,1997).
- Neumotórax accidental si la válvula de tres vías se deja abierta o se pierde la conexión durante la aspiración (Morgan,1997) sin embargo, el neumotórax que se produce por la toracocentesis generalmente no causa serios problemas (Slatter,1989).

Figura 15-1. La aguja de calibre 18g y de una pulgada se introduce dentro de cavidad peritoneal con el bisel dirigido hacia el peritoneo parietal y la muestra se colecta con una jeringa de 12 ml. Handobook of Veterinary cytology Rebar,1977.

Figura 15-2. Sitio para la abdominocentesis Handbook of Veterinary Cytology Rebar,1977.

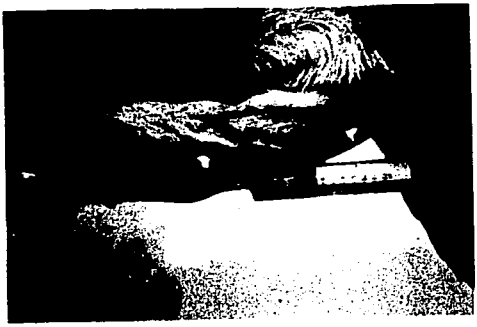


Figura 15-3. La paracentesis abdominal generalmente se realiza con el animal de pie. Handbook of Veterinary cytology Rebar,1977.

Figura 15-4.

Abdominocentesis, sitio de punción con un catéter conectado a una aguja.

Figura 15-5. Sitio de toracocentesis.

Figura 15-6. Se utiliza una jeringa de 12ml con una válvula de 3 vías y una aguja calibre 18g. La aguja se introduce con el bisel en dirección a la pleura. Handbook of Veterinary cytology Rebar,1977.

Figura 15-7. Colección del líquido. Handbook of Veterinary cytology Rebar,1977.

CAPITULO 16.
LIQUIDO CEREBRO ESPINAL.

El líquido cerebro espinal (LCE) sufre modificaciones en su presión, contenido de células, glucosa, proteína y cloruros en algunos padecimientos, por lo que, el examen de este fluido está indicado cuando existe evidencia clínica de una alteración patológica (Castañeda y Valadez, 1999).

Esta biopsia consiste en la punción del fluido cerebro espinal, para colectar líquido cerebro espinal por aspiración con una aguja vía percutánea en el espacio subaracnoideo (Morgan,1997).

Esta técnica es una herramienta diagnóstica muy útil para la evaluación de pacientes con enfermedad neurológica (Rebar,1977) Ya que recolectando este líquido se puede revisar el estado funcional del sistema nervioso central (Pratt,1998).

Nos puede ayudar a diferenciar entre procesos virales y de otra índole, y la interpretación de los resultados varia de acuerdo al sitio de localización, de si hubo o no una terapia previa, de la naturaleza focal o difusa del problema y si es agudo o crónico (Rangel,1996).

Los cambios en el número de células, conteo diferencial de células nucleada y contenido de proteína se utilizan para diferenciar procesos neoplásicos, degenerativos o inflamatorios, aunque, el número de células y proteína en el LCE, generalmente es bajo, aún con una enfermedad significativa (Pratt,1998).

Existen dos técnicas de recolección.:

- **Punción Suboccipital** (PO) en la cisterna magna (articulación atlanto-occipital) la cual se utiliza en perros y gatos (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996; Castañeda y Valadez, 1999) (**Figura 16-1.**) (Coles,1989).

- **Punción Lumbar** (PL) Es sumamente difícil en el perro por los arcos de las vértebras lumbares y la pequeñez del área subaracnoidea (Coles,1989). Es hasta cierto punto más complicada realizarla por que el líquido cerebro espinal corre hacia el espacio subaracnoideo espinal y el canal central. Pero a veces es necesario realizarla cuando se sospecha de una lesión aislada del cordón o médula espinal a nivel toraco-lumbar (Cowell y Tyler, 1989) Pues este tipo de lesiones causa cambios en el líquido de la cisterna lumbar, mientras que el fluido colectado simultáneamente de la cisterna magna es normal (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989) Este método se recomienda más para grandes especies junto con la PO (Castañeda y Valadez, 1999).

Indicaciones.

⇨ Cuando se sospecha de disfunción en el Sistema Nervioso Central (SNC) (Morgan,1997)
- Historia reciente o datos clínicos que sugieren enfermedad del sistema nervioso central (signos neurológicos) (Coles,1989).
- Déficit neurológico presente en la examinación (Morgan,1997).
- Como pronóstico para valorar una enfermedad y la respuesta a un tratamiento (Coles,1989) u obtener una base de datos antes de interrumpir un tratamiento, a través de la repetición del análisis de líquido cerebro espinal (Willard,1989).

⇨ Inserción de medio de contraste dentro del espacio subaracnoideo como herramienta para localizar lesiones en la columna espinal (Morgan,1997).

⇨ Esta indicado a pesar de obtener un hemograma normal (Willard,1989).

Contraindicaciones.

➡ Después de un trauma, se convierte en un procedimiento muy peligroso (Rangel,1996).

➡ Cuando al examen neurológico sugiera un aumento en la presión intracraneal o herniación tentorial previa (como son conciencia alterada, anisocoria) (Willard,1989).

➡ En casos en que la extracción produzca un aumento en la presión intracraneal, como edema cerebral, hidrocefalia y hemorragia intracraneal (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).

➡ Una extracción súbita de líquido cerebro espinal puede producir una hernia hacia el foramen magno (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).

➡ Si hay infección cutánea en la zona elegida para realizar la punción (Coles,1989).

➡ No es usual para enfermedades inflamatorias primarias del sistema nervioso central que provoque cambios en el hemograma o en química sanguínea. Si se detectan anormalidades en el hemograma posiblemente un desorden sistémico ha involucrado al sistema nervioso central secundariamente (Willard,1989).

Desventajas.

× Se debe tener extremo cuidado, ya que un simple deslizamiento con la aguja espinal puede causar un daño irreversible a la medula espinal (Rebar,1977).

Recomendaciones.

Antes de realizar una punción, el clínico debe estar familiarizado con las estructuras anatómicas que serán invadidas y con el procedimiento exacto que va a utilizar. (Coles,1989).
Se recomienda practicar la colección de líquido cerebro espinal antes de la muerte en perros y gatos destinados para eutanasia (Willard,1989).
Se debe tener buena asepsia al realizar la técnica (Coles,1989).

Material.

- Material de cirugía general
- Aguja espinal con estilete:

Punción suboccipital.

Perros grandes **calibre**	20g y de 1.5 (Coles,1989) a 3.5 pulgadas. (Morgan,1997).
Perros pequeños y gatos:	22g (Rebar,1977) y de 1 ½ a 3.5 pulgadas (**Cuadro 16-1**) (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996; Morgan,1997; Castañeda y Valadez, 1999).

En cuanto a longitud se indica la aguja con menor longitud posible (Rebar,1977).

Punción lumbar.

Aguja espinal de 20 a 22g y de 3.5 pulgadas (Morgan,1997; Castañeda y Valadez, 1999).

- Tubos de ensayo con E.D.T.A y sin anticoagulante (Pratt,1998).

Cuadro 16-1. Calibre y longitud de la aguja para obtención de LCE en perros y gatos.

ESPECIE	CALIBRE	LONGITUD Pulgadas	SITIO DE PUNCION	CANTIDAD ml.
Canino	19-20	1.5 –3	PO	2-3
Felino	20-21	1.5 – 2.5	PO	0.5 - 1

No se recomienda la PL por los arcos de las vértebras lumbares y la pequeñez del área subaracnoidea (Castañeda y Valadez, 1999).

Punción suboccipital (a nivel de cisterna)

TECNICA

1. Se administra anestesia general al paciente (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996; Pratt,1998).
2. **Posición del paciente.**
   Se puede colocar al animal en decúbito lateral. derecho (si el clínico es diestro) (Rebar,1977; (Willard,1989; Rangel,1996; Pratt,1998; Castañeda y Valadez, 1999), con el dorso hacia el operador y la cabeza hacia la derecha de este (Coles,1989). Esta posición ofrece la ventaja que la presión del líquido cerebro espinal puede ser medida simultáneamente (Rebar,1977).
   El animal se coloca en decúbito lateral con la cabeza flexionada ventralmente para abrir el espacio de la articulación atlanto-occipital. (Morgan,1997).
   Las orejas se retraen para tensar la piel.
   Se coloca una toalla o bolsa de arena bajo la cabeza del animal para mantener toda la espina a una distancia consistente de la superficie de la mesa (Morgan,1997).
3. Se rasura el pelo del área dorsal de la cabeza y parte del cuello (Rebar,1977).
4. La piel se prepara quirúrgicamente en la siguiente área:
   → 2cm rostral a la protuberancia occipital
   → Hasta la 3ª vértebra cervical.
   → Lateralmente hasta la base de las orejas (Morgan,1997; Pratt,1998). (**Figura 16-2.**).
5. La cabeza y cuello del paciente se acercan a la orilla de la mesa (para permitir el libre movimiento de las manos del clínico para realizar el procedimiento) (Willard,1989).
6. Un asistente, coloca al paciente con la cabeza y cuello en completa flexión (formando un ángulo recto en relación con el eje mayor del cuello (Coles,1989)) hasta que la línea nasal quede perpendicular a la espina cervical y elevando la nariz de tal forma que la cabeza quede paralela con la superficie de la mesa (**Figura 16-3.**) (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989) y forme entre el axis y el cuello un ángulo recto, manteniendo esta posición durante todo el manejo. Con esto se logra separar los cóndilos occipitales del atlas incrementándose el área de punción (Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).

7. La piel sobre el dorso y cuello debe sujetarse firmemente y permanecer extendida (Castañeda y Valadez, 1999).

8. Una vez colocada la cabeza en posición se puede palpar el sitio de punción de la siguiente forma:

Sitio de punción

- Con la mano izquierda el operador palpa con los dedos la protuberancia occipital externa y las alas rostrales del atlas.
- El dedo índice se utiliza para palpar la depresión entre estas tres estructuras.
- Esta presión, marca el sitio de inserción de la aguja (**Figura 16-4.**) (Morgan,1997).

Otra forma de delimitar el sitio de punción consiste en:

- Se traza una línea imaginaria a través de los bordes craneales de las alas del atlas (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).
- Se localiza la posición media de esta línea y se traza una línea hacia a la protuberancia occipital en la línea media dorsal del cuello (**Figura 16-5.**) (Rebar,1977) Esta línea puede ir de la cresta occipital hacia el borde dorsal del axis (Coles,1989; Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996; Castañeda y Valadez, 1999).
- El sitio de penetración se localiza en la línea media del cuello justo en la intersección estas líneas (**Figura 16-5.**) (Rebar,1977).

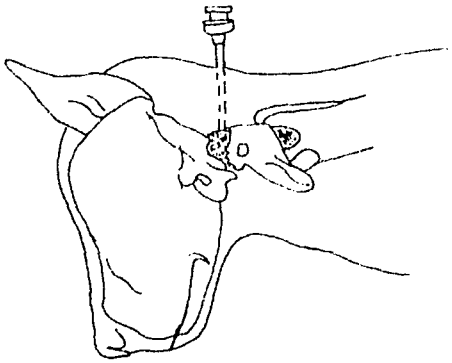


Figura 16-4. Punción de la cisterna, para la colección de líquido cerebro espinal y o inserción de medio de contraste para estudio de mielografía.

9. Se introduce lentamente la aguja espinal con su estilete, (perpendicular a la piel) (Willard,1989) en el sitio de punción pasando a través de la piel, tejido subcutáneo y músculos (**Figura 16-6.**) (Rebar,1977; Morgan,1997; Castañeda y Valadez, 1999).
La parte lateral de la mano con la que se realiza la inserción de la aguja se apoya en la cabeza del paciente para que la inserción de esta sea controlada cuidadosamente (Willard,1989).

10. Se penetran las membranas duramadre y aracnoidea (Morgan,1997).
11. Se avanza la aguja hasta llegar dentro del espacio subaracnoideo a través de la médula espinal (Rebar,1977).
12. Al momento en que la aguja penetra la dura madre y entra en el espacio subaracnoideo, se escucha un sonido particular (Rebar,1977). Además se siente como se libera la presión o resistencia al penetrar (Willard,1989; Rangel,1996).
13. Si la aguja no se encuentra posicionada directamente en el espacio atlanto-occipital, esta correrá sobre la pared del hueso que cubre la médula espinal (Rebar,1977).
14. Para esto la punta de la aguja se caminará cuidadosamente anterior y posteriormente hasta que penetre en la cisterna magna (Rebar,1977; Morgan,1997).

Se debe tener precaución para evitar una sobre penetración accidental del espacio subaracnoideo y la entrada subsecuente de la aguja dentro de la médula espinal. Cualquier movimiento de la aguja en la médula puede causar daño severo irreversible e incluso la muerte. Si se penetra la médula espinal, se deberá extraer con cuidado la aguja por el mismo trayecto por el que entró (Rebar,1977).

15. Se remueve el estilete cada vez que se avance la aguja, para revisar si hay presencia de fluido (Morgan,1997; Castañeda y Valadez, 1999).
16. Antes de avanzar de nuevo la aguja, siempre se debe colocar de nuevo el estilete en su lugar (el estilete no se utiliza en animales pequeños así se puede observar constantemente el fluido) (Morgan,1997).
17. Una vez colocada la aguja en la posición adecuada, se remueve el estilete (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996) e inmediatamente se observa como sale el líquido a través de la aguja de forma normal (Rangel,1996; Morgan,1997) (**Figura 16-7.**) (Rebar,1977).
18. Se puede colocar un manómetro espinal con válvula de tres vías, para medir la presión del líquido cerebro espinal (Rebar,1977; Morgan,1997) Aunque este procedimiento no es rutinario, no es difícil de realizar en animales con un peso superior a los 6 ó 7 kg (Rangel,1996).

- El manómetro se mantiene perpendicular al eje largo de la aguja y la válvula se torna de forma que el líquido cerebro espinal fluya dentro del manómetro (Morgan,1997).
- Se toma una medición en centímetros cuando el nivel de fluido se ha estabilizado dentro del manómetro (Morgan,1997).
- Es importante que no se ejerza presión en otras partes del cuerpo durante la medición de la presión y las venas yugulares deberán estar libres de compresión (Morgan,1997).

19. Una vez medida la presión del líquido cerebro espinal, se conecta una jeringa a un extremo de la válvula de tres vías, para colectar el líquido cerebro espinal, utilizando la técnica de flujo libre más que la de aspiración con la jeringa (Rebar,1977; Morgan,1997).
20. Si se utiliza una jeringa para obtener una cantidad mayor de líquido, en este caso la presión negativa que se aplique debe ser lo más suave posible, y la colección del líquido debe ser cuidadosa (Rebar,1977; Cowell y Tyler, 1989; Morgan,1997).

- Es importante no mover la aguja durante la medición de la presión y recolección del líquido.
- El fluido del manómetro puede aspirarse dentro de la jeringa para incrementar el volumen de la muestra.
- En animales menores de 7 kg. la pequeña cantidad de líquido que se obtiene prohíbe la medición de la presión. En su lugar se conecta directamente una jeringa o se colecta en el tubo de ensayo sin anticoagulante **(Figura 16-8)** (Willard,1989; Morgan,1997;Pratt,1998).

Durante el desarrollo de la aspiración en algunos animales puede llegarse a puncionar algunas venas intervertebrales contaminándose la muestra con sangre **(Figura 16-9)** Si sólo es una pequeña cantidad de sangre se continúa con la aspiración y en pocos segundos el líquido vuelve a ser claro (Rangel,1996).

21. Si el fluido es sanguinolento se recomienda colectarlo en el tubo de ensayo con E.D.T.A.
22. **Cantidad de líquido recolectado:**

En general se recomienda recolectar de 1 (Rebar,1977; Willard,1989) a 3 ml (Pratt,1998; Castañeda y Valadez, 1999) **(Cuadro 16-1)** obteniendo 1 ml por cada 30 segundos hasta obtener una cantidad suficiente para el análisis (Coles,1989).

Perros grandes: 1 a 3.5 ml (Rangel,1996; Morgan,1997).

Perros pequeños y gatos: 0.5 a 1.5ml (Morgan,1997; Castañeda y Valadez, 1999).

En gatos se recomienda recolectar no más de 0.5 a 1ml ya que estos animales son muy susceptibles a sufrir hemorragia meníngea cuando se extrae mucho líquido.(Rangel,1996).

En gatitos deben extremarse precauciones y no extraer más de 0.33ml (Rangel,1996) (10 o 20 gotas) (Coles,1989).

23. Si está indicado medio de contraste deberá administrarse para mielografía (Morgan,1997).
24. Se retira la aguja con mucho cuidado (Morgan,1997).

Punción lumbar.

1. **Posición del paciente.**
   El animal se coloca en decúbito esternal con un ayudante jalando los miembros posteriores en dirección cráneo dorsal para abrir el espacio interarcual entre las vértebras caudal y lumbar.
   La espina entera se debe mantener recta (Morgan,1997).
2. Se rasura y prepara asépticamente la piel de la zona dorso lumbar de la espina.
3. Se palpa el proceso dorsal espinoso de las vértebras lumbares.
4. Los sitios óptimos de colección son los espacios intervertebrales L4-L5 o L5-L6 (**Figura 16-10.**) (Morgan,1997).
5. Se inserta la aguja espinal inmediatamente craneal al proceso espinoso dorsal de la vértebra en el área caudal del sitio de punción planeado (Morgan,1997).

- Se avanza la aguja hacia el canal espinal hasta que contacte la superficie laminar dorsal (Morgan,1997).
- La aguja debe mantenerse paralela al proceso espinoso dorsal.
- La aguja se avanza craneal o caudalmente a lo largo de la superficie laminar hasta que se entre dentro del espacio interarcual.
- Una contracción en los miembros posteriores o cola indican una buena posición de la aguja (Morgan,1997).

6. Se retira el estilete, y se conecta una jeringa a la aguja.
7. Se aplica aspiración hasta que se obtenga fluido suficiente (Morgan,1997).

- La profundidad a la que se inserta la aguja se deberá ajustar ligeramente durante la aspiración.
- El espacio subaracnoideo es muy pequeño en la región lumbar, y solo una pequeña cantidad de líquido cerebro espinal lo recubre (0.5 a 2.5 ml) (Morgan,1997).

8. En este punto se puede inyectar medio de contraste si está indicado estudios de mielografía (Morgan,1997).
9. Se remueve la aguja .

Manejo de la muestra.

Una vez obtenida la muestra y colectada en los tubos antes mencionados:

- Se puede prepara un frotis con el sedimento o se envía el fluido directamente al laboratorio (Pratt,1998).
- Para enviarlo al laboratorio, el fluido se coloca en un tubo estéril para pruebas microscópicas, químicas y análisis microbiológico (Morgan,1997).
- Estas muestras deben procesarse lo más pronto posible por que las células inmersas en este medio degeneran rápidamente (30 minutos) (Rangel,1996).

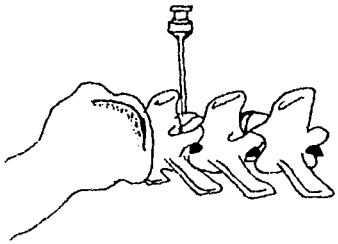


Figura 16-10. Punción lumbar, en el espacio intervertebral L5-L6.

Pruebas que se le realizan al líquido cerebro espinal.

- Examen físico.
- Recuento total y diferencial de células.
- Determinación cuantitativa y cualitativa de proteína.
- Glucosa total (Coles,1989).

Complicaciones.

- Puede ocurrir trauma directo con la aguja a la médula espinal si no se practica el avance controlado de la aguja durante el procedimiento (Morgan,1997).
- Si la aguja espinal se introduce dentro de la médula espinal puede ocasionarse en el paciente anormalidades neurológicas severas incluyendo la muerte. En estos casos el animal regresará de la anestesia con curvatura del cuerpo, tetraparesis, ataxia más pronunciada del lado de la lesión, nistagmos. En casos severos, el animal debe ventilarse después de la colección y puede presentar tetraparesia severa siendo así incapaz de levantarse y levantar la cabeza durante la recuperación. En algunos pacientes a los que no se les asiste la respiración, no se recuperan (Willard,1989).
- Hemorragia iatrogénica, la cual hace más difícil la interpretación de los resultados de laboratorio (Morgan,1997).

Figura 16-1. Localización anatómica del punto de entrada para la recolección de líquido cefalorraquídeo en la cisterna magna del perro. F= Cisterna magna.

Figura. 16-2. Posición del paciente en decúbito lateral derecho para la colección de líquido cerebro espinal. El paciente ha sido anestesiado previamente. Handobook of Veterinary cytology Rebar,1977.

Figura 16-3. El paciente se coloca con el cuello en flexión. La nariz queda perpendicular a la espina cervical y paralela con la superficie de la mesa.

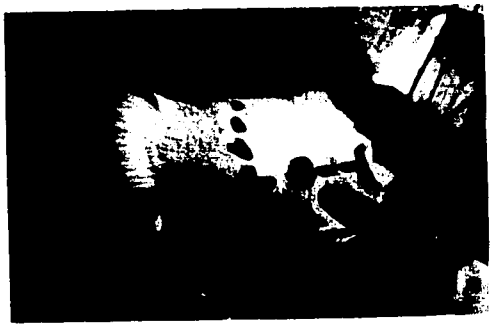


Figura 16-5. Marcas del sitio de punción para la colección del líquido cerebro espinal. Se traza una línea imaginaria a través de las alas del atlas. El sitio de penetración de la cisterna magna se localiza en la mitad de una línea que va hacia la protuberancia occipital en la línea media del cuello.

Figura 16-6. La aguja se inserta a través de la piel y dentro del espacio subaracnoideo Handobook of Veterinary cytology Rebar,1977.

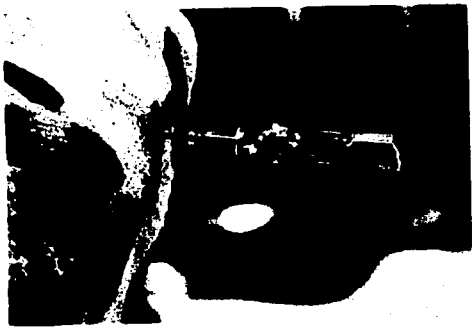


Figura 16-7. Se remueve el estilete y el Líquido cerebro espinal fluye por la aguja.

Figura 16-8. Recolección de LCE en un tubo de ensayo estéril sin anticoagulante .

Figura 16-9. Punción suboccipital contaminándose la muestra con sangre durante el desarrollo de la aspiración .

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

CAPITULO 17.
LÍQUIDO SINOVIAL

El líquido sinovial es viscoso, elástico, claro, que no coagula y es un dializado del plasma compuesto por proteínas, y polisacáridos característicos: el más importante de ellos es el ácido hialurónico el cual confiere al líquido sus propiedades elásticas, (Castañeda y Valadez, 1999), y la mucina secretada por las células sinoviales (Coles,1989).
Es un líquido tisular que cambia y caracteriza a las alteraciones de los tejidos sinoviales y el metabolismo del espacio intra articular (Coles,1989).

La recolección y análisis del líquido o fluido sinovial es un método valioso para establecer el diagnóstico de enfermedad articular canina y felina, (Nelson y Couto, 2000) Es de máximo valor para confirmar la presencia de enfermedades dentro de una articulación, así como para diferenciar una enfermedad articular inflamatoria de una no-inflamatoria.(Pratt,1998), y en ocasiones proporcionar información referida a un diagnóstico específico (Nelson y Couto, 2000).
En raras ocasiones, el análisis de este puede identificar agentes etiológicos tales como bacterias (Pratt,1998).
Se maneja de igual forma que otros fluidos, sin embargo la muestra obtenida es de poco volumen, dependiendo de la especie y la articulación de la que se tome la muestra (Pratt,1998).

El análisis del fluido sinovial se realiza de igual forma que otros fluidos, esto consiste en:
a. Propiedades físicas. Mismas que se pueden observar directamente mientras se deposita en el tubo con anticoagulante la muestra para ver (color, aspecto y viscosidad) (Pedersen,1980).
b. Conteo celular.
c. Examen citológico (Pratt,1998).
d. Cuenta total y diferencial de leucocitos.
e. Tinción de Gram. para microorganismos.
f. Cultivo bacteriológico (Pedersen,1980).

La obtención de líquido sinovial se realiza a través de la técnica de Artrocentésis.
Esto es la colocación de una aguja percutanea dentro de la cavidad sinovial para la colección del fluido sinovial para su análisis (Morgan, 1997).
Es el método más común para colectar líquido sinovial, y no es doloroso (Rangel,1996; Meyer,1998).
La artrocentesis es una herramienta diagnóstica en casos de articulaciones con proceso inflamatorio El análisis de fluido sinovial es benéfico para diferenciar entre artritis séptica, inmuno-mediada, hemartrosis o efusión sinovial traumática (Morgan,1997).

Técnicas de biopsia de líquido sinovial

CITOPATOLOGÍA

Objetivo

Identificar y aislar microorganismos patógenos.
Determinar el grado de inflamación de la membrana sinovial.
Cuando esta información se une a la historia clínica, examen físico y estudios radiológicos, el diagnóstico del padecimiento articular se realiza con mayor precisión (Pedersen,1980).

El examen citológico del líquido sinovial puede proporcionar información de gran utilidad al clínico, para la identificación de varios problemas articulares (Meyer,1998).

Indicaciones.

- ⇨ Una articulación inflamada, caliente sugestiva de un proceso infeccioso (Meyer,1998).
- ⇨ Hallazgos radiográficos sugestivos de un proceso articular degenerativo y un análisis del líquido sinovial debe obtenerse para descartar procesos inflamatorios concomitantes (Meyer,1998).
- ⇨ Sospecha de poliartritis, donde el paciente tiene una historia clínica donde no hay dolor y presenta claudicación con rotación de la pierna, (Meyer,1998), esto justifica el examen de líquido sinovial de un mínimo de seis articulaciones (Nelson y Couto, 2000). Incluso si sólo una articulación tiene afección clínica (Nelson y Couto, 2000).
- ⇨ Inserción de medio de contraste para su evaluación radiográfica (Morgan,1997).
- ⇨ Administración de agentes terapéuticos intrasinoviales (Morgan,1997).

Ventaja.

- ✓ Es económica.
- ✓ Mínimo riesgo para el paciente.
- ✓ Tiene un elevado rendimiento diagnóstico (Nelson y Couto, 2000).
- ✓ Requiere poco equipo y poco tiempo (Cowell y Tyler, 1989).

Material.

- Jeringa.
  Volumen: **3ml** (Pedersen,1980; Meyer,1998; Nelson y Couto, 2000) a **6 ml** (Morgan,1997; Pratt,1998) (**Figura 17-1.**) (Nelson y Couto, 2000).
  2 a 5 ml (Cowell y Tyler, 1989).
- Aguja.
  Calibre:
  - **23 a 25g** — para razas pequeñas y gatos sobretodo en articulaciones como carpos (Pedersen,1980; Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996; Meyer,1998; Nelson y Couto, 2000).
  - **22g** — para razas grandes y medianas principalmente en codo, hombro y rodilla (Pedersen,1980; Morgan,1997; Nelson y Couto, 2000).
  - **18g** (Coles,1989; Castañeda y Valadez, 1999) **20g** (Pratt,1998) a **22 g** (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).

Largo: **1 pulgada.** (Pedersen,1980; Cowell y Tyler, 1989; Pratt,1998)
1.5 pulgadas Para razas grandes en codo, hombro y rodilla (Nelson y Couto, 2000).
2 pulgadas (Pedersen,1980) **3 pulgadas** (Nelson y Couto, 2000) para la centesis de la articulación coxofemoral en razas grandes.

Se recomiendan agujas hipodérmicas (Cowell y Tyler, 1989).

- Tubo de ensayo con EDTA. o sin anticoagulante (Pratt,1998).

Manejo del paciente.
Lo importante es que el paciente permanezca inmovilizado adecuadamente para controlar la manipulación e inmovilización de la articulación y así insertar la aguja directamente al espacio articular sin dañar estructuras adyacentes especialmente vasos sanguíneos, nervios, membrana sinovial y superficies articulares. Así el médico elegirá el método más apropiado para cada paciente: sujeción manual, tranquilización y anestesia local o anestesia general (Cowell y Tyler, 1989).

Sitios de colección.

Los sitios de colección varían un poco dependiendo de la articulación patológica. A continuación se describen los puntos de colección más convenientes (Pedersen,1980).

Articulación escapulohumeral (hombro).

Posición del paciente.
Decúbito lateral (Rangel,1996; Morgan,1997).

Acceso lateral.

- Con la articulación semi-flexionada.
- Se punciona insertando la aguja anteriormente al ligamento glenohumeral el cual corre del acromión en la escápula hacia el húmero. Se inserta medial y ventral al acromión.
- La aguja se avanza ligeramente y oblicuo ventro-caudal pasando a través del músculo bíceps braquial y medial al músculo deltoides (Cowell y Tyler, 1989) (**Figura 17-2.**) (Pedersen,1980) (**Figura 17-3-A**) (Nelson y Couto, 2000).

Acceso craneal.

- Se inserta la aguja casi en medial del tubérculo mayor, en ventral del tubérculo supraglenoideo escapular (**Figura 17-3-B**) (Nelson y Couto, 2000).

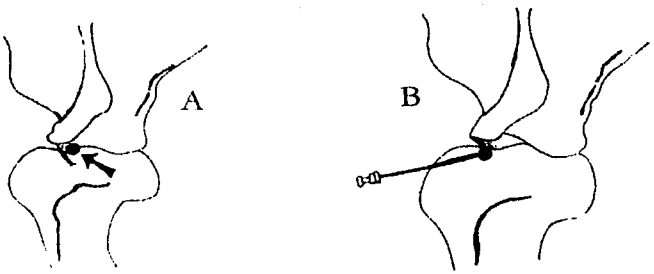


Figura 17-3. Artrocentesis hombro, A) Acceso lateral. B) Acceso craneal.

Articulación húmeroradioulnar (codo)

Posición del paciente.

Decúbito lateral (Rangel,1996; Morgan,1997).

- Requiere cierto grado de analgesia, a menos que esta se encuentre distendida (Pedersen,1980).
- Se flexiona el codo (Rangel,1996).
- La aguja se inserta en la porción caudo-lateral de la articulación (Rangel,1996), quedando caudal y medial a la cresta epicondilar lateral y cóndilo lateral del húmero y ligeramente dorsal y proximal a la apófisis olecraneana. hacia abajo y avanzar paralelamente a la apófisis olecraneana dentro de la fosa del olécranon (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996; Nelson y Couto, 2000).
  (**Figura 17-4**.) (Pedersen,1980) (**Figura 17-5**.) (Nelson y Couto, 2000).
- La aguja pasa a través del músculo anconeo y el tendón de inserción del músculo tríceps (Cowell y Tyler, 1989).

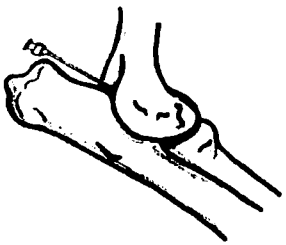


Figura 17-5. Artrocentesis codo.

Articulación del carpo

Posición del paciente.

Puede ser en decúbito lateral o decúbito esternal (Morgan, 1997).

Radio carpal

- La articulación debe mantenerse parcialmente flexionada al momento de realizar la punción (Pedersen,1980; Nelson y Couto, 2000).
- Se palpa y se recomienda insertar la aguja por la zona anteromedial entre el radio y el carpo radial (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996) (**Figura 17-6.**) (Nelson y Couto, 2000) (**Figura 17-7.**) (Pedersen,1980).

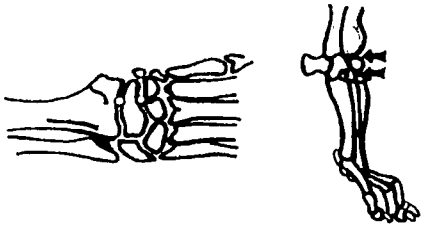


Figura 17-7. Sitios recomendados para la artocentesis en caninos y felinos a nivel de carpos.

Intercarpal.

- Se flexiona le carpo.
- La aguja se inserta en la porción craneal, entre el carpo radial y el segundo y tercer carpo.
- Este espacio articular esta conectado con la articulación carpo-metacarpiana (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).
- sin embargo se puede insertar entre cualquiera de los espacios intercarpales que sean palpables o también en el espacio intercarpal (**Figura 17-8.**) (Pedersen,1980).

Articulación coxofemoral (cadera).

Posición del paciente.

Decúbito dorsal cuando se utiliza la aproximación ventral (Cowell y Tyler, 1989).

Generalmente requiere sedación profunda (Pedersen,1980).

Acceso Lateral

- El fémur se abduce y se rota craneal mente en dirección medial (Nelson y Couto, 2000) (normalmente sujetando la rodilla) (Cowell y Tyler, 1989).
- Este movimiento extiende el espacio articular y tensa la cápsula.
- La aguja se inserta craneal y (dorsalmente) al trocánter mayor del fémur y avanza caudoventral hacia la articulación.(Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996; Nelson y Couto, 2000).
  (**Figura 17-9.**) (**Figura 17-10.**) (se requiere de una aguja de 2 pulgadas o más de largo) (Pedersen,1980).
- Se debe tener cuidado de evitar penetrar la arteria femoral circunfleja, la cual cruza la cápsula articular y el nervio ciático que esta caudal a la articulación (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).

Acceso Ventral

- El animal se coloca en decúbito dorsal con los dos fémures abducidos hasta que estén perpendiculares a la línea media.
- El aspecto ventral de la fosa acetabular se localiza caudal al origen del músculo pectíneo en la eminencia ileopectínea de la pelvis (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).
- La aguja se avanza craneal en un ángulo de 45 grados a través de la cápsula articular, dentro del espacio articular (Cowell y Tyler, 1989).

Figura 17-9. Esquema del sitio recomendado para la artocentesis en caninos y felinos de la articulación coxofemoral.

Articulación femorotibiorotuliana (rodilla):

Posición del paciente.

Decúbito lateral (Rangel,1996; Morgan,1997).

- Se flexiona la rodilla para extender la cápsula articular.
- Al mismo tiempo se aplica presión digital sobre la cápsula del lado opuesto del ligamento rotuliano.
- Esto causa protrusión de la cápsula del lado opuesto.
- La aguja se inserta:
  - Craneo-lateralmente entre los ligamentos rotulianos intermedios y medial, (Castañeda y Valadez, 1999) o bien,
  - Lateralmente, insertando la aguja en el espacio articular justamente lateral al ligamento rotuliano.(Puede ser medial al ligamento rotuliano también (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996). La aguja se dirige medial y un poco distal, dentro del área donde el ligamento cruzado se inserta entre los cóndilos del fémur y espacio intercondilar de la tibia (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996) (**Figura 17-11.**) (**Figura 17-12.**).

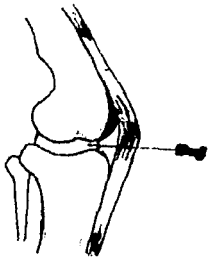


Figura 17-11. Esquema de sitio recomendado para la artrocentesis en caninos y felinos en la articulación femorotibiorotuliana.

Articulación tibiocalcánea (tarso).

Posición del paciente.

Decúbito lateral (Rangel,1996; Morgan,1997).

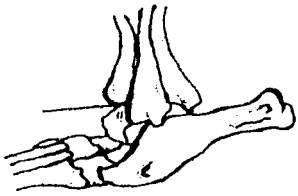
Acceso anterior.

- Palpar el espacio entre la tibia y hueso tibiotarsal sobre la superficie craneo-lateral del tarso (Cowell y Tyler, 1989).
- Insertar la aguja en el espacio palpable superficial (**Figura 17-13.**)(Nelson y Couto, 2000).
- También puede insertarse craneo-medial (Rangel,1996).
- La aguja pasa a un lado de los tendones flexores (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).

Acceso lateral

- Se flexiona parcialmente la articulación (Nelson y Couto, 2000).
- Se inserta la aguja debajo del maleolo lateral al de la tibia (Pedersen,1980) (**Figura 17-14.**)(**Figura 17-15.**).
- Se debe tener cuidado para evitar puncionar la vena superficial del área. La articulación tibiocalcánea se debe mantener en flexión parcial durante la centesis (Pedersen,1980).

Figura 17-13. Esquema del sitio recomendado para la artrocentesis en caninos y felinos en tarso, acceso anterior



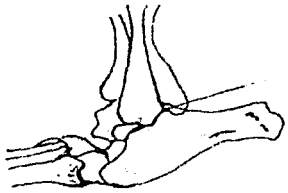


Figura 17-15. Esquema del sitio recomendado para la artrocentesis en caninos y felinos en tarso, acceso lateral.

TECNICA.

1. Se tranquiliza o se seda al animal según sea necesario
2. Se rasura y prepara quirúrgicamente la piel sobre el sitio donde se realizará la centesis de la articulación afectada (Morgan, 1997; Meyer, 1998; Pratt, 1998).
3. Se introduce la aguja, lentamente a través de la piel, tejido subcutáneo, periarticular y tejido sinovial para entrar a la cavidad articular (Morgan,1997; Nelson y Couto, 2000) evitando lesionar el cartílago articular (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).
4. Si la aguja se encuentra en hueso antes de entrar a la articulación, se deberá retirar ligeramente y redireccionarse (Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).
5. Una vez insertada la aguja en la articulación, se debe aplicar una succión ligera con la jeringa, suficiente para aspirar unas cuantas gotas de líquido sinovial (Pedersen,1980; Morgan,1997; Meyer,1998; Nelson y Couto, 2000) Si se llega a observar presencia de sangre sobre la jeringa se debe detener la succión y extraer la aguja (Nelson y Couto, 2000).
6. La cantidad y facilidad de obtención de líquido sinovial dependerá de la articulación y el problema articular que se presente.
7. Por ejemplo la recolección de líquido sinovial de la articulación de la rodilla es muy fácil, en cambio en las articulaciones tarsal y carpal es muy difícil.

8. Obviamente cuando la articulación presenta exudado, es más fácil de aspirar el fluido sinovial de cualquier articulación (Cowell y Tyler, 1989).
9. Cuando se haya colectado suficiente fluido, se suspende la aspiración eliminando la presión negativa (succión) y posteriormente se retira la aguja, (Pedersen,1980; Cowell y Tyler, 1989; Rangel,1996).
10. En la mayoría de las articulaciones solo se puede obtener una a tres gotas (Pedersen,1980; Nelson y Couto, 2000) de líquido sinovial, ya que es muy difícil obtener más de 0.05ml de líquido (Pedersen,1980) sin embargo en el caso de pacientes con procesos inflamatorios se puede obtener (0.1 – 0.5 ml) (Morgan,1997; Meyer,1998).

Manejo de la muestra y pruebas prioritarias.
El líquido sinovial normal, no coagula.
Aun así con contaminación de sangre en caso de hemorragias intrarticulares o exudación de proteína en varios procesos inflamatorios, las muestras pueden coagularse a menos que se procesen de inmediato o se agregue algún anticoagulante (**Figura 17-16.**) (Pedersen,1980) Esto es:

- Inmediatamente obtenido el fluido, se preparan dos laminillas delgadas (frotis) con técnica de squash, utilizando una gota de líquido sinovial por cada preparado (Nelson y Couto, 2000) Esto es útil para evaluar la viscosidad del fluido al tiempo que se preparan los frotis (Morgan,1997) (**Figura 17-17.**) (Nelson y Couto, 2000) El frotis se fija en seco y se envía al laboratorio o se puede teñir con cualquier tinción Romanowsky (Cowell y Tyler, 1989) Con nuevo azul de metileno se puede observar la presencia de fibrina, sin embargo se realiza muy rara vez (Cowell y Tyler, 1989).
  Es importante revisar que la preparación no quede muy gruesa (Meyer,1998).

- Cuando sea posible, el fluido obtenido se coloca en tubos con EDTA, para su estudio citológico y conteo celular (Morgan,1997; Castañeda y Valadez, 1999).
- Se prefiere heparina para la muestra a la que se le realice prueba de coagulación de mucina, pero cualquier anticoagulante es adecuado para esta prueba (Cowell y Tyler, 1989).

Las pruebas de laboratorio que se realicen depende del volumen de fluido que se obtenga:
Cuando se obtienen unas pocas gotas, el volumen, turbidez y color pueden analizarse al momento de la recolección cuando la muestra está en la jeringa (Cowell, Tyler, 1989).

La viscosidad se analiza al momento en que la muestra se deposita en un portaobjetos para realizar su estudio citológico (Cowell, Tyler 1989) (**Figura 17-18.**) (Nelson y Couto, 2000).

Cuando se obtienen grandes cantidades de fluido sinovial, se puede realizar un conteo de células nucleadas, prueba de coagulación de mucina y estimación de proteínas totales (en orden de prioridad) (Cowell y Tyler, 1989).
Además se pueden realizar varios frotis subsecuentemente de acuerdo con la celularidad de la muestra.

Si se obtiene un conteo celular menor de 500/microlitro, se recomienda centrifugar la muestra por 5 minutos a 1500r.p.m., para concentrar las células.
El sobrenadante se decanta y se recupera para la prueba de coagulación de mucina.

El sedimento se resuspende sobre una pequeña cantidad de sobrenadante (0.5ml) y se realizan frotis (Cowell y Tyler, 1989).
Los líquidos sinoviales con viscosidad alta (normal) no se esparcen bien en el fortis, y hace difícil la identificación celular. Para ello se recomienda mezclar en partes iguales, fluido sinovial con hialuronidasa (150 IU/ml) por lo menos 10 minutos. Esto hace al líquido más acuoso y da mayor facilidad para observar una buena morfología celular (Cowell y Tyler, 1989).

- Unas gotas se pueden depositar en un tubo estéril o en la misma jeringa, para cultivo bacteriano y sensibilidad o se inocula directamente en un medio de enriquecimiento como el thioglicolato como medio de transporte para su análisis microbiológico, (Morgan,1997) en caso de que el examen citológico sugiera un proceso infeccioso (Meyer,1998; Castañeda y Valadez, 1999; Nelson y Couto, 2000).
- El resto de la muestra en caso de obtenerse gran cantidad de líquido sinovial, puede colocarse en un tubo de ensayo que contenga EDTA (Nelson y Couto, 2000) (**Figura 17-16**) (Pedersen,1980).
- Si la muestra contiene sangre, se pone una parte del fluido en el tubo de ensayo con E.D.T.A. y la otra parte en el tubo sin anticoagulante.

El frotis también se puede realizar de igual forma que los frotis sanguíneos (para conteos diferenciales) y con la excepción que el portaobjetos esparcidor se coloca lentamente sobre la gota de líquido en el portaobjetos, el líquido se puede esparcir y la laminilla esparcidora se mueve lentamente hacia fuera de la gota. El líquido no debe extenderse hasta el final de la laminilla (Meyer,1998).

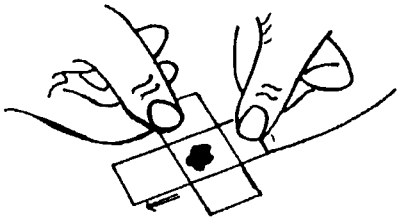


Figura 17-17. Confección de un extendido de líquido sinovial. Se coloca una gota de líquido sobre el portaobjetos. Un segundo porta se emplea para extender con suavidad el líquido empleando la técnica del frotis.

Errores de conservación de la muestra

Si se deja por varias horas, sobretodo en temperaturas templadas, puede resulta una vacuolización artificial de macrófagos y picnosis y cariorexis en todas las células nucleadas (Cowell y Tyler, 1989).

Complicaciones.

- Una preparación inadecuada de la piel del sitio de artrocentesis, puede resultar en la inoculación de la articulación o contaminación del especimen (Morgan,1997).
- El traumatismo intrasinovial ocasionado por la aguja al momento de la artrocentesis puede resultar en hemoartrosis o abrasión del cartílago articular si la técnica no es optima (Morgan,1997).
- Si no se tiene en cuenta las consideraciones anatómicas, se puede producir daño directo a vasos sanguíneo o nervios inducidos por la aguja (Morgan,1997).
- La contaminación de la muestra con hemorragia iatrogénica, requiere de realizar centesis en otra articulación o si se prefiere en la misma articulación deberá ser 48 horas después (Morgan,1997).

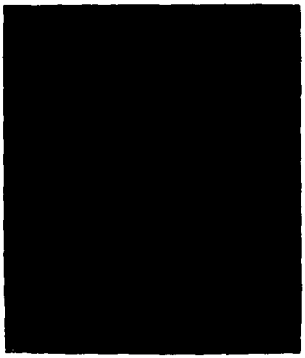


Figura 17-1. Artrocentesis empleando una aguja de calibre pequeño, acoplada a una jeringa de 3ml. Medicina interna de pequeños animales Nelson y Couto, 2000.

Figura 17-2. Abordaje anatómico de la **articulación escapulohumeral para la colección de líquido sinovial por su acceso lateral.** Colección y análisis del líquido sinovial en el perro Pedersen,1980.

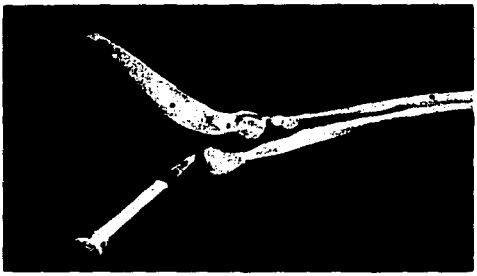


Figura 17-4. Abordaje anatómico de la articulación húmeroradioulnar para la colección del líquido sinovial. Colección y análisis del líquido sinovial en el perro Pedersen,1980.

Figura 17-6. Abordaje anatómico de la articulación radiocarpal para la colección de líquido sinovial Colección y análisis del líquido sinovial en el perro Pedersen,1980.

Figura 17-8. **Abordaje anatómico de la articulación intercarpal para la colección de líquido sinovial.** Colección y análisis del líquido sinovial en el perro Pedersen, 1980.

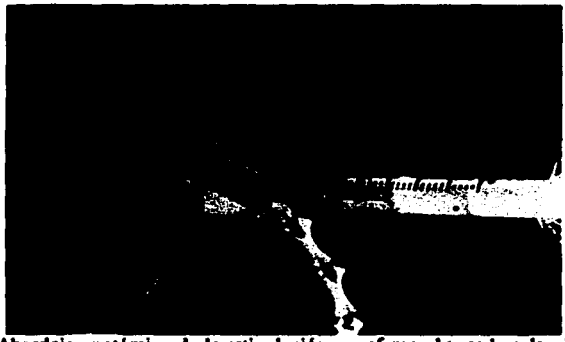


Figura 17-10. **Abordaje anatómico de la articulación coxofemoral para la colección de líquido sinovial** Colección y análisis del líquido sinovial en el perro Pedersen, 1980.

Figura 17-12. Abordaje anatómico de la articulación femorotibiorotuliana para la punción articular Colección y análisis del líquido sinovial en el perro Pedersen, 1980.

Figura 17-14. Abordaje anatómico de la articulación tibiocalcánea para la colección de líquido sinovial. Colección y análisis del líquido sinovial en el perro Pedersen, 1980.

Figura 17-16. Las muestras de líquido sinovial.
Tubo superior. Liquido sinovial con sangre. Liquido inflamatorio de una de las articulaciones del miembro posterior de un perro con poliartritis idiopática.
Tubo central. Fluido inflamatorio de color amarillo opaco obtenido de la articulación tibiocalcánea de un perro con lupus eritematoso. Nótese presencia de marcas de fibrina
Tubo inferior. Líquido sinovial normal de un perro. Fluido debe ser claro y muy viscoso. Colección y análisis del líquido sinovial en el perro Pedersen, 1980.

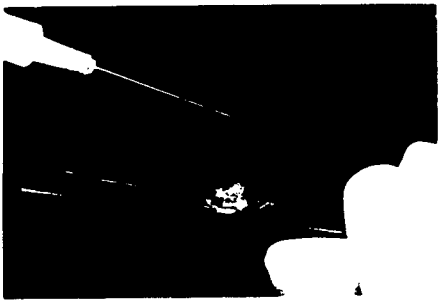


Figura 17-17. El líquido sinovial normal es transparente y viscoso.

Literatura citada

1. Abbott, Kevin.C. The renal biopsy in high risk patients with medical diseases of the kidney. Interdiciplinary conference of nephrology, radiology urology organ transplantation. Pediatrics and Pathology. December, 1998

2. Adam. com. Inc, Renal biopsy. www.adam.com/ency/article/003907.htm 1999

3. Alba, Hurtado. Fernando. Manual de prácticas de laboratorio de parasitología veterinaria. Facultad de Estudios superiores Cuautitlán. División de ciencias biológicas. Sección de ciencias de la salud animal. México. P. 21-28. 1994.

4. Allen, Sheila. W. Prasse, Keith.W. Cytologic Diagnosis of Neoplasia and Perioperative implementation. *Compendium on continuing education for the practicing veterinarian.* 8 (2):72-78, February 1986

5. Alvarez Berger, Francisco. Citología práctica en el diagnóstico del cáncer. Memorias Curso de oncología en pequeñas especies. Las Asociaciones de Médicos Veterinarios Especialistas en Pequeñas Especies y Los Colegios de Médicos Veterinarios Zootecnistas del Área Metropolitana de la Cd. De México. México D.F. p. 34 – 42. Julio 2001.

6. Anderson, Keith. A. LCM Pathologists. P.C. Service education rese. Mankato, MN and Sioux Falls http://www.lcmpath.com/cytology.html 2000.

7. Anderson, Neil. V. Veterinary Gastroenterology. Lea & Febiger, USA, Philadelphia, p. 56-57. 1980

8. Angeles, A.A. Biopsia por aspiración con aguja delgada, México: Angeles Editores, 1994.

9. Angunawela, Preethika. Diagnosis of Renal Transplant Rejection by Fine Needle Aspiration Cytology. *The Journal of clinical cytology and cytopathology.* ICC. www.acta-cytol.com 2000

10. August, John.R. Consultas en Medicina Interna Felina. Editorial Inter-Médica, Buenos Aires, Argentina, p. 77-80. 1993.

11. Bajter, JP. "Preparation of Optimal Bone Marrow Samples" Lab Med, 1979, 10:101-6 HealthGate. Com Diagnostic procedures. Bone Marrow Aspiration and Biopsy, 1999.

12. Barsanti, Jeanne. A. Finco, Delmar. R. Canine bacterial prostatitis. Osborne, Carl. A, Klausner, Jeffrey.S. Urinary tract infections The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice. 9 (4):685-687. November 1979

13. Barsanti, Jeanne. A. Finco, Delmar.R. Canine prostatic diseases. Johnson, Cheri.A. Reproduction and periparturient care. *The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice.* 16 (3) : 587- 599. May 1986

14. Bauer, Timothy. Thomas, William.P. Pulmonary diagnostic techniques. *The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice.* 13 (2) : 284 – 293 May 1983.

15. Bauer, Timothy. Thomas, William.P. R Lung Biopsy. Respiratory Medicine and Surgery. *The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice.* 30 (6): 1207-1225. November, 2000.

16. Bibbo, Marluce. Comprehensive cytopathology. 2nd edition Sunders Co. USA,. p. 511-512. 1997.

17. Birchard, Stephen. J, Sherding, Robert. G. Manual Clínico de Pequeñas Especies. Volumen I y II México DF. Mc Graw Hill. p. 222 –255 1996.

18. Bojrab, M. Joseph. Técnicas actuales en cirugía de pequeños animales. Cuarta edición, Ed. Intermedica. Colombia. P. 59-66. 2000.

19. Bovée, Kenneth. C. Canine Nephrology. Harwal publishing Co. p. 315-326. 1976

20. Boyce, H.W. Laparoscopy. In Schiff L and Schiff. E.: Diseases of the Liver, Edition 5. PP 333-348, 1982.

21. Carlotti, Didier Noël, Pierre Jasmin. Clinical Handbook on Canine Dermatology. Virbac. Part3 p.1-16 , 1999.

22. Castañeda.A, Graciela, Valadez, Pérez Juan Carlos. Toma, Conservación y envío de muestras para el laboratorio de análisis clínicos. Rangel, Rodríguez. Ignacio. Manual de Prácticas de Laboratorio Clínico. UNAM. FES- Cuautitlán, p. 1 – 25 1999.

23. Clinkenbeard, Kenneth.D. Características citológicas de las neoplasias malignas. E.U., Universidad del Estado de Oklahoma, p. 2-8 1997.

24. Coffin, Daud. L. Laboratorio clínico en medicina veterinaria. 4ª reimpresión La Prensa Médica Mexicana. México p. 318-319, 446-447. 1986.

25. Coles, Embert. H. Diagnóstico y patología en veterinaria. 4ª edición. Interamericana. México, p. 246-276 1989.

26. Cowell RL, Tyler RD Diagnostic cytology of the dog and cat. American Veterinary Publishers. Inc. Goleta, California USA. p. 1-11 1989.

27. Cowell RL, Tyler RD Diagnostic cytology of the dog and cat. California USA American Veterinary Publishers. Inc. Goleta. http://www.vetpathology.com/cytology.htm . 1989.

28. Dahlgren, Robert.R. Vaginal Cytology of the dog. Ralston Purina Research. Missouri, USA. 1980.

29. De Buen, Argüero. Nuria. Citología diagnóstica. Valero Elizondo, Germán, Valero Elizondo Guillermo, Morales Álvarez Francisco. Histopatología. Valero Elizondo, Germán Diagnóstico Veterinario. 2ª edición México DF. Sociedad Mexicana de Patólogos veterinarios. A.C.,. p. 63-65, 1997

30. De Buen, Argüero. Nuria. Citología Diagnóstica Veterinaria. Manual Moderno. JGH editores. México D.F. 2001.

31. Dorfman, Mark. Barsanti, Jeanne. Diseases of the canine prostate gland. Compendium on continuing education for the practicing veterinarian Vol17 No6 p. 791-806. June 1995.

32. Done,Stanley.H, Goody, Peter.C. Evans, Susan.A, Stickland, Neil.C. Atlas en color de Anatomía veterinaria. El perro y el gato. Harcourt Brace. España,1998.

33. Dutton, P and G.H. Balazs, Simple Biopsy Technique For Sampling Skin For DNA Analysis Of Sea Turtles. Marine Turtle Newsletter Vol.69:9-10. 1995

34. Edwards, D.F.: Blind percutaneous liver biopsy: A safe diagnostic procedure. Calif Vet. (April): 9-13, 1977.

35. Ettinger, Stephen. J Textbook of Veterinary Internal Medicine Diseases of the dog and cat. Saunders Company, 2nd edition USA, p.407 –410. 1983

36. Ferguson. H. Rodney. Canine Mammary Gland Tumors. Brown, Nancy. O. Clinical Veterinary Oncology. *The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice.* 15 (3): 505, May 1985.

37. Finn, J.Peter, Finn Pathologists. Liver biopsy techniques. www.vetpathology.com/getthe.htm 1999.

38. Forrester, S.Dru. Troy, Gregory. C. Pleural Effusions: Pathophysiology and diagnostic considerations. *Compendium on continuing education for the practicing veterinarian.* 10 (2), February, 1988.

39. Ford, Richard.B. Signos clínicos y diagnóstico en pequeños animales. Ed. Médica panamericana. Buenos Aires. p. 583. 1992.

40. García. A, Carlos Enfermedades de las vías respiratorias. México D.F. 1999.

41. García Alcaraz Carlos. Traumatismo torácico. Memorias de Simposium Sobre el manejo del paciente politraumatizado (parte I). Asociación Mexicana de Médicos Veterinarios Especialistas en Pequeñas Especies del Norte. (A.M.M.V.E.P.E.N) México D.F., p. 5 – 13 Febrero 2000

42. García Reina, Patricia B. Atlas de Histopatología. 1ª edición México, D.F. Editorial Progreso, p. 7. 1991

43. Gartrell, Carla. L, O'Handley, Patricia.A. Perry, Ruby. L. Canine Nasal Disease Part I. *Compendium on continuing education for the practicing veterinarian.* 17 (3): 323-326, March 1995.

44. Grant. A, Neuberger. J. Guidelines on the use of liver biopsy in clinical practice. Gut; 45(Suppl4):IV1-IV11 Internet: www. hepatitis-central.com/biopsy/guidelines/clinical.htm October, 1999.

45. Gross, Thomas. J. Imaging and biopsy techniques. Virtual hospital: Adult Pulmonary core curriculum: solitary pulmonary nodule. 2000. www.vh.org/Providers/TeachingFiles/PulmonaryCoreCurric/SPN/03Imaging.html

46. Hanh. Cytology Sampling Techniques: Getting the Diagnosis Dr. Hahn's Caring for Pets with Cancer. http://www.gulfcoastvetspec.com/oncology/y2k/fyi/_cytology.html 2000

47. Hoffman, Ernesto.O. Renal Pathology 2000, Patología Diagnóstica 2000. Louisiana state university health sciences center/ veterans affairs medical centrer new orleans. www.pathlgy.lsumc.edu/pathist/M_Dx%20services/handling-biopsy.htm 2000

48. Holt, Peter.E. Atlas en color de urología de pequeños animales. Mosby/Doyman libros. España. p. 33-48. 1996.

49. Hoskins, Johnny.D. Pediatría Veterinaria Perros y gatos. Interamericana McGrawHill. México p. 493-495. 1993.

50. Hubbard, Brad. S. Liver disease Feline Hepatic lipidosis. *Compendium on continuing education for the practicing veterinarian.* 14 (4):461-462 1992

51. Johnston, Shirley. D. Examination of the genital system. Bistner, Stephen. I. Physical Diagnosis. The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice. 11 (3): 545 – 551, August, 1981

52. Jones, Brent. D. Hitt, Mark. Hurst, Thomas Hepatic biopsy. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice.* 15 (1) p. 39- 65. January 1985.

53. Jongeward, Sandra J. Primary bone tumors. Brown, Nancy. O. Clinical veterinary oncology. *The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice.* 15(3): 620 – 622. May 1985.

54. Kerwin, Sharon. C. Hepatic Aspiration and biopsy techniques. Dimski, Dona.S. Liver Diseases. The Veterinary Clinics of North America. March 1995

55. Kirk, Robert.W Terapéutica Veterinaria de Pequeños Animales. XI. 1ª edición Mc. Graw Hill., p. 10 1994

56. Kohn, Barbara. Giger, Urs. Diagnostic approach to liver disease, Focus on gastroenterology. Updater on liver and pancreatic diseases. Simposium Waltham, ESCG, Congress Berlin. 1993.

57. Kristensen, Annemarie. T. Weiss, Douglas. J. Liver Citology in cases of canine and feline hepatic diseases. *Compendium on continuing education for the practicing veterinarian.* 12 (6): 797 – 808, June 1990.

58. Lewis, H.B., Rebar.A.H. Bone Marrow Evaluation in Veterinary Practice. Ralston Purina Company, Saint Louis Missouri. P. 1-8 1979.

59. Mascaró, José María. Diccionario terminológico de ciencias médicas. Undécima edición Barcelona España, Salvat Editores, 1974.

60. Meyer, D.J., Center, S.A. Approach to the diagnosis of liver disorders in dogs and cats. Thirthy-fifth annual gaines symposium. Liver diseases of small animals by Gaines Foods, Inc, *Compendium on continuing education for the practicing veterinarian* 8(12) : 880-887, December, 1986.

61. Meyer, Denny. J, Harvey, John.W. Veterinary Laboratory Medicine. Interpretation and Diagnosis. WB.Saunders Company, USA. P. 261-265 1998.

62. Moreira, Sergio.G. Surgical treatment of the infertile male. Fellow in male reproductive medicine and surgery. Digital urology journal. www.duj.com/article/Moreira.html. 2000.

63. Moreno Cardentti, Blanca. Manual de Prácticas de Necropsia Patología General, Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM, México D.F. p. 56-57 1993.

64. Morgan, Rhea.V. Brum, Douglas. E. Handbook of small animal practice. Saunders co. 3rd edition. USA, p. 17-32 1997.

65. Muller, George. H, Kirk, Robert.W. Small Animal Dermatology. 4th edition, W.B. Saunders Company, p. 143-149. 1989.

66. Nesbitt, Gene H. , Ackerman, Lowell.J. Dermatology for the small animal practitioner exotics, feline, canine. Fundamentals of dermatology diagnosis. USA. Pg. 24 –27 1991.

67. Núñez Ochoa, Luis Apuntes de Patología Clínica. México D.F UNAM FMVZ. p. 102-107 2000.

68. Nelson, Richard. W. Manual of Small Animal Internal Medicine. Ed. Mosby. USA p. 315 –319. 1999.

69. Nelson, Richard.W. Couto, C. Guillermo. Medicina interna de pequeños animales. Ed. Intermedica 2ª edición. Argentina p.1143 – 1146. 2000.

70. Nesbitt, Gene H. , Ackerman, Lowell.J. Dermatology for the small animal practitioner exotics, feline, canine. Fundamentals of dermatology diagnosis. USA. p. 24 –27 1991.

71. Núñez Ochoa, Luis Apuntes de Patología Clínica . Diplomado a Distancia de Medicina Veterinaria y Zootecnia en Perros y Gatos. FMVZ C.U. México D.F. p. 102-107 2000.

72. Ogilvie,Gregory K Moore, Antony S. Managing the veterinary cancer patient A practice manual. Designed and published by veterinary learning systems, USA p. 1- 5 1996.

73. Osborne,C.A. Clinical evaluation of needle biopsy of the kidney and its complications in the dog and cat. J. Am. Vet Med Assoc. 158 :1213, 1971.

74. Pratt, Paul.W. Principles and practice of veterinary technology. Ed. Mosby, St. Louis Missouri. p. 210-219 1998.

75. Pedersen, Niels. C. Colección y análisis del líquido sinovial en el perro. Gaceta Purina. California, p. 2-7. 1980.

76. Rangel Rodríguez. Ignacio Carlos. Procedimientos citológicos. Valdivia A. Guillermo. Citología Diagnóstica en Pequeñas Especies. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. Febrero. P.42 - 50. 1996.

77. Rangel Rodríguez Ignacio Citopatología Apuntes de Laboratorio Clínico México D.FUNAM, FES-Cuautitlán. 1999.

78. Rangel Rodríguez. Ignacio Carlos. Toma de muestras cito-histopatológicas. Memorias Curso de oncología en pequeñas especies. Las Asociaciones de Médicos Veterinarios Especialistas en Pequeñas Especies y Los Colegios de Médicos Veterinarios Zootecnistas del Área Metropolitana de la Cd. De México. México D.F. p. 43 – 52. Julio 2001.

79. Ramírez, M.A. Diagnóstico de los principales padecimientos neoplásicos cutáneos y subcutáneos en canideos utilizando biopsias por aspiración y su correlación histopatológica (Tesis de licenciatura) México: FES Cuautitlán. UNAM, 1995.

80. Rapson, Dilys. Bone marrow biopsy. 2000.
http://meds.queensu.ca/medicine/deptmed/hemonc/rapson/dilysmarrow/

81. Rebar,A.H. Handbook of Veterinary cytology. Ralston Purina, USA. p. 2-14 1977

82. Rinaldis, Andrew. Liver Biopsy. A procedure performed to obtain a specimen of liver tissue. Hepatitis home page geocites.com/HotSprings/3982/testbiopsy.htm 1999.

83. Rogers, Kenita.S. Wantschek, Leslie. Lees, George.E. Diagnostic Evaluation of the canine prostate. Compendium on continuing education for the practicing veterinarian Vol 8. No11 p. 799- 811 November, 1986.

84. Rogers, Kenita. S. Canine and Feline Lymph Nodes. Part II. Diagnostic evaluation of lymphadenopathy. *Compendium on continuing education for the practicing veterinarian* 15(11) : 1493-1501. November, 1993.

85. Rosete Becerril Lucía S. Evaluación de la Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF) en el diagnóstico de los padecimientos neoplásicos de la Glándula Mamaria en canideos.(tesis de licenciatura) México: F.E.S. Cuautitlán UNAM p13-15 1998.

86. Schofield, Deb. Renal Biopsy a primer. American Society of pediatric neprhology. Children's hospital and regional medical center. http://nephrology.users.4.5megs.com 2000.

87. Seager, S.W.J. Practical guidelines for semen collection and artificial insemination of dogs. Research, Purina. 1977.

88. Slatter, Dogulas .H. Texto de cirugía de los pequeños animales. Tomo I y II. Salvat Editores. P. 2463-2474. 1989.

89. Slatter, Douglas. H. Manual de cirugía en pequeñas especies. Mc Graw Hill Interamericana. Saunders Company. México p. 783-787. 1995.

90. Stone, Elizabeth A.. Biopsy: Principles, technical considerations, and Pitfalls. Gilson, Stephen.D. Surgical Oncology *The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice.* 25 (1): 33 – 45. January 1995.

91. Trigo, Tavera. Francisco.J. Patología Sistémica Veterinaria. Mc Graw Hill. México, p. 192-197. 1998.

92. Theilen, Gordon H. Madewell, Bruce.R. Veterinary Cancer Medicine. Lea & Febiger, Philadelphia. p. 296 – 299. 1979.

93. Valero Elizondo, Germán, Valero Elizondo Guillermo, Morales Álvarez Francisco. Histopatología. Valero Elizondo, Germán. Diagnóstico Veterinario. 2ª edición México DF. Sociedad Mexicana de Patólogos veterinarios. A.C.,. p. 51-59, 63-65 1997.

94. Vivesi, Corrons. Jon Lluís, Aguilar. Joseph Lluís, Bascompte. Manual de técnicas de laboratorio en Hematología. Salvat Editores. Barcelona, España. P. 107-114, 179-181. 1990.

95. Weber, Paul.J. The all-important skin biopsies. http://www.skincancerinfo.com/sectionb/biopsy.html

96. Welch, Fossum. Theresa. Small Animal Surgery. Mosby. St Louis Missouri. p.1016 - 1017, 1997.

97. Wilkinson, George.T. Harvey, Richard.G. Atlas en color de Dermatología de pequeños animales 2ª edición Mosby/ Doyme Libros. España p. 48-49. 1996.

98. Willard, Michael.D. Tvedten, Harold. Turnwald, Grant.H. Small Animal Clinical Diagnosis by laboratory methods. Saunders company 2nd edition. P. 195, 273 - 277. 1989.

99. Witthrow, Stephen. J. Surgical Management of Cancer. Mc Ewen,E.Gregory, Clinical Veterinary Oncology. *The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice.*, 7 (1): 14-18 February 1977.

100. Wolf, Alice M. Sampling feline bone marrow. Easier than you think. Feline Medicine Symposium. Waltham in association with the North American Veterniary Conference. Texas, p. 62-64. 1999.

101. Zaret, Barry. L. Skin Biopsy. Yale University School of Medicine Patient's Guide to Medical Tests. Web MD. Canada University School of Medicine and G. S. Sharpe. Canadá, 1997.

102. Zisman, A. Leibovici.D. Siegel Yi. Lindner. A. Complications and quality of life impairment after ultrasound guided prostate biopsy- a prospective study. Selected abstracts from American Urological Association annual meeting. www. prostatitis-org/biopsy.htm

Internet

103. www.mylifepath.com . Skin biopsy. Health and Wellness Networks provided by One Body,Inc. California. 2000.

104. Vetcutis , 2000 INTERNET: http://www.vetcutis.freeserve.co.uk/vetcutis/skin1.htm

105. Biopsy, Student Health Service San Francisco, State University E.U. 2000.

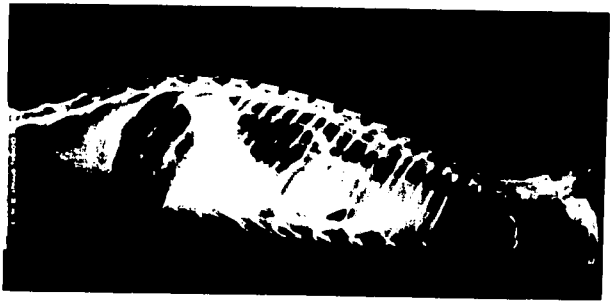
106. http://web.vet.cornell.edu/public/popmed/clinpath/cplPage/bonemarrow.html

107. www.medicinenet.com Shield, William, 2000.

ANEXOS
APLICACIÓN CLÍNICA.

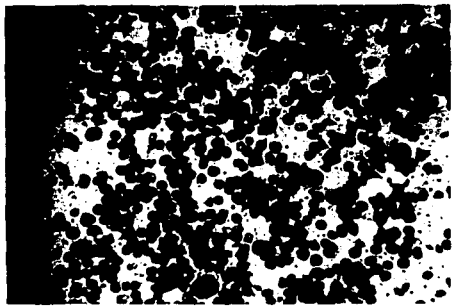
Anexo 1.

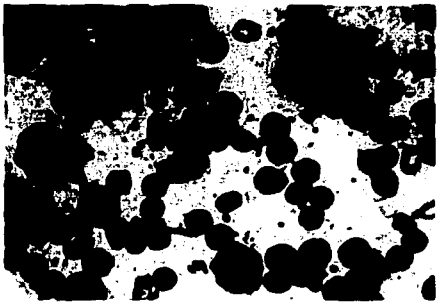
Hurón. 3 años, diseña, anorexia, depresión, baja de peso.
Radiografía, tórax con presencia de líquido en cavidad torácica.
Método diagnóstico: Toracocentesis. Se obtiene fluido acuoso sanguinolento.
Diagnóstico histopatológico e histopatológico: Linfoma tímico.



Placa radiográfica donde se observa presencia de líquido en cavidad torácica.

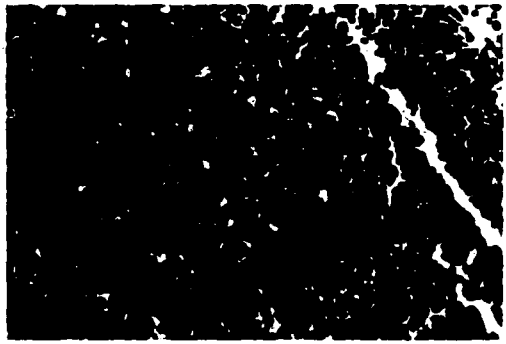
Toracocentesis, con obtención de líquido sanguinolento.





Citopatología del líquido obtenido donde se observa la presencia de células linfoides con características de malignidad correspondientes a linfoma. 40x y 100x.

Necropsia. Se observa la presencia del linfoma tímico en la porción craneal de la cavidad torácica.



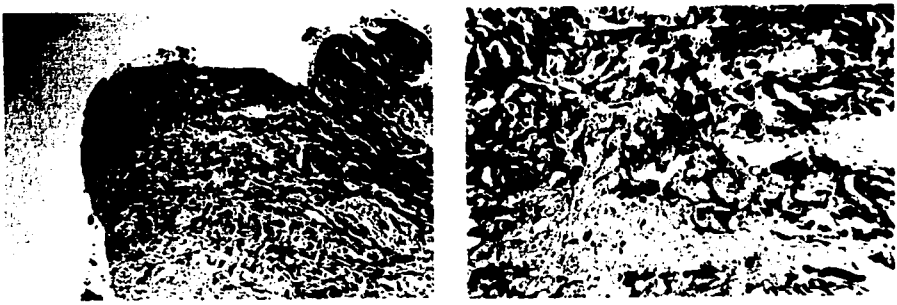
Histopatología. Linfoma tímico. 40x.

Anexo 2.

Canino, Poodle miniatura. Color negro.
Signología: Sangrado oral,
Exploración física: Presenta abultamiento en cavidad oral en paladar duro de lado izquierdo que se extiende sobre la encía tanto interna como externa del molar superior del mismo lado, de coloración negruzca de 5 cm de diámetro.
Método diagnóstico: Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF).
Diagnóstico citopatológico e histopatológico: Melanoma poco diferenciado.

Melanoma en cavidad oral

Melanoma, citopatología por BAAF.

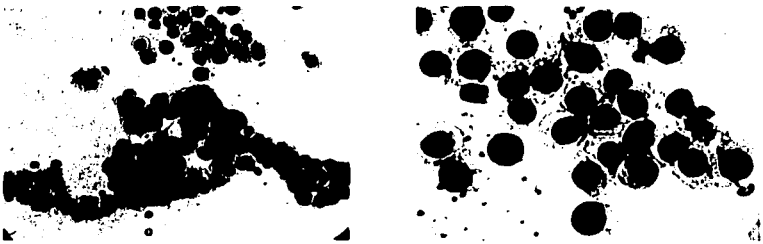


Histopatología. Melanoma. en 40 y 100x.

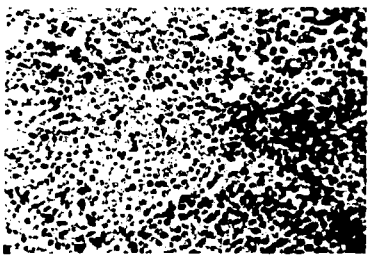
Anexo 3.

Canino, Labrador chocolate, macho, 5 años, 30 kg.
Signología y exploración física: Abultamiento en el glande del pene de 7cm de diámetro en forma de coliflor, de consistencia friable, cuya superficie presenta líquido sanginolento.
Método diagnóstico: Impronta directa sobre el sitio de lesión.
Diagnóstico histopatológico e histopatológico: Tumor venéreo transmisible. (T.V.T.)

Tumor venéreo transmisible en el pene de labrador macho, de 3 años de edad.



Citopatología. Tumor venéreo transmisible (T.V.T.) 40x y 100x.



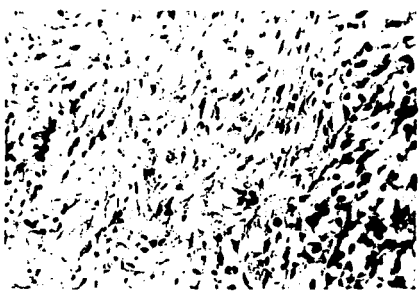
Histopatología.
Tumor venéreo transmisible 40x.

Anexo 4.

Canino viejo pastor inglés, macho, 3 años, 34 kg.
Signología y exploración: El paciente se presenta por claudicación del miembro anterior izquierdo, presenta una área de inflamación en el antebrazo de 9 cm de diámetro de consistencia dura y firme. A la palpación no hay presencia de dolor
Radiografía. A la radiografía se observa la presencia de lisis ósea en la región de la epífisis distal del radio, con inflamación del tejido blando.
Diagnóstico citopatológico e Histopatológico: Osteosarcoma.

Imagen Radiográfica. Osteosarcoma vista lateral y dorso- palmar.

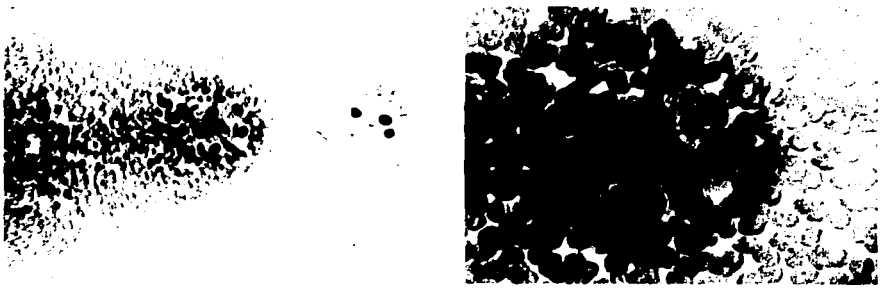
Citopatología. Osteosarcoma. 100x



Histopatología. Osteosarcoma 40x.

Anexo 5.

Canino, Labrador miel, 9años, 24kg.
Signología: Disquexia, baja de peso, anorexia ligera.
Exploración física: Prostatomegalia simétrica, sin dolor a la palpación rectal, poca dificultad para orinar.
Método diagnóstico: Biopsia por aspiración con aguja fina (BAAF) técnica transrectal.
Citopatología: Sobre un fondo de escasos eritrocitos y polimorfonucleares, se observan pequeños acúmulos de células epiteliales todas del mismo tamaño, los núcleos de forma esférica mismo tamaño entre sí, cara abierta, con cromatina fina, un solo nucleolo bien redondeado y una relación núcleo citoplasma de 3:1.
Diagnóstico citopatológico: Hiperplasia prostática.



Citopatología. Hiperplasia prostática 40x y 100x.