



Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales

Nick Bexfield

EDICIONES

 BSAVA
BRITISH SMALL ANIMAL
VETERINARY ASSOCIATION



Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales







Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales

Nick Bexfield

Karla Lee

(Eds.)





Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales

Título Original: *BSAVA Guide to Procedures in Small Animal Practice*

Publicado por British Small Animal Veterinary Association (BSAVA)
Woodrow House, 1 Telford Way,
Waterwells Business Park, Quedgeley,
Gloucester GL 2 2AB

Supervisión de la colección: Dr. Santiago Lavín González

Catedrático de Medicina y Cirugía Animal
Facultad de Veterinaria, Universidad Autónoma de Barcelona

Traducción y revisión de la edición española: Dra. Rafaela Cuenca Valera

Profesora Titular de Medicina y Cirugía Animal.
Facultad de Veterinaria, Universidad Autónoma de Barcelona

Diseño de la cubierta: Oriol Miró

Maquetación: Cristina Payà (www.sbeditorialdesign.com)

Corrección: Dionisio Rodríguez

© 2008 by BSAVA, ISBN 978 1 905319 17 6

© 2013 de la edición española: Ediciones S

Reservados todos los derechos.

No está permitida la reproducción total o parcial de este libro, ni su tratamiento informático, ni la transmisión de ninguna forma o por cualquier medio, ya sea electrónico, mecánico, por fotocopia, por registro u otros medios sin el permiso previo y por escrito de los titulares de los derechos de autor.

ISBN: 978 84 87736 78 0

Depósito Legal: B-11791-2013

Printed in Spain. Impreso en España.

Dirección comercial:

EDICIONES S

Editorial Sastre Molina, S.L.

Avda. Fabregada, 69-73

08907 L'Hospitalet de Llobregat (Barcelona) España

Teléfono: +34 93 260 19 19 / Fax: +34 93 260 19 18

E-mail: comercial@serviciouniversidad.es





C CONTENIDOS

Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales

Prólogo	IX
Prefacio	XI
Lista de abreviaturas	XIII
A	1
Abdominocentesis	1
Administración de oxígeno nasal.....	3
Anafilaxia – tratamiento de urgencia.....	5
Aplicación de vendajes rígidos	6
Artrocentesis.....	10
Aspiración con aguja fina.....	12
Aspiración de médula ósea.....	15
B	19
Biopsia de piel – biopsia en sacabocados	19
Biopsia ósea – aguja	21
Biopsia tisular – con aguja gruesa.....	23
Broncoscopia	25
C	29
Cabestrillo Ehmer.....	29
Cistocentesis.....	31
Colocación de un catéter intravenoso – (a) venas periféricas	33
Colocación de un catéter intravenoso – (b) vena yugular (técnica modificada de Seldinger).....	36
Colocación de una sonda de toracotomía – (a) sonda trocar	39
Colocación de un tubo de toracotomía – (b) guiado por cable de pequeño calibre.....	42
Colocación de una cánula intraósea	45
Colocación de una sonda de esofagostomía.....	47
Colocación de una sonda de gastrotomía – (a) endoscópica	51
Colocación de una sonda de gastrotomía –(b) quirúrgica.....	55
Colocación de una sonda nasoesofágica	57



Convulsiones – protocolo de urgencia	59
D	63
Descompresión gástrica – (a) intubación orogástrica.....	63
Descompresión gástrica – (b) aguja percutánea	64
E	67
Electrocardiografía.....	67
Endoscopia del tracto gastrointestinal – (a) superior	70
Endoscopia del tracto gastrointestinal – (b) inferior.....	73
Estudios con bario del tracto gastrointestinal – (a) esófago.....	76
Estudios con bario del tracto gastrointestinal –(b) estómago e intestino delgado	77
Estudios con bario del tracto gastrointestinal –(c) intestino grueso	79
Examen cardiorrespiratorio.....	81
Examen de la Piel/Pelo	88
Examen neurológico	93
Examen oftalmológico	101
Examen ortopédico.....	106
Extracción de líquido cefalorraquídeo – (a) cisterna cerebelomedular.....	109
Extracción de líquido cefalorraquídeo – (b) cisterna lumbar	112
Extracción de sangre – (a) arterial	114
Extracción de una muestra de sangre – (b) venosa.....	116
L	121
Lavado broncoalveolar	121
Lavado endotraqueal.....	123
Lavado peritoneal diagnóstico.....	125
Lavado prostático	127
Lavado transtraqueal	129
Luxación de cadera – reducción cerrada.....	131
Luxación del codo – reducción cerrada	133
M	137
Medición de la presión sanguínea – (a) directa.....	137
Medición de la presión sanguínea – (b) indirecta	140
Medio de contraste de Bario	142
Medios de contraste yodados	144
Miringotomía.....	146
N	149
Necesidades energéticas en reposo.....	149



O	151
Otoscopia.....	151
 P	153
Pericardiocentesis.....	153
Preparación aseptica – (a) procedimientos no quirúrgicos	156
Preparación aseptica – (b) procedimientos quirúrgicos.....	158
Prueba de compresión tibial.....	161
Prueba de hemoaglutinación.....	162
Prueba de la fluoresceína.....	163
Prueba de la respuesta a la ACTH.....	164
Prueba de Ortolani	166
Prueba de privación de agua	167
Prueba del cajón craneal	170
Prueba lacrimal de Schirmer	171
Prueba de supresión con dexametasona – (a) dosis baja.....	173
Prueba de supresión con dexametasona – (b) dosis alta	174
 R	177
Realización de una extensión sanguínea	177
Reanimación cardiopulmonar–cerebral.....	179
Recogida de semen – (a) perros.....	187
Recogida de semen – (b) gatos: vagina artificial	188
Recogida de semen – (c) gatos: electroeyaculación	189
Recuento de plaquetas	190
Rinoscopia.....	191
 S	197
Sondaje uretral – (a) perro macho.....	197
Sondaje uretral – (b) perra	199
Sondaje uretral – (c) gato macho	202
Sondaje uretral – (d) gata.....	204
 T	207
Tiempo de coagulación.....	207
Tiempo de sangrado de la mucosa bucal	208
Toracocentesis – aguja	209
Transfusión sanguínea – (a) recogida.....	212
Transfusión sanguínea – (b) prueba de reacción cruzada	216
Transfusión sanguínea – (c) tipificación	219
Transfusión sanguínea – (d) administración	221
Traqueotomía	224



U	229
Uretrografía retrógrada/vaginouretrografía	229
Urianálisis	231
Urografía intravenosa	234
Urohidropulsión uretral retrógrada – (a) perro macho	236
Urohidropulsión uretral retrógrada – (b) gato macho	238
 V	241
Vendaje acolchado suave	241
Vendaje de Velpeau	243
Vendaje rígido en espiga	245



P ROLOGO

Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales

Es para mí un enorme placer presentarles la primera edición de la *Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales*.

No tengo ninguna duda de que este será un libro de enorme valor práctico para todos los veterinarios. El concepto es sencillo. Se trata de una guía que proporciona un acceso rápido a la información deseada sobre las técnicas que se realizan con frecuencia en la práctica clínica. Y, lo que es crucial, diseñada de forma que asegure el acceso rápido y fácil en el ambiente de prisas y exigencias de la clínica de pequeños animales. Si quiere «refrescar» rápidamente o realizar una punción abdominal o recordar los protocolos para llevar a cabo pruebas diagnósticas de endocrino, la *Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales* está diseñada para que encuentre exactamente lo que quiera, cuando quiera. Rápida. Segura. Digna de confianza.

El equipo humano que hay tras esta nueva guía ha trabajado muchísimo para asegurarse de que la guía se ajusta a las necesidades de los veterinarios muy ocupados, pero que necesitan confiar de forma absoluta en la información que tienen delante. Todos ellos han realizado un trabajo verdaderamente excepcional y estoy seguro de que ustedes estarán, como lo estoy yo, impresionados con esta guía.

Nick Bexfield y Karla Lee, editores de esta edición inaugural, deben estar tremadamente orgullosos de la nueva guía. De la misma manera, el equipo editorial de la BSAVA ha hecho un gran trabajo y me gustaría felicitarles a todos ellos.

Estoy seguro de que de la *Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales* llegará a ser «imprescindible» en todas y cada una de las buenas clínicas de pequeños animales y, en realidad, ¡en el bolsillo del abrigo de todos los miembros de la BSAVA! Evidentemente, haber sido diseñada exclusivamente para nuestros miembros es otro de los beneficios de pertenecer a la BSAVA.

Richard Dixon BVMS PhD CertVR MRCVS
BSAVA President 2009-2010





P REFACIO

Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales

Es un gran placer para nosotros presentarles la primera edición de la *Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales*. Nuestra principal finalidad era crear un libro dedicado a las técnicas diagnósticas y terapéuticas que se realizan de forma rutinaria en la práctica clínica de pequeños animales con el objetivo de proporcionar una guía práctica, paso a paso, para realizar estas técnicas. Además, esta guía incluye también secciones sobre el examen clínico de los principales sistemas corporales y protocolos para gestionar determinadas urgencias, incluyendo la anafilaxia y las convulsiones.

La mayoría de las técnicas que contiene la guía tienen su origen en la biblioteca de publicaciones de la BSAVA. Sin embargo, todas ellas se han adaptado para centrar la atención en los aspectos técnicos del procedimiento y para incluir consejos y sugerencias que nosotros mismos encontramos útiles. Cada técnica incluye también indicaciones y contraindicaciones, una lista del material necesario para realizarla y las posibles complicaciones. Las técnicas para la recogida de muestras contienen, además, secciones breves del manejo de las mismas. Cuando es necesario, se incluyen, además, fotografías y otras imágenes explicativas.

La *Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales* se centra en los procedimientos técnicos; por ello, se debe utilizar junto con otras fuentes de información para la interpretación de los resultados de las pruebas diagnósticas. A lo largo de la guía se han incluido detalles de los manuales BSAVA relevantes, donde se puede encontrar información adicional.

Nuestro agradecimiento a los autores de las publicaciones BSAVA, de las que se ha extraído gran parte del material que aparece en esta guía, y también a nuestros profesores y colegas, que han sido fuente de consejos y sugerencias. Debemos también expresar nuestro agradecimiento al equipo de publicación de BSAVA por su ayuda editorial y administrativa. Marion Jowett merece especial atención por su entusiasmo, paciencia y atención con los detalles. Asimismo, nuestro agradecimiento a Samantha Elmhurst por sus cuidadosas ilustraciones.

Esperamos haber creado una guía verdaderamente útil que proporcione una referencia válida y duradera a los veterinarios, enfermeras veterinarias y estudiantes.

Nick Bexfield y Karla Lee
Diciembre 2009





L ISTA DE ABREVIATURAS

ACD	Ácido citrato dextrosa
ACTH	Hormona adrenocorticotropa
BAL	Lavado broncoalveolar
BMBT	Tiempo de sangrado de la mucosa bucal
CCL	Ligamento cruzado craneal
CNS	Sistema nervioso central
CPD	Citrato fosfato dextrosa
CPDA	Citrato fosfato dextrosa adenina
CPCR	Reanimación cardiopulmonar – cerebral
CSF	Líquido cefalorraquídeo
CT	Tomografía computerizada
DPL	Lavado peritoneal diagnóstico
DV	Dorsoventral
ECG	Electrocardiografía
EDTA	Ácido etilén diamino tetracético
ET	Endotraqueal
GI	Gastrointestinal
HAC	Hiperadrenocorticismo
i.m.	Intramuscular
i.v.	Intravenoso
LMN	Neurona motora inferior
MRI	Resonancia magnética
PCV	Valor hematocrito
RER	Requerimientos energéticos en reposo
UMN	Neurona motora superior
VD	Ventrodorsal





A

Guía de procedimientos habituales en la clínica de pequeños animales

A
B
C
D
E
F
G
H
I
J
K
L
M
N
O
P
Q
R
S
T
U
V
W
X
Y
Z

■ Abdominocentesis

Indicaciones/Uso

- Obtener líquido abdominal con finalidad diagnóstica en casos de efusión abdominal.

Contraindicaciones

- Coagulopatía.
- Distensión acentuada de una víscera abdominal.
- Organomegalia grave.

Material

- Como el que se requiere para la **Preparación aséptica – (a) procedimientos no quirúrgicos**.
- Agujas hipodérmicas:
 - Perros: 21 G; 1 a 1,5 pulgadas.
 - Gatos: 23 G; ¾ pulgada.
- Jeringa de 5 ml.
- Tubos de recogida estériles con EDTA y sin anticoagulante.
- Portaobjetos.

Preparación y colocación del paciente

- La sedación puede ser necesaria.
- El paciente se debe colocar en decúbito lateral derecho.
- Puede que sea necesario vaciar la vejiga del paciente mediante expresión manual o **sondaje uretral** para reducir el riesgo de una cistocentesis accidental.
- Se lleva a cabo una **Preparación aséptica – (a) procedimientos no quirúrgicos** en un área de aproximadamente 10 cm × 10 cm, centrada en el ombligo, y se coloca un paño quirúrgico fenestrado.

Técnica

- La abdominocentesis se realiza utilizando una punción única o un abordaje en cuatro cuadrantes. En pacientes con efusiones más pequeñas se puede incrementar la posibilidad de obtener líquido, haciendo una aspiración ecoguiada.
- El lugar para la abdominocentesis única es un punto situado, aproximadamente, a 1 cm lateral y a la derecha de la línea media ventral y a 1-2 cm caudal al ombligo (cuadrante caudal derecho).



A

B

C

D

E

F

G

H

I

J

K

L

M

N

O

P

Q

R

S

T

U

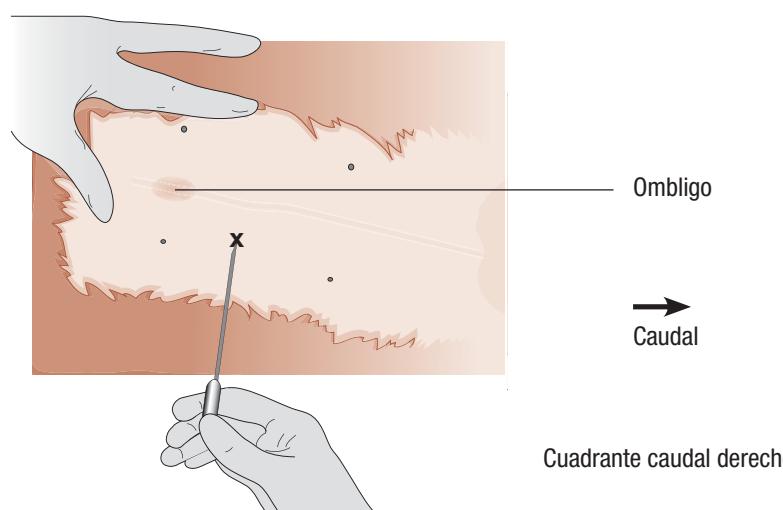
V

W

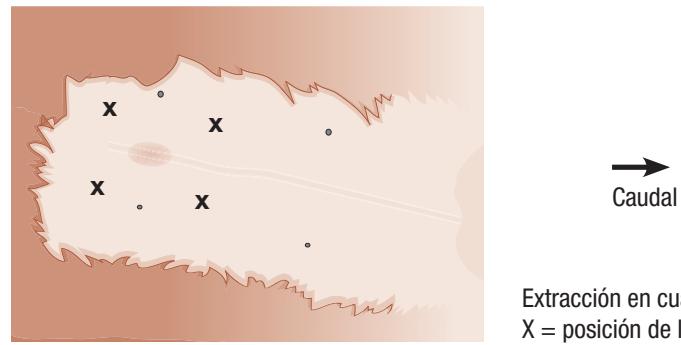
X

Y

Z



- La aguja se debe insertar sin estar acoplada a la jeringa. Una aguja abierta es mucho más probable que genere un flujo de líquido, puesto que ya la succión con una jeringa atraerá el omento o las vísceras a la aguja.
1. Inserte la aguja a través de la piel y la pared abdominal, y gírela ligeramente para fomentar el flujo de líquido.
 2. Permita que el líquido salga gota a gota y recójalo en el tubo de recogida.
 3. Si tras 1 minuto no se obtiene líquido, aplique una ligera presión negativa con la jeringa de 5 ml.
 4. Si todavía no se obtiene líquido, repita el procedimiento en otros tres lugares: craneal derecho, craneal izquierdo (riesgo de penetración esplénica) y caudal izquierdo.



5. Si todavía hay una sospecha de líquido abdominal, se puede realizar un **lavado peritoneal diagnóstico**.

Manejo de la muestra

- Coloque parte del líquido en un tubo con EDTA para realizar el recuento total de células nucleadas y la citología.



- Coloque otra parte del líquido en un tubo sin anticoagulante para determinar las proteínas totales y cualquier otra prueba bioquímica o serológica.
- Si fuera necesario, se puede remitir una parte de la muestra en un tubo estéril sin anticoagulante para realizar un cultivo bacteriológico.
- Haga varias extensiones frescas, secadas al aire (sin teñir).

Posibles complicaciones

- Aspiración de sangre: si se aspira sangre, detenga la extracción, coloque la sangre en un tubo de cristal y observe si se forma un coágulo. La sangre procedente de la cavidad abdominal –por ejemplo, las efusiones hemorrágicas– no coagulará, mientras que la sangre de un vaso o de un órgano **sí lo hará**. Si persiste el sangrado, se debe aplicar presión abdominal mediante compresión manual o vendaje presivo.
- Punción del tracto gastrointestinal: si se obtiene un líquido sugestivo de contenido gastrointestinal, indica que se ha perforado el mismo; se debe sellar, por tanto, cualquier orificio cuando se retire la aguja. El paciente se debe controlar por si se desarrolla una peritonitis.
- Drenaje continuado tras la retirada de la aguja: en aquellos animales que tienen efusiones grandes, el orificio de centesis puede continuar drenando líquido. Si esto ocurre, se puede aplicar un vendaje compresivo.



Ver el *Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales* para la interpretación de resultados del análisis del líquido.

A
B
C
D
E
F
G
H
I
J
K
L
M
N
O
P
Q
R
S
T
U
V
W
X
Y
Z

■ Administración de oxígeno nasal

Indicaciones/Uso

- Pacientes que necesiten oxígeno durante varios días.
- Pacientes que no toleren una máscara de oxígeno.
- Pacientes que sean demasiado grandes como para poder tener cabida en una cámara de oxígeno.

Contraindicaciones

- Las concentraciones de oxígeno inspirado pueden no ser lo suficientemente altas para animales muy hipóxicos, en particular si respiran por la boca. En animales muy hipóxicos se pueden utilizar líneas nasales bilaterales de oxígeno.
- No es útil para animales braquiocefálicos o para pacientes con enfermedad o dolor facial.

**A****B****C****D****E****F****G****H****I****J****K****L****M****N****O****P****Q****R****S****T****U****V****W****X****Y****Z**

Material

- Catéter de goma/sonda de alimentación de polietileno suave: perros grandes: 5-10 Fr, dependiendo del tamaño del animal; 5 Fr en gatos y en perros de menos de 5 kg.
- Cánulas nasales.
- Anestésico local tópico.
- Lubricante acuoso estéril (como K-Y gelatina).
- Material de sutura no absorbible, aguja y portaagujas.
- Pegamento de tejidos.
- Cinta adhesiva de 25 mm de ancho.
- Sistema de administración de oxígeno.
- Humidificador (recipiente lleno con agua destilada).
- Collar Isabelino.

Preparación y colocación del paciente

- Se realiza normalmente con el animal consciente, aunque aquellos animales de carácter rebelde pueden beneficiarse de una sedación ligera.
- El paciente se coloca en decúbito esternal o sentado.
- Aplique varias gotas de anestésico en una de las fosas nasales y espere aproximadamente 10 minutos antes de insertar el catéter.

Técnica

Catéter nasal

1. Mida la distancia desde las fosas nasales al canto medial del ojo y haga una marca de esta longitud en el catéter.
2. Tras la desensibilización de la fosa nasal con el anestésico tópico, inserte suavemente el catéter lubricado en la fosa en dirección ventromedial (hacia la base de la oreja opuesta) y hágalo avanzar hasta la marca realizada. El plano nasal se puede empujar dorsalmente para dirigir la sonda ventralmente.
3. Una vez está el catéter en su lugar, se ha de contornear alrededor del pliegue alar y suturarlo o pegarlo en el lado de la cara. Para realizar la colocación más segura, se debe colocar una sutura tan próxima a la unión nasocutánea como sea posible.
4. Fije el catéter nasal a un sistema de administración de oxígeno con una frecuencia de flujo de 100-200 ml/kg/minuto.
5. Humidifique el oxígeno, haciéndolo burbujeante a través de una cámara llena con agua destilada.
6. Coloque un collar Isabelino.

Cánulas nasales

- Algunos animales se pueden manejar mejor utilizando cánulas nasales bilaterales que penetran 1 cm o menos en la cavidad nasal.



- Utilizando este tipo de sistema, se pueden alcanzar concentraciones de oxígeno inspirado del 30-50 %, aunque el jadeo probablemente limita la efectividad de las cánulas.

Posibles complicaciones

- Un tratamiento a largo plazo con altas concentraciones de oxígeno (F_iO_2 mayor de 0,6 durante más de 12 horas o antes con ventilación asistida) se puede asociar a un daño pulmonar ('toxicidad por oxígeno'). Aunque poco frecuente, se deben hacer todos los esfuerzos por disminuir la F_iO_2 en pacientes críticamente enfermos.
- Estornudos y desprendimiento del catéter o de las cánulas.
- Es frecuente la secreción nasal, aunque no es clínicamente significativa.



En los manuales *Manual de anestesia y analgesia en pequeños animales* y en el *Manual de urgencias y cuidados intensivos en pequeños animales* se puede encontrar información adicional sobre la administración de oxígeno suplementario, incluyendo el uso de máscaras y cámaras de oxígeno.

A
B
C
D
E
F
G
H
I
J
K
L
M
N
O
P
Q
R
S
T
U
V
W
X
Y
Z

Anafilaxia – tratamiento de urgencia

Identificación

La anafilaxia es una reacción alérgica grave, caracterizada por una dilatación venosa y arteriolar, así como una permeabilidad capilar incrementada que origina una disminución del retorno venoso, una hipotensión y una hipovolemia. Los síntomas de un choque hipovolémico se pueden asociar a lo siguiente:

- Angioedema: frecuentemente da lugar a una inflamación de la cara y de la parte distal de los miembros, pero puede incluir también una inflamación faríngea y laringea.
- Broncoespasmo.
- Prurito.
- Urticaria: habones o ronchas cutáneas.
- Vómitos.

Procedimiento

1. Establecer y mantener una vía de aire: intubar si es necesario.
2. Comprobar la respiración del animal: si hay disnea sin obstrucción de las vías aéreas, administrar oxígeno al 100 % a través de una máscara sin recirculación.
3. Colocar un **catéter intravenoso** de gran tamaño.



A

B

C

D

E

F

G

H

I

J

K

L

M

N

O

P

Q

R

S

T

U

V

W

X

Y

Z

4. En casos de amenaza de muerte se debe administrar adrenalina (0,02 mg/kg lentamente i.v. o en la tráquea, a través de un tubo endotraqueal, si no está disponible el acceso intravenoso). Se requiere un control continuo del estado cardiovascular debido a las arritmias inducidas por la adrenalina y la hipertensión, y para comprobar la respuesta al tratamiento.
5. Tratar el choque hipovolémico con fluidoterapia intravenosa.
La fluidoterapia se debe ajustar al individuo y determinarse por un control cardiovascular y respiratorio continuo del paciente para alcanzar y mantener la estabilidad cardiovascular. Como guía, inicialmente se pueden necesitar bolos de cristaloïdes (90 ml/kg/h en un perro y 60 ml/kg/h en un gato). Durante la estabilización inicial pueden ser también necesarios bolos suplementarios de coloides (10 ml/kg/h para un perro y 6 ml/kg/h para un gato). La terapia de mantenimiento puede requerir el uso combinado de cristaloïdes y coloides, debido a las continuas pérdidas de líquidos en el intersticio.
6. En los animales que tengan hipotensión –confirmada por la medición de la presión sanguínea–, que no hayan respondido a los pasos 4 y 5, puede ser necesario el uso de vasopresores como la dobutamina (5-15 µg/kg/min) o la dopamina (3-10 µg/kg/min). El tratamiento con estos fármacos requiere una medición frecuente o continua de la presión sanguínea.
7. En los animales con broncoespasmo y angioedema que amenacen la vida, incluyendo edema laríngeo, puede ser útil el tratamiento con adyuvantes como la dexametasona (1-2 mg/kg i.v.) y la difenhidramina (0,5-1 mg/kg i.v. lento o i.m.).
8. Para el control a largo plazo es importante identificar y evitar el factor causante.



Para un mayor análisis del tratamiento del choque hipovolémico, consultar *Manual de urgencias y cuidados intensivos en pequeños animales*.

■ Aplicación de vendajes rígidos

Indicaciones/Uso

- Soporte externo adicional para complementar la fijación interna en casos de lo siguiente:
 - Artrodesis del carpo/tarso.
 - Fracturas de la parte distal de las extremidades.
- Coaptación primaria de determinadas fracturas de huesos largos:
 - La fractura debe estar **relativamente** estable; por ejemplo, fracturas en tallo verde, fracturas transversas interdigitales o fractura de uno de los dos huesos que son pareados.
 - La fractura debe ser **distal al codo y la rodilla**, y por lo general ser no-articular.



- Se debe lograr, al menos, un 50 % de reducción en dos planos radiográficos de la fractura cerrada.
- La **osificación**, es decir, la formación del callo debe **ser posible** en un plazo de **4-6 semanas**; esto es más probable en animales más jóvenes.

Contraindicaciones

- Inflamación del tejido blando.
- Animales atléticos o de trabajo.

Material

- Cinta adhesiva de una anchura de 25 mm.
- Depresor lingual.
- Vendaje compresivo (no es absolutamente necesario).
- Almohadillado de relleno.
- Vendas.
- Materiales de vendaje rígido a partir de fibra de vidrio, impregnada con resina.
- Vendas protectoras externas; por ejemplo, un vendaje no adherente autoadhesivo o vendaje adhesivo (opcional).

A
B
C
D
E
F
G
H
I
J
K
L
M
N
O
P
Q
R
S
T
U
V
W
X
Y
Z

Preparación y colocación del paciente

- El animal debe estar bajo sedación profunda o anestesiado.
- La extremidad debe estar limpia y seca, y el pelo se debe rasurar, puesto que es probable que interfiera con la aplicación del vendaje rígido.
- Se debe colocar al animal en decúbito lateral con el miembro afectado hacia arriba y mantenido por un ayudante en posición ambulatoria.

Técnica

1. Coloque dos tiras de la cinta adhesiva (estribos) en la parte distal de la extremidad, **bien** en la caras dorsal y palmar/plantar o **bien** en las caras lateral y medial. Estas tiras deben extenderse más allá de la punta de los dedos y se deben pegar una a la otra o a un depresor lingual. El ayudante puede mantener de este modo, sujetando las tiras, el miembro elevado fuera del cuerpo.
2. Enrolle el vendaje compresivo hacia la parte superior de la extremidad y aplique tensión para eliminar los pliegues.
3. Aplique el acolchado, comenzando distalmente en forma espiral hacia la parte superior de la extremidad, superponiendo un 50 % cada vez. Por lo general, están indicadas dos capas. Tenga especial cuidado de asegurar un acolchado uniforme en los puntos de presión. Sobre estos puntos de presión se debe evitar un acolchado excesivo y aumentar el mismo en zonas adyacentes que estén más deprimidas anatómicamente, con el fin de crear un vendaje de diámetro uniforme.

**A**

4. Aplique un vendaje para compactar el acolchado y de nuevo vaya superponiendo un 50 % cada vez.
5. Siga las recomendaciones de los fabricantes en lo que respecta a la humectación y manipulación del material del vendaje rígido.
6. Aplique la férula sobre el vendaje, de nuevo superponiendo cada vez un 50 %. Por lo general, son necesarios de dos a tres capas del material de vendaje rígido. Deje un margen de 1-2 cm de acolchado expuesto, proximal al vendaje. Aumente la tensión a medida que la férula se aplique proximal al codo o a la rodilla para dar un ajuste perfecto sobre las masas musculares y para evitar que se afloje. No haga indentaciones con los dedos sobre el material del vendaje.
7. Una vez haya endurecido, se puede utilizar una sierra oscilante para recortar el exceso de material proximal y distalmente, y evitar así el roce y permitir el soporte de peso, respectivamente.
8. Enrolle el vendaje compresivo y el acolchado sobre el extremo proximal del vendaje rígido y asegúrelo a él con cinta adhesiva.
9. Pele los estribos, gírelos 180 grados y péquelos a la parte distal del vendaje rígido. Las almohadillas y las uñas de los dedos axiales deben permanecer expuestos.
10. El tratamiento médico con antiinflamatorios no esteroideos es útil para limitar la inflamación de los tejidos blandos y para proporcionar analgesia. Al cabo de 3-5 días se deben reevaluar los requerimientos del tratamiento en curso.

Técnicas Adicionales / Alternativas

El vendaje rígido se puede cortar a lo largo de sus caras lateral y medial con una sierra osilante y luego vendarlo junto con una cinta adhesiva fuerte. Esto facilita la eliminación y el reemplazo del vendaje rígido para comprobar si hay problemas, pero afectará algo a las propiedades materiales del vendaje. Algunos clínicos no lo recomiendan.

Mantenimiento del vendaje rígido

- Cuando el animal vuelva a casa, siempre se deben dar instrucciones por escrito a los propietarios. Los propietarios, asimismo, deben entender su responsabilidad para mantener el vendaje rígido.
- Los vendajes rígidos hay que comprobarlos por parte de un clínico cada 4 horas durante las primeras 24 horas, y después una vez por semana; los perros en rápido crecimiento y otros pacientes de alto riesgo pueden requerir un examen más frecuente.
- Los animales que lleven un vendaje rígido deben tener niveles de ejercicio físico restringido.
- El vendaje rígido se debe mantener limpio y seco. Mientras que el perro camine en el exterior, se le puede colocar una bolsa de plástico en la extremidad. Cuando esté en casa, la bolsa se le ha de quitar.
- Los puntos que se deben vigilar son:
 - Inflamación de los dedos o de la parte proximal de la extremidad.
 - Decoloración y frialdad de los dedos.



- Abrasión de la piel en la zona de los dedos o en la parte proximal al vendaje rígido.
- El aflojado del vendaje rígido.
- Deformación angular.
- Daño o rotura del vendaje rígido.
- Secreción o mal olor.
- Que el animal no muerda el vendaje rígido.
- Deterioro en la función de soporte de peso.
- Síntomas de mala salud en general, como inapetencia, apatía, etc.

Estos síntomas deben promover la retirada del vendaje rígido y reemplazarlo solo si es apropiado.

A
B
C
D
E
F
G
H
I
J
K
L
M
N
O
P
Q
R
S
T
U
V
W
X
Y
Z

Posibles complicaciones

- Éxtasis venoso.
- Edema en las extremidades.
- Dermatitis húmeda.
- Maceración de la piel bajo el vendaje húmedo.
- Contaminación de la herida.
- Necrosis por presión.
- Úlceras por presión.
- Aflojamiento del vendaje rígido.
- Deterioro en la aposición de la fractura.
- No unión de la fractura, mala unión o unión retardada.
- Rigididad articular o laxitud.
- Las complicaciones pueden ocurrir con más frecuencia en animales en crecimiento, en razas condrodistróficas y en perros obesos.

Retirada del vendaje rígido

- La radiología puede ayudar a valorar el tiempo en el que el vendaje rígido se ha de retirar. En la mayoría de los casos, se desea ver radiográficamente una evidencia de que existe la formación de un callo óseo en el lugar de la fractura o una artrodesis antes de retirarlo.
- Para retirar vendajes rígidos es más adecuado emplear una sierra circular oscilante, aunque se pueden utilizar tijeras de vendajes rígidos.
- Se hacen unas incisiones bilaterales en el vendaje, teniendo cuidado de no dañar el tejido subyacente. Se abre el vendaje en las dos mitades, utilizando separadores si se dispone de ellos, y se retira el vendaje subyacente.
- Tras la retirada del vendaje rígido, es importante cumplir un régimen de ejercicio progresivo controlado. El objetivo es la estimulación de la remodelación del callo de fractura sin poner en peligro la reparación de la fractura/artrodesis.

Cateterización. Consultar:

- Colocación de catéter intravenoso.
- Cateterización uretral.



Colocación de una línea central. Consultar:

- Colocación de un catéter intravenoso – (b) vena yugular.



**A****B****C****D****E****F****G****H****I****J****K****L****M****N****O****P****Q****R****S****T****U****V****W****X****Y****Z**

■ Arthrocentesis

Indicaciones/Uso

- Enfermedad articular de etiología desconocida.
- Presencia de dolor al manipular una articulación.
- Efusión articular.
- Calor articular.
- Engrosamiento periarticular.
- Sospecha de enfermedad articular inmunomediada (por ejemplo, pirexia de origen desconocido).
- Sospecha de artritis infecciosa.
- Control de la respuesta al tratamiento de la artritis infecciosa y de la poliartritis inmunomediada.

Material

- Como el que se precisa para **Preparación aséptica – (a) procedimientos no quirúrgicos**.

Si el clínico desea palpar las referencias anatómicas óseas y el lugar de inserción de la aguja, debe llevar guantes estériles. A medida que se gana en experiencia, esta palpación no es necesaria y no se requiere el uso de guantes, siempre que no se toque el punto de la inserción de la aguja.

- Agujas: 21-23 G; 5/8 a 1,5 pulgadas, dependiendo del tamaño de la articulación.
- Jeringas de 2 ml.
- Portaobjetos.
- Tubos de recogida de muestra con EDTA y heparina.
- Botella de sangre para cultivo/hisopo con medio de transporte.

Preparación y colocación del paciente

- Se requiere sedación o anestesia general.
- El paciente se coloca en decúbito lateral, con la articulación afectada hacia arriba.
- La articulación para hacer un muestreo vendrá dictada por los hallazgos del examen clínico; por ejemplo, el que exista dolor cuando se manipule la articulación.
- La **Preparación aséptica – (a) procedimientos no quirúrgicos** se realiza en un área de aproximadamente 5 cm × 5 cm sobre el lugar de la artrocentesis.

Técnica

1. **a. Carpo:** La articulación antebraquiocarpal es, generalmente, la más accesible. Se palpa la articulación con el carpo completamente flexionado, como una depresión justamente distal al radio. Se inserta la aguja medial al tendón extensor digital común y a la vena cefálica que discurre sobre el centro del espacio articular. La inserción de la aguja es justamente lateral al tendón del extensor carpo radial.



b. Tarso (corvejón): El espacio articular que se aspira con mayor facilidad es el talocrural. Para localizar la posición de la articulación, se flexiona y se extiende la articulación talocrural. Con la articulación en posición neutra, inserte la aguja en la cara dorsolateral de la articulación talocrural, justamente medial al maleolo lateral palpable del peroné; a continuación hágala avanzar hacia la cara plantaromedial de la articulación.

Alternativa: Se puede aspirar el espacio articular plantarolateral, insertando la aguja paralela al calcáneo, justamente medial al maléolo lateral.

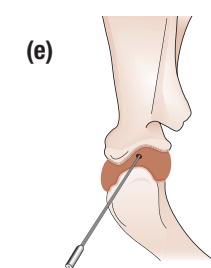
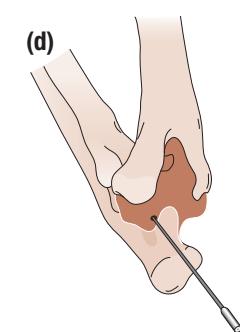
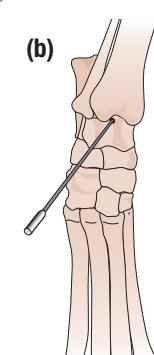
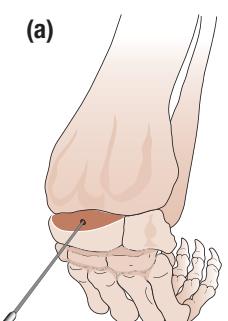
c. Rodilla: La cápsula articular de la rodilla tiene tres sacos, que se comunican entre ellos. Con la articulación parcialmente flexionada, aplique presión digital a la cápsula articular en el lado medial del ligamento rotuliano. Introduzca la aguja lateral al ligamento recto rotuliano entre el fémur y la tibia. Dirija la aguja hacia el espacio articular, a través de la almohadilla grasa, hacia el espacio intercondilar. Si no se extrae líquido sinovial, se debe mover la aguja hacia dentro y hacia fuera e intentar la reaspiración, puesto que el extremo de la aguja puede estar localizado en el interior de la almohadilla grasa.

Alternativa: La aguja se puede insertar paralela al ligamento recto rotuliano, entre la tuberosidad tibial y la rodilla. El extremo de la aguja se dirige lateral a la rótula en la bolsa articular lateral parapatelar.

d. Codo: El abordaje más fácil y menos traumático es el caudolateral. Flexione el codo en un ángulo de aproximadamente 45° y palpe el cóndilo lateral del húmero y el olecranon. Avance la aguja paralela al eje largo del cúbito entre estas dos referencias anatómicas. La aguja se debe deslizar entre la cresta epicondilar lateral del húmero y el proceso anconeo del cúbito.

e. Hombro: Palpar el proceso acromion con el hombro en posición neutra e introducir la aguja perpendicular a la piel, directamente por debajo del acromion. Si es necesario, un ayudante puede aplicar una tracción distal al miembro para abrir el espacio articular. Si la aguja toca hueso, deslice con suavidad la aguja unos milímetros proximal o distalmente hasta penetrar la articulación.

2. Acople una jeringa a la aguja y aspire con suavidad hasta que el líquido sinovial aparezca en el cono de la aguja.
3. Una vez haya entrado suficiente líquido en la jeringa, libere la succión para disminuir la posibilidad de aspirar sangre antes de extraer la aguja y la jeringa.



A
B
C
D
E
F
G
H
I
J
K
L
M
N
O
P
Q
R
S
T
U
V
W
X
Y
Z

**A**

Para reducir aún más la posibilidad de contaminación sanguínea, retire la jeringa de la aguja antes de extraer la aguja del espacio articular.

B**C****D****E****F****G****H****I****J****K****L****M****N****O****P****Q****R****S****T****U****V****W****X****Y****Z**

Manejo de la muestra

- Las extensiones se deben hacer y secar al aire de forma inmediata para conservar al máximo la morfología celular.
- Si se obtiene más de 0,2-0,3 ml de líquido, este se puede colocar en un tubo con EDTA para realizar la valoración citológica y el recuento de células nucleadas.
- La heparina es el anticoagulante de elección para llevar a cabo la prueba de precipitación de la mucina y para medir la viscosidad.
- Si se sospecha de una artritis séptica, el líquido se debe poner en un medio de cultivo sanguíneo. Otra posibilidad sería colocar unas cuantas gotas de líquido en un hisopo de bacteriología estéril con medio de transporte.

Posibles complicaciones

- Daño iatrogénico del cartílago articular.
- Infección articular.



En el *Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales* y en el *Manual de alteraciones musculoesqueléticas en pequeños animales* se dan detalles de la evaluación del líquido sinovial.

■ Aspiración con aguja fina

Indicaciones/Uso

- Obtener una muestra para citología de masas de tejidos blandos o vísceras abdominales.

Contraindicaciones

- Coagulopatía.

Material

- Como el que se necesita para **Preparación aséptica – (a) procedimientos no quirúrgicos**.
- Agujas hipodérmicas: 21-23 G; ¾ a 3 pulgadas (dependiendo de la profundidad del tejido del que se tenga que obtener la muestra).



- Jeringa de 5 ml.
- Cubreobjetos.
- Ecógrafo (donde se necesite).

A
B
C
D
E
F
G
H
I
J
K
L
M
N
O
P
Q
R
S
T
U
V
W
X
Y
Z

Preparación y colocación del paciente

- La aspiración con aguja fina de masas superficiales se suele realizar con el paciente bajo contención física o sedación ligera.
- La aspiración con aguja de las vísceras o masas abdominales puede requerir una sedación profunda o anestesia general.
- El animal se coloca con el área del que se tenga que obtener la muestra hacia arriba.
- Se realiza una **Preparación aséptica – (a) procedimientos no quirúrgicos** sobre la piel del lugar donde se va a realizar la aspiración o la piel subyacente al lugar de la inserción de la aguja (para vísceras abdominales/aspiración de masas).

Técnica

1. Para masas superficiales, inmovilizar con una mano e insertar la aguja en la lesión, utilizando la otra mano. Para vísceras/masas abdominales no es posible la inmovilización.

2. **O bien**

Mueva la aguja hacia y desde dentro de la lesión varias veces y después extraerla.

En masas firmes que exfolian con menor probabilidad se puede aplicar succión de forma continua o intermitente; no obstante, este método causa más daño a las células frágiles e incrementa la contaminación con sangre.

Para realizar una técnica de succión continua:

- (i) Extraiga el émbolo de la jeringa de la mitad a las tres cuartas partes del volumen de la jeringa (para aplicar de 2-3 ml de succión).
- (ii) Mantenga la succión y mueva la aguja hacia y desde, redirigiéndola varias veces dentro de la lesión.
- (iii) Libere la succión y retire la aguja de la masa.
- (iv) Desconecte la aguja de la jeringa.

3. Fije la jeringa llena de aire a la aguja.

4. Expele el contenido de la aguja en uno o varios portaobjetos y prepare extensiones utilizando una de las técnicas descritas a continuación.

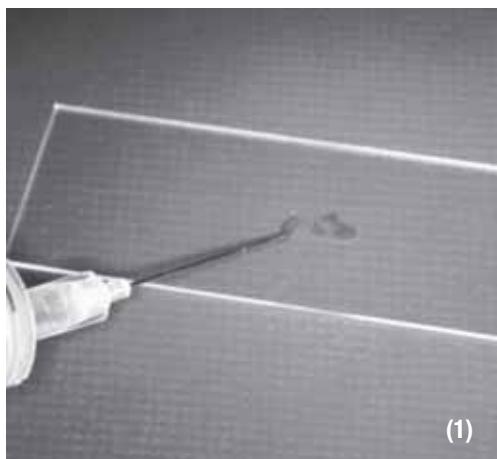
Preparación de extensiones

Preparación por aplastamiento

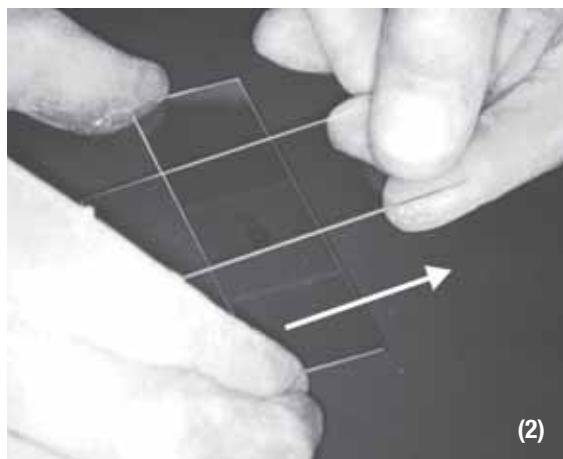
1. Expele el aspirado en el centro del portaobjetos.

**A****B****C****D****E****F****G****H****I****J****K****L****M****N****O****P****Q****R****S****T****U****V****W****X****Y****Z**

2. Coloque un segundo portaobjetos horizontalmente y en un ángulo adecuado al portaobjetos sobre el que se va a deslizar para extender la muestra, teniendo cuidado de no ejercer demasiada presión para evitar romper las células.



(1)



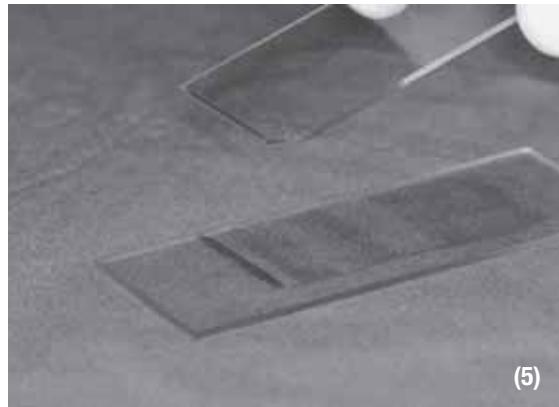
(2)

3. Deslice el portaobjetos esparcidor rápidamente y con suavidad a través del portaobjetos que contiene la muestra aspirada. Hay que hacer notar que es la extensión producida en la parte inferior del portaobjetos extensor la que se ha de examinar con el microscopio.

Realización de una extensión sanguínea

Esta técnica es útil para aspirados líquidos, pero no para los de baja celularidad. Para preparar la extensión se utiliza un portaobjetos «extensor» con las esquinas cortadas para evitar así que las células se extiendan fuera de los bordes del portaobjetos.

1. Expele el aspirado cerca de uno de los extremos del portaobjetos.
2. Sujete el portaobjetos «extensor» entre los dedos pulgar y corazón, colocando el dedo índice encima del portaobjetos «extensor».
3. Coloque el portaobjetos «extensor» delante del aspirado en un ángulo de aproximadamente 30 grados y muévalo hacia atrás hasta que tome contacto con la muestra, permitiendo que esta se distribuya rápidamente a lo largo del borde del «extensor».
4. Haga avanzar el «extensor» hacia delante de forma suave y rápida.
5. Una vez que el «extensor» se haya avanzado dos tercios del recorrido del portaobjetos donde está depositada la muestra, levántelo hacia arriba para concentrar las células en el extremo del portaobjetos.



(5)



Posibles complicaciones

- Hemorragia pequeña. Cualquier hemorragia se debe controlar mediante una presión firme sobre el lugar durante varios minutos. La hemorragia continuada de cualquier órgano interno es una indicación para una cirugía exploratoria.
- Daño tisular.



La citología de las muestras obtenidas por aspiración con aguja fina (FNA) se discute en el *Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales*.

A
B
C
D
E
F
G
H
I
J
K
L
M
N
O
P
Q
R
S
T
U
V
W
X
Y
Z

■ Aspiración de médula ósea

Indicaciones

Obtener una muestra de médula ósea para citología como ayuda diagnóstica en lo siguiente:

- Anemia no regenerativa.
- Neutropenia o trombocitopenia.
- Leucocitosis inexplicable, policitemia o trombocitosis.
- Número excesivo de células con morfología anómala en sangre periférica.
- Pirexia de origen desconocido.
- Hiperproteinémia asociada con gammapatía mono o policlonal.
- Hipercalcemia inexplicable.
- Linfoma multicéntrico.

Contraindicaciones

- Coagulopatía.

Material

- Como el que se requiere para **Preparación aséptica – (a) procedimientos no quirúrgicos**.
- Aguja Klima o Rosenthal con estilete autobloqueante:
 - 14 G para la mayoría de los perros.
 - 16 G para perros con menos de 5 kg y gatos.

Consejo práctico

Para evitar la coagulación de la médula ósea, la jeringa donde se recoja la muestra puede prelavarse con 0,3 ml de una solución de EDTA al 3 % o de ACD (dextrosa ácido cítrico, extraída de una bolsa de recogida sanguínea).

**A**

- Jeringa de 20 ml.
- Anestésico local.
- Bisturí.
- Portaobjetos.
- Tubo de recogida con EDTA.
- Recipiente con formalina tamponada al 10 %.
- Pegamento de tejidos o materiales de sutura para el cierre de la piel.

B**C****D****E****F****G****H****I****J****K****L****M****N****O****P****Q****R****S****T****U****V****W****X****Y****Z**

Preparación y colocación del paciente

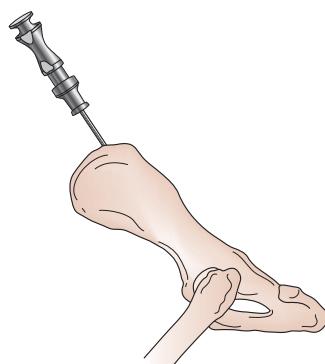
- En perros, es normalmente suficiente una sedación y una anestesia local; aunque los clínicos con menos experiencia pueden preferir una anestesia general.
- En los gatos, se debe emplear anestesia general.
- Se realiza una **Preparación aséptica – (a) procedimientos no quirúrgicos** en un área de aproximadamente 5 cm × 5 cm.
- Infiltrar 1-2 ml de anestésico local en la piel, el tejido subcutáneo y el periostio.

Técnica

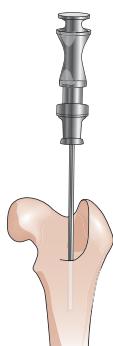
1. Haga una pequeña incisión con el bisturí en la piel sobre el lugar requerido.
 - **Perros:** Cresta ilíaca, tubérculo mayor del húmero o fosa trocantérica del fémur.
 - **Gatos:** Tubérculo mayor del húmero o fosa trocantérica del fémur.

2. Introduzca una aguja Klima o Rosenthal con el estilete puesto en el lugar a través del subcutáneo y hacia el hueso.

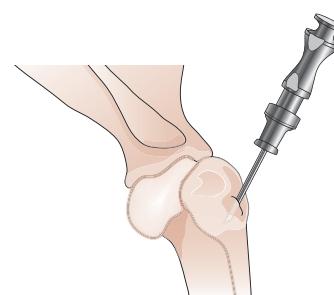
Cresta ilíaca: Colocar al paciente en decúbito esternal con ambas extremidades posteriores empujadas firmemente bajo el cuerpo. Inserte la aguja en la cara dorsal más palpable de la cresta ilíaca.



Posición de la aguja en la cresta ilíaca.



Posición de la aguja en el fémur.



Posición de la aguja en el húmero.



A
B
C
D
E
F
G
H
I
J
K
L
M
N
O
P
Q
R
S
T
U
V
W
X
Y
Z

Fémur: Con el paciente en decúbito lateral, palpar el trocánter mayor e insertar la aguja medial a él y hacia la fosa trocantérica. Una vez esté la aguja en la fosa trocantérica, hágala avanzar en paralelo a la diáfisis del fémur.

Húmero: Con el paciente en decúbito lateral, inserte la aguja en la cara craneolateral del tubérculo mayor del húmero.

3. Haga avanzar la aguja rotándola de un lado al otro en un plano, mientras que se aplica una presión firme hasta que entra en la cavidad medular. La entrada en esta cavidad se detecta por una disminución en la resistencia del hueso a la inserción de la cánula o el incremento de la estabilidad de la cánula dentro del hueso. Cuando la cánula se asienta de forma adecuada dentro de la cavidad medular, los movimientos que se realicen con ella generarán los mismos movimientos del hueso.
4. Retire el fiador y acople a la aguja una jeringa de 20 ml.
5. Aspire con extracciones del émbolo varias veces y con fuerza. El animal puede mostrar una respuesta de dolor transitorio a medida que se aspira la médula.
6. Tan pronto como aparezca médula en la jeringa, liberar el émbolo.
7. Extraiga la jeringa, dejando la aguja.
8. Procese la muestra de médula ósea inmediatamente, como se detalla a continuación.
9. Si no se obtiene médula ósea, puede deberse a una mala colocación de la aguja o a una fibrosis medular. Haga avanzar la aguja unos cuantos milímetros y vuelva a hacer succión. Si todavía no tiene éxito, extraiga la aguja, reemplace el fiador y redirija la aguja. Cuando se intenta la extracción en dos o tres ocasiones sin éxito, se debe encontrar otro lugar para realizarla.
10. **Opcional:** Tras obtener la médula, se puede dejar la aguja en su lugar sin la jeringa. Esto se puede utilizar para obtener una pequeña muestra de biopsia del núcleo óseo, haciendo avanzar la aguja sin el fiador hacia el interior 10-20 mm de la cavidad medular. Gire la aguja con fuerza en una dirección y luego extráigala. La muestra del núcleo se extrae de la aguja, utilizando una sonda roma; si no hay ninguna disponible, se utilizará el fiador.
11. Cerrar la piel con pegamento tisular o una sutura simple.

Manejo de la muestra

- Antes de realizar la aspiración, coloque varios portaobjetos en un ángulo casi vertical.
- Coloque una gota de médula en un extremo de los portaobjetos. La sangre se desplaza hacia la parte inferior del portaobjetos, mientras que las espículas de médula deben permanecer en el portaobjetos.
- **Otra forma de hacerlo** es rociando la médula ósea en una placa de Petri que contenga un anticoagulante como el EDTA o el ACD (dextrosa ácido cítrico), extraído de una bolsa de recogida de sangre. Las espículas, que deben flotar, se pueden coger con unas pinzas.
- Se pueden hacer extensiones de las espículas de médula ósea utilizando la técnica del aplastamiento (ver **Aspiración con aguja fina**). Las extensiones se deben hacer

**A**

rápidamente, puesto que la médula coagula con rapidez (normalmente, en un intervalo de 10-20 segundos).

- Las extensiones sin teñir se deberían remitir a un laboratorio para que se realice el examen citológico.
- La médula restante, tras haber hecho las extensiones, se puede colocar en un tubo con EDTA para la valoración citológica; no obstante, la morfología cambiará con el tiempo.
- Si se obtiene una muestra del núcleo óseo, colocarla en formalina tamponada al 10 %.

B**C****D****E****F****G****H****I****J****K****L****M****N****O****P****Q****R****S****T****U****V****W****X****Y****Z**

En los manuales *Manual de hematología y transfusión en pequeños animales* y en el *Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales* se dan detalles de la valoración citológica de la médula ósea.

Biopsia de la médula ósea. Consultar:

- Aspiración de médula ósea.

