

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
Y ZOOTECNIA

MANUAL DE PROCEDIMIENTOS ESPECIALES EN URGENCIAS DE
LA CLÍNICA DE PEQUEÑAS ESPECIES.

TESIS
PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA
PRESENTA
JOSÉ DE JESÚS HERNÁNDEZ MORALES

Asesores:

MVZ Esp. M en C Martha B. Hernández Arellano.
MVZ Esp. Alejandro Jiménez Yedra.

México, D. F.

2009



Universidad Nacional
Autónoma de México



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.

DEDICATORIAS.

Este trabajo esta dedicado a mis padres y hermanos que siempre me han apoyado y han estado conmigo.

También a la UNAM por permitirme ser parte de ella.

Así como a todas las personas que confiaron en mí.

AGRADECIMIENTOS.

Antes que nada quiero agradecer a la Universidad Nacional Autónoma de México y a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia por permitirme formar parte de su comunidad.

A mis asesores, la MVZ Esp. M. en C. Martha B. Hernández Arellano y al MVZ Esp. Alejandro Jiménez Yedra por permitirme trabajar con ellos y compartirme su sabiduría y virtudes.

A mis sinodales por sus importantes aportaciones en mi proyecto de tesis y ayudarme en mi formación como médico veterinario.

A los médicos del Hospital de la Facultad y del Departamento de Cirugía por las facilidades brindadas en la realización de mi tesis; principalmente al Dr. Jorge Luna del Villar por su colaboración en algunas técnicas que se realizaron para éste manual.

A mis grandes amigos y compañeros que estuvieron conmigo a lo largo de la licenciatura, gracias por su agradable compañía y consejos. Nunca olvidaré los momentos que compartimos juntos.

A mis hermanos del alma: Edgar Alberto Pérez Herrera, Fernando Flores Nava, Gerardo Alberto Hernández Alberto y José Carranza Castañeda, gracias por su valiosa amistad.

A las personas más importantes en mi vida: mis padres y hermanos, ¡los quiero mucho!

A todos mis familiares, que de alguna forma aportaron en mi desarrollo como persona.

CONTENIDO

	Página.
Resumen -----	1
Objetivos generales. -----	2
Introducción -----	3
PROCEDIMIENTOS BÁSICOS REALIZADOS EN EL APARATO RESPIRATORIO.	
Intubación endotraqueal -----	15
Traqueostomía -----	23
Reanimación Cerebro-Cardio-Pulmonar -----	32
Toracocentesis -----	46
Drenaje torácico -----	51
Suplementación de oxígeno -----	60
PROCEDIMIENTOS BÁSICOS REALIZADOS EN EL APARATO CIRCULATORIO.	
Toracotomía -----	69
Cateterismo venoso -----	77
Venodisección -----	85
Cateterización intraosea -----	91
Terapia de líquidos -----	95
Pericardiocentesis -----	113
Transfusiones -----	117

PROCEDIMIENTOS REALIZADOS PARA ALGUNOS PROBLEMAS
PRESENTES EN LA CAVIDAD ABDOMINAL.

Trocarización abdominal ----- 130

Paracentesis abdominal ----- 132

PROCEDIMIENTO REALIZADO EN PROBLEMAS DEL APARATO
GÁSTRICO.

Lavado gástrico ----- 138

PRINCIPAL PROCEDIMIENTO REALIZADO EN EL APARATO
URINARIO.

Cateterización urinaria y técnicas de urohidropropulsión ----- 145

MANEJO DEL DOLOR

Bloqueo intercostal ----- 158

APENDICE ----- 161

Resumen

HERNÁNDEZ MORALES JOSÉ DE JESÚS. Manual de procedimientos especiales en urgencias de la clínica de pequeñas especies (bajo la dirección de: MVZ Esp. M en C Martha B. Hernández Arellano y MVZ Esp. Alejandro Jiménez Yedra).

El presente trabajo tiene la intención de dar a conocer algunos procedimientos que se llevan a cabo en la práctica de urgencias de los perros y los gatos, con el propósito de agilizar las técnicas realizadas en esta área, ofreciendo datos útiles y actualizados. Está dirigido a los médicos veterinarios practicantes de la profesión y estudiantes de veterinaria.

Una evaluación satisfactoria del paciente, seguida del tratamiento adecuado ante una urgencia requiere que el médico aplique una gran variedad de procedimientos médicos de forma fiable y segura. En este manual se mencionan las pautas de los principios terapéuticos para una amplia variedad de casos de emergencias, aunque siempre el médico veterinario debe presentar un juicio y criterio profesional para determinar, dependiendo del caso, si la técnica es la apropiada.

El presente manual ha sido realizado para ayudar al profesional o a los estudiantes a adoptar una actitud terapéutica adecuada en cada caso, así como para dar herramientas que ayuden, apoyen y agilicen en estas maniobras, con el motivo de que se garanticen mejores resultados en el bienestar en los animales.

Espero que su contenido sea de utilidad, y sirva de apoyo a los médicos veterinarios en la asistencia de urgencias para mejorar la vida de las pequeñas mascotas (perros y gatos).

Objetivos generales:

1. Que el Médico Veterinario Zootecnista (MVZ) dedicado a la práctica clínica de las pequeñas especies tenga una referencia de consulta rápida, fácil de usar y actualizada en la atención de algunas de las urgencias que se presentan en perros y gatos¹.
2. Recopilar los procedimientos básicos para el manejo de los problemas de urgencias en perros y gatos.
3. Adquirir nuevos conocimientos para desarrollarse adecuada y rápidamente, ante los problemas de urgencias.
4. Desarrollar las habilidades propias en las técnicas quirúrgicas o procedimientos especiales en urgencias.
5. Adquirir mayor conocimiento y destreza para la ejecución de los procedimientos nuevos y el uso adecuado de los instrumentos.

Introducción

A lo largo de los años en que se ha desarrollado la profesión de la medicina veterinaria, el médico veterinario dedicado a la clínica de perros y gatos, se ha enfocado principalmente en los aspectos generales de la medicina y cirugía, pero poco de los aspectos especializados. Sin embargo para realizar terapia de urgencias se requiere de una formación cognoscitiva, ética, legal, administrativa y de una infraestructura adecuada para estar profesional y logísticamente preparados ante cualquier situación de emergencia ¹.

En la clínica veterinaria los Servicios de Urgencias (SU) constituyen uno de los pilares de la asistencia de cualquier sistema sanitario, es una de las áreas con mayor riesgo de cometer errores en la práctica clínica y en la toma de decisiones asociada a menudo con la limitada información. Es importante destacar que los pacientes que acuden al SU involucran todas las edades, presentan un amplio espectro de patologías y cada una de ellas con un determinado nivel de gravedad; la valoración de esos pacientes, nos permite conocer los problemas más serios para darles prioridad ². El factor tiempo está ligado al concepto de urgencia, la decisión de establecer un diagnóstico debe fijarse en un plazo relativamente breve de tiempo.

Según la “*American Hospital Association*” define a una urgencia como cualquier situación que pone en peligro la vida del paciente o la funcionalidad de un órgano, si no se actúa de forma inmediata y adecuada ¹.

La situación de urgencia continúa hasta que se ha realizado una evaluación y se han dispuesto las medidas terapéuticas pertinentes.

Para reconocer los problemas urgentes en los principales órganos no se precisarán de muchos medios de diagnóstico. Los principales problemas de urgencia se relacionan con aspectos que interfieren con la respiración y el sistema cardiovascular ².

Por desgracia en muchas ocasiones los propietarios viven lejos de una unidad clínica veterinaria; lugar donde pueden atenderse de urgencia a los pacientes y en donde el factor tiempo vuelve a adquirir una gran relevancia en un momento crítico que puede ser la diferencia entre la vida y la muerte en algunas ocasiones; o bien la urgencia puede presentarse por la noche y muchas clínicas ya se encuentran cerradas a esas horas, por lo que los dueños de las mascotas en algunas ocasiones deben realizar los primeros auxilios (siempre bajo las indicaciones de un médico veterinario por vía telefónica) para mantener estable al paciente hasta que el médico llegue con la unidad clínica o bien el animal sea llevado lo más rápidamente posible a algún otro lugar donde presten los servicios de urgencia, y pueda realizarse lo necesario para salvar la vida al paciente.

Examen inicial del paciente de emergencia

Debido a que algunas veces no hay tiempo para realizar un historial detallado, el diagnóstico en gran parte estará basado en los hallazgos del examen físico y simples pruebas diagnósticas³. Clemente P. y Carrillo J.² mencionan que al atender al paciente emergente se debe realizar una evaluación inicial, con base en la regla del ABC (por sus siglas en inglés) cuya evaluación inicial no debe llevar al médico más de unos segundos; en la que se examinan las **vías respiratorias** (**A**irway), **respiración** (**B**reathing), **circulación** (**C**irculation), así como el **estado de conciencia** (**D**):

- **A** (airway): comprobar que no existan o se presenten obstrucciones en las vías respiratorias (cuerpos extraños, colapso traqueal, bronquitis, etc.). Es fundamental mantener la permeabilidad de las vías aéreas para asegurar la correcta ventilación del paciente², ya que en ocasiones se puede presentar un paciente con dificultad para respirar y suele ser conveniente la intubación del mismo para asegurar la patencia de la vía aérea.

- **B** (breathing): se toma en cuenta la posible fragilidad ventilatoria de un paciente politraumatizado. La oxigenación previa del paciente sin provocar estrés, puede cambiar el rumbo del tratamiento. Se deberá evaluar la dinámica respiratoria del paciente comparándola con la respiración normal en cuanto a frecuencia, esfuerzo ventilatorio y sonidos ². Si el animal no respira es necesario iniciar con maniobras de ventilación controlada para asegurar el paso de oxígeno ambiental (21%) por medio de ventilaciones boca-sonda, bolsa de respiración autoinflable (AMBÚ) o bien oxígeno directo de un tanque (100%) el cual puede ser provisto directamente de un tanque o bombona de oxígeno o bien a través de las conexiones de una maquina de anestesia. Si por alguna razón el paciente no ha sido intubado se puede iniciar maniobras de respiración directa de boca-hocico.

NOTA: es recomendable hacer mención que ésta última técnica no es muy efectiva ya que puede haber la posibilidad de fuga si no se ocluye de manera adecuada el hocico del animal.

Para poder identificar alteraciones en la ventilación que pudiesen comprometer la estabilidad del paciente o la vida misma es necesario conocer cuales son los sonidos y patrones respiratorios normales, para poder identificar alteraciones que ameriten su pronta corrección.

Sonidos respiratorios normales

En la auscultación de los pulmones, los sonidos pulmonares normales son tres:

El **Soplo glótico o sonido bronquial**, se escucha sobre las regiones centrales del campo de auscultación y es el paso de aire a través de la glotis. Es un sonido de larga duración y gran intensidad que se escucha durante la inspiración y la espiración. El **Murmullo vesicular o sonido vesicular**, se escucha sobre las regiones periféricas del campo de auscultación y es el paso de aire al espacio alveolar. Es un sonido de corta duración que se escucha durante la inspiración.

El **Sonido bronco-vesicular**, producido por la sobreposición del sonido

bronquial al vesicular, se escucha mejor sobre las regiones periféricas de los campos pulmonares.

La frecuencia respiratoria normal en un perro adulto es de 10-15rpm, en un cachorro es de 15-30rpm; mientras que en el gato adulto será de 20-30rpm y en uno joven será de 30-40rpm².

Patrones respiratorios patológicos

Patrón respiratorio obstructivo:

Como su nombre lo dice este tipo de alteración produce una obstrucción al libre paso del aire provocando en el animal una aflicción respiratoria. Está caracterizada por presentar una disminución de la frecuencia respiratoria y un aumento de la profundidad respiratoria. La obstrucción puede ser de la siguiente manera:

- a) Obstrucción de vías aéreas superiores: respiración lenta y profunda.
- b) Obstrucción de vías aéreas superiores y obstrucción extratorácica: el esfuerzo es inspiratorio.
- c) Con obstrucción intratorácica: el esfuerzo es espiratorio.

Patrón respiratorio restrictivo:

En este tipo de alteraciones se presenta restricción en la capacidad de distensión de la caja torácica ya sea por causas parietales, pleurales, parenquimatosas y extratorácicas y se caracteriza por un aumento en la frecuencia respiratoria con una disminución de la profundidad respiratoria.

- C (circulation): aquí evaluaremos el *color de las mucosas* (normalmente presentan un tono rosado), el *tiempo de llenado capilar* (se presiona la mucosa oral con el dedo y se observa cuanto tiempo tarda en llegar a su color normal: normalmente tarda 2 segundos), el *ritmo y calidad de pulso arterial* (para

evaluar el pulso principalmente se utiliza la arteria femoral), la *auscultación del corazón* (el corazón presenta 2 tipos sonido normales: **S1** (cierre de válvulas atrio-ventriculares) y **S2** (cierre de válvulas semilunares). La frecuencia cardiaca normal en perros es de 60-120 latidos/min. en adultos y de 120-180 latidos/min. en cachorros; mientras que en los gatos será de 140-180 latidos/min. en adultos y de 180-220 latidos/min. en jóvenes). En éste punto es importante que si no se detectan sonidos cardiacos se inicie de manera inmediata la maniobra de Reanimación Cerebro-cardio-pulmonar (RCCP).

- D (SNC): los parámetros que pueden orientar la integridad del SNC son ²:
 - a) La conciencia: El estado de conciencia es aquel en que se encuentran activas las funciones neurocognitivas superiores, determina la percepción y el conocimiento del mundo psíquico individual y del mundo que nos rodea. Los niveles de conciencia son las distintas formas de trabajo del circuito conciencia-sentidos-memoria-centros ⁴.

En este punto se evaluará el estado de conciencia del animal: estado de *alerta y responsivo, deprimido o en estado delirio* (en éstos, el paciente responderá a estímulos externos y a estímulos dolorosos); *comatoso* (el paciente no responde a estímulos externos ni dolorosos); *estado de estupor* (el paciente pareciera estar en estado comatoso, no responde a los estímulos externos, pero si va a responder a los estímulos dolorosos).
 - b) La respuesta a estímulos externos.
 - c) Locomoción y dolor en extremidades, así como la reacción pupilar al estímulo luminoso.

Con la información de la revisión inicial, se decide que pacientes están estables, inestables o potencialmente inestables. A los animales de los dos últimos grupos se les

hará una evaluación más a fondo en la que se identificarán y se tratarán las alteraciones que hagan peligrar su vida ² o la funcionalidad del órgano afectado.

Inmediatamente después de la revisión con el ABC, se procede con el resto del examen físico siendo asistido por el ACRASH PLAN (nemotecnia utilizada en E.U.)³:

- **A** airway (vía aérea)
- **C** cardiovascular/circulatory (circulatorio y cardiovascular)
- **R** respiratory (respiratorio)
- **A** abdomen (abdomen)
- **S** spine (columna vertebral)
- **H** head (cabeza: incluye ojos, oídos y cuello)
- **P** pelvis (pelvis: incluye examinación rectal)
- **L** limbs (miembros: incluye cola)
- **A** arteries (vasos sanguíneos)
- **N** nerves (nervios: incluye nervios craneales, reflejos, sensación del dolor)

Airway (vía aérea): igual que en el ABC ^{2,3}.

Cardiovascular (circulatorio y cardiovascular): igual que en el ABC ^{2,3}.

Respiratory (respiratorio): igual que en el ABC ^{2,3}.

Abdomen: Palpar el abdomen de los pacientes y observar si presenta dolor o heridas (cortar el pelo del animal para examinar presencia de golpes (moretones) o heridas penetrantes, observar la cicatriz umbilical (zonas rojas cerca del ombligo puede sugerir hemorragia intraabdominal)). ¿Durante la palpación abdominal se puede sentir fluido ondulante o masas? Examinar las regiones inguinal, caudal, torácica y paralumbar. Percutir el abdomen para determinar la presencia de borborigmos ³.

Spine (columna vertebral): Palpar la columna vertebral y ver su simetría. Realizar un examen desde la primera vértebra cervical hasta la última vértebra caudal para observar presencia de dolor o fracturas ³.

Head (cabeza): Examinar los ojos, oídos, hocico, dentadura, nariz y todos los nervios craneales ³.

Pelvis: Es importante realizar siempre el examen rectal. Palpar para encontrar fracturas o hemorragias. Examinar las áreas perineal y rectal. Revisar genitales externos³.

Limbs (miembros): Examinar miembros torácicos y pélvicos para determinar la presencia de fracturas abiertas o cerradas; colocar vendajes en los miembros para prevenir daños mayores y ayudar a controlar el dolor. Revisar la piel, músculos y tendones³.

Arteries (vasos sanguíneos): Se debe palpar el pulso de los vasos periféricos. Es recomendable utilizar el doppler para encontrar fallas del pulso en caso de presentarse enfermedades tromboembólicas. Medir la presión sanguínea del paciente³.

Nerves (nervios): Observar nivel y estado de conciencia (conciente, deprimido o en estado comatoso), comportamiento, y posturas. Valorar patrón y esfuerzo en la respiración. ¿Hay simetría pupilar, responde a la luz, o presenta anisocoria? ¿Los pacientes exhiben posturas anormales, semejantes a Schiff-Sherington (miembros torácicos rígidos y extendidos, flacidez y parálisis de miembros pélvicos) que pueden significar daño espinal severo? Examinar nervios periféricos para verificar la sensibilidad y movimiento de los miembros y cola³.

Una vez terminada la evaluación y examinación del paciente, se deben iniciar los procedimientos de diagnóstico y terapéutica de emergencias.

Descompensación rápida del paciente

Los animales que no respondieron a un tratamiento inicial, usualmente es porque presentan disturbios fisiológicos preexistentes que contribuyen a una inestabilidad cardiovascular y metabólica. Los signos clínicos de descompensación son: calidad de pulso periférico débil, extremidades periféricas frías, cianosis o membranas mucosas con colores turbios (gris), membranas mucosas pálidas, tiempo de llenado capilar prolongado, aumento o disminución de la temperatura corporal, insuficiencia renal en

pacientes euvolémicos, confusión, depresión, taquicardia o bradicardia, bajo hematocrito, dolor en abdomen o abdomen distendido, arritmia cardíaca, patrón respiratorio anormal, dificultad al respirar o distres respiratorio, pérdida de sangre gastrointestinal (hematemesis o en heces) ³.

Las causas de descompensación aguda son: falla renal aguda, síndrome de distres respiratorio agudo, ruptura gástrica o intestinal, arritmia cardíaca, edema y hemorragia en el sistema nervioso central, coagulopatias (incluye coagulación intravascular diseminada: CID), hemorragia interna, síndrome de disfunción en múltiples órganos, neumotórax, contusión pulmonar, tromboembolismo pulmonar, choque séptico o sepsis, ruptura de vejiga urinaria ³.

Botiquín de urgencias:

El contenido dependerá del uso y del lugar en donde se ubique (hospital, clínica, ambulancia, cajuela, etc.) ¹. Tanto Muir W. ⁵ como el Dr. Ramírez J.¹ menciona que algunos de los implementos y medicamentos que deberá contener todo botiquín de urgencias son:

1. Sondas endotraqueales (con manguito) de diferentes diámetros.
2. Aporte de oxígeno.
 - Aparato de anestesia para pequeños animales
 - Cámara de oxígeno
 - Globo de respiración autoinflable (AMBÚ)
 - Tanque portátil de oxígeno
3. Equipo de administración de líquidos y fármacos.
 - Juego de agujas y catéteres endovenosos de diferentes calibres
 - Juego de jeringas hipodérmicas de diferentes volúmenes

- Equipos de administración de soluciones: Equipo estándar de administración de soluciones (10 gotas/mL) para animales de más de 5kg. Equipo de administración de soluciones en microgotas (60 gotas/mL) para animales menores a 5kg
- Venoclisis
- Válvulas de tres vías y tapones de catéter

4. Líquidos.

- Solución equilibrada de electrolitos para administración endovenosa
- Dextrosa al 5%
- Solución salina fisiológica (NaCl al 0.9%)
- Soluciones coloides (dextranso 70 al 6%; hetaaluminio)
- Manitol (osmotrol al 20%)
- Soluciones salinas hipertónicas (generalmente al 3 o 7%)
- Sustituto de sangre (oxyglobin; biopure)

5. Fármacos.

- Anticolinérgicos (atropina o glicopirrolato)
- Adrenalina
- Dopamina o dobutamina
- Cloruro cálcico
- Lidocaína
- Procainamida inyectable
- Glucocorticosteroides (dexametasona, succinato sódico de prednisolona)
- Furosemida
- Manitol
- Diazepam, tiobarbitúricos

- Oximorfona, otros opiáceos
- Doxopram

6. Instrumental quirúrgico.

- Bisturí y varias hojas
- Pinzas de mosquito y de Kelly
- Separadores de costillas
- Tijeras de Metzenbaum y Mayo, portaagujas

7. Material de vendaje.

- Gasas estériles
- Vendajes de algodón
- Vendaje elástico
- Tela adhesiva de 2 y 5 cm

8. Otro equipo.

- Agua oxigenada
- Alcohol
- Algodón
- Almohadilla calentadora de agua circulante
- Apósitos estériles
- Desfibrilador eléctrico
- Esparadrapo
- Estetoscopio
- Gel lubricante
- Guantes estériles
- Guantes para exploración
- Jabón desinfectante o antiséptico

- Lámpara de bolsillo
- Laringoscopio
- Ligadura
- Linterna
- Mantas y toallas
- Material de sutura absorbible y no absorbible
- Rasuradora con peines #10 y 40
- Solución antiséptica
- Solución salina
- Sondas uretrales
- Sustituto de lágrima
- Termómetro

Literatura citada

1. Ramírez J. “Diplomado a distancia en Medicina, Cirugía y Zootecnia en Perros y Gatos: Urgencias y Terapia Intensiva”. 2ª ed. Módulo 10. UNAM. México, 2005: 8-11, 28-38.
2. Clemente P, Carrillo J. Valoración y Clasificación del Paciente de Urgencias. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 1-4.
3. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner’s. Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 4-5.
4. Wales J. “Estado de conciencia”. Wikipedia, la enciclopedia libre: http://es.wikipedia.org/wiki/Estado_de_conciencia
5. Muir W. Reanimación cardiopulmonar y cerebral. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. I: España: McGraw-Hill, 2002, 694.

PROCEDIMIENTOS BÁSICOS REALIZADOS EN EL APARATO RESPIRATORIO

- Intubación endotraqueal
- Traqueostomía
- Reanimación Cerebro-Cardio-
Pulmonar (RCCP)
- Toracocentésis
- Drenaje torácico
- Técnicas de oxigenoterapia

1. INTUBACIÓN ENDOTRAQUEAL

Objetivos

Asegurar la permeabilidad de la vía aérea y el control de la respiración ¹.

Introducción

La intubación endotraqueal consiste en insertar un tubo dentro de la tráquea para lograr un acceso al aparato respiratorio y establecer una vía permeable en casos de obstrucción de las vías respiratorias altas. Se utiliza también para proporcionar presión positiva intermitente a pacientes en paro respiratorio, en la administración de anestésicos y en la administración de medicamentos por vía intratraqueal en casos de urgencia ^{2, 3, 4}, así como para administrar oxígeno durante los procedimientos quirúrgicos ⁵.

Indicaciones

El paciente deberá estar lo suficientemente dormido como para aceptar el tubo endotraqueal (plano 3 de la anestesia: anestesia quirúrgica, no hay respuesta al estímulo doloroso, no hay reflejos somáticos, ni respuesta del sistema autónomo) con una mínima o nula resistencia a la intubación ^{5,6,7}.

Ésta técnica está recomendada en casos de pacientes con apnea, hipoventilación, lesión tóraco-pulmonar y traumatismo severo de las vías aéreas superiores, también es imprescindible en la resucitación cerebro-cardio-pulmonar (RCCP) ⁸, así como para evitar broncoaspiración en pacientes cuyos reflejos no son normales.

Material ^{5, 7, 8, 9}

- Tubos endotraqueales con manguito inflable (*figura 1-1*) (de preferencia alto volumen y baja presión), diámetros de 2.5–16mm (la elección del tubo dependerá del tamaño del paciente). Existen en el mercado diferentes tipos de tubos endotraqueales, entre los que se encuentran: Tubo de Rush, de Cole,

Murphy, Fowell, Tovel, Sanders, y Maguill. Las partes que componen un tubo endotraqueal se muestran en la *figura 1-2*.



Figura 1-1. En esta imagen se muestran los diferentes tipos de tubos endotraqueales, así como sus diferentes tamaños y diámetros colocados sobre un soporte.

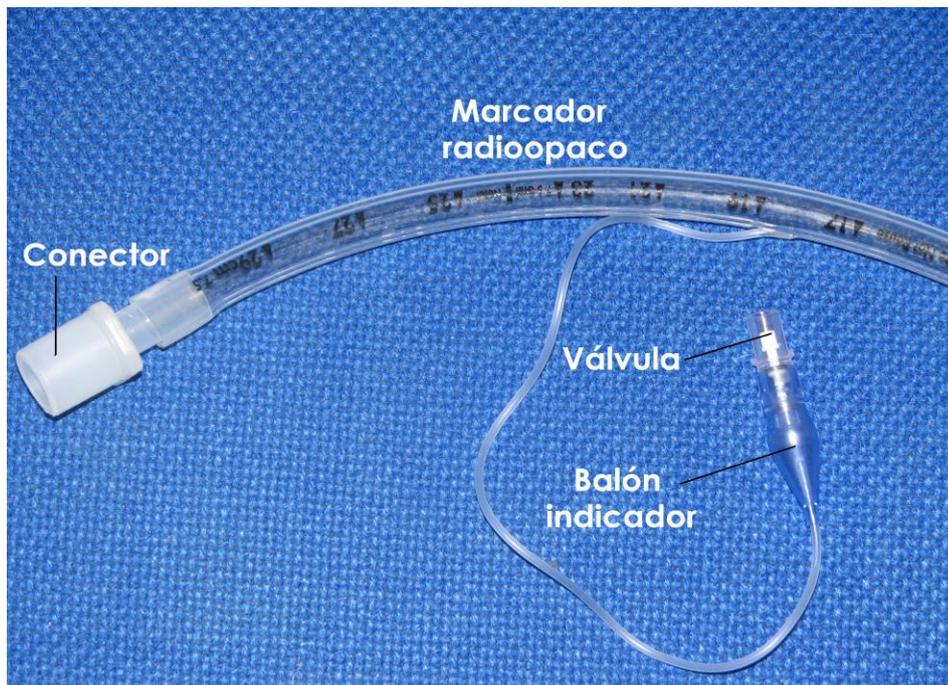


Figura 1-2. Tubo endotraqueal. En esta imagen se muestran algunas de las partes que componen a un tubo endotraqueal.

- Laringoscopio o fuente de luz.
- Lubricante estéril.
- Sedantes o anestésicos.

- Lidocaína al 2% (de preferencia en spray).
- Jeringa de 5-10mL.
- Venda de gasa.
- Bomba de succión.

Procedimiento de rutina ^{1, 3, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13}

1. Sedar o anestesiarse al paciente de ser necesario (Ketamina/diazepam: 10-20mg/kg + 0.25-0.5mg/kg IV, o con propofol: 2.2-4.4mg/kg IV).
2. Seleccionar el traqueotubo (el diámetro vendrá aproximadamente indicado por el peso corporal (*ver tabla 1-1 y figura 1-3*)).

Tabla 1-1. Comparación del traqueotubo conforme el peso corporal. Cuadro tomado de Ford ¹³

Peso corporal en kg. (perros)	Diámetro interno en mm.	Tamaño francés (FR)
2	7	22
4	8	26
6	9	28-30
9	10	32
12	11-12	34-36
14	11-12	34-36
16	11-12	36-38
18-20	12	38
Peso corporal en kg. (gatos)		
1	4	13
2	5	16
4	6	20

NOTA: Una unidad Francés equivale aproximadamente a 0.33mm

3. Comprobar que el manguito no presente perforaciones.
4. Se colocará al animal en decúbito esternal (en posición de esfinge).
5. Abrir la boca (puede utilizarse abre bocas específico), extender el cuello, traccionar la lengua con una gasa, y despejar la vía aérea de cuerpos extraños (maniobra de gancho) para que se pueda intubar.

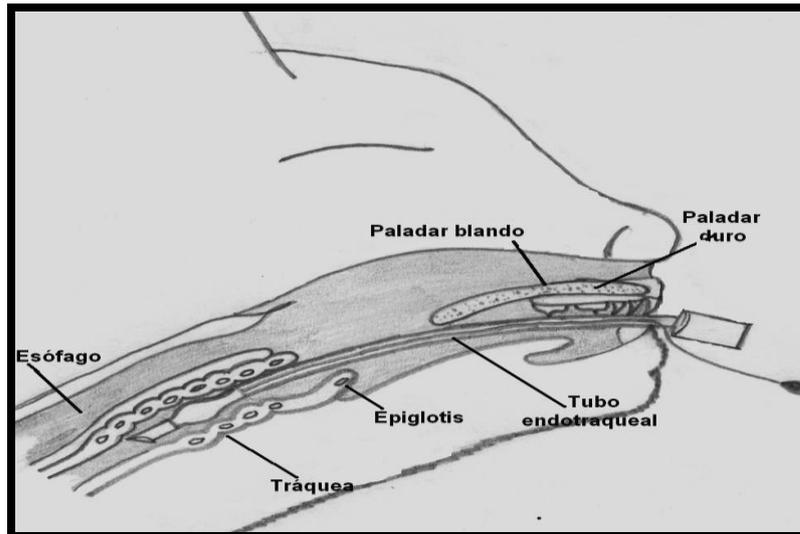


Figura 1-3. Representación esquemática de la colocación de un traqueotubo y como el manguillo ocluye el lumen alrededor del tubo.

6. Se facilita la observación de la epiglotis introduciendo el laringoscopio para observar y abatir el cartílago epiglótico. Localizar la bifurcación traqueoesofágica (*figura 1-4*).



Figura 1-4. En la técnica directa, se introduce el laringoscopio para observar y abatir el cartílago epiglótico para facilitar la intubación endotraqueal.

7. En caso de no contar con un laringoscopio, la intubación se realiza por medio de palpación digital: se introduce el dedo índice directamente en el hocico y con una palpación gentil se coloca el tubo endotraqueal.
8. Introducir el tubo endotraqueal del diámetro adecuado (*figura 1-5*), aplicando previamente gel estéril para la lubricación.

9. En caso de los gatos, estos se colocan en posición de decúbito esternal. En el caso de que permanezca el reflejo laríngeo después de ser anestesiado el gato, se rociará con una aspersion de lidocaína o bien se instilará de 0,5-1mL de lidocaína al 2%; en su defecto, si no se cuenta con el spray o con la lidocaína, se colocará xilocaína en gel sobre el manguito y la punta del tubo endotraqueal (esto evitará el espasmo de la laringe). Un asistente sostiene la cabeza con una mano, colocará el dedo índice y el pulgar junto a los caninos maxilares y tirará los labios hacia arriba para conseguir el mejor campo de visión posible. Con la otra mano se tracciona la lengua y se introduce el laringoscopio para la intubación.

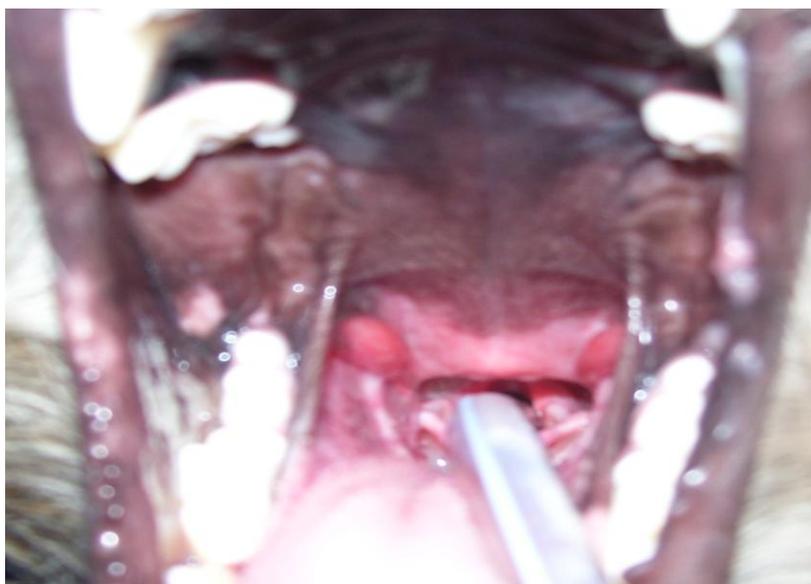


Figura 1-5. En ésta imagen se muestra como el tubo endotraqueal (previamente lubricado con gel lubricante y del diámetro adecuado) es introducido a través de la tráquea.

10. Para facilitar la intubación se emplean mandriles rígidos pero maleables (que sirven como guías). Debe introducirse por completo en la luz del tubo endotraqueal para otorgarle rigidez, pero sin sobrepasar el extremo distal. La guía facilita el pasaje del tubo endotraqueal a través de la glotis y la laringe, así como su ubicación en la tráquea.

11. Se adapta una jeringa al tubo de control y se insufla el balón con aire tan pronto como sea posible; el balón se inflará como máximo de 15-20cm de H₂O (se puede determinar la presión empíricamente palpando el balón con los dedos), siempre y cuando esté indicado por la especie o peso del paciente. Este balón que se encuentra en los tubos endotraqueales sirve para evitar que se presenten fugas en el sistema, atrapando el aire en las vías aéreas. También evita que cualquier secreción pase mas allá de su posición si traspasa la laringe hacia el interior de la tráquea, lo que podría provocar una neumonía por aspiración.
12. Siempre es importante verificar la correcta colocación del tubo, por lo que se comprime moderadamente el tórax para confirmar la salida de aire de los pulmones a través del traqueotubo, o durante la espiración se puede notar la respiración del animal en el tubo endotraqueal (si el tubo está en la tráquea, el aire espirado moverá un mechón de pelo situado al final del tubo o empañará un espejo localizado al final del tubo).
13. Se debe asegurar el tubo con una venda de gasa atado al maxilar (*figura 1-6*), si se requiere se puede anudar en la mandíbula o en la nuca, éste último siempre se hace en gatos. Otra forma de que quede sujeto el tubo endotraqueal es con la insuflación del balón, debido a que queda atorado en la tráquea (aunque es poco recomendable, debido a que existe la posibilidad de que se mueva de su lugar dentro de la tráquea).
14. Remover la acumulación de líquidos en la orofaringe por medio de un aspirador o por medio de gasas.

Complicaciones

- Realizar una intubación esofágica ⁷.



Figura 1-6. Imagen de un perro en decúbito lateral donde se realizó la intubación endotraqueal. El tubo esta atado al maxilar con una venda de gasa.

- La insuflación excesiva del balón puede causar traqueitis, necrosis de la mucosa traqueal o incluso una ruptura traqueal con el consiguiente enfisema subcutáneo y mediastínico ^{6,13}.
- La existencia de infecciones exudativas en la cavidad oral puede provocar con facilidad la infección de las vías aéreas por transporte mecánico de la pus con el tubo endotraqueal ⁶.
- La intubación traumática puede ocasionar edema laríngeo y obstrucción de las vías aéreas ¹⁴, así como traumatismo de laringe y faringe que cursan con inflamación de los tejidos y por consiguiente cierre de las vías aéreas ⁸.

Literatura citada

1. Hartsfield S. Equipo de anestesia. In: Paddleford R, editor. Manual de Anestesia en Pequeños Animales: 2ª ed. Argentina: INTER-médica, 2001, 95-97.
2. Gfeller R, Messonnier S. Handbook of Small Animal Toxicology and Poisonings : 2ª ed. USA: MOSBY, 2004, 5.
3. Tista C. Fundamentos de Cirugía en Animales: 2ªed. México: TRILLAS, 2007, 89-91.
4. Hartsfield S. Airway Management and Ventilation. In: Tranquilli W, Thurmon J, Grim K. Lumb & Jones`Veterinary Anesthesia and Analgesia: 4ª ed. USA: Blackwell, 2007, 495-501.
5. Hawkins E. Ancillary Therapy: Oxygen Supplementation and ventilation. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3ª ed.: USA: MOSBY, 2003: 339.
6. Álvarez I, Cediel R, García L, García P. Rotación de Anestesia de Pequeños Animales. Servicio de Anestesiología 2005 dic [cited 03 Oct 2006]
7. Redondo J, Soler C. Bases en la terapia con oxígeno. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 8-10.
8. Hall L, Clarke K, Trim C. Veterinary Anesthesia: 10ª ed. England: SAUNDERS, 2001, 412-413, 446-449.
9. Pérez A, Parra J, Merino J. Manual de Analgesia y Anestesia en el perro. España: McGraw-Hill, 1999, 101-104.
10. Muir III W, Hubbell J. Manual de Anestesia Veterinaria: 3ª ed. España: HARCOURT, 2001, 325-327.
11. Muir III W, Hubbell J, Bednarski R, Skarda R. Handbook of Veterinary Anesthesia: 4ª de. USA: MOSBY, 2007, 373-375, 386-388.
12. Mckelvey D, Hollingshead K. Manual de Anestesia y Analgesia Veterinaria: 3ª ed. España: MOSBY, 2003, 70-78.
13. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner´s. Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 494.
14. Hosgood G, Hoskins J. Medicina y Cirugía Pediátrica de los Animales de Compañía. España: ACRIBIA, 1998, 34-36.

2. TRAQUEOSTOMÍA

Objetivos

Establecer una vía aérea permeable para que el flujo de aire que ingrese a la tráquea llegue hacia los pulmones ^{1,2,3,4}.

Introducción

Existen dos tipos de traqueostomía: la temporal y la permanente: la traqueostomía temporal se usa comúnmente para proveer una vía alterna de aire ^{3,4,5}; mientras que en la traqueostomía permanente se crea un estoma en la luz de la tráquea mediante la sutura de la mucosa traqueal a la piel ^{3,4,6} (*figura 2-1*).

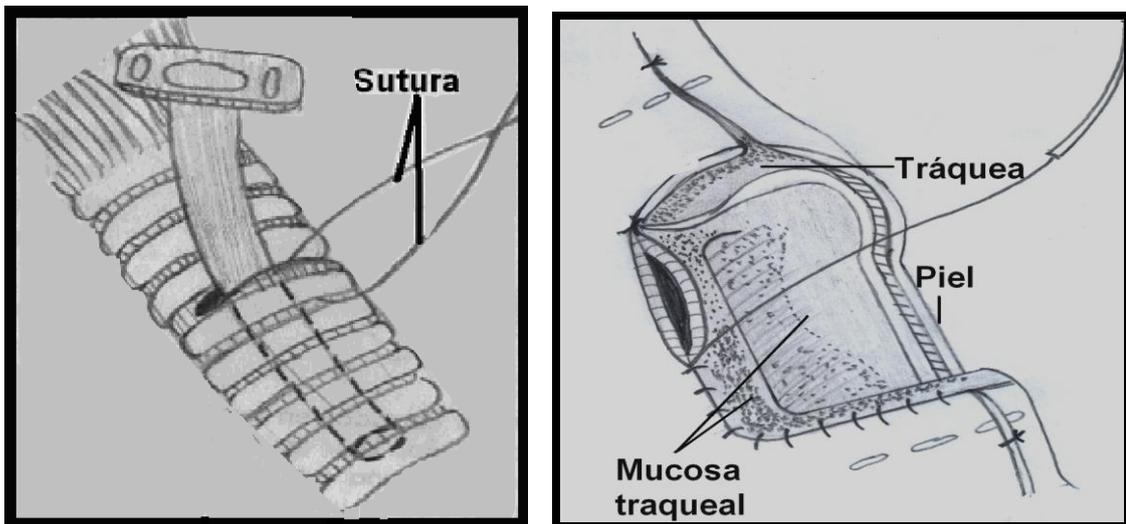


Figura 2.1. Comparación de una traqueostomía temporal (izquierda) y una permanente (derecha)

Indicaciones

Ésta técnica se realiza en animales con obstrucción de las vías respiratorias superiores como consecuencia de un cuerpo extraño laríngeo o traqueal, en parálisis laríngea, colapso traqueal, edema de la glotis, desgarros o avulsiones proximales de la tráquea ^{1,2,6,7}, así como cuando otras medidas no han servido para mantener una vía respiratoria patente ⁸.

La traqueostomía temporal se utiliza para crear una ruta alternativa para el flujo aéreo o como un procedimiento en pacientes con disnea pronunciada ^{4,5}.

La traqueostomía permanente está recomendada para los pacientes con obstrucciones respiratorias superiores que causan aflicción moderada a intensa que no pueden aliviarse en forma satisfactoria por otros métodos (ej. colapso laríngeo o neoplasia laríngea)^{3,4}.

Materiales^{1, 2, 7, 9}

- Anestésicos: Opiáceos (Butorfanol, Buprenorfina), benzodiazepinas (Diazepam, Midazolam), inductores (Propofol, Etomidato, Ketamina); (*Ver Apendice 1*).
- Soluciones antisépticas (alcohol, povidona yodada, solución de clorhexidina).
- Hoja de bisturí #10 o 15 con mango.
- Tijeras de Mayo o tijeras de Metzenbaum.
- Pinzas hemostáticas, Kelly curvas.
- Gasas estériles.
- Portaagujas y sutura: 3-0 y 4-0 de polipropileno o nylon, 3-0 absorbible (sutura de polidioxanona).
- Tubo de traqueostomía (en el caso de la traqueostomía temporal). Se debe distinguir entre 3 tipos: **A) Cánula estándar** (*figura 2-2*), para pacientes con dependencia absoluta de ventilación mecánica. Si los pacientes conservan fuerza en la musculatura orofaríngea, se puede ensayar la ventilación con balón desinflado, efectuando los ajustes necesarios en los parámetros ventilatorios. Esto facilita la deglución y permite la fonación. Los tubos con balón son más apropiados en pacientes que requieren ventilación mecánica o cuando existe el peligro de aspiración. El balón impide o limita la aspiración de secreciones gástricas. **B) Cánula fenestrada**, esta cánula permite la fonación y la respiración por boca, fosas nasales o ambos durante los periodos libres de ventilación mecánica; así mismo puede cumplir con los mismos fines de la estándar. **C) Cánulas fonadoras**, facilitan la fonación con un flujo externo de aire/oxígeno

variable, que se conduce voluntariamente hasta llegar a salir por encima del balón de neumotaponamiento, lo que permite su salida a través de las cuerdas vocales, produciéndose la fonación. Cumple también con los mismos fines de la estándar.



Figura 2-2. Tipos de tubos utilizados para la traqueostomía

Procedimiento

Traqueostomía temporal ^{1, 2, 3, 4, 5, 7, 9, 10, 11}

1. Se deberá de realizar con el paciente anestesiado (*ver Apéndice 1*).
2. Colocar al paciente en decúbito dorsal con el cuello en extensión y una tolla enrollada o una bolsa de arena bajo el cuello, con las extremidades torácicas sujetas hacia caudal.
3. Rasurar y preparar asépticamente la región cervical (con sol. antisépticas).
4. Se realiza una incisión de 5-8cm en la línea media ventral (2-4cm caudal a la laringe), desde el cartílago cricoides hacia el esternón.
5. Se realiza una disección roma entre los músculos pares (esternohioideo y esternotiroideo) hasta acceder a la tráquea.
6. Existen dos tipos de incisión que causan menor desarrollo de estenosis: **la transversa** (es la más recomendada) en el ligamento anular entre los anillos

traqueales 3° y 4° o en la zona caudal a la obstrucción; no debe abarcar más del 50% del diámetro de la tráquea, se debe evitar dañar los nervios laríngeos recurrentes (*figura 2-3 A*) y **la vertical** a través de 2°-4° anillos traqueales, pero el colapso segmentario lateral es una complicación a largo plazo.

7. Se deben colocar dos suturas en los anillos traqueales en dirección craneal y caudal de donde se realizará la incisión para estabilizar la tráquea al momento de colocar el tubo de traqueostomía (*figura 2-3 B*), o bien se utiliza la pinza de hemostasia (en lugar de las suturas) para ayudar a mantener abierta la incisión y poder colocar la sonda.
8. Se coloca el tubo en dirección caudal, se fija al cuello mediante una cinta o sutura no absorbible (*figura 2-4*).
9. Cerrar la capa muscular con un patrón de sutura continua (absorbible), se aproxima la capa subcutánea de igual modo que el músculo; el cierre de la piel es en la forma habitual, hasta la altura del tubo (*figura 2-4*).
10. En caso de extrema urgencia, es posible evitar las disecciones abordando directamente la tráquea con una incisión punzante sobre ella, a la vez que se mantiene tensa la piel de la zona con la otra mano.
11. Remover el tubo tan pronto como se estabilice la respiración, aproximadamente a las 24-48 horas.

Mantenimiento del tubo de traqueostomía

1. Succión

- Previene la obstrucción.
- Insertar un catéter de succión estéril: aplicar vacío moderado en forma intermitente mientras se rota el catéter.

- Realizar el procedimiento según requerimiento cada 15 minutos al principio y un mínimo de 4 veces al día.

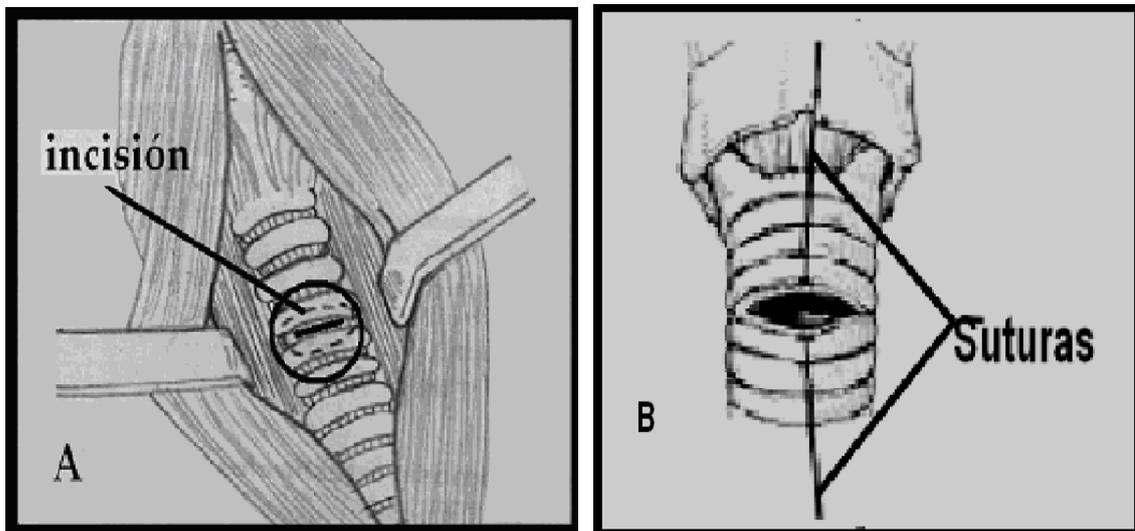


Figura 2-3. Traqueostomía temporal. A) aquí se muestra la incisión transversa a través del ligamento anular. B) las suturas sirven para abrir los anillos traqueales en dirección craneal y caudal de donde se realizó la incisión para facilitar la colocación del tubo.

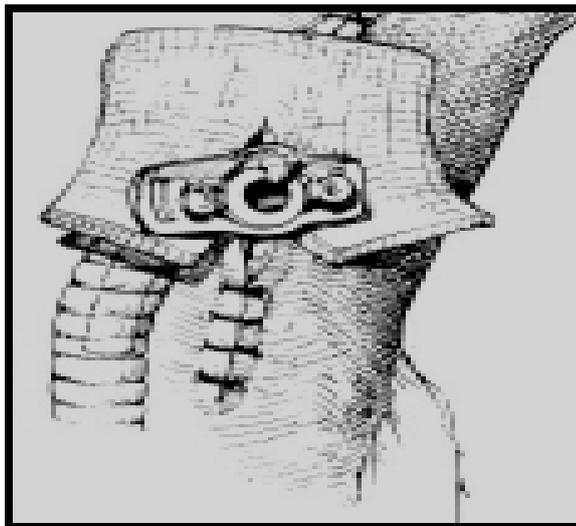


Figura 2-4. Traqueostomía temporal. En la imagen se muestra la colocación del tubo en dirección caudal, fijado al cuello mediante una cinta o sutura no absorbible. Se cierra la capa muscular con un patrón de sutura continua (absorbible), la capa subcutánea de igual modo que el músculo; el cierre de la piel es en la forma habitual, hasta la altura del tubo.

2. Reemplazo del tubo

- Cada 24h o en caso de obstrucción.
- Preoxigenar con O₂ al 100%, tomar las suturas de referencia, retirar el tubo y colocar uno nuevo.

3. Manejo de la herida

- Limpiar la herida diariamente con solución salina estéril y gasa.

Traqueostomía permanente^{3,4,6}

1. Aplicar anestesia general al paciente (*ver Apéndice 1*).
2. Colocar al paciente en decúbito dorsal.
3. Rasurar y preparar asépticamente la piel en ventral y lateral del cuello.
4. Se deben colocar los miembros torácicos hacia caudal del tórax y luego el cuello del animal se eleva y extiende con un cojín cervical dorsal.
5. La tráquea cervical proximal se expone con una incisión en la línea media comenzando en distal a la laringe y extiende en caudal unos 8-10cm.
6. Los músculos esternohioideos pares se separan y se retraen hacia lateral para visualizar la tráquea (*figura 2-5 A*).
7. Crear un túnel en dorsal de la tráquea del 3°-6° cartílagos traqueales (*figura 2-5 A*).
8. Aprovechar el túnel y afrontar los músculos esternohioideos en dorsal de la tráquea con puntos en “U” horizontal, para crear un estribo muscular que reduzca las tensiones sobre las suturas de mucosa-piel (*figura 2-5 B*).
9. Comenzando en el 2° o 3° cartílago traqueal, se delinea un segmento rectangular de la pared con un largo de tres a cuatro cartílagos y un ancho de $\frac{1}{3}$ de la circunferencia de la tráquea (*figura 2-5 B*).
10. Con la hoja de bisturí se seccionan hasta la profundidad de la mucosa traqueal el cartílago y los ligamentos anulares.
11. Se eleva el borde cartilaginoso con pinza y se disecciona el segmento de la mucosa empleando el canto romo del bisturí.
12. Un segmento similar de piel adyacente se corta para el estoma.

13. Se realiza una incisión en “I” o “H” en la mucosa.
14. Se sutura la piel directamente a la fascia peritraqueal en lateral y a los ligamentos anulares en proximal y distal del estoma con una serie de puntos intradérmicos interrumpidos, sin penetrar el lumen traqueal (*figura 2-5 C*).
15. La mucosa se pliega sobre los bordes cartilagosos y se sutura a los labios cutáneos con puntos de aproximación. Se colocan puntos interrumpidos simples en las esquinas y un patrón continuo simple lateral al estoma. Los bordes cutáneos se afrontan en proximal y distal al estoma con puntos en “X” o interrumpidos simples (*figura 2-5 C*).
16. La sangre y moco se succionan desde el estoma antes que el paciente se recupere de la anestesia.

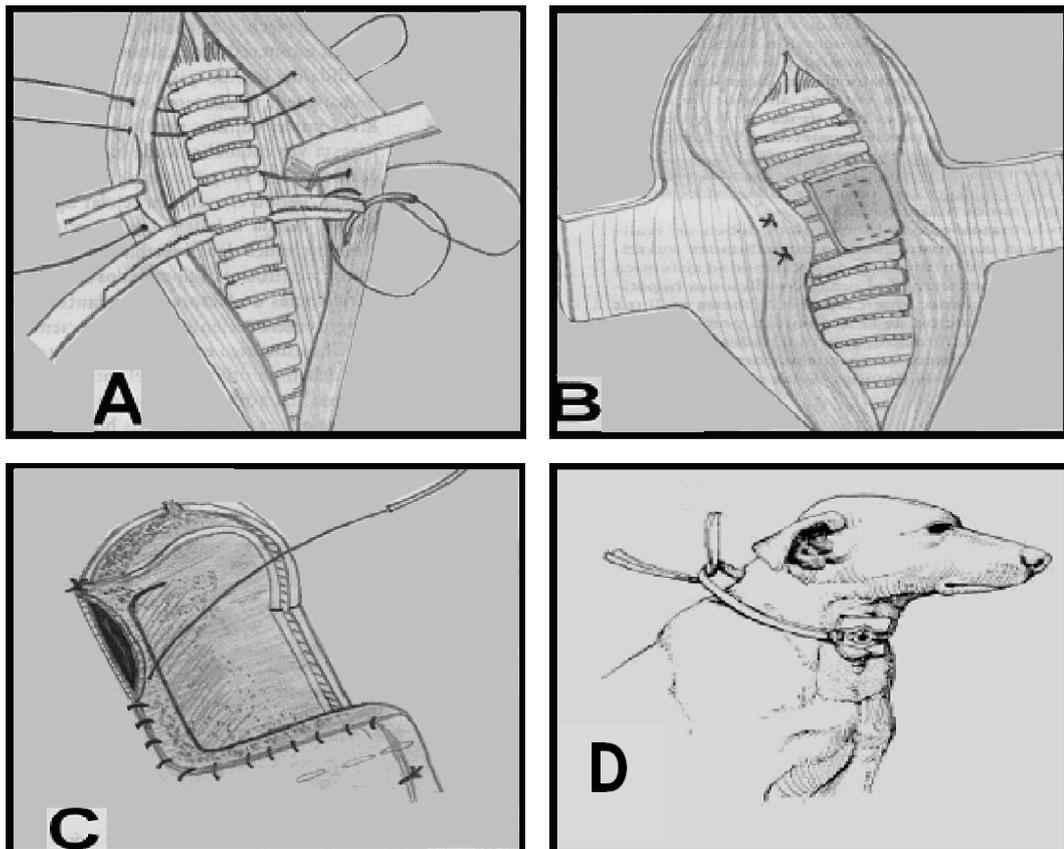


Figura 2-5. Traqueostomía permanente. A) Los músculos esternohioideos se separan y retraen para visualizar la tráquea, se crea un túnel con suturas en dorsal de la tráquea. B) desviar la tráquea hacia ventral afrontando los músculos esternohioideos con puntos en “U”. Escindir un segmento rectangular de la pared traqueal ventral sin penetración de la mucosa. Se realiza la incisión en “I” (líneas punteadas) después de eliminar el segmento cartilaginoso. Escindir la piel laxa adyacente al estoma. C y D) Emplear puntos intradérmicos para afrontar el tegumento a los ligamentos anulares. Afrontar la mucosa traqueal a la piel con puntos interrumpidos; luego, emplear un patrón continuo simple para finalizar la síntesis.

Atención posoperatoria

Los pacientes sometidos a la traqueostomía permanente se supervisan durante 24-48 horas después de la cirugía por la presencia de disnea y atención del traqueostoma. El estoma se inspecciona cada 1-3 horas. Se efectúa la higiene aséptica del estoma cuando el moco comienza a ocluirlo o incrementan los esfuerzos respiratorios. El moco que se acumula alrededor del traqueostoma se elimina con gasas humedecidas y el moco que se acumula en el lumen traqueal se extrae con un hisopo estéril humedecido. Un ungüento impermeable al agua (petrolato o ácido bórico) se aplica alrededor del traqueostoma para evitar la adhesión y formación de costras por las secreciones traqueales ⁶.

Complicaciones

- Se pueden presentar infecciones ⁷.
- La obstrucción del tubo debido al movimiento del animal, especialmente si flexiona el cuello, además se puede desarrollar una obstrucción con la capa de mucosidad acumulada endurecida (en gatos se presenta una elevada incidencia de muertes súbitas por obstrucción con agregados de moco) ⁸.
- Las complicaciones de la traqueostomía permanente incluyen oclusión del estoma con pliegues cutáneos o moco ⁶.

Literatura citada

1. Crisp M, Buffington C. Técnicas de Cuidados Críticos. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 26-28.
2. Bateman S, Buffington C, Holloway C. Emergency and Critical Care Techniques and Nutrition. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 34-35.
3. Hedlund C. Cirugía del Sistema Respiratorio Superior. In: Fossum T, editor. Cirugía en Pequeños Animales. Argentina: INTER-médico, 1999, 661-667.
4. Hedlund C. Cirugía del Sistema Respiratorio Superior. In: Fossum T, editor. Cirugía en Pequeños Animales: 2ª ed. Argentina: INTER-médico, 2004, 769-771.
5. Prymak C, Weisse C. The Extrathoracic Trachea. In: Brockman D, Holt D, editors. BSAVA Manual of Canine and Feline Head; Neck and Thoracic Surgery. England: BSAVA, 2005, 81-83, 111-112.
6. Hedlund C. Traqueostomía permanente. In: Bojrab M. Técnicas Actuales en Cirugía de Pequeños Animales: 4ª ed. Argentina: INTER-médica, 2001, 354-356.
7. Redondo J, Soler C. Bases en la terapia con oxígeno. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 12-15.
8. Hendricks J. Higiene de las vías respiratorias. In: King L, editor. Enfermedades Respiratorias en el perro y el gato: USA: SAUNDERS, 2004: 261-262.
9. Fingland R. Obstructive Upper Airway Disorders. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 2ª ed.: USA: SAUNDERS, 2000, 635-636.
10. Holt D. Traumatismo Laríngeo. In: King L, editor. Enfermedades respiratorias en el Perro y el Gato: USA: SAUNDERS, 2004: 397-398.
11. Hackett T. Care of Respiratory Patients. In: Slatter D, editor. Textbook of Small Animal Surgery: 3ª ed. Vol. I. USA: SAUNDERS, 2003, 892-895.

3. REANIMACIÓN CEREBRO-CARDIO-PULMONAR (RCCP)

Objetivos

El objetivo inmediato de la Reanimación Cerebro-Cardio-Pulmonar (RCCP) es restaurar la ventilación y circulación efectiva hacia el corazón y el cerebro para su reanimación ^{1, 2, 3}.

Introducción

Atender un paciente politraumatizado es un reto para el médico de pequeñas especies, ya que aunque el periodo más crítico es la primera hora después del accidente, muchos problemas pueden no ser evidentes hasta las siguientes 24-48 horas. El trabajar con este tipo de pacientes es estar en el filo de la navaja, ya que en cualquier momento pueden presentar un **arresto cardio-pulmonar (ACP)**, lo que obliga a estar preparados con el equipo y personal necesario para realizar el procedimiento de **RCCP** para no tener desenlaces fatales ^{1, 2, 4, 5, 6}.

ACP: Es la detención súbita de la ventilación funcional y circulación efectiva, teniendo como consecuencia la pérdida de la conciencia y que requiere de una intervención de emergencia para evitar la muerte del individuo ^{7, 8}.

RCCP: Son los procedimientos realizados para dar ventilación y circulación artificial hasta que se restaure la función cardio-pulmonar espontánea, sin daño neurológico.

El sistema RCCP básico consta de tres fases: **sostén vital básico, sostén vital avanzado y sostén vital prolongado** ^{3, 4, 5}.

Es importante reconocer lo más rápido posible la presencia del ACP, ya que serán los siguientes 4 minutos los que determinen la sobrevivencia o no del paciente y su grado de recuperación neurológica ^{1, 2}. A diferencia de otros procesos patológicos, no se pueden esperar los resultados de pruebas complementarias para confirmar el diagnóstico, por lo que se tendrá que basar en la detección de una serie de signos

clínicos como: cianosis, debilidad del pulso femoral, imposibilidad de auscultar el sonido cardíaco, posición del globo ocular en su órbita y la presencia de midriasis, frecuencia cardíaca baja de forma progresiva, frecuencia respiratoria disminuida y con volúmenes tidales cada vez más bajos^{7,8,9}. Es necesario que los pacientes traumatizados con riesgo de sufrir un ACP sean vigilados con monitores como: oxímetro de pulso, capnógrafo, doppler de flujo, electrocardiógrafo, gasometría, etc., o con exámenes físicos cada 10-15 minutos para detectar signos premonitorios del ACP como los mencionados anteriormente además de cambios inexplicables durante los procedimientos anestésicos como alteraciones en el segmento S-T y onda T, despolarización ventricular ectópica, entre otros.^{1,2,7,8}.

Indicaciones

El ACP puede ser el resultado de una enfermedad cardíaca primaria o bien de enfermedades que afecten otros órganos:

Hipoxia celular: En pacientes traumatizados puede deberse a disminución del volumen vascular por hemorragias, choque, arritmias cardíacas que disminuyen el gasto cardíaco por obstrucción de las vías respiratorias, hipoventilación, desbalances en la ventilación-perfusión, alteración en la difusión del oxígeno a través de la membrana alveolar (edema, hemorragia, etc.)^{1,2,10}.

Estimulación vagal: Cuando hay hipoxemia, hipercarbia, o hipercalcemia la estimulación vagal puede precipitar la asístole ventricular. Las maniobras, que pueden resultar en estímulo vagal son la manipulación quirúrgica de tejidos abdominales, torácicos, cervicales, intubación y extubación endotraqueal, succión traqueal.^{1,2}.

Desbalances ácido-base y electrolíticos: La hipoxia, hipercarbia y acidemia estimulan la liberación de catecolaminas, lo que aumenta la automaticidad cardíaca y tasa metabólica

predisponiendo a la taquicardia ventricular o fibrilación ventricular. Además la acidemia baja el umbral para la fibrilación ventricular^{1,2,10}.

Agentes anestésicos: En mayor o menor grado tanto los agentes anestésicos inyectables como inhalados (pentotal, halotane, respectivamente, etc.) tienen capacidad de deprimir la función respiratoria y cardiovascular además pueden tener capacidad de sensibilizar al miocardio a catecolaminas lo que predispone a un paciente traumatizado a las arritmias ventriculares o provoca hipotensión (fenotiazínicos, xilazina) que incrementa la hipoxia celular rompiendo muchas veces la precaria homeóstasis cardiovascular del paciente politraumatizado^{1,2,10}.

Material^{4,5,8,9,11}

- Juego de tubos endotraqueales con manguito, con diámetro interior de 2-16mm.
- Fuente de aporte de oxígeno: aparato de anestesia de pequeños animales, válvula de demanda, tubo de oxígeno para administrar oxígeno nasal, respirador (de ciclo por presión o volumen), cámara de oxígeno, bolsa AMBÚ.
- Equipo de administración de líquidos y fármacos: juego de agujas (18-25G) y catéter endovenoso (sobre aguja o a través de aguja 17-22G); juego de jeringas (1, 3, 6, 10, 12, 20 y 60mL); equipo de administración de soluciones (equipos estándar de administración de soluciones (10-20g/mL) para animales de más de 7kg. Equipos de administración de soluciones de microgotas (60g/mL) para animales menores de 7-10kg y para administrar fármacos que deben darse por infusión); tubos de extensión venosa para prolongar el tiempo hasta lograr el efecto del fármaco, aumentando la distancia entre los líquidos y el animal; válvulas de tres vías y tapones de catéter.
- Líquidos: solución equilibrada de electrolitos para administración IV en la mayoría de las situaciones de urgencias (20mL/kg/h durante la hipotensión,

40ml/kg/h después del paro cardiaco agudo, 80-90mL/kg/h después de la insuficiencia circulatoria por hemorragia); otras soluciones (dextrosa al 5% en agua para aportar volumen y calorías adicionales y diluir la concentración plasmática de potasio; soluciones cristaloides isotónicas como el suero fisiológico (NaCl al 0.9%) para aportar volumen y diluir la concentración plasmática de potasio; soluciones coloides (dextrano 70 al 6%; hetaalmidon) para aportar volumen y valor oncónico; manitol (Osmotrol al 20%) para utilizar como diurético osmótico y como eliminador de los radicales libres de oxígeno); soluciones especiales (soluciones salinas hipertónicas (generalmente al 3 ó 7%) para restablecer el volumen vascular; la cantidad adecuada de NaCl puede mezclarse en dextrano 70 al 6%; NaCl en dextrano 70 al 6% puede administrarse IV, 4mL/kg en 1-2min.; sustituto de la sangre (Oxyglobin, Biopure), 10-30mL/kg/h IV para mantener la oxigenación tisular después de una hemorragia aguda o en la anemia grave).

- Buretas
- Fármacos: anticolinérgicos (atropina o glicopirrolato); adrenalina (1:10,000); dopamina o dobutamina; cloruro cálcico; lidocaína (2%); procainamida inyectable; glucocorticoesteroides (dexametasona, succinato sódico de metil prednisolona); furosemida; manitol; diazepam.
- Instrumental quirúrgico: bisturí y varias hojas del #10; pinzas de mosquito y de Kelly; separadores de costillas; pinzas de mariposa; tijeras de Metzenbaum y Mayo; portaagujas.
- Material de vendaje (2.5, 5 y 10cm): gasas estériles de 6x10cm; vendas de algodón; venda elástica.

- Otro equipo: máquinas de rasurar (con peine del # 40); férulas de Mason (en los animales de menos de 10kg pueden utilizarse depresores de lengua); almohadilla calentadora de agua circulante; aparato de electrocardiografía; desfibrilador eléctrico; aparato de aspiración o succión y tubos; surtido de material de sutura.

Procedimiento

Soporte de vida básico ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 12, 13, 14}

El Soporte de Vida Básico (SVB) se lleva acabo a través de la administración manual de compresión cardiaca y respiración artificial. El objetivo del SVB es mantener la función circulatoria y respiratoria hasta que el tratamiento definitivo (soporte de vida avanzado) pueda darse para corregir las anormalidades principales y promover la sobrevivencia con una función neurológica normal. El SVB se lleva acabo con el tradicional ABC:

1) Airway (Vía aérea permeable): Se valora y se establece la falta de respuesta de la vía respiratoria, revisando si hay presencia de materiales que impidan la ventilación. El control de la vía aérea comienza con la extensión de las estructuras anteriores del cuello mediante la inclinación de la cabeza hacia atrás.

1. Jalar la lengua hacia delante.
2. Limpiar o succionar toda la cavidad oral.
3. Intentar la insuflación de los pulmones con presión positiva con mascarilla o directamente se realiza la intubación endotraqueal y balón, bolsa o globo autoinflable (AMBÚ).
4. En pacientes con obstrucciones debido a cuerpos extraños no removibles o inflamación, edema, masas o daño a la faringe, realizar inmediatamente la traqueostomía para empezar a ventilar.

2) Breathing (Respiración): Una vez que se tiene una vía aérea permeable.

1. Iniciar la ventilación artificial para contrarrestar la hipoxemia, esto se puede lograr con la máquina de anestesia (100% de O₂)^{4, 5, 10, 13, 14} o con la unidad de mascarilla reservorio y el aire del medio ambiente (21% de O₂) o con respiración boca-tubo (16% de O₂). Se recomienda iniciar con 2 respiraciones iniciales de 1-1.5 segundos de duración y esperar 7 segundos^{1, 2, 9}. Si no inicia la respiración dar 20-25 respiraciones por minuto en RCCP a tórax cerrado^{1, 2, 10}.
2. Si el RCCP se da con tórax abierto se recomienda dar 40-60 respiraciones/minuto simultáneamente con la compresión cardiaca directa. Con estas técnicas de respiración se produce hiperventilación y con esto se mejoran los valores de gases sanguíneos.

NOTA: si la ausencia de oxígeno se mantiene por encima de 5 minutos, se producen daños irreversibles a nivel cerebral⁹.

3) Circulation (Circulación): La compresión externa cardiaca no requiere de equipo especial y es el método primario para dar circulación artificial, su efectividad depende de la transmisión de fuerza aplicada a la caja torácica hacia los pulmones, corazón y vasos intratorácicos.

1. Se recomienda la compresión del esternón o de las costillas, lo que genera picos de presión auricular derecha, casi tan elevados como los picos de presión arterial, las presiones de perfusión también se reducen. Se recomienda dar 80 compresiones/minuto en pacientes de talla grande y 120/minuto en los de talla chica. Las compresiones pueden realizarse con el animal en decúbito lateral o dorsal. La duración de la compresión debe ser el 50% del ciclo compresión/relajación, para tener un mejor flujo al miocardio y cerebro.
2. Situar la palma de la mano izquierda sobre la región precordial en pequeños animales y más dorsal en pacientes mayores, colocar la palma de la mano derecha sobre la izquierda y aplicar compresiones cortas y rápidas con un ritmo

de 80-120/min. La fuerza de compresión al tórax debe de disminuir el diámetro torácico en un 25-33%. Cuando se está sólo, se puede dar 15 compresiones por 2 ventilaciones (*figura 3-1*).

3. Durante la RCCP, la tráquea se intuba con la mayor rapidez posible sin interrumpir las compresiones torácicas durante más de 15 segundos.
4. El flujo sanguíneo se genera por la combinación variable de bombeo cardiaco y de mecanismos de bombeo torácico. Las presiones de perfusión coronaria y cerebral inducidas por la RCCP externa pueden incrementarse con adrenalina.
5. Algunas otras medidas necesarias en casos de traumatismo son: el control de hemorragias externas; el control de la vía aérea; la respiración artificial; el monitoreo primario y secundario; la administración de líquidos intravenosos, a fin de prevenir un paro cardiaco secundario a la pérdida del volumen sanguíneo.

Soporte de vida avanzado ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14}

El Soporte de Vida Avanzado (SVA), son los procedimientos requeridos para tratar la causa específica del arresto y llevar a reasumir la circulación espontánea.

1. *Apoyo avanzado para la ventilación.* La mejor manera de conservar la ventilación y oxigenación adecuadas y proteger las vías respiratorias en un paciente inconsciente o que vomita es la intubación de la tráquea. Los diferentes medicamentos para dar apoyo avanzado (adrenalina, atropina, lidocaína) son efectivos cuando se administran por vía endotraqueal.
2. *Acceso intravenoso.* Una vez iniciada la RCCP, debe colocarse de inmediato catéteres endovenosos.



Figura 3-1. Compresión del tórax en el perro (arriba). Situar la palma de la mano izquierda sobre la región precordial en pequeños animales y más dorsalmente en pacientes mayores, colocar la palma de la mano derecha sobre la izquierda y aplicar compresiones cortas y rápidas con un ritmo de 120/min. Compresión del tórax en el gato (abajo). Colocar la mano, abarcando la región precordial y aplicar compresiones cortas y rápidas con un ritmo de 180/min

3. *Corrección de la acidosis.* Generalmente, la ventilación adecuada llevará a corregir la acidosis en la mayoría de los pacientes. De no ser así, se considera la administración del bicarbonato (será el segundo o tercer agente de elección en el paro cardíaco, después de la adrenalina y la lidocaína). El **bicarbonato sódico** ayuda a combatir el desarrollo de acidosis metabólica, y más concretamente acidosis láctica producida por el metabolismo anaerobio secundario al paro circulatorio; la dosis inicial de bicarbonato sódico (1 mEq/kg IV) no es necesaria hasta después de 10-15 minutos del paro y puede repetirse (0.5 mEq/kg IV) cada

10-15 minutos hasta que los esfuerzos de reanimación tengan éxito o se abandonen.

4. *Evaluaciones diagnósticas durante el soporte avanzado de la vida.* Serán suficientes dos procedimientos diagnósticos: **a)** el electrocardiograma (la identificación del ritmo cardíaco al tiempo del ACP es importante para iniciar un tratamiento antiarrítmico y cuidado de soporte adecuado, las 4 arritmias más comunes que se presentan durante el ACP son: asístole ventricular, disociación electromecánica, bradicardia sinusal y fibrilación ventricular (FV)); y **b)** la medición de gases sanguíneos y pH arterial (gasometría).
5. *Fármacos (ver Apéndice 2).*
6. *Corrección de la fibrilación ventricular.* En pacientes en arresto con FV con ausencia de pulso se les practica la desfibrilación inmediata con corriente eléctrica. Su uso se fundamenta en que un choque eléctrico masivo puede causar la despolarización completa de todas las fibras miocárdicas individuales. En un paro cardíaco por fibrilación que se detecta inmediatamente, se recomienda aplicar los contrachocos 30-60 segundos después del comienzo de la FV. Si estos contrachocos no dan resultado en el curso de 60 segundos de colapso, debe instaurarse la RCCP.

Las pautas para la desfibrilación recomiendan 2-3 choques iniciales de aproximadamente 3 J/kg³. La dosis de desfibrilación externa es (5-10 J/kg)¹⁰: 2watt/seg./kg pacientes menores de 7kg.; 5watt/seg./kg pacientes entre 8-40kg y de 5-10watt/seg./kg para pacientes mayores de 40kg.¹ Mientras que la desfibrilación interna es (0.5-2 J/kg)¹⁰: 0.2-0.4watt/seg./kg en pacientes pequeños; 2watt/seg./kg pacientes grandes¹.

NOTA: para la desfibrilación externa las paletas se colocan con firmeza a cada lado del tórax sobre el corazón de manera que la descarga atraviese todo el miocardio (la pasta de contacto se utiliza para acrecentar la conducción de la corriente eléctrica hacia el cuerpo).

Masaje cardiaco a tórax abierto ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 9, 10, 12, 13}

El masaje cardiaco a tórax abierto se realiza cuando el ACP ocurre en procedimientos quirúrgicos, en los cuales el tórax o abdomen están abiertos o cuando hay condiciones que interfieran con la generación de la presión intratorácica como neumotórax, hernia diafragmática, tórax flotante, obesidad severa, efusión pericárdica, animales muy grandes, arresto hipotérmico o en caso de severa hipovolemia ^{1, 2, 3}.

La compresión torácica produce un incremento en la presión intratorácica que es transmitida a las estructuras vasculares intratorácicas, lo que lleva a un flujo sanguíneo anterogrado, pero también incrementa la presión venosa, lo que eleva la resistencia al flujo que ocasiona que baje el flujo miocárdico y cerebral (sólo da un 20-30% de lo normal). El masaje cardiaco a tórax abierto produce flujo sanguíneo con menos elevación en la presión venosa lo que resulta en un mejor flujo sanguíneo a miocardio y cerebro (56% de lo normal), lo que repercuten en una mejor recuperación neurológica.

1. Colocar al animal en decúbito lateral.
2. Se debe incluir la intubación endotraqueal y la ventilación por presión positiva intermitente (para evitar el colapso pulmonar y proseguir con la ventilación) (*figura 3-2*).
3. Preparación mínima de la piel.
4. Realizar una incisión de la piel entre el 4º-5º espacio intercostal izquierdo. (*figura 3-3*)
5. Se aborda la cavidad torácica con instrumentos romos, y se secciona los músculos intercostales con tijeras Mayo, evitando dañar el paquete vasculonervioso intercostal.
6. Ensanchar el espacio intercostal e introducir un separador costal.



Figura 3-2. Para la RCCP proceder con la intubación endotraqueal y la ventilación por presión positiva intermitente (izquierda) por medio del aparato de anestesia inhalada (derecha), o bolsa de resucitación.

7. Se visualiza el corazón y el masaje se iniciará sin abrir el pericardio. El masaje se realiza comprimiendo el corazón con el dedo índice y pulgar (corazón pequeño), entre la palma y los dedos de una mano (corazón de tamaño medio) (*figura 3-4*) o entre la palma y la pared torácica opuesta o ambas manos (corazón grande). Se aplica suficiente fuerza compresiva para vaciar los ventrículos, dejando tiempo para que el ventrículo se llene antes de la siguiente compresión. El ritmo habitual de compresión es de 60-80/min.
8. Una vez que se logra la reanimación, el tórax se lava con solución salina fisiológica normal, se coloca un drenaje de tórax y se instituye terapia con antibióticos.

Reanimación cerebral. ^{3, 7, 12}

El apoyo cardiaco avanzado aporta una adecuada cantidad de sangre oxigenada para el cerebro. El arresto cardiaco produce hipoxia cerebral en 10 segundos, una reducción de glucosa y reservas de glucógeno en 2-4 minutos, la disminución de reservas de adenosina trifosfato en 4-5min. Se puede mejorar el flujo cerebral posicionando al paciente ligeramente inclinado hacia adelante, vendando las extremidades y el abdomen y presionando parcialmente la aorta torácica por detrás del tronco braquiocefálico.



Figura 3-3. Realizar una incisión rápida de la piel entre el 4º-5º espacio intercostal izquierdo. Imagen cortesía del Dr. Jorge Luna del Villar

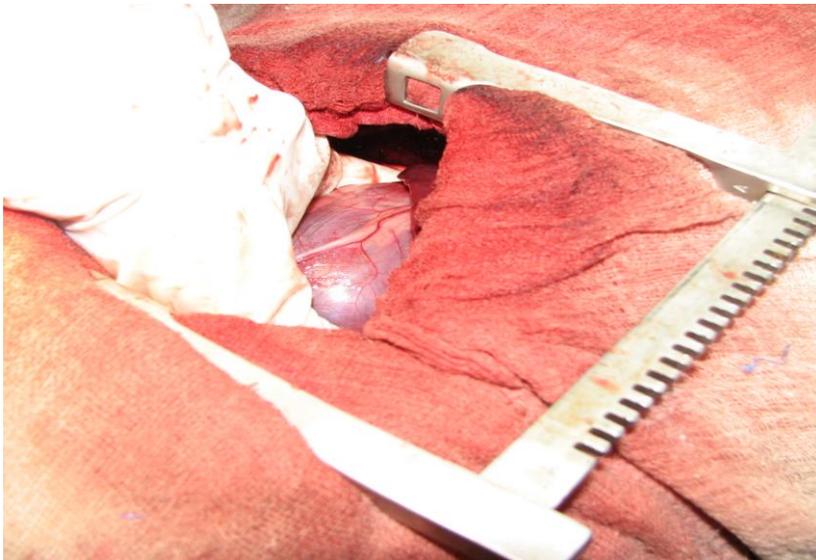


Figura 3-4. Visualizar el corazón e iniciar el masaje sin abrir el pericardio. El masaje se realiza comprimiendo el corazón entre la palma y los dedos de una mano (para el caso de un corazón de tamaño medio). Imagen cortesía del Dr. Jorge Luna del Villar

Soporte vital prolongado^{4,5}

Incluye todos los métodos médicos y quirúrgicos para prevenir el fallo nervioso central y multiorgánico después del paro cardiaco.

Complicaciones

Las principales complicaciones en la RCCP básica son ^{1,2,3}:

- Neumotórax.
- Traumatismo en las costillas y uniones costocodrales.

- Hemotórax.
- Contusión del miocardio.
- Laceración de arterias coronarias.
- Contusión pulmonar.

Las principales complicaciones que se presentan después de la resucitación, son la recurrencia del arresto dentro de las siguientes 4 horas y el daño cerebral posresucitación ¹².

Los componentes que intervienen en el daño cerebral son ¹²:

- Pérdida de la autorregulación de flujo sanguíneo cerebral.
- Alteración en las bombas de membrana dependientes de energía.
- Entrada de sodio a la célula (edema).
- Entrada de calcio a la célula.
- Liberación de calcio de almacenes intracelulares.
- Activación de sistemas enzimáticos mediados por calcio y calmodulin.
- Activación de la fosfolipasa A con activación de la ciclooxigenasa y lipooxigenasa y sus mediadores inflamatorios.
- Activación de enzima xantina deshidrogenasa a xantina oxidasa con producción de oxirradicales y daño oxidativo.
- Liberación de neurotransmisores excitatorios (glutamato, aspartato y ácido quinolínico).
- Activación de receptores N-Metil-D-Aspartato (NMDA).
- Activación por calcio y receptores NMDA de óxido nítrico sintetasa por neuronas y células inflamatorias.
- Daño oxidativo por oxirradicales, óxido nítrico con peroxidación lipídica, apoptosis y necrosis del tejido neuronal.

Literatura citada

1. Ware W. Cardiopulmonary Resuscitation. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3ª ed.: USA: MOSBY, 2003: 98-105
2. Ware W. Resucitación Cardiopulmonar. In: Nelson R, Couto G, editors. Medicina Interna de Pequeños Animales: 2ª ed.: Argentina: INTER-médica, 2000: 101-109
3. Ramírez J. Resucitación cardiopulmonar y cerebral (RCPC). Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y zootecnia en perros y gatos: Modulo 10: Urgencias y terapia Intensiva; 2005, 41-65; Distrito Federal. México
4. Muir III W. Reanimación Cardiopulmonar y Cerebral. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 693-705.
5. Muir III W. Cardiopulmonary Cerebral Resuscitation. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 1609-1621.
6. Tista C. Fundamentos de Cirugía en Animales: 2ªed. México: TRILLAS, 2007, 105-109.
7. Soler G, Carrillo J. Reanimación Cardiopulmonar. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 79-84.
8. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 113-121.
9. Pérez A, Parra J, Merino J. Manual de Analgesia y Anestesia en el perro. España: McGraw-Hill, 1999, 179-187.
10. Jacobson J. Reanimación Cardiopulmonar. In: Morgan R, editor. Clinica de Pequeños Animales: 3ª ed.: España: HARCOURT BRACE, 1999: 85-90.
11. Beard K. Cardiopulmonary Resuscitation and Other Emergencies. In: Welsh E, editor. Anesthesia for Veterinary Nurses. USA: Blackwell Science, 2003, 273-282.
12. Haskins S. Cardiopulmonary Resuscitation. In: Slatter D, editor. Textbook of Small Animal Surgery: 3ª ed. Vol. II. USA: SAUNDERS, 2003, 2613-2621.
13. Tracy D. Cuidados Quirúrgicos de Pequeños Animales. España: ACRIBIA, 2000, 341-346.
14. McKelvey D, Hollingshead K. Small Animal Anesthesia & Analgesia: 2ªed. USA: MOSBY, 2000, 225-248.

4. TORACOCENTÉISIS ó TORACENTÉISIS

Objetivos

El objetivo es aspirar el líquido o aire libre del espacio pleural y mediastinico para la rápida estabilización del animal (como en el caso de neumotórax) ^{1,2,3}.

Introducción

La toracocentesis es la punción quirúrgica de la pared torácica para el drenaje del líquido o la salida de aire de la cavidad pleural ^{4,5,6,7}. En algunas enfermedades puede haber una acumulación de líquido en el espacio pleural, la recolección de este líquido puede ser de gran ayuda en el diagnóstico y en la terapéutica ⁸. La efusión pleural es más común que el neumotórax en los pacientes enfermos críticos. En estos pacientes la efusión pleural puede ser causada por un proceso de enfermedad primaria o secundaria como causas yatrogénicas o cardiovasculares. La toracocentesis es un procedimiento fácil y potencialmente salva la vida en los pacientes en estado crítico.

Indicaciones

Está indicada ante la presencia de cualquier efusión pleural no diagnosticada ⁹, para la evaluación citológica y microbiológica del líquido obtenido, y como terapéutica (para aliviar signos causados por ocupación del espacio pleural como en los casos de neumotórax, hemotórax, quilotórax) ^{1,2,4,5,8,10,11}.

Materiales ^{1,2,3,5,6,7,8,11,12}

- Guantes estériles.
- Máquina de rasurar con peine del #40.
- Materiales para preparación quirúrgica (yodo povidona, clorhexidina o alcohol).
- Catéter de mariposa 19–22G con tubo de extensión para los animales pequeños y catéter con guía 20-22G para animales de mayor tamaño.

- Llave de tres vías.
- Jeringa de 30-60mL.
- Tubos para colección de líquidos.
- Sedantes y anestésicos.
- Rotulador para marcar las referencias anatómicas.

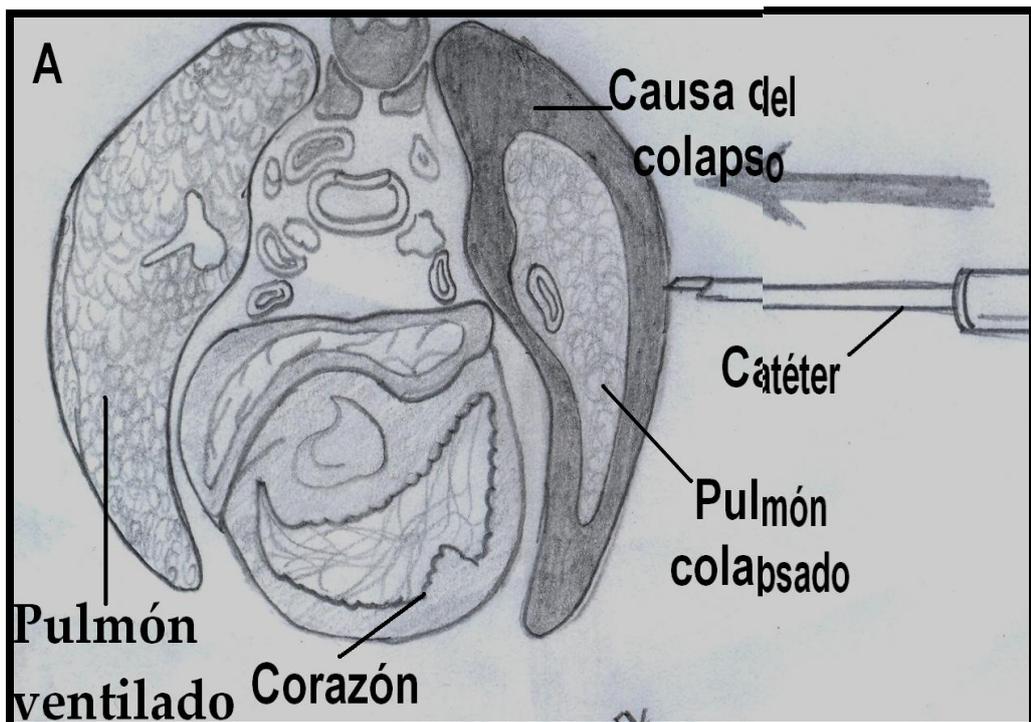
Procedimiento ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13}

1. En raras ocasiones se necesita sedación (butorfanol 0.2–0.4mg/kg. IV).
2. Puede utilizarse anestesia local (lidocaína al 2%: 1-2mL).
3. Colocar el paciente en decúbito lateral para neumotórax, y en decúbito esternal o cuadripedestación para el acumulo de líquidos.
4. Depilar y preparar quirúrgicamente la pared costal entre el 6° y 9° espacio intercostal, cerca de la unión costochondral.
5. En caso de carecer de experiencia, es conveniente marcar con un rotulador las referencias anatómicas de la zona para evitar errores.
6. Introducir la aguja por delante de la 7^a a 8^a costilla cerca de la unión costochondral para evitar el paquete vásculonervioso. Se coloca la aguja lo más dorsal posible para evacuar aire, y ventral para líquidos.
7. Una vez penetrado el espacio pleural se debe orientar la aguja en forma paralela a la pared costal, con el bisel hacia la superficie de la pleura parietal (*figura 4-1*).
8. Adaptar la llave de tres vías a la extensión, y ésta a la jeringa.
9. Maniobrar la llave de tres vías y extraer todo el aire o líquido de la cavidad pleural (en caso de hemotórax evacuar sólo la cantidad necesaria para aliviar los síntomas respiratorios).
10. Colectar la muestra de líquido en un tubo seco y en uno con EDTA (se recomienda la evaluación citológica y microbiológica de la muestra obtenida).

11. Verificar la cantidad a extraer (en el caso de líquidos).

Complicaciones

- Algunas complicaciones pueden ser:
 - La laceración iatrógena del pulmón lo que ocasiona neumotórax ^{2, 5, 7, 10, 12}, hemotórax o neumohemotorax ^{4, 8, 9}.
 - Pérdida de la punta del catéter requiriendo toracotomía ^{4, 8, 9}.
 - Muerte súbita ^{4, 8, 9}.
 - Dolor ^{4, 8, 9}.
 - Tos persistente ^{4, 8, 9}.
 - Disnea ^{4, 8, 9}.
 - Embolismo de aire ^{4, 8, 9}.
 - Edema pulmonar ^{4, 8, 9}.
 - Infección pleural ^{4, 8, 9}.
- Existe la posibilidad de punción de la arteria torácica interna, de vasos intercostales o coronarios ^{2, 4}.



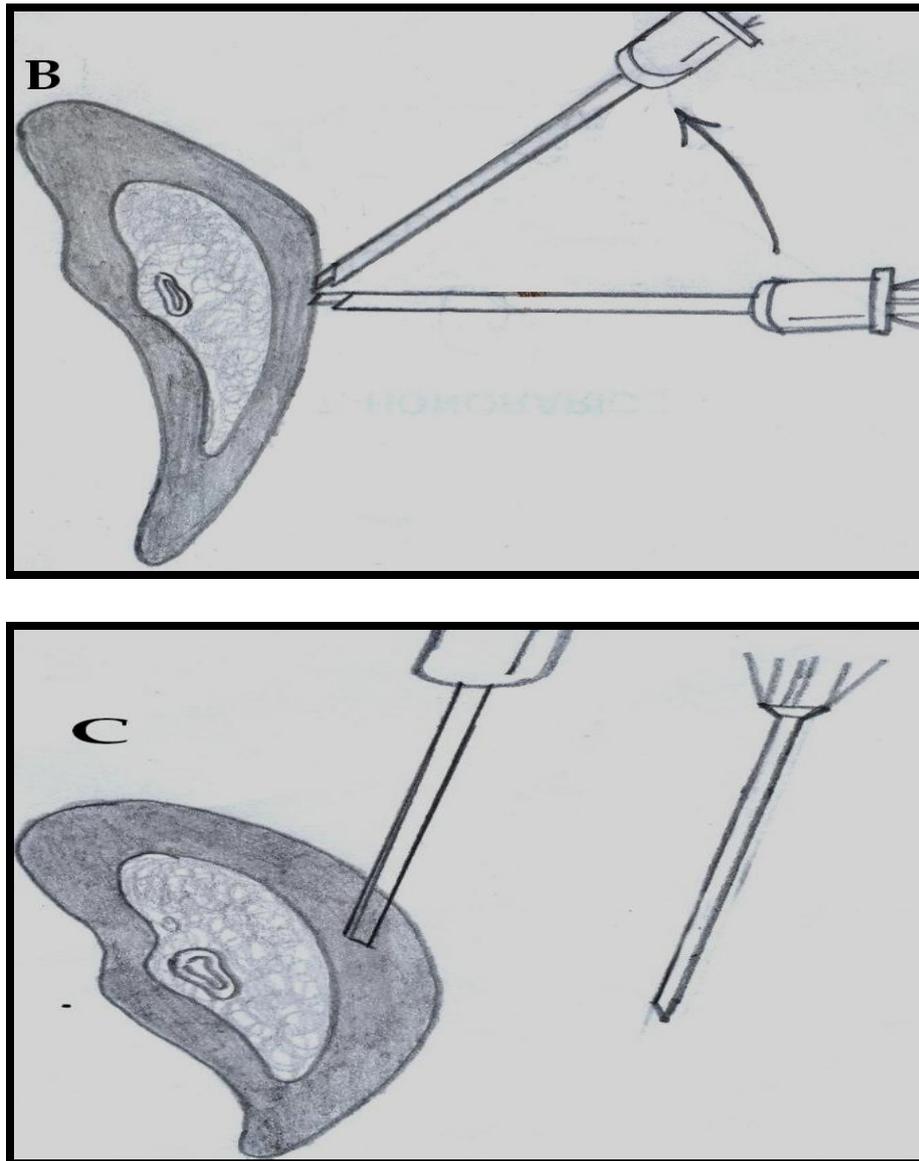


Figura 4-1. Toracocentesis. A) Introducir el catéter y avanzarlo a través de la pared torácica hasta obtener un poco de líquido. B) Dirigir el catéter ligeramente hacia ventral. C) deslizar el catéter por encima del estilete (que se retira) y se conecta el sistema de extensión con la llave de tres vías y la jeringa para permitir la evacuación de los contenidos torácicos.

Literatura citada

1. Crisp M, Buffington C. Técnicas de Cuidados Críticos. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 29-30.
2. Bateman S, Buffington C, Holloway C. Emergency and Critical Care Techniques and Nutrition. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 37-38.
3. Lipscomb V, Waddell L, Holt D. The Pleural Cavity and its Drainage. In: Brockman D, Holt D, editors. BSAVA Manual of Canine and Feline Head; Neck and Thoracic Surgery. England: BSAVA, 2005, 152-153, 156, 158-159, 161-162.
4. Brum D, Morgan R. Procedimientos Terapéuticos y diagnósticos específicos. In: Morgan R, editor. Clínica de Pequeños Animales: 3ª ed.: España: HARCOURT BRACE, 1999: 19.
5. Soler C, Carrillo J, Engel J. Maniobras de urgencias en el tórax. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 44-45.
6. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 52-55.
7. D'Urso L. Thoracic and Pericardial Taps and Drains. In: Ettinger S, Feldman E, editors. Textbook of Veterinary Internal Medicine: 6º ed. Vol. I. USA: SAUNDERS, 2005, 380-381.
8. Sauvé V. Toracocentesis. In: King L, editor. Enfermedades respiratorias en el Perro y el Gato: USA: SAUNDERS, 2004: 167-172.
9. Kuehn N, Turnwald G. Respiratory Disorders. In: Willard M, Tvedten H, editors. Small Animal Clinical Diagnosis: 4ªed. USA: SAUNDERS, 2004, 288-289.
10. Crowe D, Devey J. Drenaje Torácico. In: Bojrab M. Técnicas Actuales en Cirugía de Pequeños Animales: 4ª ed. Argentina: INTER-médica, 2001, 371-374.
11. Hawkins E. Respiratory System Disorders. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3ª ed.: USA: MOSBY, 2003: 322-323.
12. Center S. Fluid Accumulation Disorders. In: Willard M, Tvedten H, editors. Small Animal Clinical Diagnosis: 4ªed. USA: SAUNDERS, 2004, 248.
13. Fossum T. Cirugía del Sistema Respiratorio inferior: Cavidad pleural y diafragma. In: Fossum T, editor. Cirugía en Pequeños Animales. Argentina: INTER-médico, 1999, 733-739.

5. DRENAJE TORÁCICO

Objetivos

Colocar asépticamente un tubo de drenaje torácico de forma que se consiga un drenaje eficaz del líquido o aire pleural ^{1,2}.

Introducción

La introducción de una sonda torácica consiste en la inserción de un tubo de drenaje por medio de toracotomía correctamente colocado para el tratamiento de una enfermedad de la cavidad pleural (cuando se presenta la acumulación de aire o líquido) sin provocar lesiones iatrogénicas en las vísceras torácicas y minimizar el neumotórax iatrogénico ^{3, 4, 5, 6}.

Indicaciones

La aspiración intermitente y repetida de líquido pleural, proporciona la evacuación continua de aire en casos de neumotórax grave y ofrece un medio para el posterior drenaje de soluciones de lavado, así como en el manejo médico del piotórax ³.

Material ^{1, 2, 4, 5, 6, 7, 8}

- Máquina de rasurar y materiales necesarios para preparar quirúrgicamente la pared del tórax
- Trocar para drenaje torácico.
- Tubo de toracotomía o de alimentación (Foley) estériles: 14–16F (gatos y perros muy pequeños), 18–22F (perros pequeños), 22–28F (perros medianos a grandes), 28–36F (perros grandes). El diámetro interno del tubo debe tener como mínimo $\frac{1}{2}$ a $\frac{2}{3}$ del ancho del espacio intercostal más grande (diámetro aproximado al del tronco bronquial principal)

- Anestesia general: Opiáceos (butorfanol, buprenorfina, morfina), benzodiazepinas (diazepam, midazolam), inductores (propofol, etomidato, ketamina), mantenimiento (anestesia inhalada con isofluorano o sevofluorano); (*Ver Apéndice 1*) o infiltración local con lidocaína al 2%
- Mango y hoja de bisturí estéril del # 15 o 24.
- Pinzas de Kelly curvas y rectas estériles.
- Gasas estériles.
- Llave de tres vías.
- Material de sutura no absorbible de nylon monofilamento 2-0 o 3-0.
- Jeringa (20-50mL) o sistema de succión.
- Material para vendaje, y collar isabelino.
- Pomada antiséptica.

Procedimiento ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13}

1. Anestesiarse al paciente de forma local o general, según la situación y colaboración del paciente.
2. Rasurar el tórax desde la 6ª hasta la última costilla y preparar el área en forma aséptica.
3. Colocar al paciente en decúbito lateral o esternal (según lo permita el mismo).
4. Seleccionar el tubo torácico del tamaño adecuado, es decir, aproximadamente el diámetro del bronquio principal.
5. Cortar orificios adicionales en el tubo torácico y comprobar que el último orificio quede dentro de la cavidad torácica.
6. Infiltrar anestesia local del 6º-11º espacio intercostal.

7. Realizar una incisión de 2cm. en la piel a nivel del 8°-11° (se recomienda el 10°) espacio intercostal, en el tercio dorsal del tórax ^{1, 2, 4, 6, 7}; aunque algunos médicos recomiendan hacer la incisión entre el 7°-9° espacio intercostal (*Figura 5-1*).
8. Levantar la piel con la finalidad de introducir el trócar y avanzar subcutáneamente por dos espacios intercostales en dirección craneoventral (*figura 5-2 A*).
9. El lugar de la punción debe desplazarse hacia la cara craneal de la costilla para evitar los vasos intercostales.
10. Introducir el trócar a través de los músculos intercostales y la pleura, en el espacio intercostal 7°-8°, a la altura de la unión entre el tercio dorsal y el tercio medio del tórax utilizando un estilete o una pinza hemostática, sujetándolo con firmeza para que no penetre demasiado en la cavidad torácica (*figura 5-2 B*).
11. Introducir la sonda hacia craneal y dirigirla centralmente para evacuar líquido y dorsalmente para evacuar aire. Todos los orificios de la sonda deben estar localizados dentro de la cavidad torácica. Se avanza la sonda hasta llegar aproximadamente a nivel de la segunda costilla (*figura 5-3*).
12. Retirar rápidamente el trócar y pinzar el tubo para evitar el desarrollo de un neumotórax.
13. Conectar el sistema de drenaje, evitando el contacto directo al exterior.
14. Conectar el tubo a una llave de tres vías y ésta a su vez a un sistema de succión continua (**sello de agua**) (*figura 5-4*).
15. Colocar 1 o 2 suturas de cerclaje alrededor del tubo en el túnel subcutáneo
16. Fijar el tubo mediante una sutura en bolsa de tabaco a la piel y un nudo en dedo de chino sobre el tubo para evitar que se salga (*figura 5-5*).

17. Colocar un ungüento de antibiótico sobre la herida, y colocar un vendaje alrededor del tórax que incorpore el tubo evitando acotaduras del mismo lado que impedirían el drenaje.



Figura 5-1. Drenaje torácico. El paciente se coloca en decúbito lateral. Con un rotulador se marcaron los referentes anatómicos (costillas). Se realiza una incisión de 2cm en la piel a nivel del 8°-11° espacio intercostal, en el tercio dorsal del tórax.

18. Utilizar una pinza para ocluir el tubo de drenaje de la toracotomía entre aspiraciones. La succión intermitente se debe realizar cada 15 minutos, aumentando el tiempo cada vez que se reduzca la cantidad de aire o líquidos aspirados.
19. Colocar un collar isabelino.
20. Conviene realizar un bloqueo regional con bupivacaína para aumentar el confort. También la bupivacaína 1.5mg/kg diluida en 20 a 25cc de solución salina estéril puede ser introducida en el tubo seguida de 10 a 15mL de salina para insensibilizar la pleura parietal cada 6hrs en pacientes grandes; en perros pequeños 1.1mg/kg en 10 a 15mL de salina cada 6hrs. Butorfanol 0.2–0.4mg/kg IV c/6hrs.

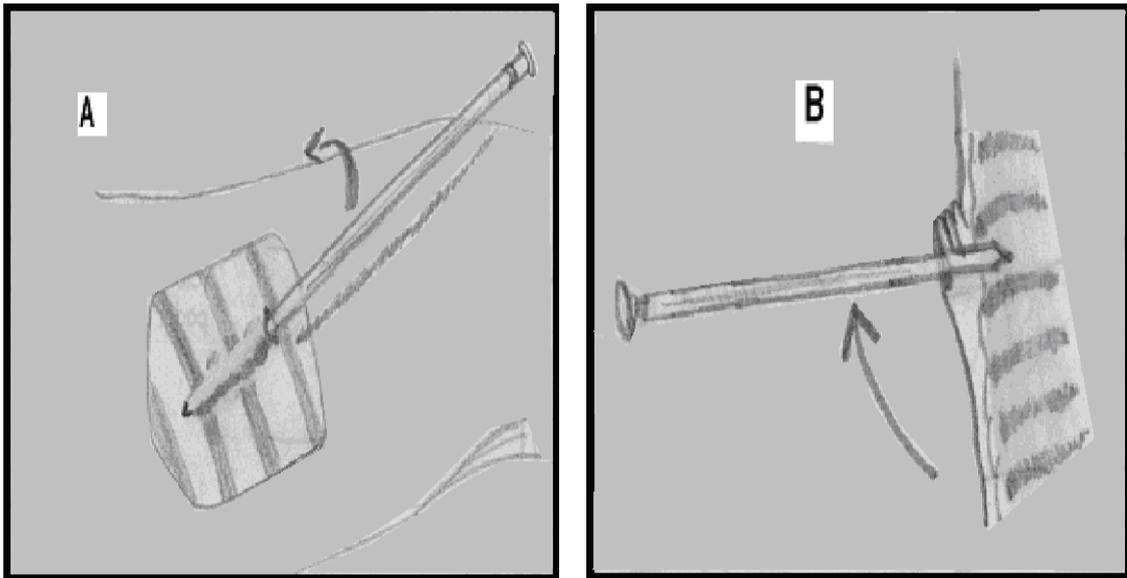


Figura 5-2. Drenaje torácico. A) Se introduce el trócar en el 11° espacio intercostal y se avanza subcutáneamente para entrar en la pared torácica. B) Entrada del trócar en la cavidad del tórax entre el 7°-8° espacio intercostal.

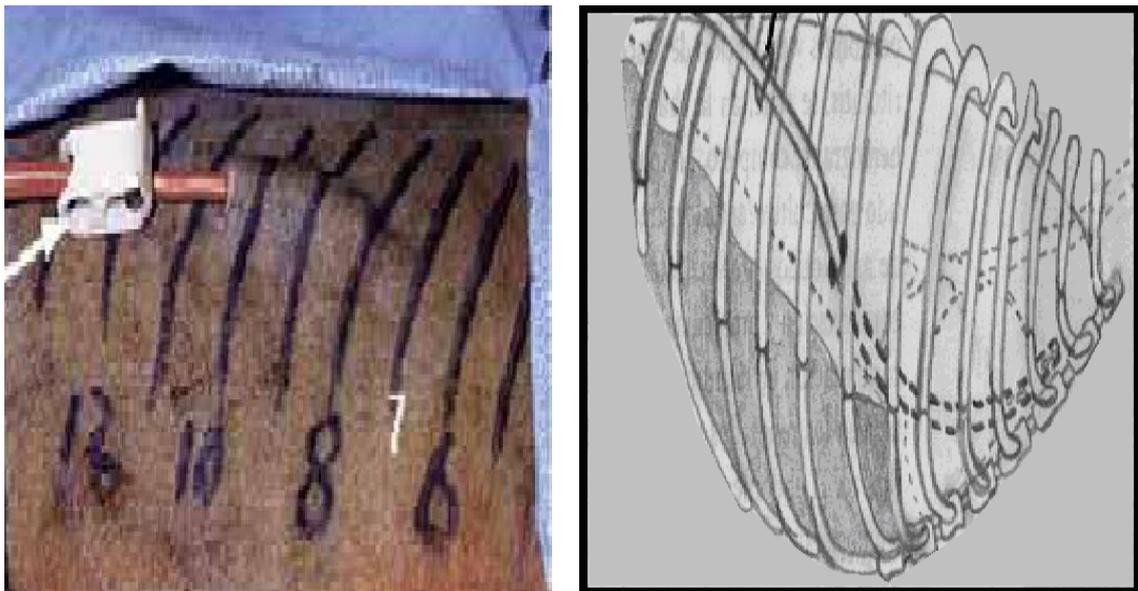


Figura 5-3. Drenaje torácico. El tubo penetra en la piel entre la 10ª-11ª costilla y penetra la cavidad torácica entre el 7°-8° espacio intercostal (el tubo no debe sobrepasar la segunda costilla). El tubo de drenaje queda en su posición y se utiliza una pinza (flecha en figura izquierda) para pinzar el tubo y evitar el desarrollo de un neumotórax.

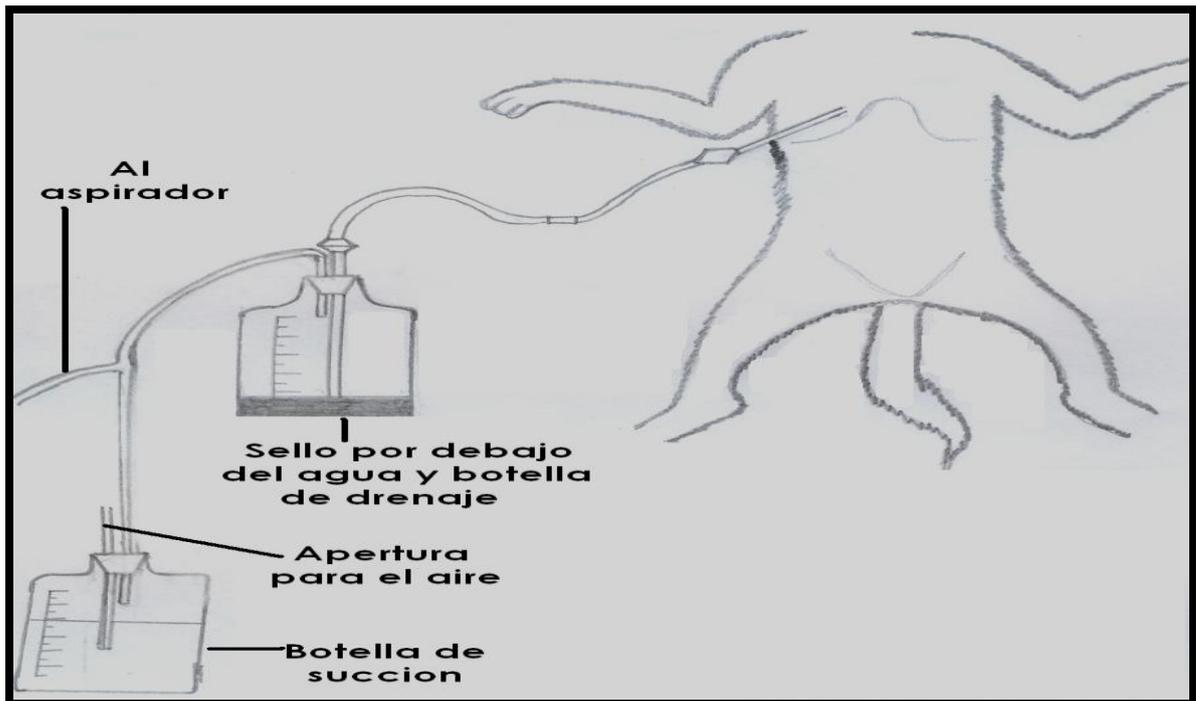


Figura 5-4. Paciente conectado al sistema de sello de agua después del drenaje torácico.



Figura 5-5. El tubo se fija a la piel mediante una sutura en bolsa de tabaco y un nudo en dedo de chino sobre el tubo para evitar que se salga.

Sello de agua: Pueden utilizarse de dos o de tres frascos.

Con un sistema de drenaje por aspiración con dos botellas (*figura 5-6*), el catéter torácico se conecta a una botella de vidrio estéril de 500-2000mL con suficiente solución salina estéril para llenar hasta un nivel de 2-3cm desde el fondo. El tubo dentro de la botella se coloca 1-2cm por debajo de la superficie de la solución salina. La botella opera como un reservorio de recolección y sistema de sello subacuático para evitar que

el aire sea aspirado dentro del espacio pleural. Una segunda botella llena parcialmente con solución salina estéril está conectada a la primera. Un tubo plástico rígido de salida está abierto al aire ambiental para permitir que el aire sea aspirado dentro de la botella cuando se aplica el vacío. De esa manera al elevar o bajar el tubo de la segunda botella, se puede controlar la cantidad de vacío aplicado al catéter que se extiende dentro del tórax del paciente ⁵.

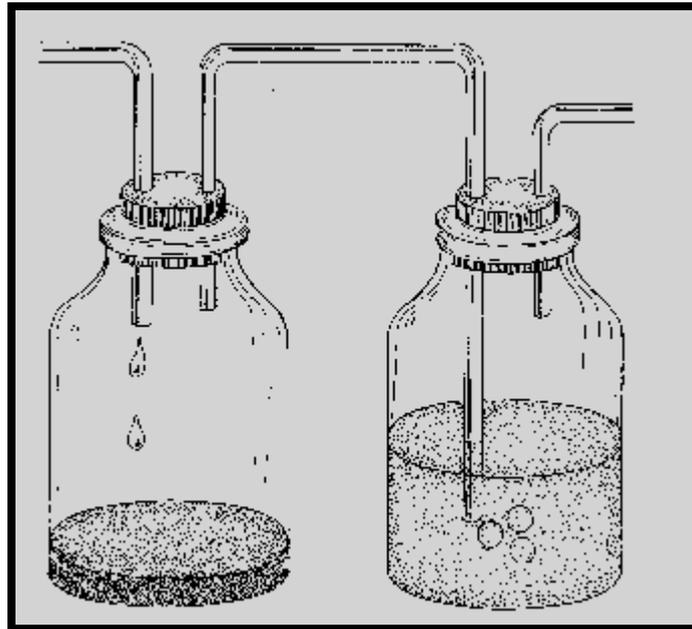


Figura 5-6. Sello de agua. Aquí se representa el sistema de sello de agua de agua con dos botellas. Ésta imagen fue tomada de la página de internet <http://www.aibarra.org/Guias/1-3.htm>

Con un sistema de drenaje por aspiración con tres botellas (*figura 5-7*), la primera está conectada al catéter torácico y opera como una trampa de líquido. Tal sistema es de particular utilidad si hay hemorragia o hidrotórax voluminoso. Si hay hemorragia traumática, la autotransfusión puede ser considerada a partir de este vaso. En este caso, aproximadamente 50-75mL de solución anticoagulante se agrega desde el principio a la botella. Cuando se aspiraron 500-1000mL de sangre, la primera botella se cambia por otra que opera como trampa y contiene anticoagulante y se comienza la autotransfusión. La segunda botella del sistema está conectada a la primera y actúa como un sello subacuático. Su funcionamiento y llenado son similares a los de la primera botella de un

sistema de dos. La tercera botella está conectada a la segunda y actúa como un regulador de la aspiración ⁵.

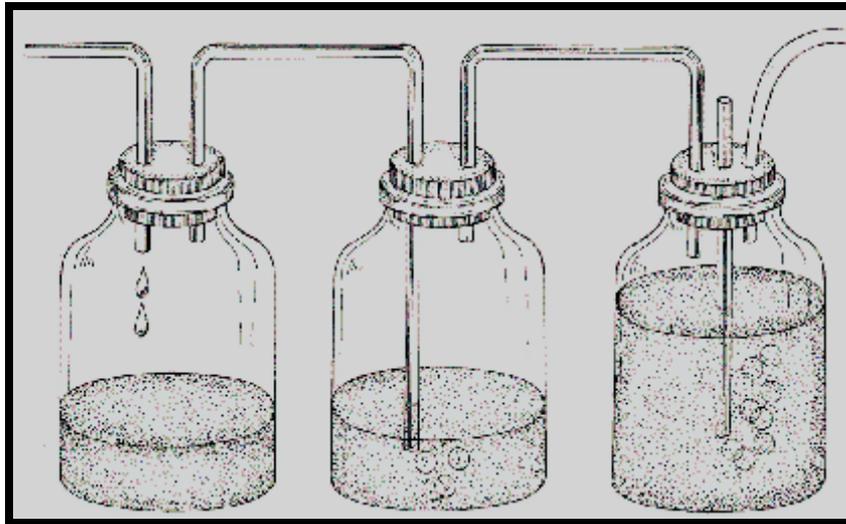


Figura 5-7. Sello de agua. Aquí se representa el sistema de sello de agua de agua con tres botellas. Ésta imagen fue tomada de la página de internet <http://www.aibarra.org/Guias/1-3.htm>

Complicaciones

- Laceración accidental de los vasos intercostales, torácicos internos o cardíacos ³, así como laceraciones pulmonares ⁴.
- Un vendaje muy apretado interferirá con la respiración natural ⁶.

Literatura citada

1. Crisp M, Buffington C. Técnicas de Cuidados Críticos. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 30-32.
2. Bateman S, Buffington C, Holloway C. Emergency and Critical Care Techniques and Nutrition. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 38-40.
3. Brum D, Morgan R. Procedimientos Terapéuticos y diagnósticos específicos. In: Morgan R, editor. Clínica de Pequeños Animales: 3ª ed.: España: HARCOURT BRACE, 1999: 19-20.
4. Soler C, Carrillo J, Engel J. Maniobras de urgencias en el tórax. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 45-49.
5. Crowe D, Devey J. Drenaje Torácico. In: Bojrab M. Técnicas Actuales en Cirugía de Pequeños Animales: 4ª ed. Argentina: INTER-médica, 2001, 374-378.
6. Hosgood G, Hoskins J. Medicina y Cirugía Pediátrica de los Animales de Compañía. España: ACRIBIA, 1998, 136-137.
7. Fossum T. Cirugía del Sistema Respiratorio inferior: Cavidad pleural y diafragma. In: Fossum T, editor. Cirugía en Pequeños Animales. Argentina: INTER-médico, 1999, 736-739.
8. Lipscomb V, Waddell L, Holt D. The Pleural Cavity and its Drainage. In: Brockman D, Holt D, editors. BSAVA Manual of Canine and Feline Head; Neck and Thoracic Surgery. England: BSAVA, 2005, 153, 158-159, 163-165.
9. Ware W. Cardiopulmonary Resuscitation. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3ª ed.: USA: MOSBY, 2003: 102
10. Ware W. Resucitación Cardiopulmonar. In: Nelson R, Couto G, editors. Medicina Interna de Pequeños Animales: 2ª ed.: Argentina: INTER-médica, 2000: 105
11. Birchard S, Schertel E. Principios de cirugía torácica. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 812.
12. Trim C. Urgencias y Complicaciones Anestésicas. In: Paddleford R, editor. Manual de Anestesia en Pequeños Animales: 2ª ed. Argentina: INTER-médica, 2001, 155-156.
13. Comick J, Grimm J, Marks S. Selected Diagnostic Procedures. In: Tranquilli W, Thurmon J, Grim K, editors. Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia: 4ª ed. USA: Blackwell, 2007, 1027-1028.

6. SUPLEMENTACIÓN DE OXÍGENO

Objetivos

El objetivo de la suplementación de oxígeno es asegurar la concentración adecuada de oxígeno en la sangre arterial del paciente, así como el mantenimiento de la función respiratoria adecuada ¹.

Introducción

Ya que el oxígeno es la molécula básica que permite la vida, su aporte debe ser continuo para mantener la función y estructura de los tejidos ².

La hipoxemia es la deficiencia de oxígeno en la sangre. Ésta puede ocurrir como resultado de una hipoventilación, bajo oxígeno contenido en el aire inspirado y en paro cardíaco-respiratorio. La hipoxemia resulta de una baja llegada de oxígeno a los tejidos y subsecuentemente una hipoxia celular.

La administración de oxígeno es un método que sirve para incrementar la concentración de oxígeno inspirado ³, en un intento de incrementar la presión parcial arterial de oxígeno a más de 60mmHg ^{4,5} y la saturación de la hemoglobina, incrementando así el contenido arterial de oxígeno y consecuentemente la liberación de éste a los tejidos ⁶.

Indicaciones

Las indicaciones de la suplementación de oxígeno son: para el tratamiento de la hipoxemia arterial, para disminuir el trabajo del aparato respiratorio, así como para disminuir el trabajo del miocardio ⁷. Las manifestaciones clínicas que indican la necesidad de suplementación comprenden respiración laboriosa y cianosis ^{4,5}.

Es deseable un ajuste firme para reducir el volumen del espacio muerto y se requiere un nivel de flujo relativamente elevado (*tabla 6-1*).

Método de administración	Máxima concentración de oxígeno	Flujo (L/min)*
Mascarilla	50-60	3-5
Catéter nasal	50	2-5
Catéter transtraqueal	30-40	1-2
Tubo endotraqueal	100	3-5
Jaula de oxígeno	60	4-7*

Tabla 6-1. Máximas concentraciones de oxígeno alcanzables y flujos asociados para los diversos métodos de suplementación. Cuadro tomado de Hawquins E. ^{4,5}.

*Después de llenar la jaula, el flujo se ajusta en función de la concentración de oxígeno medida en el sensor correspondiente.

Métodos de suplementación

Cámara anestésica o jaula de oxígeno

Está indicado en animales con urgencias respiratorias, choque, e incluso para realizar inducciones y recuperaciones anestésicas seguras ^{2, 4, 5, 8, 9}.

Mascarilla

Las mismas que la cámara anestésica, además de que se puede usar en animales de cualquier talla. Son de utilidad para la suplementación del oxígeno a corto plazo ^{2, 4, 5, 8, 10}.

Collar isabelino

Indicado en animales con urgencias respiratorias, choque, para realizar inducciones y recuperaciones anestésicas; además se puede usar en animales de cualquier talla ².

Oxígeno nasal

El oxígeno debe ser suministrado como una primera línea de tratamiento en caninos y felinos con estado de choque (séptico, traumático, cardiogénico) e insuficiencia cardíaca y en aquellos con afectación respiratoria ⁹. Los pacientes con signos respiratorios superiores atribuibles a las narinas no deben considerarse para la cateterización nasal ^{4,5}.

⁶. Las concentraciones de oxígeno que se alcanzan son mayores del 85% ⁸.

Intubación endotraqueal

Ver intubación endotraqueal en pág. 15.

Catéter intratraqueal

En pacientes muy deprimidos en los que no se puede realizar la intubación endotraqueal o una traqueostomía ^{2, 4, 5}.

Materiales ^{2, 4, 5, 6, 11}

- Fuente de oxígeno.
- *En la técnica de la cámara anestésica:* cámara anestésica.
- *En la técnica de mascarilla:* mascarillas de diferentes tamaños.
- *En la técnica de collar isabelino:* collar isabelino de oxigenoterapia, o un collar isabelino cubierto por la parte más ancha con plástico transparente (con una pequeña abertura para la salida de CO₂ y en la parte más angosta se introduce el tubo que va conectado al aparato de oxigenación).
- *En la técnica de oxígeno nasal:* catéter de goma blanda (5-10F dependiendo del tamaño del paciente), sonda nasogástrica, puntas nasales, lubricante estéril, sutura.
- *En la técnica de catéter intratraqueal:* catéter venoso de 12-14G, adaptador de tubo endotraqueal.

Procedimiento

Cámara de oxígeno ²

Es un compartimiento sellado con mecanismo para regular la concentración de oxígeno, la temperatura ambiente, humedad y eliminación del CO₂ espirado ⁶.

1. Colocar al paciente dentro de la cámara, y conectar ésta a la fuente de O₂.
2. Administrar un flujo de O₂ de 4-7L/min.
3. La ventaja de ésta técnica es que se aumenta la saturación de oxígeno inspirado por el paciente, enriqueciendo el medio con una entrada de oxígeno adicional.

4. Algunas desventajas son que por las dimensiones reducidas de las cámaras, su uso está limitado a pacientes de talla pequeña. Otra desventaja es que no se tiene acceso directo al paciente, por lo que hay que sacarlo cada vez que se quiera aplicar tratamiento o examinarlo.

Mascarilla^{2,4,5}

Es una técnica útil y efectiva para la oxigenoterapia a corto plazo mientras se realiza el examen físico o pruebas diagnósticas y terapéuticas adicionales⁶. (figura 6-1)

1. Colocar la mascarilla lo más cerca de la cara del paciente.
2. Conectar a la fuente de oxígeno y administrar un flujo de O₂ de 3-5L/min.
3. Se aplica un ungüento ocular estéril para prevenir la desecación de las córneas.



Figura 6-1. Mascarilla. Colocación de la mascarilla en el perro (izquierda) y en gato (derecha). Colocar la mascarilla lo más cerca de la cara del paciente y conectar a la fuente de oxígeno.

Collar isabelino o campana de oxígeno^{2,6}

1. Se coloca un collar isabelino ajustado al cuello con la punta de una línea de oxígeno colocada dentro del collar en el cuello del animal.
2. Cubrir el círculo frontal del collar con un trozo de plástico transparente y se hace una pequeña abertura en la parte superior para permitir la salida de CO₂ y aire húmedo y caliente.

3. El oxígeno debe administrarse con flujos de 3-5L/min. durante los primeros 1-2min para llenar rápidamente la campana, luego se debe emplear un flujo de mantenimiento de 0.75-1L/min.

Oxígeno nasal^{2, 4, 5, 6, 10, 11, 12}

Es un modo práctico y efectivo de incrementar la concentración de oxígeno y la presión parcial arterial de oxígeno⁶, además de que interfiere al mínimo con el tratamiento global del enfermo⁷ (*figura 6-2*).

1. Debe instilarse anestésico tópico (lidocaína al 2%) en una de las narinas por lo menos 10 minutos antes de la colocación del catéter.
2. Aplicar lubricante estéril al catéter.
3. Introducir el catéter a través de la narina con orientación dorsomedial y luego ventromedial hacia la nasofaringe. El catéter se avanza cuidadosamente pero rápido hasta nivel de la muela carníceras o el canto medial del ojo.
4. Suturar el catéter a la piel lo más cerca posible de la salida de las narinas. El resto del catéter se une al aspecto dorsolateral del puente nasal y hacia la cabeza con suturas o un agente adhesivo y luego se une a la fuente de oxígeno. Se puede alcanzar un flujo de 50-100mL/kg.



Figura 6-2. Catéter nasal. Se introduce el catéter a través de la narina con orientación dorsomedial y luego ventromedial hacia la nasofaringe. El catéter se fija a la piel lo más cerca posible de la salida de las narinas. El resto del catéter se une al aspecto dorsolateral del puente nasal y hacia la cabeza con suturas o un agente adhesivo y luego se une a la fuente de oxígeno.

Oxígeno intratraqueal

Puede administrarse mediante un tubo endotraqueal, tubo de traqueostomía o catéter intratraqueal. Para ésta última se coloca un catéter percutáneo a través de la membrana cricotiroides o entre dos anillos traqueales cercanos a la laringe. Conectar la fuente de O₂. El flujo debe ser de 3-5L/min. ^{6,11}.

Flujo libre de oxígeno

Es un método simple, rápido y sencillo de administración a corto plazo de oxígeno en urgencias. Es menos efectivo que la mascarilla. El flujo libre de oxígeno se emplea a una velocidad del flujo de 2-5L/min. ⁶ (figura 6-3).



Figura 6-3. Flujo libre de oxígeno. Se observa un paciente que está conectado a una fuente de oxígeno mediante el uso de puntas. Es un método simple, rápido y sencillo de administración de oxígeno a corto plazo en urgencias.

Complicaciones

Cámara de oxígeno

- No se tiene un acceso al paciente para la administración del tratamiento; además de que puede causar hipertermia ^{2,4,5}.
- Factores ambientales como la humedad, temperatura y concentración de dióxido de carbono, deben supervisarse y controlarse o pueden generar estrés extremo o incluso la muerte ^{4,5}.

Mascarilla

- Estrés en el animal.

Collar isabelino

- Estrés en el paciente ².

Oxígeno nasal

- El paso del catéter nasal puede ser estresante para el paciente; así como causar hemorragia de la mucosa nasal en animales con coagulopatías ¹².
- Distensión gástrica con flujos muy elevados (mayores de 5L/min.) ¹².
- Secreción nasal (que puede causar obstrucción del tubo) ^{2, 4, 5, 13}.
- Epistaxis y estornudos ^{2, 4, 5, 13}.
- Si aparece irritación o inflamación local, el catéter debe retirarse para evitar necrosis por presión ^{2, 4, 5, 13}.
- Lesiones en la mucosa debido a la salida de oxígeno y oclusión nasal o del tubo por la acumulación de mucosidad ^{2, 4, 5, 13}.
- El empleo prolongado (más de 3-5 días) puede ocasionar rinitis y sinusitis ⁹.

Oxígeno intratraqueal

- Con ésta técnica se causa estrés al paciente ^{2, 6}.
- Posible irritación traqueal que desencadene incomodidad ^{2, 6}.
- Lesiones del catéter en el punto de entrada en la piel ^{2, 6}.
- Desplazamiento del catéter resultando en la administración de oxígeno subcutáneo ^{2, 6}.

Literatura citada

1. Álvarez I, Cediel R, García L, García P. Rotación de Anestesia de Pequeños Animales. Servicio de Anestesiología 2005 dic [cited 03 Oct 2006]
2. Redondo J, Soler C. Bases en la terapia con oxígeno. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 5-15.
3. Hackett T. Care of Respiratory Patients. In:Slatter D, editor. Textbook of Small animal Surgery: 3ª ed. Vol. I. USA: SAUNDERS, 2003, 895-898.
4. Hawkins E. Ancillary Therapy: Oxygen Supplementation and ventilation. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3ª ed.: USA: MOSBY, 2003: 337-342.
5. Hawkins E. Terapia Auxiliar: Suplementación de Oxígeno y Ventilación. In: Nelson R, Couto G, editors. Medicina Interna de Pequeños Animales: 2ª ed.: Argentina: INTER-médica, 2000: 366-371.
6. Tseng L, Drobatz K. Administración de oxígeno y humidificación. In: King L, editor. Enfermedades respiratorias en el Perro y el Gato: USA: SAUNDERS, 2004: 249-257.
7. Ramírez J. Oxigenoterapia. Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y zootecnia en perros y gatos: Modulo 10: Urgencias y terapia Intensiva; 2005, 73-81; Distrito Federal. México
8. Gfeller R, Messonnier S. Handbook of Small Animal Toxicology and Poisonings : 2ª ed. USA: MOSBY, 2004, 6-8.
9. Crowe D, Devey J. Administración de Oxígeno y Técnicas de Intubación Alimentaria. In: Bojrab M, editor. Técnicas Actuales en Cirugía de Pequeños Animales: 4ªed. Argentina: INTER-médica, 2001, 139-148.
10. Hawkins E. Enfermedades del Parénquima Pulmonar. In: Ettinger S, Feldman E, editors. Tratado de Medicina Interna Veterinaria: enfermedades del perro y el gato: 5ª ed., Vol. II. Argentina: INTER-médica, 2002, 1178-1179.
11. Holden D, Drobatz K. Emergency Management of Respiratory Distess. In: Brockman D, Holt D, editors. BSAVA Manual of Canine and Feline Head; Neck and Thoracic Surgery. England: BSAVA, 2005, 79-80.
12. Brum D, Morgan R. Procedimientos Terapéuticos y diagnósticos específicos. In: Morgan R, editor. Clínica de Pequeños Animales: 3ª ed.: España: HARCOURT BRACE, 1999: 20.
13. Pascoe P: Oxygen and ventilatory support for the critical patient, *Seminars in Vet Med and Surg (small animal)*, 3(3): 202-209, 1998.

PROCEDIMIENTOS BÁSICOS REALIZADOS EN EL APARATO CIRCULATORIO

- RCCP (ver sección RCCP en procedimientos respiratorios).
- Toracotomía.
- Cateterización venosa.
- Venodisección.
- Cateterización intraosea.
- Terapia de líquidos.
- Pericardiocentésis.
- Transfusiones sanguíneas.

7. TORACOTOMÍA

Objetivos

Tiene como objetivo acceder al hemitórax (derecho o izquierdo) para exponer el corazón, los pulmones u otras estructuras ^{1,2}.

Introducción

La toracotomía es la aproximación estándar a utilizar cuando se requiera la exposición de una estructura anatómica determinada ^{1,2,3,4}.

La toracotomía es un procedimiento común dirigido a solucionar problemas cardiacos, patologías pulmonares, enfermedades del esófago y del mediastino.

El espacio intercostal seleccionado depende de las estructuras torácicas de interés. En general, las estructuras cardíacas se abordan mejor a través del 4°-5° espacio intercostal.

Los lóbulos pulmonares craneales se abordan a través del 4°-5° espacio intercostal, mientras que a los lóbulos caudales se accede mejor mediante el 5°-6° espacio intercostal ⁴. Una toracotomía en el 4° espacio intercostal izquierdo permite exponer el canal de salida ventricular derecho, arteria pulmonar principal y conducto arterioso. La toracotomía intercostal derecha brinda exposición del lado derecho del corazón (atrio, aurícula y ventrículo), venas cavas craneal y caudal, lóbulos pulmonares derechos y vena ácigos ⁵.

La toracotomía hace que la presión negativa normal intratorácica se convierta en positiva; por lo tanto, se requiere una ventilación asistida con presión ventilatoria incrementada (15-20cm H₂O) para evitar la atelectasia ³.

Los espacios intercostales recomendados a abordar para la toracotomía se muestran en la *tabla 7-1* ^{5,6}.

Indicaciones

La toracotomía está indicada en casos de: tratamiento de las enfermedades torácicas unilaterales, biopsias pulmonares, acceso a esófago, acceso al ducto torácico ⁶; así como cuando se requieren toracocentesis frecuentes ⁷.

	Izquierda	Derecha
Corazón	4-5	4-5
Conducto arterioso persistente	4 (5)	-----
Persistencia del arco aórtico derecho	4	-----
Válvula pulmonar	4	-----
Pulmones:		
-lóbulo craneal	4-6	4-6
-lóbulo intermedio	4-5	4-5
-lóbulo caudal	5 (6)	5
Esófago:		
-craneal	3-4	
-caudal	7-9	7-9
Vena cava:		
-craneal	(4)	4
-caudal	(6-7)	6-7

Tabla 7-1. Espacios intercostales recomendados para los casos de toracotomía. Cuadro tomado de Fossum ⁵ y modificado de Orton EC: Thoracic wall. Slatter D, ed: Textbook of small animal surgery, ed 2. Filadelfia, WB Saunders, 1993.

Material ^{1, 2, 6}

- Anestésicos (*ver Apendice 1*).
- Antisépticos (yodo povidona o solución de clorhexidina).
- Tijeras largas de Metzenbaum, potts.
- Portaagujas Mayo-Hegar (largas), DeBakey, Ojo francés.
- Pinzas de tejido: Torácica general DeBakey, vascular DeBakey.

- Otras: pinzas Satinsky, pinzas curvadas o anguladas (de vesícula biliar, torácicas y disecante de Rimel, hemostática de Mister, hemostática torácica, de conducto torácico de Lahey), Pinzas de bronquio, Pinzas vasculares.
- Separadores: Costal de Finochietto, costal de Burford.
- Otro: Aproximador costal.

Procedimiento ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 8, 9, 10}

1. Anestesiarse el paciente.
2. Colocar al paciente en decúbito lateral (derecha o izquierda). Colocar un paño o una pequeña almohada debajo del tórax para arquear ligeramente la pared torácica contralateral, lo que facilita el abordaje quirúrgico.
3. Preparar el área en forma aséptica.
4. Contar los espacios intercostales para aproximar la localización de la incisión (*figura 7-1*).
5. Incidir sobre la piel y los músculos del tronco a nivel del espacio intercostal seleccionado (se localiza a partir de la 13^a costilla y contando hacia atrás).
6. La incisión cutánea debe extenderse desde el ángulo dorsal de la costilla hasta el nivel de la unión costocondral en ventral (*figura 7-2*).
7. El músculo dorsal ancho y pectoral se inciden paralelamente a la incisión de la piel.
8. Se inciden los músculos profundos (escaleno, serrato ventral, oblicuo abdominal externo) (*figura 7-3*). La parte ventral del músculo serrato ventral se puede separar en vez de incidirla o cortarla.
9. Realizar un bloqueo intercostal inyectando bupivacaína (dosis total de 1mg/kg) junto a las dos cabezas costales en cada lado de la incisión (*figura 7-4*).

10. Los músculos intercostales se inciden por la parte intermedia del espacio (para evitar lesionar los vasos intercostales en el aspecto caudal de la costilla).
11. Entrar en la pleura y cortarla a nivel dorsal y ventral con las tijeras de Metzenbaum.
12. Colocar paños de laparotomía humedecidos para proteger las costillas y tejidos blandos.
13. Las costillas se separan utilizando un retractor de costillas de Finochietto (*figura 7-5*).
14. Colocar un tubo de drenaje torácico temporal o permanente para permitir la evacuación del aire desde el tórax (ver técnica de Drenaje torácico).
15. La toracotomía se cierra con un material de sutura relativamente grande (2-0) con puntos simples interrumpidos colocados circunferencialmente alrededor de las costillas craneal y caudal a la incisión.
16. Cada capa muscular se cierra independiente sobre la incisión para asegurar un cierre hermético del tórax.
17. Conectar el tubo a una llave de tres vías y esta a su vez a un sistema de succión continua (sello de agua (ver pág. 56)).

Complicaciones

- Es posible producir neumotórax abierto si llegara a desconectarse alguna de las conexiones o si se rompiera alguno de los sellos.
- Sangrado por laceración de un vaso intercostal.
- Daño a un nervio intercostal.
- Infección.
- Dolor.



Figura 7-1. Se cuentan los espacios intercostales para aproximar la localización de la incisión.
Imagen cortesía del Dr. Jorge Luna del Villar



Figura 7-2. Se extiende la incisión cutánea desde el ángulo de la costilla en dorsal hasta el nivel de la unión costocostal en ventral.
Imagen cortesía del Dr. Jorge Luna del Villar

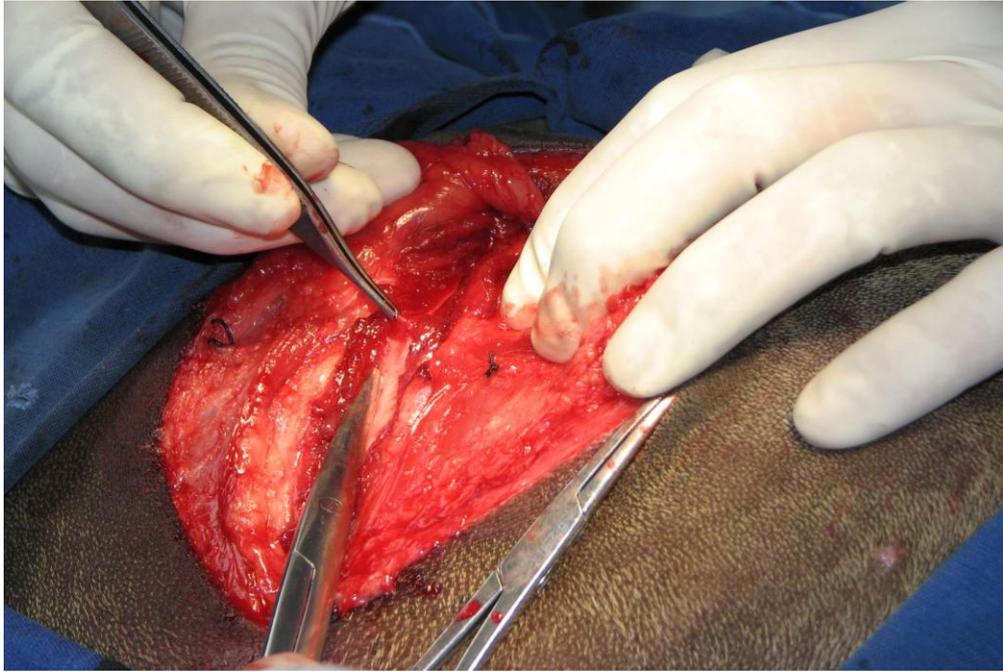


Figura 7-3 Se inciden el músculo dorsal ancho y pectoral. Continuar la incisión de los músculos profundos (escaleno, serrato ventral, oblicuo abdominal externo). La parte ventral del músculo serrato ventral se puede separar en vez de incidirla o cortarla. Imagen cortesía del Dr. Jorge Luna del Villar

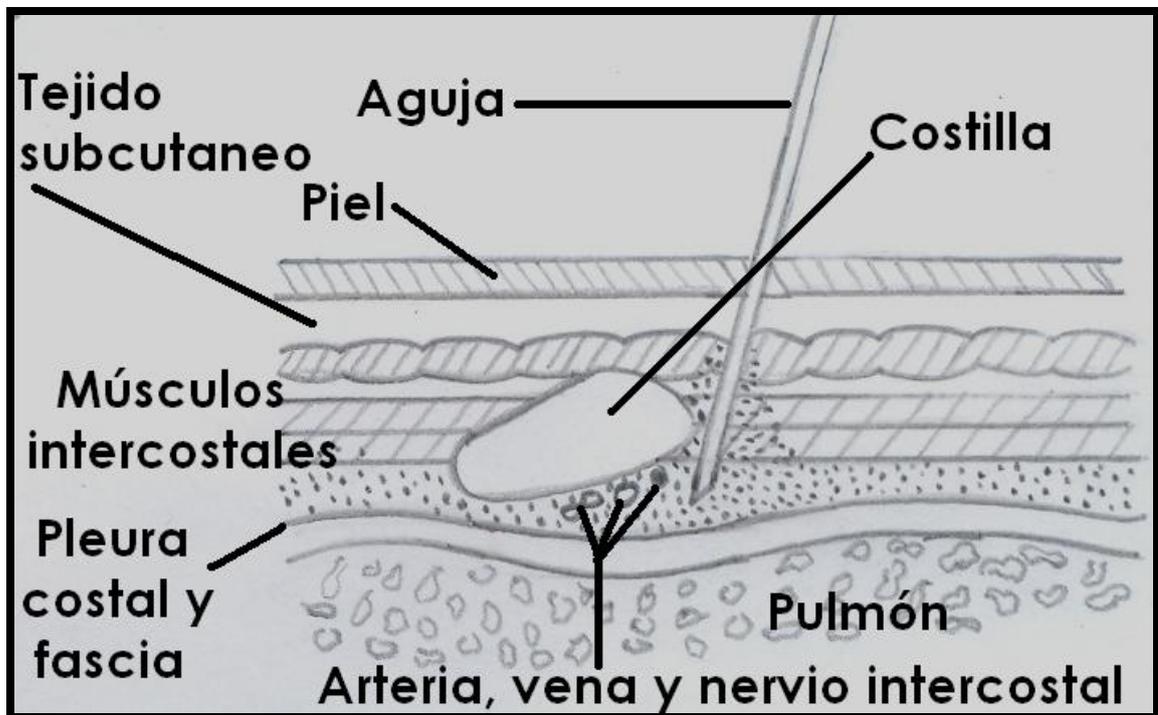


Figura 7-4. Esquema del sitio donde se realiza el bloqueo intercostal. Hay que evitar tocar el paquete vasculonervioso. El bloqueo se realiza en craneal y caudal de la incisión de toracotomía.



Figura 7-5. Aquí observamos la utilización de compresas humedecidas que sirven para proteger las costillas y los tejidos blandos; así como la colocación de un retractor de costillas de Finochietto
Imagen cortesía del Dr. Jorge Luna del Villar

Literatura citada

1. Birchard S, Schertel E. Principios de Cirugía Torácica. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 814-816.
2. Birchard S, Schertel E. Principles of Thoracic Surgery. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 1726-1727.
3. Hosgood G, Hoskins J. Medicina y Cirugía Pediátrica de los Animales de Compañía. España: ACRIBIA, 1998, 135-138.
4. Dunning D, Orton E. Abordajes Torácicos. In: Bojrab M. Técnicas Actuales en Cirugía de Pequeños Animales: 4ª ed. Argentina: INTER-médica, 2001, 361-363.
5. Fossum T. Cirugía del Sistema Respiratorio inferior: Pulmones y Pared Torácica. In: Fossum T, editor. Cirugía en Pequeños Animales. Argentina: INTER-médico, 1999, 705-709.
6. Hunt G. Thoracic wall Anatomy and Surgical Approaches. In: Brockman D, Holt D, editors. BSAVA Manual of Canine and Feline Head; Neck and Thoracic Surgery. England: BSAVA, 2005, 137, 144-147.
7. Kuehn N, Turnwald G. Respiratory Disorders. In: Willard M, Tvedten H, editors. Small Animal Clinical Diagnosis: 4ªed. USA: SAUNDERS, 2004, 289.
8. Ware W. Cardiopulmonary Resuscitation. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3ª ed.: USA: MOSBY, 2003: 102
9. Ware W. Resucitación Cardiopulmonar. In: Nelson R, Couto G, editors. Medicina Interna de Pequeños Animales: 2ª ed.: Argentina: INTER-médica, 2000: 105
10. Renberg W, Waldron D. Abordajes Quirúrgicos del Esófago. In: Bojrab M, editor. Técnicas Actuales en Cirugía de Pequeños Animales: 4ª ed. Argentina: INTER-médica, 2001, 172-176.

8. CATETERISMO VENOSO

Objetivos

Permitir la administración rápida de líquidos, electrolitos, fármacos de urgencia y anestésicos ¹.

Introducción

La cateterización venosa es un procedimiento que se realiza con frecuencia en la clínica de perros y gatos.

Es una rutina muy útil en los pequeños animales que requieren anestesia, cirugía y hospitalización. Máxime es su importancia en tratamientos de urgencia para recuperar la homeostasis hemodinámica o administrar tratamientos intravenosos.

Tipos de catéter (ver tabla 8-1 y figura 8-1)

- *Catéteres con aguja de ala (mariposa)*: Están diseñados para administrar líquidos o fármacos a una vena periférica por un corto plazo. Están disponibles en tamaños de agujas de 16-27G y con diversas longitudes de tubos plásticos que conectan la aguja al adaptador Luer ^{2,3}.
- *Catéter sobre la aguja con mandril*: El amplio rango de tamaños y longitudes (10-24G y de 1.9-13cm) disponibles permiten la flexibilidad en la selección de la vena y máximo flujo. Estos catéteres son usados en procedimientos cortos de anestesia y para la administración de líquidos por 48-72hrs. Se colocan usualmente en la vena cefálica, safena (lateral y medial) o femoral, aunque también se utilizan en las yugulares ^{2,3,4}.
- *Catéter sobre la aguja*: Estos catéteres son largos (20-30cm) y de 14-22G, son frecuentemente usados para obtener acceso venoso central de sitios periféricos ^{2,3,4}.

Color	Calibre
Amarillo	24G
Azul	22G
Rosa	20G
Verde	18G
Gris	16G
Naranja	14G

Tabla 8-1. Colores y calibre de los catéteres.



Figura 8-1. Colores de los catéteres (ver el calibre en la tabla 8-1)

Cateterismo venoso periférico

La canalización de vías periféricas se realizará en la vena cefálica, vena safena (lateral y medial) tanto en el perro como en el gato ^{5, 6, 7}.

Cateterismo yugular

Se utiliza con frecuencia esta vía venosa por la sencillez en su colocación aunque no es de uso rutinario ⁶.

Indicaciones

Ésta técnica se realiza para mantener un acceso vascular, una vía rápida para la administración de fármacos y líquidos, en la RCCP, estados de choque o hipovolemia y en la restitución hídrica del paciente deshidratado, así como para tomar muestras de sangre y en casos de transfusiones ^{5, 6, 7, 8, 9, 10}.

Material

Cateterismo venoso periférico ^{2, 3, 4, 6, 8, 11, 12, 13}

- Catéteres endovenosos.

- Cinta adhesiva.
- Algodón o gasa.
- Gluconato de clorhexidina o povidona yodada.
- Alcohol o alcohol yodado.
- Ligadura de látex (opcional).
- Llave de tres vías con o sin extensión o tapón para catéteres.

Cateterismo yugular ^{2, 3, 4, 6, 8, 11, 12, 13}

- Catéteres endovenosos.
- Sutura (Nylon 2-0 o 3-0) o pegamento quirúrgico.
- Algodón o gasa.
- Gluconato de clorhexidina o povidona yodada.
- Alcohol o alcohol yodado.
- Llave de tres vías con o sin extensión o tapones para catéteres.

Procedimiento ^{2, 3, 4, 5, 6, 9, 11, 12, 13, 14}

1. Colocar al paciente en decúbito esternal.
2. Depilar la zona en forma amplia donde será puesto el catéter IV: el cuello ventral para las yugulares, toda la circunferencia del antebrazo para las cefálicas (*figura 8-2 A*), toda la circunferencia de distal de la tibia para las safenas y cara interna del muslo para las femorales.
3. Cortar tres tiras de cinta adhesiva como para completar la circunferencia de la zona donde se realizará el ingreso (dos de las tres cintas se utilizarán en caso de que se coloque una venoclisis, de lo contrario solo se necesitará un trozo de cinta).
4. Preparar asépticamente la zona (*figura 8-2 B*).

5. Antes de introducir el catéter humedecer con alcohol la zona (el alcohol producirá vasodilatación momentánea que ayudará a visualizar el vaso) (*figura 8-2 B*).

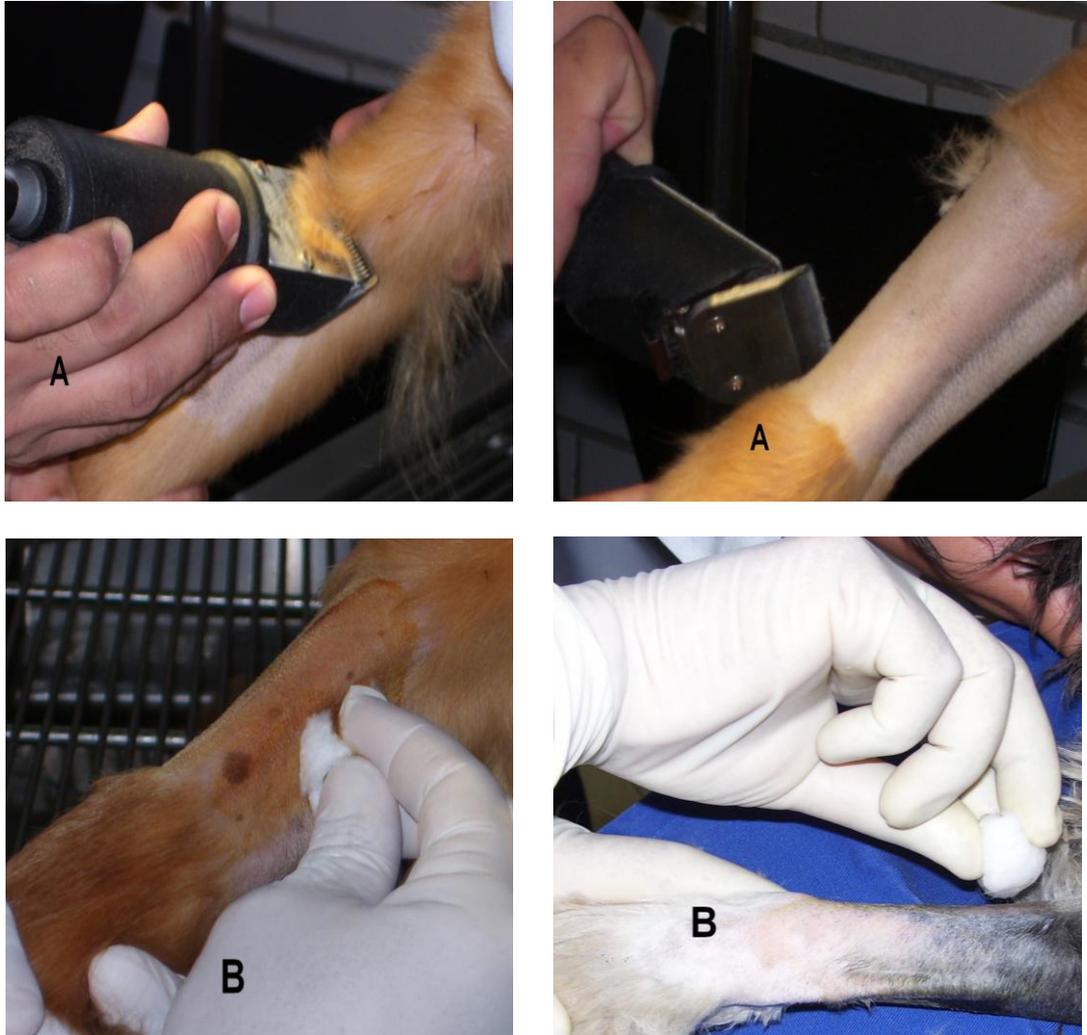
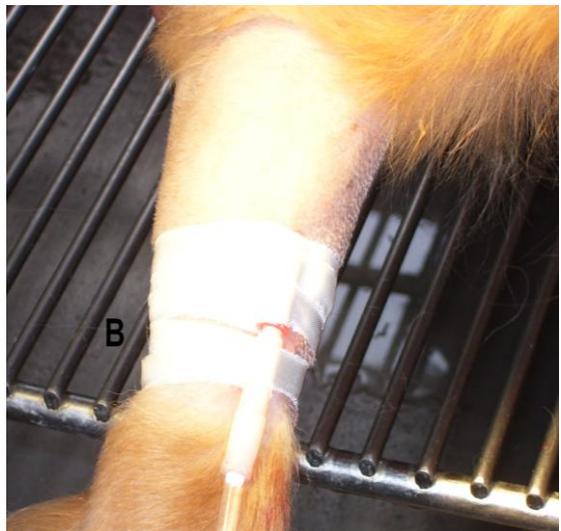
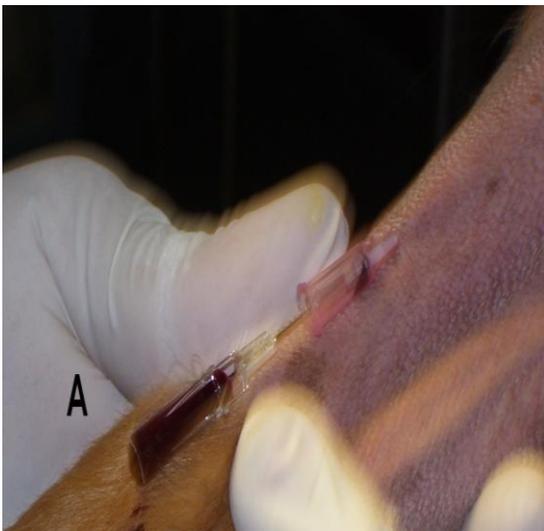
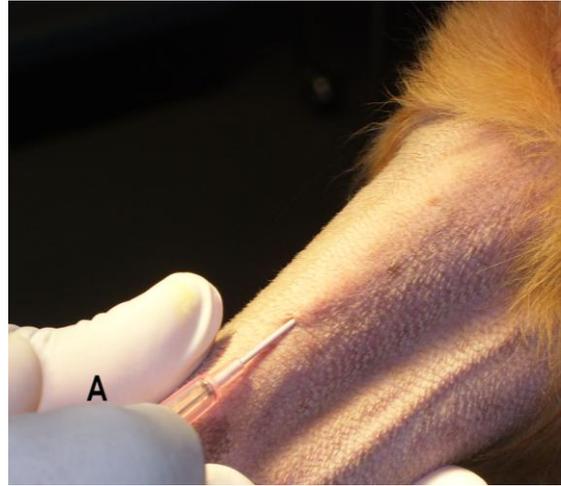


Figura 8-2. A) Depilar o rasurar toda la periferia del antebrazo para el cateterismo en las venas cefálicas. B) Preparar la zona asépticamente, primero con yodo (*figura izquierda*) y después con alcohol (*figura derecha*), el alcohol también servirá para producir vasodilatación momentánea que ayudará a visualizar más fácilmente el vaso).

6. Colocar una ligadura de látex alrededor de la circunferencia del miembro o presionar en la base del cuello en el caso de la yugular para que se ingurgite el vaso.
7. Elegir el catéter adecuado y del mayor diámetro posible (*tabla y figura 8-1*).
8. En el caso de la cateterización periférica: fijar la vena entre los dedos de la mano (pulgar e índice o pulgar y medio) o estirando suavemente la piel hacia atrás.

9. Introducir el catéter en la vena con el bisel hacia arriba (con una inclinación de 20-45°), y una vez que salga la sangre deslizar hacia delante la porción externa de teflón del catéter hasta introducirlo completamente dentro del lumen venoso (*figura 8-3 A*).
10. Liberar la vena de la ligadura.
11. Retirar el vástago y colocar un capuchón o una llave de tres vías.
12. Fijar el catéter con la cinta, colocando un primer trozo por debajo del catéter y envolviéndolo posteriormente alrededor del brazo. Si se coloca una venoclisis: una vez que ésta esta conectada al catéter, se fijará con cinta adhesiva, rodeando el miembro y la venoclisis a la altura de la punta de ésta; finalmente se dobla un poco la manguera de la venoclisis (cerca de la unión al catéter) y se rodea con cinta adhesiva, abarcando también el miembro. Es muy importante fijar la venoclisis correctamente (para evitar sorpresas durante los cambios de posición del paciente) y acoplarla al sistema de suero previamente purgado y con el suero adaptado (*figura 8-3 B*). En el caso de la yugular se fija el catéter con puntos de sutura o con pegamento quirúrgico.
13. Es importante asegurarse de que el catéter se encuentra en la vena. Para hacerlo hay varias formas como aspirar con una jeringa por la vía y con un dedo en la vena para comprobar que el suero pasa y vigilando que no se infiltre la solución. Se puede bajar el sistema de venoclisis junto con la solución por debajo del nivel del corazón del paciente, la sangre se regresa por la vía.
14. Por último, es conveniente colocar una gasa con antiséptico sobre el sitio de inserción del catéter, aislar todo el sistema con una venda adhesiva que proteja el sistema de fijación así como el catéter y con esto evitar la contaminación de la zona donde se coloca el catéter.

15. Se puede heparinizar el catéter desde su colocación (para hacer la solución heparinizada se puede agregar 1000UI de heparina a 500cc de NaCl al 0.9%). No se recomienda que el catéter permanezca en la misma vena más de 72hrs., por la probable infección o absceso.



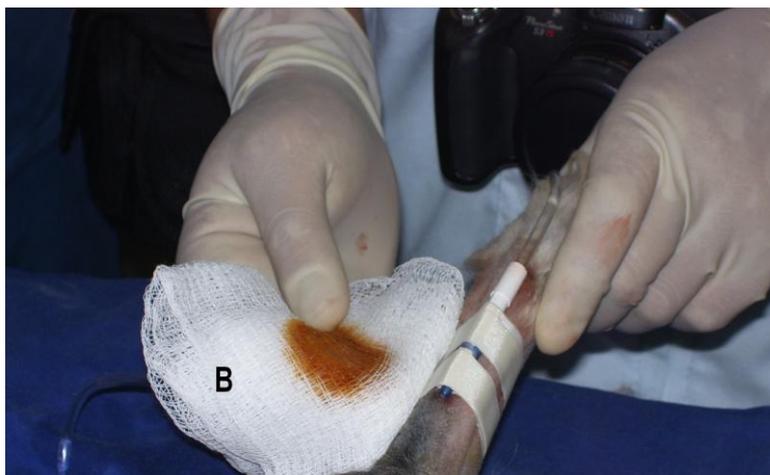


Figura 8-3. Cateterización venosa. A) se observa la vena cefálica dilatada (figura superior izquierda). Introducir el catéter en la vena con el bisel hacia arriba con inclinación de 20-45° (figura superior derecha), una vez que salga la sangre deslizar hacia delante la porción externa de teflón del catéter hasta introducirlo completamente dentro del lumen venoso (figura central izquierda). B) Retirar el vástago y colocar un capuchón o una llave de tres vías (figura central derecha); posteriormente fijar el catéter con cinta y aislar todo el sistema con una venda adhesiva que proteja el sistema de fijación así como el catéter, finalmente colocar una gasa con antiséptico para proteger el catéter de contaminación (figura inferior).

Complicaciones

- Las posibles complicaciones que suelen suceder son extravasación de sangre (por desplazamiento del catéter hacia el exterior de la vena) ^{1, 2, 3, 6, 10, 11, 12, 15}.
- Tromboflebitis (por procesos mecánicos, químicos e infecciosos en el sitio del catéter) ^{1, 2, 3, 6, 10, 11, 12, 15}.
- Infección local y septicemia ^{1, 2, 3, 6, 10, 11, 12, 15}.
- Tromboembolia por el catéter (cuando se desprende un fragmento del catéter y éste es transportado por el flujo sanguíneo hasta que se aloja en el corazón o en la arteria pulmonar) ^{1, 2, 3, 6, 10, 11, 12, 15}.
- Tromboembolia gaseosa ^{1, 2, 3, 6, 10, 11, 12, 15}.
- Cateterización arterial inadvertida ^{1, 2, 3, 6, 10, 11, 12, 15}.
- Hemorragia (siempre es posible cuando el catéter o línea (venoclisis) de administración se desconectan en un animal) ^{1, 2, 3, 6, 10, 11, 12, 15}.

Literatura citada

1. Clutton R. Equipo Anestésico. In: Seymour C, Gleed R, editors. Manual de Anestesia y Analgesia en Pequeños Animales. España: Ediciones, 2001, 25.
2. Hansen B. Aspectos técnicos del tratamiento con líquidos. In: DiBartola S, editor. Terapéutica de Líquidos en Pequeñas Especies: 2ª ed. México: McGraw-Hill, 2002, 299-317.
3. Hansen B. Technical Aspects of Fluid Therapy. In: DiBartola S, editor. Fluid, Electrolyte and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice: 3ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 345-369.
4. Welsh E, Beard K. Intravenous Access and Fluid Therapy. In: Welsh E, editor. Anesthesia for Veterinary Nurses. USA: Blackwell Science, 2003, 200-209.
5. Álvarez I, Cediel R, García L, García P. Rotación de Anestesia de Pequeños Animales. Servicio de Anestesiología 2005 dic [cited 03 Oct 2006]
6. Gómez-Villamandos R, Granados M, Soler C. Cateterismo Venoso. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 17-24.
7. Gfeller R, Messonnier S. Handbook of Small Animal Toxicology and Poisonings: 2ª ed. USA: MOSBY, 2004, 15.
8. Pérez A, Parra J, Merino J. Manual de Analgesia y Anestesia en el perro. España: McGraw-Hill, 1999, 97.
9. Hosgood G, Hoskins J. Medicina y Cirugía Pediátrica de los Animales de Compañía. España: ACRIBIA, 1998, 36.
10. Quandt J. Postoperative Patient Care. In: Slatter D, editor. Textbook of Small Animal Surgery: 3ª ed: Vol. II. USA: SAUNDERS, 2003, 2609.
11. Chew D, Bateman S. Fluidoterapia en perros y gatos. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 85-86.
12. Chew D, Bateman S. Fluid Therapy for Dogs and Cats. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 96.
13. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 58-69.
14. Marín J. Terapia de Líquidos. Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y zootecnia en perros y gatos: Modulo 10: Urgencias y terapia Intensiva; 2005, 168; Distrito Federal. México
15. Sackman J. Decision Making in Fluid Therapy. In: Gorman N, editor. Canine Medicine and Therapeutics: 4ª ed. USA: B.S.A.V.A, 1998, 32-33.

9. VENODISECCIÓN

Objetivos

El objetivo de esta técnica es establecer el acceso vascular inmediato para la administración de líquidos y fármacos en casos de emergencias ^{1,2}.

Introducción

Esta es una destreza esencial para los médicos de urgencias que debe aplicarse a cualquier paciente que requiere un acceso venoso inmediato y en los que no se tiene fácil acceso por punción ^{3,4}.

Esta técnica es requerida cuando las venas del paciente son pequeñas (en animales pequeños o pacientes con hipovolemia severa) o cuando las venas están escondidas (en casos de obesidad, edema subcutáneo o hematoma).

La vena preferida es la safena lateral (debido que la piel es delgada y facilita el acceso) ^{3,4}.

Indicaciones

Es una técnica utilizada para la administración de fármacos, líquidos y electrolitos por vía endovenosa en pacientes que presentan hipotensión grave a los cuales no se le logre realizar una venopunción percutánea ^{1,3,4}.

Material ^{1,2}

- Hoja de bisturí del número 10 ó 15 con mango (*figura 9-1*).
- Tijeras de Mayo (*figura 9-1*).
- Pinzas de mosquito curvas (*figura 9-1*).
- Catéter intravenoso adecuado (*tabla 8-1 y figura 8-1*).
- Cinta adhesiva.
- Sutura monofilamento apropiada a cada paciente.

- Anestésico local (lidocaína al 2%).



Figura 9-1. Instrumental necesario para realizar una venodisección (faltan pinzas de hemostasis)

Procedimiento^{1, 2, 3, 4, 5}

1. Usar la vena yugular, cefálica o safena lateral para el cateterismo.
2. Rasurar la zona y realizar la preparación antiséptica cuidadosa con una torunda con alcohol sobre la piel (*figura 8-2*). Este paso se puede omitir en los individuos en los que se precisa un acceso inmediato.
3. Bloquear el área donde será introducido el catéter con anestesia local.
4. Incidir la piel en sentido transverso o paralelo a la vena (pero no directamente sobre ella) de unos 2-4cm con una hoja de bisturí. Este corte abarca solo la piel (teniendo cuidado de no lesionar la vena) (*figura 9-2*).
5. Se lleva a cabo la disección del tejido subcutáneo y se localiza la vena disecándola de los tejidos circundantes (*figura 9-3*).
6. Elevar el vaso utilizando pinzas de hemostasis (*figura 9-4*).
7. Colocar una sutura de fijación alrededor de la vena. Para ello pasar una sutura de doble hebra bajo la vena.

8. Posteriormente se introduce el catéter aproximadamente a 5mm de la línea de incisión y se dirige para que penetre la vena (*figura 9-5*).
9. Al notar la presencia de sangre en la cámara trasera del catéter, éste se desliza y se retira el estilete.
10. Sujetar el catéter con la sutura (*figura 9-6*).
11. Se conecta el equipo de venoclisis o se coloca un tapón previa heparinización del catéter.
12. Fijar la línea del catéter-líquido al miembro con cinta adhesiva (*figura 9-7*).
13. Colocar una pomada antiséptica y una venda estéril sobre la zona de cateterismo.
14. Cambiar el catéter después de 3 días para prevenir la tromboflebitis e infección.
15. Al momento de retirar el catéter se aprietan compresas sobre el área y se extrae el catéter. Se aplica presión sobre el área durante 2-3 min. para prevenir la hemorragia continua.
16. Finalmente se sutura la piel con puntos separados simples.



Figura 9-2. Venodisección. Incidir la piel en sentido transverso o paralelo a la vena de unos 2-4cm con una hoja de bisturí, abarcando solamente la piel.



Figura 9-3. Se realiza la disección del tejido subcutáneo y se localiza la vena.

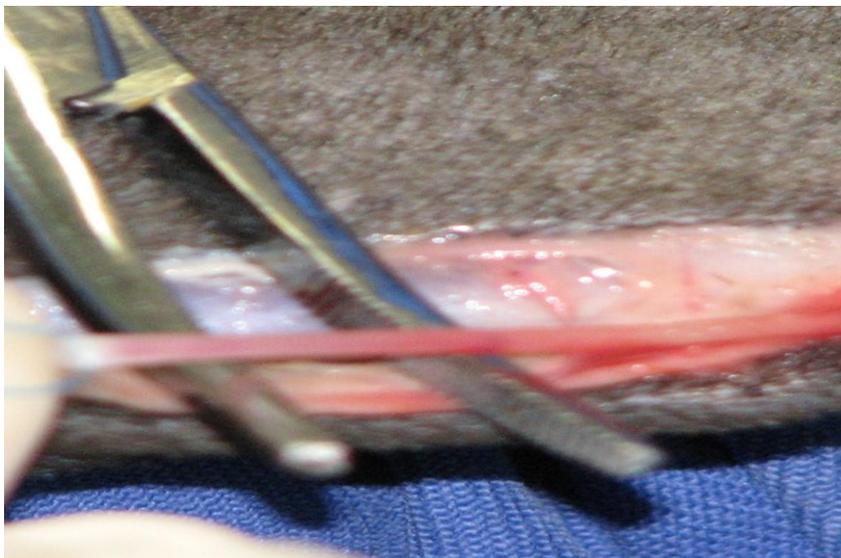


Figura 9-4. Elevar el vaso utilizando pinzas de hemostasis.



Figura 9-5. Introducir el catéter y dirigirlo para que penetre la vena.

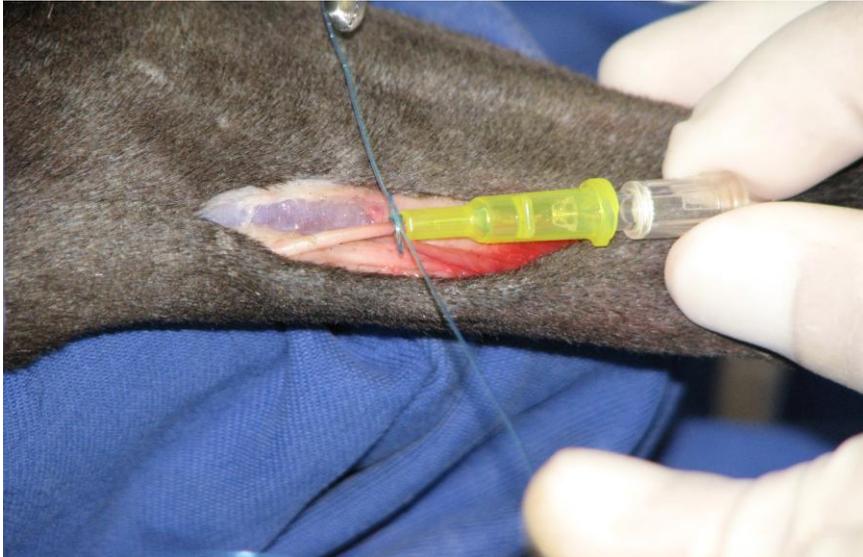


Figura 9-6. Atar la sutura por debajo del cuerpo del catéter.



Figura 9-7. Fijar el catéter al miembro con cinta adhesiva y colocar una venda estéril sobre la zona de cateterismo.

Complicaciones

- Posible tromboflebitis e infecciones ¹.

Literatura citada

1. Crisp M, Buffington C. Técnicas de Cuidados Críticos. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 25.
2. Bateman S, Buffington C, Holloway C. Emergency and Critical Care Techniques and Nutrition. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 29-30.
3. Hansen B. Aspectos técnicos del tratamiento con líquidos. In: DiBartola S, editor. Terapéutica de Líquidos en Pequeñas Especies: 2ª ed. México: McGraw-Hill, 2002, 311-312.
4. Hansen B. Technical Aspects of Fluid Therapy. In: DiBartola S, editor. Fluid, Electrolyte and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice: 3ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 360-363.
5. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 68.

10. CATETERIZACIÓN INTRAÓSEA

Objetivos

Crear un acceso útil para la administración urgente de líquidos, sangre, plasma y fármacos en los animales en los que el acceso vascular inmediato es difícil por colapso vascular o por el tamaño del individuo ^{1,2,3}.

Introducción

Esta vía proporciona un acceso vascular rápido a través de las sinusoides de la médula ósea y los canales venosos medulares y permite la dispersión rápida de líquidos ^{1,2}.

La vía intraosea esta recomendada como primera elección en pacientes pediátricos o geriátricos en casos en que no se tenga acceso a la vía intravenosa.

Indicaciones

Se utiliza en animales de talla pequeña, pediátricos, neonatos ⁴ y severamente hipotensos o hipovolémicos en los que no se puede lograr el acceso vascular primario ⁵.

Se puede utilizar esta ruta para la rápida administración de soluciones, sangre o diferentes tipos de fármacos ^{5,6}.

Ésta técnica esta contraindicada en enfermedad ósea en el sitio de inserción (fracturas, neoplasias, osteomielitis), abscesos, piodermas, o infección de heridas en el lugar, sepsis (existe el riesgo de osteomielitis).

Material ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7}

- Solución antiséptica.
- Lidocaína al 2%.
- Hoja de bisturí del #11.
- Jeringa de 10mL.
- Solución salina heparinizada en jeringa de 3-5mL.

- Aguja: agujas para médula ósea 16–20G (gatos y perros), agujas espinales 18–22G (gatos y perros jóvenes), agujas hipodérmicas 18–25G (neonatos) ó catéteres intraóseos comerciales 12–15G.
- Ungüento antibiótico.
- Material de vendaje.

Procedimiento ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8}

1. Elegir el área a cateterizar: fosa trocantérica del fémur, ala del ilion, tuberosidad tibial, ó tubérculo mayor del húmero (*figura 10-1*).
2. Rasurar y preparar el área asépticamente con yodo povidona o solución de clorhexidina.
3. Infiltrar la piel y el periostio con lidocaína al 2% (1-2mL).
4. Identificar el sitio de inserción en el hueso largo (fémur o tibia) (*figura 10-1*).
5. Realizar una incisión en punzada de piel y periostio.
6. Introducir la aguja aplicando presión ligera y rotándola de adelante a atrás ligeramente en giros de 30° (se siente un cambio de resistencia al introducirse en el canal medular).
7. Verificar una correcta colocación al mover el miembro, el movimiento debe ser acompañado por la aguja.
8. La jeringa se utiliza para aspirar médula ósea y así también verificar la correcta colocación.
9. Lavar la aguja con solución heparinizada, si se observa resistencia, rotar la aguja 90 a 180°.
10. Cuando la aguja está colocada en forma apropiada, se fija pasando una sutura a través del periostio y se sujeta a la boquilla de la aguja o a una mariposa de cinta fija a ésta.



Figura 10-1. Localización anatómica para la cateterización intraósea: Fosa trocánterica (izquierda) y Cresta tibial (derecha).

11. Colocar ungüento antibiótico en el sitio de entrada y vendar realizando una figura en ocho con venda de algodón luego gasa elástica y por último una venda autoadhesiva.

Complicaciones

Los riesgos potenciales incluyen:

- Osteomielitis inducida por la aguja ^{4, 5, 6, 7}.
- Dolor durante la administración de soluciones frías o irritantes ^{4, 5, 6, 7}.
- Infecciones (el riesgo aumenta en forma directamente proporcional al tiempo de permanencia del catéter intraóseo) ^{4, 5, 6, 7}.
- Extravasación de líquidos ^{4, 5, 6, 7}.

Literatura citada

1. Hansen B. Aspectos técnicos del tratamiento con líquidos. In: DiBartola S, editor. *Terapéutica de Líquidos en Pequeñas Especies*: 2ª ed. México: McGraw-Hill, 2002, 312.
2. Hansen B. Technical Aspects of Fluid Therapy. In: DiBartola S, editor. *Fluid, Electrolyte and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice*: 3ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 363-364.
3. Welsh E, Beard K. Intravenous Access and Fluid Therapy. In: Welsh E, editor. *Anesthesia for Veterinary Nurses*. USA: Blackwell Science, 2003, 206-208.
4. Bateman S, Buffington C, Holloway C. Emergency and Critical Care Techniques and Nutrition. In: Birchard S, Sherding R, editors. *Saunders Manual of Small Animal Practice*: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 30-31.
5. Hosgood G, Hoskins J. Medicina y Cirugía Pediátrica de los Animales de Compañía. España: ACRIBIA, 1998, 36, 54.
6. Hall L, Clarke K, Trim C. *Veterinary Anesthesia*: 10ª ed. England: SAUNDERS, 2001, 402
7. Marín J. Terapia de Líquidos. Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y zootecnia en perros y gatos: Modulo 10: Urgencias y terapia Intensiva; 2005, 169; Distrito Federal. México
8. Ford R, Mazzaferro E. *Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment*: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 69.

11. TERAPIA DE LÍQUIDOS

Objetivos

El objetivo de la terapia de líquidos es restablecer un equilibrio de líquidos ^{1, 2, 3}; así como llevar a la normalidad el volumen y la composición de líquidos corporales. Otros objetivos son: corregir la deshidratación, la hipovolemia, el desbalance ácido-base, la hipopotasemia y la acidosis metabólica que se presenta con frecuencia, así como estados de hipernatremia, hiponatremia, hiperfosfatemia, alcalosis metabólica, hipocalcemia e hipercalcemia, que son menos comunes ^{2, 3, 4, 5, 6}.

Introducción

Toda criatura depende de los líquidos para sobrevivir. El líquido a nivel tisular es responsable de la oferta de los nutrientes a las células, soporte de las estructuras tisulares y captación y transporte de los residuos para su eliminación ².

La terapia de líquidos es una de las medidas terapéuticas más importantes que se aplican en los animales gravemente enfermos ^{7, 8}. Un abordaje racional a la terapia de líquidos requiere una apreciación de la distribución del agua, electrolitos y proteínas entre los diferentes compartimentos del cuerpo ⁹.

La terapia de líquidos se divide en dos categorías: la aguda: usada en medicina de urgencias, dirigida a reponer deficiencias de volumen casi exclusivamente, recuperando con ello la presión vascular; son terapias de grandes volúmenes en minutos u horas. Y la crónica: dirigida a la corrección de desórdenes electrolíticos o de otros parámetros en pacientes hemodinámicamente estables, son terapias de horas o días con volúmenes mucho menores ³.

El agua constituye del 55-80% del peso corporal total de los perros y gatos adultos (se elige 60% como dato medio). Los porcentajes más altos se encuentran en cachorros neonatos y los más bajos en adultos obesos. El agua corporal se encuentra distribuida en

dos compartimentos mayores: el intracelular (40%) y el extracelular (20%)^{2, 3, 4, 7, 8, 10}. El agua corporal extracelular se constituye por 5% intravascular (plasma sanguíneo y linfa) y 15% intersticial^{2, 3}. Hay otra pequeña cantidad de líquido en el compartimiento extracelular que se denomina transcelular (1-3%) e incluye el líquido cefalorraquídeo, intraocular, de los espacios serosos, así como los líquidos pleural, sinovial, peritoneal y pericárdico³.

El volumen del líquido intracelular se mantiene por las fuerzas osmóticas generadas por los cationes intracelulares, potasio y magnesio. Los principales electrólitos presentes en los líquidos corporales son: sodio (Na^+), cloro, bicarbonato, potasio, magnesio y fósforo^{4, 10, 11}, siendo el sodio el catión más importante del líquido extracelular, en conjunto con el cloro y el bicarbonato que representan el 90% del total de solutos de este compartimiento. Las proteínas plasmáticas juegan un papel importante en el movimiento del volumen del líquido intravascular¹².

Los líquidos se dividen en: cristaloides, coloides sintéticos y hemoderivados, incluyendo los transportadores de oxígeno derivados de la hemoglobina (HBOCs)^{1, 2, 9, 10, 13, 14}.

Cristaloides (tabla 11-1)

Se consideran como líquidos de reemplazo y mantenimiento del volumen intersticial^{2, 3, 7, 8}. Son soluciones cuya base es agua, que contienen electrólitos y solutos no electrolíticos, capaces de penetrar en todos los compartimentos corporales (como la dextrosa al 5%, la solución salina al 0.9%, Ringer con lactato o Hartmann)^{2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 10, 15}.

Los cristaloides se clasifican en función de su osmolaridad con respecto al plasma en^{2, 3, 5, 6, 7, 8, 9, 10}.

- *Hipotónicos*: contienen una concentración muy baja de solutos lo que le confiere una osmolaridad menor a la plasmática.

- *Isotónicos*: su concentración de Na⁺ es similar a la plasmática (entre ellas se encuentran la solución salina al 0.9% y la solución de lactato de Ringer). Dentro de estas distinguimos dos grupos: **a)** las soluciones de mantenimiento: fluidos a base de agua y electrolitos usados para corregir las pérdidas diarias de electrolitos que se producen a través de la orina, heces, saliva, respiración, transpiración, etc. y **b)** soluciones de reemplazo: presentan una composición electrolítica similar al líquido extracelular, usados para reponer el déficit de plasma en situaciones de hipovolemia.
- *Hipertónicos*: contienen una concentración de solutos superior al plasma. Dentro de estas encontramos la solución salina hipertónica y las soluciones de glucosa.

Coloides

Son soluciones que contienen moléculas grandes que no pueden atravesar la membrana vascular ^{2, 3, 5, 6, 7, 8, 10, 15}. Mantienen la presión coloidosmótica intravascular (PCO) reduciendo la extravasación de líquido^{4,9}. Su actividad es rápida y de larga duración ³.

Según la naturaleza de las proteínas que incluye la solución, se dividirán en:

- *coloides naturales*: formados por proteínas plasmáticas procedentes de animales donantes, se administran como plasma fresco congelado, plasma congelado, sangre entera, concentrado de albúmina y oxihemoglobina. Contienen más que sólo proteínas oncóticas, la sangre entera reciente presenta: glóbulos rojos, factores coagulantes, plaquetas, albumina, fibrinógeno, globulinas, glóbulos blancos y antitrombina ^{2, 3, 10}.
- *coloides sintéticos*: integrados por moléculas grandes procedentes del ser humano disueltas en solución salina normal ^{2, 10, 15}. Existen tres tipos de coloides sintéticos: **1)** gelatinas (se obtienen del colágeno de los mamíferos); **2)** dextráns (se preparan con la fermentación bacteriana de la sucrosa), como el dextrán 40 y

70; 3) hidroxietyl almidón (derivan de un almidón vegetal)^{2, 3, 4, 5, 6, 9, 10, 15}. Los coloides sintéticos raramente se usan solos, pero son adyuvantes útiles a la terapia de líquidos estándar con cristaloides en varias situaciones^{7, 8}.

Indicaciones

La terapia de líquidos se emplea en principio para tratar el choque, deshidratación, anomalías electrolíticas y desequilibrios ácido/base, hipovolemia y para la administración de fármacos^{1, 3, 7, 8, 13, 14}.

Material

- Catéter intravenoso.
- Venoclisis: microgotero o normogotero (según el peso).
- Soluciones cristaloides y coloides (*figura 11-1 y tabla 11-2*).



Figura 11-1. Ejemplo de algunas soluciones cristaloides utilizadas en la clínica de pequeñas especies. Imagen cortesía de la Dra. Martha Hernández Arellano

Anormalidad	Tipo de deshidratación	Equilibrio electrolítico	Estado ácido-básico	Tratamiento con líquidos
Deshidratación simple, tensión, ejercicio	Hipertónica	----- -----	----- -----	Solución de electrolitos de potencia media o equilibrada; solución dextrosa al 5%
Golpe de calor	Hipertónica	K+ variable Na+ variable	Acidosis metabólica	Solución de electrolitos de potencia media seguida por solución equilibrada de electrolitos
Anorexia	Isotónica	Pérdida de K+	Acidosis metabólica leve	Solución equilibrada de electrolitos; KCl
Inanición	Isotónica	Pérdida de K+	Acidosis metabólica leve	Solución de potencia media o equilibrada; KCL; calorías
Vómito	Isotónica o hipertónica	Pérdidas de Na+, K+ y Cl-	Alcalosis metabólica; acidosis metabólica crónica	Solución de Ringer; solución salina al 0.9% o complemento de KCl
Diarrea	Isotónica o hipertónica	Pérdida de Na+ Pérdida crónica de K+	Acidosis metabólica	Solución de electrolitos equilibrada; HCO ₃ ⁻ ; KCL (si es crónica)
Diabetes mellitus	Hipertónica	Pérdida de K+	Alcalosis metabólica	Soluciones equilibradas de electrolitos; KCl
Hiperadrenocorticismo	Isotónica	Pérdida de K+	Acidosis metabólica ocasionalmente leve	Soluciones equilibradas de electrolitos; KCl
Hipoadrenocorticismo	Isotónico o hipertónica	Pérdida de Na+ Retención de K+	Acidosis metabólica	Solución salina al 0.9% seguida por soluciones equilibradas de electrolitos
Obstrucción uretral	Isotónica o hipertónica	Retención de K+, Na+, Cl- variable	Acidosis metabólica	Solución salina al 0.9% seguida por soluciones equilibradas de electrolitos; KCl posterior a obstrucción.
Insuficiencia renal aguda	Isotónica o hipertónica (con vómito)	Retención de K+, Na+, Cl- variable	Acidosis metabólica	Soluciones equilibradas de electrolitos
Insuficiencia renal crónica	Isotónico o hipertónica (con vómito)	K+, Na+, Cl- variable	Acidosis metabólica	Soluciones equilibradas de electrolitos
Insuficiencia cardiaca congestiva	Pletórica (Na+, H ₂ O retención inicial); crónicamente hipotónica	Retención de Na+ (perohiponatremia dilucional)	Acidosis metabólica (crónicamente)	Solución de dextrosa al 5%
Choque hemorrágico	Isotónica	-----	Acidosis metabólica	Soluciones equilibradas de electrolitos; sangre
Choque endotóxico	Isotónica	----- -----	Acidosis metabólica	Soluciones equilibradas de electrolitos; solución salina al 0.9%

Tabla 11-1. Soluciones cristaloides. Tabla de diferentes tipos de soluciones cristaloides sugeridas en varias enfermedades. Ésta tabla fue tomada de Dibartola (2ª y 3ª edición)

Líquido	Glucosa (g/L)	Na+ (meq/L)	Cl- (meq/L)	K+ (meq/L)	Ca2+ (meq/L)	Mg2+ (meq/L)	Amortiguador (meq/L)	Osmolaridad (mosm/L)	pH
Dextrosa al 5%	50	0	0	0	0	0	0	252	4.0
Dextrosa al 10%	100	0	0	0	0	0	0	505	4.0
Dextrosa al 2.5% en NaCl al 0.45%	25	77	77	0	0	0	0	280	4.5
Dextrosa al 5% en NaCl al 0.45%	50	77	77	0	0	0	0	406	4.0
Dextrosa al 5% en NaCl al 0.9%	50	154	154	0	0	0	0	560	4.0
NaCl al 0.45%	0	77	77	0	0	0	0	154	5.0
NaCl al 0.9%	0	154	154	0	0	0	0	308	5.0
NaCl al 3%	0	513	513	0	0	0	0	1,026	5.0
Solución Ringer	0	147.5	156	4	4.5	0	0	310	5.5
Solución Ringer con lactato	0	130	109	4	3	0	28	272	6.5
Dextrosa al 2.5% en solución de Ringer con lactato	25	130	109	4	3	0	28	398	5.0
Dextrosa al 5% en solución de Ringer con lactato	50	130	109	4	3	0	28	524	5.0
Dextrosa al 2.5% en solución de Ringer con lactato de potencia	25	65.5	55	2	1.5	0	14	263	5.0

media									
Normosol-M en dextrosa al 5%	50	40	40	13	0	3	16	364	5.5
Normosol-R	0	140	98	5	0	3	27 23	296	6.4
Plasma-Lyte	0	140	103	10	5	3	47 8	312	5.5
Plasma-Lyte M en dextrosa al 5%	50	40	40	16	5	3	12 12	376	5.5
Plasma	1	145	105	5	5	3	24	300	7.4
Manitol al 20%	200	0	0	0	0	0	0	1,099	
NaHCO₃ al 7.5%	0	893	0	0	0	0	893	1,786	
NaHCO₃ al 8.4%	0	1,000	0	0	0	0	1,000	2,000	
CaCl₂ al 10%	0	0	2,720	0	1,360	0	0	4,080	
KCl al 14.9%	0	0	2,000	2,000	0	0	0	4,000	
Dextrosa al 50%	500	0	0	0	0	0	0	2,780	4.2

Tabla 11-2. Tipos de líquidos y su composición electrolítica^{5, 6}. Tabla de los diferentes tipos de soluciones utilizados en la terapia de líquidos. Tabla tomada de DiBartola (2ª y 3ª edición)

Procedimiento

Plan de la terapia de líquidos^{2,5,6}

1. Determinar si existe un déficit de líquidos basándonos en la historia clínica, la anamnesis y en el examen físico: pobre perfusión (pérdida intravascular) o deshidratación (pérdida intersticial), hipotensión, así como si requiere de reemplazo, mantenimiento, urgencia o sólo de mantenimiento.
2. Estimar el porcentaje de deshidratación y calcular el déficit de fluidos (terapia de reemplazo).
3. Estimar las pérdidas sensibles que son las que se pueden medir, como la producción de orina (terapia de mantenimiento).
4. Determinar que tipo de líquidos se van a administrar (cristaloides o coloides). La elección del líquido a administrar depende de la naturaleza del proceso patológico y de la composición del líquido que se ha perdido.
5. Determinar la vía de administración.
6. Calcular la velocidad de administración de los fluidos.

Líquidos de reanimación

La terapia de líquidos de reanimación es la administración de líquidos para sustituir con rapidez un déficit hídrico que está causando o tiene el potencial de inducir afección orgánica que amenaza la vida. Cuando el déficit hídrico reside en el espacio intravascular, se manifiesta primariamente como un problema de perfusión o hipovolemia. Cuando se encuentra en el espacio intersticial o intracelular, los signos físicos reflejan un problema de hidratación².

Líquidos de mantenimiento

Son los líquidos que se deben proporcionar a cualquier individuo, aunque no se encuentre deshidratado. El mantenimiento se define como el volumen de líquido en

mililitros y la cantidad de electrolitos (mEq o mg) que se deben consumir diariamente para mantener el volumen de agua corporal total y el contenido de electrolitos dentro de lo normal ^{2, 4, 7, 8}. Las soluciones de mantenimiento son bajas en sodio y cloro con concentraciones elevadas de potasio comparado con el líquido extracelular ¹².

El volumen de los líquidos de mantenimiento se calcula añadiendo pérdidas sensibles e insensibles ^{2, 4, 5, 6, 7, 8, 10, 11, 16}:

- *pérdidas insensibles*: no medibles con facilidad, como la eliminación de líquidos por respiración, jadeo, lágrimas, sudor, etc., que constituyen una vía importante de eliminación de líquidos y siempre son fisiológicas (estimado en 22mL/kg/día)
- *pérdidas sensibles*: son las que se pueden medir, como la producción de orina; en promedio el volumen de líquido que se pierde en forma fisiológica es de 60mL/kg/día en gatos y perros pequeños, y de 44mL/kg/día en perros grandes.

Deshidratación

Se produce deshidratación cuando disminuye el agua corporal total (ACT) por debajo de la normalidad ^{7, 8}.

Además de la terapia de mantenimiento, en un paciente deshidratado se deben reemplazar los líquidos que ha perdido en forma patológica. La pérdida patológica de líquidos puede deberse a: causas gastrointestinales (vómito y diarrea que se produjeron durante las últimas 24 horas y se les da un valor (50mL por cada vómito y 100mL por cada evento de diarrea)), pérdidas urinarias (poliuria por enfermedad renal, por diabetes *mellitus*, diabetes insípida, hiperadrenocorticismos, enfermedad hepática, piómetra, etc.), causas sistémicas (quemaduras, secuestro de líquidos en pacientes en estado de choque, dilatación/torsión gástrica, torsión intestinal, etc.) y jadeo excesivo o secreciones respiratorias en enfermedades como el moquillo canino o la rinotraqueitis viral felina ^{4, 5}.

El examen físico nos ayuda a determinar el grado de deshidratación por medio de la turgencia de la piel, humedad de las mucosas, posición de los ojos en las órbitas, ritmo cardiaco, pulso periférico, tiempo de llenado capilar (TLLC) y distensión de la vena yugular ¹¹. La disminución en el volumen del compartimiento intersticial causa reducción de la turgencia cutánea y resequedad de las mucosas; la disminución en el volumen plasmático produce taquicardia, alteraciones en los pulsos periféricos y colapso de las venas periféricas ^{5,6}.

El porcentaje de deshidratación es la cantidad de líquido que se ha perdido, de acuerdo con el peso corporal ^{4, 11, 12}:

- **Deshidratación de 4-5%:** este tipo de deshidratación no puede ser detectada clínicamente, por lo que se clasifica como deshidratación subclínica.
- **Deshidratación del 6-7%:** se considera una deshidratación leve, existe ya una alteración física detectable como palidez y ligera resequedad de membranas mucosas. En ocasiones, se puede apreciar una pérdida ligera de la elasticidad de la piel.
- **Deshidratación del 8-9%:** es una deshidratación moderada, los cambios físicos son muy evidentes; después de estirar la piel existe un retraso para que este regrese a su posición normal, los ojos pueden estar hundidos en sus órbitas, las mucosas se ven pálidas y secas y el TLLC está retardado de 2-3seg.
- **Deshidratación del 10-12%:** la piel al ser pellizcada no regresa a su posición original (piel acartonada), las mucosas están completamente pálidas o blancas, el TLLC no es apreciable, los ojos están completamente hundidos y empiezan a aparecer signos de choque (aumento de la frecuencia cardiaca, pulso débil, ausencia de respuesta a estímulos externos, falta de producción de orina, pupilas dilatadas).

- **Deshidratación del 13-15%:** no es compatible con la vida.

El volumen total de los líquidos administrados a un paciente es el resultado de ^{5,6,11}:

- *Requerimiento de mantenimiento de 40-60mL/kg/día x peso (kg) = _____ litros*
 - a) *pérdidas sensibles (gasto urinario): 27-40mL/kg/día*
 - b) *pérdidas insensibles (fecales, cutáneas, respiratorias): 13-20mL/kg/día*
- *Rehidratación = % deshidratación x peso (kg) x 10 = _____ litros*
- *Pérdidas patológicas (vómito, diarrea) = _____ litros*

Tipos de líquidos

El tipo de líquido que se elige para la rehidratación se basa principalmente en la medición de la concentración de sodio sérico, cloro y potasio, así como los trastornos ácido-básicos que complementan los datos para elegir adecuadamente el líquido a administrar ^{4,7,8}.

- **Cristaloides.**

Solución Salina Normal: se usa ampliamente como una solución de reemplazo transoperatorio. Es la solución de elección para los pacientes con hipercalcemia o alcalosis hipoclorémica ¹⁷.

Solución de Ringer con Lactato (solución de Hartmann): es una solución equilibrada de electrolitos constituida por lactato ¹⁷.

Dextrosa al 5%: es la solución de elección para los animales que han padecido de pérdida de agua pura, ya que cuando la dextrosa se metaboliza sólo resta agua ¹⁷.

Dextrosa al 2.5% en solución iónica de potencia media: se usa para mezclar con cualquiera de las soluciones iónicas precedentes en una relación de 1:1 para llevar a la mitad la fuerza iónica. Estas soluciones se aplican en el tratamiento de pacientes con hipernatremia. Están diseñadas para aumentar el contenido de agua libre del cuerpo ¹⁷.

Soluciones hipertónicas: se requieren en circunstancias especiales, como en caso de hemorragia rápida cuando no se dispone de productos sanguíneos, en casos de presión

intracraneal alta o en hiponatremia. La mayor parte de estas soluciones tienen concentraciones de sodio muy elevadas y es importante vigilar los niveles séricos de este elemento antes y después de su administración. Suele requerirse mantenimiento con un cristalóide isotónico después de la administración de estas soluciones ¹⁷.

○ Coloides.

Dextrán: es producido por ciertas cepas de bacterias *Leuconostoc* que proliferan en medios que contienen sacarosa. Ésta solución está disponible en formas de peso molecular bajo y alto (dextrán 40 y 70 respectivamente) con vida media en el plasma estimadas de 1-3 y 2-6hrs respectivamente. La expansión del volumen plasmático que se logra por gramo de dextrán es aproximadamente la misma sin importar su peso molecular (cerca de 20-25mL agua/gr. de dextrán) ¹⁷.

Hetalmidón: es un polímero sintético de glucosa muy parecido al glucógeno. La administración de hetalmidón aumenta el volumen plasmático en 71-72% del volumen suministrado, por lo general, incrementa el volumen plasmático en cuando menos el volumen administrado ¹⁷.

Soluciones de gelatina: se preparan con colágeno bovino degradado y están disponibles en varias formas. Los tres preparados usados en la actualidad son oxipoligelatina (Metaplasma), gelatina succinilada (Gelofusine) y gelatina enlazada a urea (Haemaccel). La infusión de la gelatina succinilada se relacionó con un aumento en el volumen del plasma igual o cerca del 10% menor al volumen administrado; por esta razón hay poco riesgo de sobrecarga de volumen ¹⁷.

Proteína plasmática: se encuentra disponible ya sea como un preparado fresco o congelado o como un líquido o plasma congelado que ha sido obtenido durante la recolección y almacenamiento de sangre. El plasma fresco puede prepararse en tal forma

que contenga plaquetas y factores de la coagulación. El plasma fresco congelado se utiliza en cualquier situación en la cual deba expandirse el volumen sanguíneo ¹⁷.

Sangre entera: utilizada cuando el animal necesita todos los componentes que están presentes en ella. La sangre entera fresca contiene todos los factores de coagulación normales, así como plaquetas activas. Es típico que la sangre entera se use en animales que presentan hemorragia activa o que ya han perdido un volumen considerable de sangre y es probable que sufran hemodilución intensa con la administración de otros líquidos ¹⁷.

Vías de administración

La vía de administración depende de la naturaleza del trastorno clínico, de su gravedad y del inicio (agudo o crónico), de la naturaleza y magnitud de las pérdidas continuas y de la composición de los líquidos que se administran ^{5, 6, 7, 8, 11}.

La permeabilidad de la vía siempre debe comprobarse antes de la inducción. Los sistemas han de purgarse antes de conectarse al paciente (la ampolla reservorio ha de llenarse solo hasta la mitad) para evitar la entrada de aire en la sangre del paciente ¹⁸.

Vía oral: se emplea esta vía siempre que el paciente no presente vómito y que acepte voluntariamente los líquidos ^{3, 5, 6}. Por esta vía pueden administrarse líquidos con una gran variedad de composiciones ^{5, 6}. Para la hidratación oral se usa un suero comercial; como el Pedialyte o bien puede prepararse un suero de forma casera. **Para elaborar un suero oral se deberá mezclar en un litro de agua hervida: 8 cucharadas de azúcar, ½ cucharada de sal, ¼ de cucharada de bicarbonato de sodio y 1-2 tabletas de potasio ⁴.**

Vía subcutánea: es práctica para aquellos pacientes en los que no se puede localizar la vena y la vía oral no esté indicada, o en gatos y perros pequeños. Se debe tomar en cuenta que la absorción es muy lenta ^{3, 5, 6}. Es poco confiable cuando existe deshidratación grave, choque o hipotensión y nunca se debe considerar para el paciente de tratamiento de urgencias. Para administrar por esta vía se escogen soluciones

isotónicas o ligeramente hipotónicas para estimular la absorción^{4, 5, 6, 7, 8, 11}. El líquido se administra debajo de la piel o a lo largo de la parte posterior del área de la escápula hasta la región lumbar^{5, 6}.

Vía endovenosa: es la más utilizada, se prefiere cuando el animal está muy enfermo, cuando se han producido pérdidas intensas de líquido o cuando la pérdida de líquido ha sido aguda. Esta vía también se emplea durante la anestesia para mantener la perfusión renal y lograr acceso en situaciones en que se necesite administrar cualquier fármaco de urgencia. En esta vía se pueden administrar las soluciones cristaloides isotónicas, hipotónicas o hipertónicas, así como las soluciones coloidales para los pacientes en estado de choque. La vena cefálica y yugular son las que se eligen con frecuencia para la instalación de un catéter^{3, 4, 5, 6, 7, 8, 11}.

Vía intraosea: esta vía es útil para cachorros y gatitos muy graves en los que es difícil el acceso vascular, al igual que es un rápido acceso cuando el cateterismo venoso no ha tenido éxito. Se puede administrar sangre y soluciones cristaloides con seguridad^{3, 4, 5, 6, 7, 8}. (La cateterización intraosea está descrita a en la pág. 91).

Vía intraperitoneal: los cachorros y gatitos gravemente anémicos pueden recibir una transfusión por esta vía cuando no se puede cateterizar ninguna vena. Aunque por esta vía se pueden absorber rápidamente grandes volúmenes de líquido, no es recomendable por el riesgo de peritonitis, principalmente en animales inmunodeprimidos^{4, 5, 6, 7, 8}. La vía intraperitoneal se realiza en el cuadrante inferior izquierdo del abdomen.

Velocidad de administración de líquidos

Está determinada por la magnitud y rapidez de su pérdida^{5, 6}. Para deshidrataciones subclínicas, leves o moderadas no siempre es necesario el reemplazo rápido. En estos casos, se calcula la deficiencia de hidratación y se le añade la terapia de mantenimiento. La totalidad calculada se distribuye en 24h., después de las cuales se volverá a realizar

el cálculo con base en la mejoría mostrada en cuanto a hidratación^{3, 4, 5, 6, 7, 8, 11}. Para el tratamiento del estado de choque o la deshidratación grave se necesitan velocidades de infusión máximas. La velocidad máxima de soluciones para el choque hipovolémico en los perros es de 90mL/kg/hr y de 66mL/kg/hr en gatos (aunque algunos textos refieren 50-55mL/kg/hr)^{3, 4, 7, 8, 11}.

Los equipos de venoclisis normales proporcionan 10, 15, 20 gotas/mL. Existen también los microgoteros pediátricos donde 1mL equivale a 60 microgotas, este tipo de gotero está indicado para animales pequeños (perros o gatos). Para mantener flujos continuos son adecuados los microgoteros^{3, 4, 7, 8, 11}.

El cálculo de número de gotas por minuto es sencillo⁴:

1. Se debe considerar el número de gotas que proporciona la venoclisis, se multiplica el número de mililitros totales a administrar por el número de gotas por mililitro. De esta forma se calcula el número total de gotas. Los microgoteros (60gotas/min) se usarán en animales con un peso menor de 10kg; mientras que los normogoteros (20gotas/min) se usarán en animales con un peso mayor de 10kg.
2. Posteriormente se divide entre 24, así se obtiene el número de gotas por hora.
3. Por último se divide entre 60 para conocer el número de gotas por minuto.

Ejemplo de la terapia de líquidos

Perro de 10 años de edad con 7% de deshidratación, con un peso de 10 kg. Ha presentado 5 vómitos.

% deshidratación x kg x 10

kg x 40 (perros grandes) o 60 (perros chicos y gatos)

Terapia de mantenimiento.

$$10\text{kg} \times 60\text{mL} = \underline{600\text{mL}/24\text{horas}} \qquad 600$$

Terapia de reposición.

+

$$7\% \text{ de deshidratación} \times 10\text{kg de peso} \times 10 = \underline{700} \qquad 700$$

+

Perdidas patológicas.

$$5 \text{ vomitos} \times 50\text{mL} = \underline{250\text{mL}/24\text{horas.}} \qquad \underline{\underline{250}}$$

1550mL/24 horas

$$1550 / 24\text{hrs} = 64.6\text{mL/hr.}$$

$$64.6\text{mL} / 60 \text{ minutos} = 1.07 = \mathbf{1\text{mL/min.}}$$

Se utilizará un normogotero.

$$\begin{array}{l} 1\text{mL} \text{ ----- } 20 \text{ gotas} \\ 1.07\text{mL} \text{ ----- } \mathbf{21 \text{ gotas/min.}} \end{array}$$

$$21 \text{ gotas}/60\text{seg} = \mathbf{1 \text{ gota}/3\text{seg.}}$$

Complicaciones

- Sobrehidratación que provoca edema intersticial subcutáneo, pulmonar o cerebral (éstos dos últimos pueden llegar a ser fatales) ^{1, 3, 4, 7, 8, 9, 13, 14}.
- Infecciones ^{1, 3, 4, 7, 8, 9, 13, 14}.
- Trombosis ^{1, 3, 4, 7, 8, 9, 13, 14}.
- Flebitis ^{1, 3, 4, 7, 8, 9, 13, 14}.
- Embolismos ^{1, 3, 4, 7, 8, 9, 13, 14}.
- Distribución anormal de los líquidos ^{1, 3, 4, 7, 8, 9, 13, 14}.
- La infusión rápida de soluciones hipotónicas puede provocar una grave dilución de los electrolitos séricos, edema cerebral y muerte ^{5, 6, 9, 13, 14}.

Literatura citada

1. Hosgood G, Hoskins J. Medicina y Cirugía Pediátrica de los Animales de Compañía. España: ACRIBIA, 1998, 52-56.
2. Kirby R, Rudloff E. Terapia Hidroelectrolítica. In: Ettinger S, Feldman E, editores. Tratado de Medicina Interna Veterinaria: Enfermedades del Perro y el Gato: 5ª ed., Vol. I. Argentina: INTER-médica, 2002, 359-383.
3. Zaragoza M, redondo J, Vicario P. Terapia de Fluidos en Urgencias. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 61-73.
4. Marín J. Terapia de Líquidos. Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y zootecnia en perros y gatos: Modulo 10: Urgencias y terapia Intensiva; 2005, 151-191; Distrito Federal. México
5. DiBartola S. Introducción al Tratamiento con Líquidos. In: DiBartola S, editor. Terapéutica de Líquidos en Pequeñas Especies: 2ª ed. México: McGraw-Hill, 2002, 281-296.

6. DiBartola S, Bateman S. Introduction to Fluid Therapy. In: DiBartola S, editor. Fluid, Electrolyte and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice: 3^a ed. USA: SAUNDERS, 2006, 325-344.
7. Chew D, Bateman S. Fluidoterapia en perros y gatos. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2^a ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 73-89.
8. Chew D, Bateman S. Fluid Teraphy for Dogs and Cats. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3^a ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 82-99.
9. Hughes D. Fluidoterapia en Animales con Enfermedades Pulmonares. In: King L, editor. Enfermedades respiratorias en el Perro y el Gato: USA: SAUNDERS, 2004: 315-323.
10. Seeler D. Fluid, Electrolyte, and Blood Component Therapy. In: Tranquilli W, Thurmon J, Grim K. Lumb & Jones`Veterinary Anesthesia and Analgesia: 4^a ed. USA: Blackwell, 2007, 185-199.
11. Sackman J. Decision Making in Fluid Therapy. In: Gorman N, editor. Canine Medicine and Therapeutics: 4^a ed. USA: B.S.A.V.A, 1998, 24-34.
12. Ibancovich J. Principios de Cirugía y Anestesia: Curso de Actualización. Módulo Propedéutico VI. Distrito Federal: AMMVEPE: 2003, 31-39.
13. Willard M. General Therapeutic Principles. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3^a ed.: USA: MOSBY, 2003: 387-389.
14. Willard M. Principos Terapéuticos Generales In: Nelson R, Couto G, editors. Medicina Interna de Pequeños Animales: 2^a ed.: Argentina: INTER-médica, 2000: 421-424.
15. Kirby R, Rudloff E. Tratamiento Hídrico y Electrolítico. In: Ettinger S, editor. Compendio del Tratado de Medicina Veterinaria. España: SAUNDERS, 2003, 157-169.
16. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner`s Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8^a ed. USA: SAUNDERS, 2006, 34- 47.
17. Pascoe P. Manejo perioperatorio del tratamiento con líquidos. In: DiBartola S, editor. Terapéutica de Líquidos en Pequeñas Especies: 2^a ed. México: McGraw-Hill, 2002, 338-346.
18. Álvarez I, Cediell R, García L, García P. Rotación de Anestesia de Pequeños Animales. Servicio de Anestesiología 2005 dic [cited 03 Oct 2006]

12. PERICARDIOCENTESIS

Objetivos.

El objetivo de la pericardiocentesis es la estabilización inicial de los animales con efusión pericárdica y taponamiento cardiaco ^{1,2}.

Introducción.

La pericardiocentesis es la inserción transtorácica de una aguja o cánula en el espacio pericárdico para la obtención de líquido con fines diagnósticos o terapéuticos ^{3,4}.

Indicaciones

Indicada en pacientes que presentan derrame pericárdico, taponamiento cardíaco por acúmulo de sangre, pus o trasudado, así como en procedimientos diagnósticos y terapéuticos ^{3,4,5,6,7,8,9,10}.

Se confirma la necesidad de una pericardiocentesis mediante ^{5,6}:

- *Examen físico:* distensión de venas yugulares, presencia de pulso yugular, pulso femoral débil o que varía en intensidad con la respiración (pulso paradójico), sonidos cardiacos apagados, taquicardia y presión venosa central mayor a 10cm H₂O.
- *Electrocardiograma:* taquicardia sinusal, alternancias eléctricas (variación de la altura de las ondas R entre un latido y el siguiente), y QRS de bajo voltaje.
- *Radiografías:* silueta cardíaca redondeada.
- *Ecocardiografías:* proveen evidencia directa de la efusión pericárdica y del taponamiento cardiaco.

Material ^{3,5,6,7,11,12,13,14}

1. Rasuradora.
2. Yodo povidona, alcohol, solución de clorhexidina.

3. Perros: Catéter 14–16G por 5¼ pulgadas, agregar en forma aséptica 1–3 agujeros más en su extremo distal. Gatos: mariposa de 18–19G.
4. Jeringa de 30-50mL.
5. Llave de tres vías con extensión.
6. Tubo sin anticoagulante y tubo con EDTA para la colección.
7. Guantes estériles.
8. Lidocaína al 2% para anestesia local.
9. Navaja de bisturí.

Procedimiento ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14}

1. Colocar al paciente en decúbito lateral derecho o decúbito esternal.
2. Depilar y preparar en forma aséptica una porción de la pared torácica lateral derecha desde el esternón a la mitad del tórax entre el 3º-9º espacio intercostal (deberá ser una técnica estrictamente aséptica).
3. Infiltrar 1-2mL de lidocaína al 2% con una pequeña cantidad de bicarbonato de sodio (el bicarbonato ayuda a modificar el pH, además de acelerar la absorción del fármaco) en la piel y tejido subcutáneo (algunos autores mencionan involucrar a la pleura) para un bloqueo local o bien realizar un bloqueo costal (en el 6º espacio intercostal, dorsal al esternón).
4. Acoplar una aguja o catéter a una llave de tres vías y jeringa para obtener una presión negativa constante durante la inserción y el drenaje.
5. Localizar el ápex cardíaco (unión condrocostal 4º-6º espacio) o visualizar su localización mediante ecografía; aunque algunos autores recomiendan palpar el pulso cardíaco entre el 4º-6º espacio intercostal, justo lateral al esternón.
6. Algunas veces es recomendable realizar una pequeña incisión de la piel para facilitar la introducción del catéter con una hoja de bisturí numero 11.

7. Insertar el catéter unido a la jeringa en dirección dorso-craneal mientras se ejerce presión negativa.
8. Al avanzar el catéter y contactar el pericardio se notará una sensación de rascado.
9. Completar la introducción de la vaina externa del catéter y retirar el estilete de aluminio.
10. Colectar todo el líquido posible (podría visualizarse por ecografía la presencia de acumulo de líquido).
11. Monitoreo electrocardiográfico durante el procedimiento, la presencia de contracciones ventriculares prematuras puede reflejar la punción miocárdica inadvertida.
12. La pericardiocentesis también podría realizarse en decúbito dorsal e ingresando al tórax a través del diafragma mediante una punción ligeramente caudal al xifoides.

Complicaciones

- Lesión o punción cardíaca que origina arritmias ^{2, 3, 5, 6, 7, 13}
- Laceración de la arteria coronaria con infartación miocárdica o sangrado dentro del espacio pericárdico ^{3, 5, 6, 7, 13}.
- Laceración pulmonar que causa neumotórax y/o hemorragia ^{5, 6, 7}.
- Diseminación de infección o células neoplásicas desde el espacio pleural ^{5, 6, 7}.

Literatura citada

1. Orton C. Cirugía del Sistema Cardiovascular. In: Fossum T, editor. Cirugía en Pequeños Animales. Argentina: INTER-médico, 1999, 648-649.
2. Miller M. Pericardial Disease. In: Tilley L, Goodwin J. Manual of Canine and Feline Cardiology: 3ª ed. USA: SAUNDERS, 2001, 257-258.
3. Brum D, Morgan R. Procedimientos Terapéuticos y diagnósticos específicos. In: Morgan R, editor. Clínica de Pequeños Animales: 3ª ed.: España: HARCOURT BRACE, 1999: 17-18.
4. Berg R. Tratamiento quirúrgico de las enfermedades pericárdicas y neoplasias cardíacas. In: Bojrab M. Técnicas Actuales en Cirugía de Pequeños Animales: 4ªed. Argentina: INTER-médica, 2001, 621.
5. Ware W. Pericardial Diseases and Cardiac Tumors. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3ª ed.: USA: MOSBY, 2003: 191-192
6. Ware W. Enfermedades del Pericardio. In: Nelson R, Couto G, editors. Medicina Interna de Pequeños Animales: 2ª ed.: Argentina: INTER-médica, 2000: 205-206.
7. Miller M, Sisson D. Enfermedades Pericárdicas. In: Ettinger S, Feldman E, editors. Tratado de Medicina Interna Veterinaria: enfermedades del perro y el gato: 5ª ed., Vol. I. Argentina: INTER-médica, 2002, 1038-1039.
8. Reed J, Crow S. Enfermedades del Pericardio y Neoplasia. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 650-651.
9. Bonagura J. Pericardial Diseases. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 1556-1558.
10. Marks S. Emergency management and critical care. In: Tilley L, Goodwin J. Manual of Canine and Feline Cardiology: 3ª ed. USA: SAUNDERS, 2001, 432-433.
11. Center S. Fluid Accumulation Disorders. In: Willard M, Tvedten H, editors. Small Animal Clinical Diagnosis: 4ªed. USA: SAUNDERS, 2004, 248.
12. Martin M, Corcoran B. Notes on Cardiorespiratory Diseases of the Dogs and Cats: 2ªed. USA: BLACKWELL, 2006, 120-121.
13. D'Urso L. Thoracic and Pericardial Taps and Drains. In: Ettinger S, Feldman E, editors. Textbook of Veterinary Internal Medicine: 6º ed. Vol. I. USA: SAUNDERS, 2005, 381.
14. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 132-133.

13. TRANSFUSIONES

Objetivos

El objetivo de una transfusión es la reposición de sangre o uno de sus componentes sin riesgos y de forma eficaz ^{1,2}.

Introducción

Los grupos sanguíneos son marcadores genéticos localizados en la superficie de los eritrocitos que presentan propiedades antigénicas y que son específicos para cada especie ^{1, 3}. La presencia o ausencia de varias glucoproteínas o fragmentos de glucolípidos en la superficie de las células sanguíneas ayudan a definir los diferentes grupos sanguíneos ².

Los aloanticuerpos son los anticuerpos dirigidos contra antígenos presentes en otros individuos de la misma especie animal. Cuando en el plasma de un individuo se observa la presencia de aloanticuerpos anti-antígenos eritrocitarios sin haber existido sensibilización previa (por ejemplo transfusión sanguínea anterior), se sintetizan frente a sustancias presentes en la naturaleza (plantas o bacterias) muy similares estructuralmente al antígeno eritrocitario con el que reacciona el aloanticuerpo ³.

Para tipificar los grupos sanguíneos se requiere de antisueros específicos frente a los antígenos eritrocitarios ³.

Se han reconocido 13 grupos sanguíneos en los perros constituidos por la combinación de 8 antígenos eritrocitarios: Dog erythrocyte antigen (DEA) *1.1, 1.2, 1.3* (antiguamente grupo A ^{1, 2, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14}, que se considera el más importante desde el punto de vista de las transfusiones por ser muy inmunógeno y poseer la actividad antigénica más importante de todos los antígenos eritrocitarios caninos ³, siendo el más antigénico el 1.1) y DEA *3, 4, 5, 6, 7, 8*. Las reacciones transfusionales son probables si se emplea sangre positiva para DEA 1.1, 1.2 o 7 (los hemodonadores deben ser negativos para

aquellos antígenos)^{1, 2, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14}. Dado que los hematíes del 98% de los perros son positivos para el grupo DEA 4, los perros positivos para este antígeno y negativos para el resto se denominan donadores universales^{2, 3, 7, 8}.

Los grupos sanguíneos en el gato comprenden A, B y AB^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 12, 13, 14}. La presentación de cada uno de ellos se asocia a la raza y a la región geográfica en la que vivan, el más frecuente es el tipo A, le sigue el tipo B y escasamente el grupo AB³. La mayor parte de los gatos americanos son del tipo A, el tipo B es menos común (lo encontramos en los Abisinios, Persas, Devon Rex), el tipo AB se encuentra solo en las razas de gatos con grupo B en sus poblaciones (Birmanos, Abisinios, Somalí, Scottish fold, Noruego del Bosque)^{2, 8}. Estos fenotipos tienen origen en dos alelos de un mismo gen, A y B, siendo A dominante sobre B existiendo razas en el que el fenotipo B casi no existe (siamés), mientras que otras poseen hasta casi un 50% de los animales con fenotipo B (Devon rex)³.

La determinación del grupo sanguíneo ayuda a minimizar la incidencia de reacciones y es particularmente importante en los gatos, los cuales, a diferencia del perro, tienen anticuerpos contra otros grupos sanguíneos que pueden causar reacciones cruzadas fatales⁶.

Componentes de la sangre^{13, 14}

- *Sangre total*: es la que se recibe de un donante, incluyendo el anticoagulante. La sangre total contiene eritrocitos, factores de la coagulación, proteínas y plaquetas y es el hemoderivado que se transfunde con mayor frecuencia a los perros y gatos. Como punto de referencia, la dosis de sangre total es de 10-22mL/kg.
- *Concentrado globular*: formado por las células y una pequeña cantidad de plasma y anticoagulante que permaneció después de separar el plasma de una

unidad de sangre total. El concentrado globular se utiliza sólo para tratar anemia porque no contienen una cantidad significativa de plaquetas o factores de la coagulación. La dosis inicial del concentrado globular es de 6-10mL/kg.

- *Plasma fresco congelado*: es el plasma que se obtiene de 1U de sangre total incluyendo el anticoagulante (se sugiere que el plasma necesario para incrementar la concentración de albúmina en 1g/100mL sería de 45mL/kg). Contiene todos los factores de coagulación, los cuales si se congelan a -30°C conservan su actividad durante un año. El plasma fresco congelado puede utilizarse para tratar deficiencias congénitas de factores de coagulación como en la enfermedad de Von Willebrand o las hemofilias A y B. Las coagulopatías adquiridas, como la intoxicación por raticida, coagulopatía por hepatopatía y coagulación intravascular diseminada (CID), ocasionan hemorragia que se tratan con plasma fresco congelado. Este hemoderivado no debe utilizarse como fuente para albúmina, expansión de volumen o apoyo nutricional. Para el tratamiento de las coagulopatías se recomienda iniciar con dosis de 6-10mL/kg.
- *Crioprecipitados*: se preparan a partir del plasma fresco congelado al incrementar la temperatura del plasma entre 0 y 6°C. El crioprecipitado es una fuente concentrada de factor de Von Willebrand, fibrinógeno y factores XIII y VIII (factor antihemofílico). Es útil en el tratamiento de deficiencia de dichos factores de coagulación. La dosis es de 1U/10kg de peso corporal.
- *Plasma rico en plaquetas y concentrado plaquetario*: los hemoderivados que contienen plaquetas se preparan a partir de sangre total a través de centrifugación a velocidades menores que las utilizadas para obtener concentrado globular y plasma. La dosis es de 1U de concentrado plaquetario por cada 10kg de peso corporal.

Indicaciones

El tratamiento de reposición sanguínea está indicado siempre que la hemorragia sea grave (>25mL/kg), el hematocrito sea menor a 20% o las proteínas plasmáticas totales sean menores a 2.5g/dL ^{10, 11, 14, 15, 16}.

La transfusión de sangre entera o glóbulos rojos aglomerados suele ser necesaria para restaurar la capacidad transportadora de oxígeno en los pacientes anémicos. Debe utilizarse sangre entera si el paciente es hipovolémico o necesita factores coagulantes, mientras que los glóbulos rojos aglomerados se recomiendan para los perros y gatos anémicos y normovolémicos ^{1, 4, 5, 6, 7}.

La administración de la sangre fresca está indicada cuando hay desordenes de la hemostasis y coagulopatias incluyendo coagulación intravascular diseminada (CID), enfermedad de Von Willebrand y hemofilia ^{1, 2, 4, 5, 7, 8}.

El plasma recientemente congelado se administra en casos de coagulopatía, incluyendo enfermedad de Von Willebrand, intoxicación con rodenticidas y hemofilia ². Las transfusiones de plasma rico en plaquetas y plaquetarias, puede emplearse en perros y gatos con trombocitopenia marcada que cursa con sangrado espontáneo, pero no deben emplearse en animales con destrucción trombocítica periférica (por ej. trombocitopenia inmunomediada), porque las plaquetas son eliminadas de la circulación inmediatamente después de la transfusión ^{1, 2, 4, 5, 7, 8}.

La selección de los donadores adecuados es esencial para realizar transfusiones seguras y eficaces.

Donador canino ^{1, 2, 7, 10, 11, 12, 13, 14}

- Mayor a 25kg de peso.
- Debe ser negativo a: *Dirofilaria*, *Babesia canis*, *Trypanosoma cruzi*, *Ehrlichia canis*, *Haemobartonella canis*, *Leptospira*, *Brucella canis*, *Toxoplasma*.

- Vacunado y desparasitado.
- Nunca haber recibido una transfusión.
- Hemograma sin alteraciones.
- Hematocrito >0.40L/L (40%).
- Negativo a: DEA 1.1, 1.2 y 7.
- Entre 1 y 8 años de edad.
- Temperamento dócil y cuello magro (para facilitar la venopunción).

Donador felino^{1, 2, 8, 10, 13, 14}

- Mayor a 3.5kg de peso.
- Negativo a: LeVF, FIV, PIF, Panleucopenia, *Mycoplasma haemofelis* (antiguamente *Haemobartonella felis*).
- Vacunado y desparasitado.
- Nunca haber tenido una transfusión.
- Hemograma sin alteraciones.
- Hematocrito >0.35L/L (35%).
- Entre 1 y 2 años de edad.
- Temperamento dócil.

NOTA: A los donantes se les reemplaza la sangre extraída con un volumen igual de cristaloides isotónicos debido a su menor volumen circulante de esta especie animal³.

Material^{10, 17}

- Donante.
- Soluciones antisépticas: povidona yodada o solución de clorhexidina.
- Alcohol o solución salina estéril.
- Equipo de transfusión: bolsa de extracción sanguínea y sistema de gotero con filtro.

Procedimiento

Prueba de compatibilidad y tipificación sanguínea ^{1, 2, 5, 6, 7, 8, 13, 14, 18, 19, 20}

1. Recolectar 2-5mL de sangre del hemodonador y receptor en tubos con EDTA.
2. Centrifugar las muestras a 2500-3500rpm durante 1-5 minutos; remover y retener el plasma.
3. Lavado de los eritrocitos en solución salina (preparar una suspensión de hematíes al 2% con 0.02mL de eritrocitos lavados y 0.98mL de solución salina), centrifugar y descartar el sobrenadante; repetir 3 veces.
4. *Compatibilidad mayor*: 2 gotas de la suspensión de eritrocitos de donador + 2 gotas de plasma del receptor.
5. *Compatibilidad menor*: 2 gotas de la suspensión de eritrocitos del receptor + 2 gotas de plasma del donador.
6. Control: 2 gotas de la suspensión de eritrocitos del receptor + 2 gotas de plasma del receptor.
7. Incubar las muestras a 25°C durante 30 minutos.
8. Centrifugar todos los tubos a 3000rpm durante 1 minuto.
9. La aglutinación o la hemólisis son un resultado positivo de incompatibilidad.

Donación u obtención de sangre entera ^{1, 2, 6, 7, 8, 10, 11, 12, 13, 14}

1. El donante se sujeta o se seda mínimamente con butorfanol (0.1mg/kg, EV, 10-15 minutos antes de la maniobra). Los donantes felinos suelen sedarse con una combinación de 5mg de ketamina, 0.3mg de diazepam y 0.01mg de atropina (opcional) mediante inyección IV; aunque Hohenhaus A ^{8, 13} y Giger U. ¹, prefieren utilizar una combinación de 10mg de ketamina, 0.5mg de diazepam y 0.04mg de atropina.

2. Rasurar y preparar el lugar de la punción de forma aséptica. Se pueden utilizar las venas yugulares o arterias femorales para la recolección.
3. Colocar al paciente en decúbito lateral o esternal.
4. Realizar la técnica de cateterismo venoso.
5. Colocar una pinza de hemostasia en el tubo de la bolsa de transfusión y se quita solo cuando se ha penetrado la vena yugular.
6. Recoger la sangre en bolsas de PVC ya preparadas con anticoagulantes o medio de conservación. Los anticoagulantes usados son: ácido-citrato-dextrosa, citrato-fosfato-dextrosa (mantiene alto el pH, el adenosin-tri-fosfato y el contenido en 2,3-difosfoglicerato durante el almacenamiento), heparina (activa la agregación plaquetaria e inhibe la formación de trombina al inhibir la activación del factor IX. No utilizar sangre obtenida con heparina como anticoagulante si ha estado almacenada por más de 48 horas).
7. Cerrar el tubo con la pinza de hemostasia antes de quitar la aguja de la vena yugular.
8. Aplicar presión sobre la zona de donación durante al menos 5-10 minutos para así producir la correcta hemostasia.
9. Tras la donación se ata el tubo recolector y la sangre se mezcla bien con el anticoagulante en la bolsa de transfusión.

Recolección de componentes celulares y plasma sanguíneo

1. Tras la donación de la sangre entera, se pueden separar los componentes celulares y el plasma, a esto se le conoce como concentrado de hematíes ^{1,6,7}.
2. La transfusión de plasma se calcula de la siguiente forma ¹⁸:

$$\text{mL de plasma a administrar} = \frac{(\text{PT deseado} - \text{PT actual}) \times (\text{mL/kg} \times \text{peso del receptor en kg})}{\text{PT del donante}}$$

PT: proteínas totales

3. La transfusión de crioprecipitado ¹⁸:

$$\text{mL de crioprecipitado a administrar} = \frac{\text{peso en kg del receptor} \times \text{VS (1/kg)} \times (1 - \text{Hct (1/1)}) \times (\text{nivel factor VIII deseado} - \text{actual (U/mL)})}{\text{Nivel de factor en el producto plasmático (U/mL)}}$$

VS: volumen sanguíneo, Hct: hematocrito

NOTA: En México no es muy frecuente, porque no hay quien separe solo el plasma, aunque ya existen algunos gabinetes que lo hacen.

Administración de sangre ^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 9, 10, 11, 12, 13, 18, 19, 20}

1. Antes de transfundir los componentes sanguíneos se deben obtener los valores básicos como son el peso corporal y la temperatura, pulso, frecuencia respiratoria, color de las mucosas, hematocrito y las proteínas totales plasmáticas.
2. La sangre debe agitarse de forma suave para suspender todas las células sanguíneas.
3. La sangre refrigerada debe calentarse antes o durante la administración, de manera particular en perros pequeños o gatos. Hohenhaus ^{6,7} no recomienda calentar la sangre, ya que dice que la sangre calentada presenta un mayor riesgo de sobrecrecimiento bacteriano y de hemólisis.
4. Se deben utilizar filtros (de 170µm) e infusores adecuados cuando se transfunden componentes sanguíneos. Los filtros están diseñados para retener coágulos de sangre y agregados de leucocitos y plaquetas.
5. La sangre por lo usual se administra a través de las venas cefálica, safena o yugular. La infusión intraosea puede realizarse en animales pequeños, neonatos o en pacientes con escasa circulación periférica. La dosis de sangre entera es 13-22mL/kg.
6. El volumen a transfundir se calcula mediante una fórmula específica:

Perros:

$$\text{Peso receptor kg} \times 90 \times \left[\frac{\text{Hto deseado} - \text{hto paciente}}{100} \right]$$

Hto donante

Gatos:

$$\text{Peso receptor kg} \times 70 \times \left[\frac{\text{Hto deseado} - \text{hto paciente}}{\text{Hto donante}} \right]$$

7. El ritmo de goteo varía con la condición clínica. Se iniciará con 0.25mL/kg en un periodo de 30 minutos. Si no se presentan problemas clínicos en el transfundido tras un periodo de 30 minutos el ritmo de la transfusión se puede incrementar. El volumen requerido de sangre se debe transfundir en 3-4 horas.
8. El ritmo de goteo es variable, pero no debería superar los 22mL/kg/día.
9. El sustituto de sangre Oxyglobin (Biopure) es una solución oncónica transportadora de oxígeno que no precisa pruebas cruzadas y tiene dos años de periodo de validez. Administrar 15-30mL/kg/h IV para oxigenación de los tejidos, lo que es igual o mejor que la sangre.

Complicaciones

Las reacciones a la transfusión consisten en una variedad de cambios inmunitarios y metabólicos que ocurren durante la administración del hemoderivado o después de la misma ^{13, 14}.

Se pueden dividir las complicaciones en aquellas con mediación inmunológica y las de origen no inmunológico. ^{1, 2, 5, 6, 10, 11, 12, 21}.

Las reacciones inmunomediadas comprenden ^{1, 2, 5, 6, 10, 11, 12, 21}:

- Urticaria.
- Hemólisis.
- Fiebre.

Las complicaciones no inmunomediadas incluyen ^{1, 2, 5, 6, 10, 11, 12, 21}:

- Fiebre resultante de la transfusión de sangre con almacenamiento inadecuado.

- Sobrecarga circulatoria que puede manifestarse con vómito, disnea o tos ^{1,7,8}.
- Intoxicación con citrato: ocurre cuando el ritmo de la infusión es excesivo o el hígado es incapaz de metabolizar el citrato ^{5,6}.
- Transmisión de enfermedades.
- Carga metabólica asociada con la transfusión de sangre envejecida.

Los signos clínicos más comunes de las reacciones de transfusión incluyen ²:

- Pirexia.
- Urticaria.
- Salivación/ptialismo.
- Nauseas.
- Escalofríos.
- Vómito.

Los microembolismos pulmonares son una complicación potencial tras la transfusión de componentes sanguíneos ^{2,6}.

Literatura citada

1. Giger U. Medicina de Transfusión. In: Morgan R, editor. Clinica de Pequeños Animales: 3ª ed.: España: HARCOURT BRACE, 1999: 739-744.
2. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 21-33.
3. Giger U. Blood-Typing and Crossmatching. In: Bonagura J, Twedt D, editors. Kirk's Current Veterinary Therapy XIV. USA: SAUNDERS ELSEVIER, 2009, 260-265.
4. Couto G. Hematology and Immunology. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3ª ed.: USA: MOSBY, 2003: 1168-1169.
5. Couto G. Hematología e Inmunología. In: Nelson R, Couto G, editors. Medicina Interna de Pequeños Animales: 2ª ed.: Argentina: INTER-médica, 2000: 1251-1252.
6. Hosgood G, Hoskins J. Medicina y Cirugía Pediátrica de los Animales de Compañía. España: ACRIBIA, 1998, 56-61.
7. Hohenhaus A. Banco de Sangre y Transfusiones. In: Ettinger S, editor. Compendio del Tratado de Medicina Veterinaria. España: SAUNDERS, 2003, 170-175.
8. Hohenhaus A. Banco de Sangre y Medicina transfusional. In: Ettinger S, Feldman E, editors. Tratado de Medicina Interna Veterinaria: enfermedades del perro y el gato: 5ª ed., Vol. I. Argentina: INTER-médica, 2002, 384-393.
9. Weiss D, Tvedten H. Erythrocyte Disorders. In: Willard M, Tvedten H, editors. Small Animal Clinical Diagnosis: 4ªed. USA: SAUNDERS, 2004, 59-60.
10. Zaragoza M, Sopena J, Serra I. Transfusiones Sanguíneas. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 75-77.
11. Muir III W, Hubbell J. Manual de Anestesia Veterinaria: 3ª ed. España: HARCOURT, 2001, 423-429.
12. Muir III W, Hubbell J, Bednarski R, Skarda R. Handbook of Veterinary Anesthesia: 4ª de. USA: MOSBY, 2007, 373-375, 502-507.
13. Hohenhaus A, Rentko V. Transfusiones sanguíneas y sustitutos de la sangre. In: DiBartola S, editor. Terapéutica de líquidos en pequeñas especies: 2ª ed. México: McGraw-Hill, 2002, 483-495.

14. Hohenhaus A. Blood transfusions and blood substitutes. In: DiBartola S, editor. Fluid, electrolyte, and acid-base disorders in small animal practice: 3^a ed. USA: SAUNDERS, 2006, 567-581.
15. Muir III W. Reanimación Cardiopulmonar y Cerebral. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2^a ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 700-701.
16. Muir III W. Cardiopulmonary Cerebral Resuscitation. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3^a ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 1616.
17. Boothe D. Therapy with blood and blood components. In: Boothe D, editor. Small animal clinical pharmacology and therapeutics. USA: SAUNDERS, 2001, 97-106.
18. Moon P. Fluidoterapia y Transfusión de Sangre. In: Seymour C, Gleed R, editors. Manual de Anestesia y Analgesia en Pequeños Animales. España: Ediciones, 2001, 161-185.
19. Page R. Eritrocitos, leucocitos y plaquetas. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2^a ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 181-182.
20. Raskin R. Erythrocytes, Leukocytes and Platelets. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3^a ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 233-234.
21. Sackman J. Decision Making in Fluid Therapy. In: Gorman N, editor. Canine Medicine and Therapeutics: 4^a ed. USA: B.S.A.V.A, 1998, 34-36.

PROCEDIMIENTOS REALIZADOS PARA ALGUNOS PROBLEMAS PRESENTES EN LA CAVIDAD ABDOMINAL

- Trocarización abdominal
- Abdominocentesis

14. TROCARIZACIÓN ABDOMINAL

Objetivos

El objetivo de la trocarización abdominal es la estabilización de los animales evacuando gas del espacio abdominal (estómago).

Introducción

La trocarización abdominal es un modo rápido para eliminar el gas intragástrico. Esta técnica alivia parte del componente gaseoso de la distensión ¹ y es menos estresante que el paso de una sonda gástrica ².

Indicaciones

Está indicada en casos de distensión abdominal causada por contenido gaseoso, como en el caso de dilatación-vólvulo-gástrico ¹.

Material ²

- Agujas hipodérmicas de 14-16G.
- Solución antiséptica (povidona yodada o solución de clorhexidina).

Procedimiento ^{1,2}

1. Percutir el abdomen para asegurar que el bazo no se interpone en el camino de la aguja.
2. Preparar la zona asépticamente.
3. La aguja se introduce percutáneamente a través de la pared abdominal derecha o izquierda, en el punto de máxima distensión y dentro del lumen estomacal.

Complicaciones

- El material particulado o líquido puede obstruir las agujas e impedir el escape del gas ¹.
- Existe cierto riesgo de derrame del líquido gástrico a partir de los orificios de las agujas, particularmente si se ha perforado un área debilitada de la pared estomacal ¹.

Literatura citada

1. Lantz G. Tratamiento de la Dilatación-vólvulo-estomacal. In: Bojrab M, editor. Técnicas Actuales en Cirugía de Pequeños Animales: 4^aed. Argentina: INTER-médica, 2001, 204-206.
2. Matz M. Dilatación Vólvulo-Gástrico agudo. In: Morgan R, editor. Clínica de Pequeños Animales: 3^a ed.: España: HARCOURT BRACE, 1999: 348.

15. PARACENTESIS ABDOMINAL o ABDOMINOCENTESIS

Objetivos

Obtener asépticamente líquido de la cavidad abdominal para su análisis o cultivo, se debe evitar provocar un traumatismo adicional sobre cualquiera de las vísceras abdominales ^{1,2}.

Introducción

El examen físico nos da una parte de la información de la evaluación diagnóstica en casos de enfermedad abdominal en pacientes en casos de urgencias. El tamaño del abdomen y el dolor progresivo pueden ser una pista importante en casos de lesión intraabdominal. La rigidez abdominal es un signo clínico importante de enfermedad peritoneal por contenido sanguíneo o intestinal.

La abdominocentesis es la punción de la cavidad abdominal con el fin de retirar volúmenes variables de líquido, ya sea con un fin diagnóstico y/o terapéutico ^{3,4,5}.

Para los animales que son refractarios a la manipulación dietética puede lograrse la eliminación física de líquido mediante la paracentesis abdominal ⁶.

Indicaciones

Esta indicado en los casos de peritonitis, traumatismo abdominal contuso, traumatismo penetrante de la pared abdominal para confirmar el abdomen agudo, sospecha de dehiscencia gastrointestinal posquirúrgica, acúmulo de líquido abdominal, evaluación de pacientes politraumatizados, evaluación de pacientes con choque hipovolémico o hemorrágico no responsivo ^{3,7}.

Está contraindicado en casos de gestación avanzada, dilatación gastrointestinal (GI), y presencia de piometra, cuando se desea tomar muestra de orina por cistocentesis.

Material ^{1, 2, 3, 8, 9}

- Solución antiséptica (povidona yodada o solución de clorhexidina).

- *Paracentesis con aguja:* aguja de mariposa de 18-20G y de longitud aproximada de 2.5cm y jeringa de 12cc, tubos con EDTA.
- *Paracentesis con catéter endovenoso:* catéter de 14-20G y de longitud aproximada de 6.4cm.
- *Paracentesis con catéter de diálisis peritoneal:* Catéter de teflón de 14G con orificios laterales adicionales colocados en el mismo lado, lidocaína al 2% y navaja de bisturí.

Procedimiento ^{1, 2, 3, 4, 5, 8, 9, 10, 11}

1. Se puede realizar en animales conscientes, aunque en ocasiones se precisa de la sedación del paciente con butorfanol (0.4mg/kg) y diazepam (0.3mg/kg), o aplicar anestesia local con lidocaína al 2% (4mg/kg).
2. Vaciar la vejiga urinaria.
3. Colocar al paciente en decúbito lateral; en animales grandes puede realizarse en cuadripedestación.
4. Palpar el abdomen, para evitar laceraciones de las estructuras viscerales.
5. Rasurar y preparar asépticamente la zona alrededor de la cicatriz umbilical en cada uno de los cuadrantes abdominales.
6. Deben realizarse punciones en los cuatro cuadrantes del abdomen (craneal y caudal, del lado derecho e izquierdo).
7. Hacer una punción 1–2cm en caudal de la cicatriz umbilical (evitar la grasa falciforme) (*figura 15-1*).
8. Introducir aguja o catéter, asegurando un pliegue de piel con la mano contraria, aplicando una ligera presión negativa sobre la jeringa, o dejar que drene por gravedad para obtener fluidos.

Paracentesis con aguja hipodérmica

1. Insertar una aguja de 18–20G por una pulgada en la línea media ventral.
2. Colectar la muestra en un tubo sin anticoagulante y en uno con EDTA.



Figura 15-1. Abdominocentesis. Hacer una punción 1–2cm por detrás de la cicatriz umbilical. Debe realizarse punciones en los cuatro cuadrantes del abdomen (craneal y caudal del lado derecho e izquierdo).

Paracentesis con catéter

1. Insertar un catéter de 18-20G al que se le agregan orificios adicionales en forma estéril.
2. Introducir el catéter lentamente a través de la línea media y ligeramente caudal a la cicatriz umbilical.
3. Una vez que se penetra el peritoneo, avanzar el catéter y remover el estilete.

Catéter de diálisis peritoneal

1. Infiltrar el área con lidocaína al 2%.
2. Realizar una pequeña incisión en la piel.
3. La unidad trocar-catéter se introduce en el peritoneo con movimientos rotacionales suaves.
4. Una vez penetrado el peritoneo, retraer el trocar dentro del catéter hasta esconder la punta, y deslizar el conjunto hasta introducir todos los orificios en el abdomen.

9. Remover el trocar.

10. Es el método más sensible de los tres, detecta 1–4.4mL/kg, depende de un diámetro interno adecuado (11F), el largo del catéter y la cantidad de orificios laterales.

Complicaciones

- Laceración de órganos abdominales ^{2,3,4}.
- Perforación visceral ^{2,3,4}.
- Infección iatrogénica o diseminación de la misma a partir de una lesión localizada ^{2,3,4}.
- Hemorragia iatrogénica ^{2,3,4}.
- Hematoma ^{2,3,4}.
- Escape subcutáneo de líquido ^{2,3,4}.

Literatura citada

1. Crisp M, Buffington C. Técnicas de Cuidados Críticos. In: Birchard S, Sherding R, editors. Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies: 2ª ed., Vol. II: España: McGraw-Hill, 2002, 32.
2. Bateman S, Buffington C, Holloway C. Emergency and Critical Care Techniques and Nutrition. In: Birchard S, Sherding R, editors. Saunders Manual of Small Animal Practice: 3ª ed.: USA: SAUNDERS, 2006, 35-36.
3. Serra I, Redondo J, Soler C. Maniobras de Urgencias en Abdomen. In: Carrillo J, editor. Maniobras Útiles en Medicina de Urgencias: Argentina: INTER-Médica, 2006: 51-52.
4. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 6-7.
5. Marks S. Emergency Management and Critical Care. In: Tilley L, Goodwin J, editors. Manual of Canine and Feline Cardiology. USA: SAUNDERS, 2001, 429.
6. Bunch S. Enfermedades Hepatobiliares y Pancreáticas Exocrinas. In: Nelson R, Couto G, editors. Medicina Interna de Pequeños Animales: 2ª ed.: Argentina: INTER-médica, 2000: 599.
7. Stanley B. The Small intestine. In: Williams J, Nieves J, editors. England: BSAVA, 2005, 100.
8. Center S. Fluid Accumulation Disorders. In: Willard M, Tvedten H, editors. Small Animal Clinical Diagnosis: 4ªed. USA: SAUNDERS, 2004, 247-248.
9. Rudloff E. Abdominocentesis and Diagnostic Peritoneal Lavage. In: Ettinger Stephen, Feldman E, editors. Textbook of Veterinary Internal Medicine: 6ª ed. Vol. I. USA: SAUNDERS, 2005, 269-270.
10. Paredes J. Traumatismo Abdominal. Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y zootecnia en perros y gatos: Modulo 10: Urgencias y terapia Intensiva; 2005, 209; Distrito Federal. México
11. Ludwig L. Peritonitis. In: Williams J, Nieves J, editors. England: BSAVA, 2005, 323.

PROCEDIMIENTO REALIZADO EN PROBLEMAS DEL APARATO GÁSTRICO

- Lavado gástrico.

16. LAVADO GÁSTRICO

Objetivos

Vaciamiento gastrointestinal de los animales causada por la ingestión de algún agente tóxico.

Introducción

Es una técnica usada para el vaciamiento gastrointestinal de las pequeñas especies en la ingestión de tóxicos que suele ser la causa de envenenamiento ¹. Es un procedimiento de emergencia eficiente si se aplica dentro de las dos primeras horas de la ingestión del tóxico ^{1,2,3}; además es utilizada en casos de Dilatación-Vólvulo Gástrico (DVG).

Indicaciones

Principalmente se realiza cuando hay ingestión de agentes tóxicos que ha ocurrido en menos de 2-3 horas ^{4,5}, cuando no es recomendada la emesis o cuando la emesis no ha tenido éxito ⁶ y en casos de **DVG**.

DVG: El síndrome de dilatación-vólvulo-gástrico es el aumento de tamaño del estómago con la posterior rotación de éste con respecto al eje mesentérico. Se trata de un síndrome agudo potencialmente mortal que se caracteriza por una mala posición del estómago, la rápida acumulación de gases en el mismo, aumento de la presión intragástrica y choque. En la DVG, el duodeno y el píloro giran hacia ventral y a la izquierda de la línea media desplazándose entre el esófago y estómago. El estómago comienza a dilatarse por acumulación de líquido y gas y hay una obstrucción del píloro y cardias que impide el eructo, vómito y vaciamiento pilórico. La formación de gas en el estómago puede ser producida por fermentación de la comida o por ingestión de aire mientras deglute la comida ⁷. La rotación del estómago se realiza en sentido horario alcanzando los 360°, aunque lo normal suele estar en 250° ⁸. El bazo suele desplazarse hacia el lado derecho y ventral del abdomen. La distensión gástrica produce una

compresión de las venas cava caudal y porta que reducirá el retorno venoso y volumen minuto que, a su vez, ocasionará una isquemia miocárdica y existirá múltiple afectación de órganos (riñón, corazón, páncreas, estómago e intestino delgado).

Tratamiento

El tratamiento eficaz depende de la capacidad de anticiparse a las posibles complicaciones y de iniciar un tratamiento preventivo adecuado ⁹.

Se recomienda realizar gasometría hemática, hemograma, bioquímica general e iones (electrolitos), análisis de orina, perfil de coagulación ⁹. Si se presenta disnea, aplicar oxígeno con mascarilla ⁸. Colocación de catéter endovenoso, y suministro de fluidoterapia de choque en la vía central (cristaloides) ¹⁰. Administración de analgésicos, sedantes o ambos para disminuir el dolor y la ansiedad ¹⁰. Se recomienda el uso de corticoesteroides por sus efectos beneficiosos en el choque antes de la descompresión gástrica. Succinato de prednisolona, 11-30mg/kg IV ó fosfato de dexametasona 3-4mg/kg IV ⁹. Antiarrítmicos: Lidocaína (1-4mg/kg IV en bolo hasta una dosis total de 8mg/kg en 10 minutos; 25-80mg/kg/min en infusión IV constante); Procainamida (10-20mg/kg IM, VO 3-4 veces al día; 6-20mg/kg IV lentamente); Quinidina (6-20mg/kg IM, VO 3-4 veces al día).

Introducción del tubo gástrico: el alivio parcial del gas gástrico permite el paso del tubo orogástrico ¹¹. Se utiliza una sonda, tubo o manguera (transparente) de 2.5cm de diámetro total, 1.9-2cm de diámetro interior y 1.50cm de longitud; y otra (transparente) de 1.4-1.5cm de diámetro total, 0.8cm de luz, más de 1.55cm de longitud. Ambos tubos biselados y con dos orificios laterales que sirvan de salida cuando alguna parte del tubo contacte con la pared gástrica. Estos tubos pueden ser realizados de forma casera evitando que los bordes queden cortantes (por ejemplo quemando los bordes). Para facilitar la entrada del tubo podemos lubricarlo. Es conveniente medir

aproximadamente la longitud del tubo para evitar dañar la mucosa gástrica debilitada. También podemos fijarnos en los movimientos del tubo dentro del estómago a través de la pared abdominal o palparlo. A veces es difícil introducir el tubo y deberemos evitar empujarlo con excesiva fuerza, por lo que probaremos girar o colocar al animal en otras posiciones como sentado o con la cabeza elevada ⁹. Después de introducir el tubo se comienza con el **lavado gástrico** con agua templada: se lavará varias veces hasta que el líquido recogido sea limpio. Una vez que estemos en este punto, realizaremos una endoscopia para valorar el estado del esófago y estómago, que nos ayudará a decidir el paso siguiente a seguir.

Material¹

- Anestésicos.
- Tubo endotraqueal.
- Sondas gástricas.
- Lubricante.
- Solución de lavado (agua templada o solución salina).
- Jeringa de 60mL.
- Especulo bucal ó cinta adhesiva 7.5 a 10 cm
- Embudo (opcional)

Procedimiento^{1, 3, 4, 5, 6}

1. Anestésiar al paciente con anestésicos: tiletamina/zolazepam (9.7-15.8mg/kg IM para gatos y 6.6-13.2mg/kg para perros), ketamina/diazepam (5-10mg/kg + 0.25-0.5mg/kg, respectivamente), o propofol (2-6mg/kg IV).
2. Colocar un tubo endotraqueal en caso de anestesia profunda y principalmente con el uso de propofol. Mantener terapia de oxígeno mientras se mantenga intubado al paciente.

3. Emplear una sonda gástrica de gran calibre.
4. Medir sobre la sonda la distancia desde la nariz a la última costilla.
5. Colocar al paciente en decúbito lateral.
6. Colocar la cabeza y el tórax del animal por debajo del abdomen para facilitar el lavado.
7. Utilizar un espejo bucal para mantener abierto el hocico del paciente o bien utilizar el rollo de una tela adhesiva de 7.5 a 10cm y colocarlo en el hocico para mantenerlo abierto y facilitar el paso de la sonda gástrica.
8. Introducir la sonda previamente lubricada hasta llegar al estómago.
9. No forzar el paso de la sonda gástrica.
10. Emplear 5-10mL/kg de solución de lavado (agua templada o solución salina); utilizar presión baja. Calentar ligeramente la solución de lavado para evitar una hipotermia. Para facilitar la administración de la solución de lavado se puede emplear un embudo y conectarlo a la sonda, aunque hay sondas que ya lo poseen integrado.
11. Una ligera agitación del estómago ayuda a revolver el contenido estomacal y así facilitar su extracción.
12. Con el paciente colocado en la mesa se hace bajar la sonda hasta el nivel del piso directamente a un recipiente para la recolección del contenido y por gravedad se empezará a vaciar el estómago (ejercer una ligera presión sobre el estómago que facilitará el vaciamiento).
13. Repetir varias veces (aproximadamente 10 veces).

Complicaciones

- La sonda se puede taponar con el contenido del estómago ³ si esto llegara a suceder se recomienda verter agua mineralizada para que el gas ayude a limpiar el diámetro de la sonda y poder seguir con la maniobra.
- Existe la posibilidad de provocar trauma en la faringe, al esófago o al estómago ³.
- También puede existir distensión gástrica y complicaciones (incluyendo desbalance de líquidos y electrolitos) ³.
- Neumonía por aspiración ³.
- Hipoxemia ³.
- Hipercapnia ³.
- Hipotermia ¹.

Literatura citada

1. Gfeller R. Gastric Lavage. In: Ettinger Stephen, Feldman E, editors. Textbook of Veterinary Internal Medicine: 6^a ed. Vol. I. USA: SAUNDERS, 2005, 337-338.
2. Ramírez J. Manejo del Paciente Intoxicado. Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y zootecnia en perros y gatos: Modulo 10: Urgencias y terapia Intensiva; 2005, 88; Distrito Federal. México.
3. Gfeller R, Messonnier S. Handbook of Samall Animal Toxicology and Poisonings: 2^aed. USA: MOSBY, 2004, 51-52.
4. Osweiler G, Carson T. Introducción. In: Morgan R, editor. Clinica de Pequeños Animales: 3^a ed.: España: HARCOURT BRACE, 1999: 1247-1248.
5. Dunn K. Posisons. In:Gorman N, editor. Canine Medicine and Therapeutics: 4^a ed. USA: B.S.A.V.A, 1998, 1048.
6. Taylor S. Neuromuscular Disorders. In: Nelson R, Couto G, editors. Small animal Internal medicine: 3^a ed.: USA: MOSBY, 2003: 997.
7. Fossum T: Cirugía en Pequeños Animales. Argentina: INTER-médica, 1999, 303-309.
8. Fossum T.: Síndrome Dilatacion Torsión de Estómago. Artículo de revisión. Rev. AVEPA 23(3), 2003, 139-144.
9. Matz M. Dilatación-Vólvulo Gástrico. In: Morgan, R. editor. Clínica de pequeños animales: 4^a ed.: España: HARCOURT BRACE, 2004, 343-353.
10. Serrano S.; Urgencias digestivas en la clínica veterinaria. Rev. Consulta, 10 (95) 2002, 41-56.
11. Wingfield W. Enfermedades médicas del estómago. In: Jones, Brent D., editors. Gastroenterología canina y felina. Argentina: INTER-médica, 1999, 122.

PROCEDIMIENTOS BÁSICOS REALIZADOS EN EL APARATO URINARIO

- Cateterización urinaria y técnicas de urohidropropulsión

17. CATETERIZACIÓN URINARIA Y TÉCNICAS DE UROHIDROPROPULSIÓN

Objetivos

El objetivo de la cateterización urinaria es obtener muestras de orina sin contaminantes ya sea para estudios de orina o tratamientos.

El objetivo de la urohidropropulsión es lograr un máximo flujo de orina a través del lumen uretral para mantenerlo dilatado y que sea posible la extracción de urolitos.

Introducción

La cateterización urinaria y la técnica de urohidropropulsión son maniobras clave en el tratamiento y estabilización de pacientes con obstrucción e incapacidad del vaciamiento de la vejiga. Además la cateterización urinaria es una técnica que se ocupa para la obtención de orina directamente de la vejiga para el caso de estudios o tratamientos.

Cuando se produce deshidratación existe una alta concentración de minerales en la orina, aunado a pH alcalino, estasis urinaria y factores nutricionales (como la ingesta de muchos minerales o deficiencia de vitamina A) que son factores para la formación de cálculos por la precipitación de sales en orina junto con matriz orgánica, que llegan a producir obstrucción uretral. La mayoría de los urolitos en los perros se localizan en la vejiga y en la uretra. Los urolitos suelen denominarse de acuerdo a su contenido mineral. Ciertas razas como el Dálmata y Dachshund tienen alta incidencia de urolitiasis debido a anormalidades metabólicas ^{1,2}.

Los urolitos más comunes están en la tabla 17-1.

Tabla 17-1. Tipos de urolitos más comunes en pequeñas especies

Especie	Tipo de urolito
Perro	Estruvita, cistina, uratos, oxalatos
Gato	Estruvita

Indicaciones

Cateterización urinaria

Indicada principalmente para la obtención de muestras de orina directamente de la vejiga ^{3, 4, 5, 6, 7} en los casos en que la cistocéntesis sea difícil de realizar o este contraindicada; además de estar indicada en casos de atonía vesical y para la administración de medicamentos ⁵. Este es un método eficaz para medir la cantidad de orina producida ^{5, 8}.

Urohidropropulsión

Se debe considerar la posibilidad de aplicar terapia con antibióticos antes y después de realizar este procedimiento ^{8, 9}.

La *urohidropropulsión retrograda* (figura 17-1) está indicada en los casos en que exista obstrucción uretral ^{2, 8, 10}, que consiste en la movilización o remoción de los cálculos uretrales hacia la vejiga urinaria tanto en los machos como en las hembras ^{2, 4, 8, 9, 11}. Antes de la realización de esta técnica es necesario que el animal esté tratado con una terapia de líquidos para la corrección ácido-básica y electrolítica, para reducir los posibles riesgos que puedan existir en la anestesia ^{8, 12}.

La *urohidropropulsión evacuante* es una técnica no quirúrgica que puede ser efectiva para la extracción de urolitos de tamaño diminuto (5mm en hembras felinos, 1mm en machos felinos, 10-15mm en hembras caninos y 1-5mm en machos caninos) ^{4, 13} de cualquier composición mineral desde la vejiga urinaria de los caninos y felinos ^{2, 4, 8, 9, 10, 11, 13}. Está es una técnica muy efectiva ya que aprovecha la ventaja gravitacional y al dilatación del lumen uretral durante la fase evacuante de la micción para recolectar los urolitos presentes en la vejiga ¹¹.

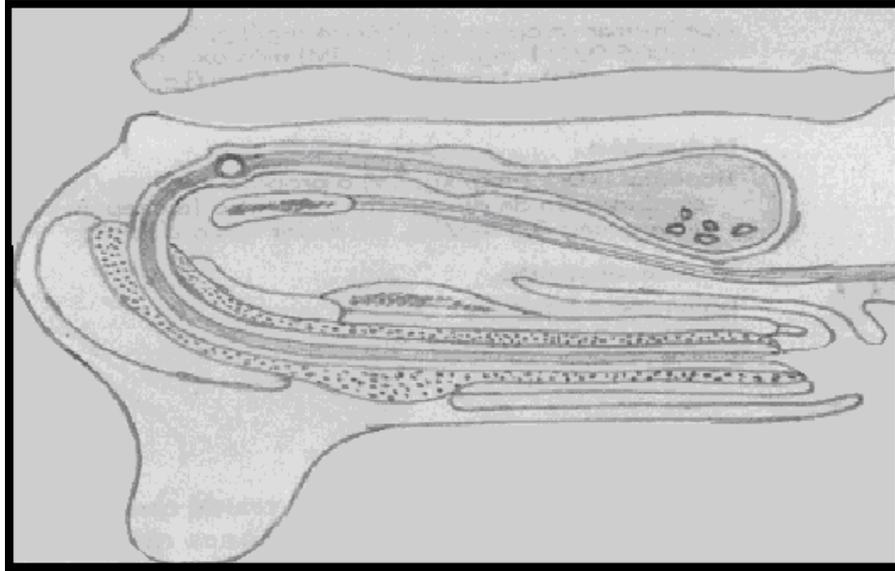


Figura 17-1. La urohidropulsión retrograda es empleada para empujar cálculos uretrales hacia la vejiga urinaria. En la imagen se representa la obstrucción del uréter por un cálculo y la presencia de cálculos más pequeños en la vejiga.

Material requerido

Cateterización urinaria^{3, 5, 6, 7, 14}

- Antisépticos (solución de clorhexidina o yodo).
- Gasas.
- Guantes estériles (de preferencia).
- Vaginoscopio (para las hembras).
- Lubricante estéril.
- Sonda Foley o de goma roja, catéter tomcat o de goma roja (de 3.5F en caso de felinos), catéter uretral polipropileno, catéter uretral de nelaton o sonda de alimentación 3-10F.
- Jeringa de 5-20mL (para la extracción).
- Sutura no absorbible.
- Estuche de disección.
- Tela adhesiva.

Urohidropropulsión^{4,8}

- Catéter de goma roja o de polipropileno (perro: 5.0-8.0F; gatos: 3.5F), o de Foley.
- Solución salina estéril.
- Lubricante estéril.
- Jeringa 10-20mL.
- Lidocaína 2% (1-2mL).
- Sutura.
- Estuche de disección.
- Tela adhesiva.
- Antisépticos (yodo o clorhexidina).

Procedimiento**Cateterización urinaria***Hembras caninas*^{3, 5, 6, 7, 14}

1. Un ayudante debe mantener al paciente en cuadripedestación o bien en decúbito esternal o lateral.
2. Medir la sonda (que va a entrar hasta la vejiga) desde la localización anatómica de la vejiga hasta la vagina.
3. Levantar la cola y limpiar la zona de la vulva con gasas y solución de yodo povidona al 1%.
4. El operador se coloca guantes de exploración y aplica un anestésico tópico local (bupivacaína al 2%, Lidocaína al 2%, para disminuir el disconfort).
5. Insertar un vaginoscopio dirigiéndolo a dorsal para evitar el vestíbulo vaginal y luego a ventral para visualizar el meato urinario.

6. Lubricar (con lubricante estéril) la punta de la sonda urinaria e introducirla lentamente en la uretra hasta llegar a la vejiga.
7. En caso de no contar con vaginoscopio se realiza la técnica manual minúscula. Usando un guante lubricado, se introduce el dedo índice a través de la vulva en dirección cráneo-dorsal para evitar el vestíbulo vaginal, siguiendo el piso de la vagina se identifica el meato urinario. Se coloca el dedo índice en el margen anterior del meato para que sirva como guía al introducir la sonda. Empleando la otra mano se introduce la sonda, previamente lubricada hasta tocar el dedo índice el cual se usa para dirigirla al interior de la uretra y se avanza hasta llegar a la vejiga (*figura 17-2*).

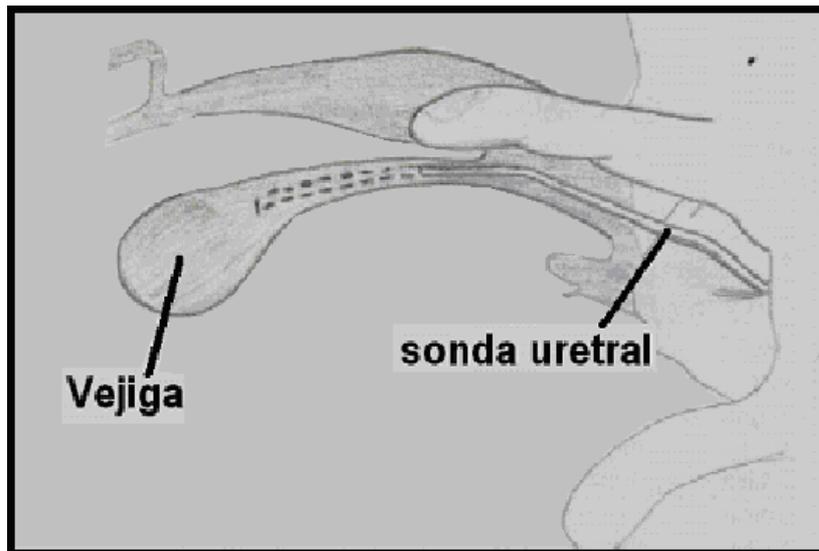


Figura 17-2. Cateterización uretral de una hembra (canino). Introducir un dedo para tapar el orificio uretral y guiar el catéter ventralmente en la uretra hasta llegar a la vejiga.

Hembra felina^{3, 5, 7, 14}

1. Generalmente requiere sedación o anestesia.
2. Colocar la paciente en decúbito lateral y el ayudante corre la cola hacia lateral o dorsal, y preparar asépticamente la zona.
3. Colocarse guantes y lubricar en forma estéril la punta de un catéter tomcat de 3.5F, o un catéter de goma rojo de 3.5F.

4. Tirar hacia caudal los labios vulvares y avanzar el catéter por la pared ventral de la vagina hasta introducirse en el orificio uretral y continuar hasta llegar a la vejiga (*Figura 17-3*).

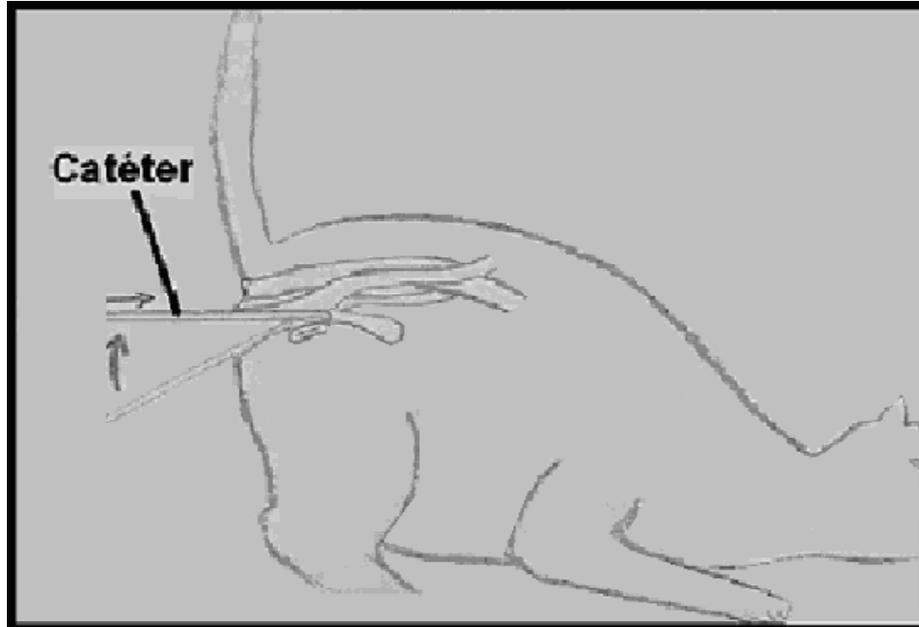


Figura 17-3. Cateterización uretral de una hembra (felino). Avanzar el catéter por la pared ventral de la vagina hasta introducirse en el orificio uretral, redirigir el catéter hacia dorsal para evitar que entre en el orificio uretral, continuar hasta llegar a la vejiga.

Macho canino^{3, 5, 6, 7, 14, 15}

1. Colocar al paciente en decúbito lateral.
2. Medir externamente la sonda para conocer la parte de sonda que debe penetrar para llegar a la vejiga.
3. Retraer el prepucio y exponer el glande del pene, higienizar el área con gasas, solución antiséptica o solución salina (*figura 17-4*).
4. Abrir el envase del catéter urinario y exponer los primeros 3 a 5cm del mismo sin tocarlo directamente.
5. Lubricar la punta del catéter con lubricante estéril.
6. Sujetar el envase para introducir la punta en el orificio uretral y deslizarlo hasta la vejiga. En ocasiones se encuentra cierta resistencia a nivel de hueso peneano y

del arco isquiático, lugar en el que la uretra hace una flexión para dirigirse hacia la próstata, pero una ligera presión es suficiente para superarla (*figura 17-4*).

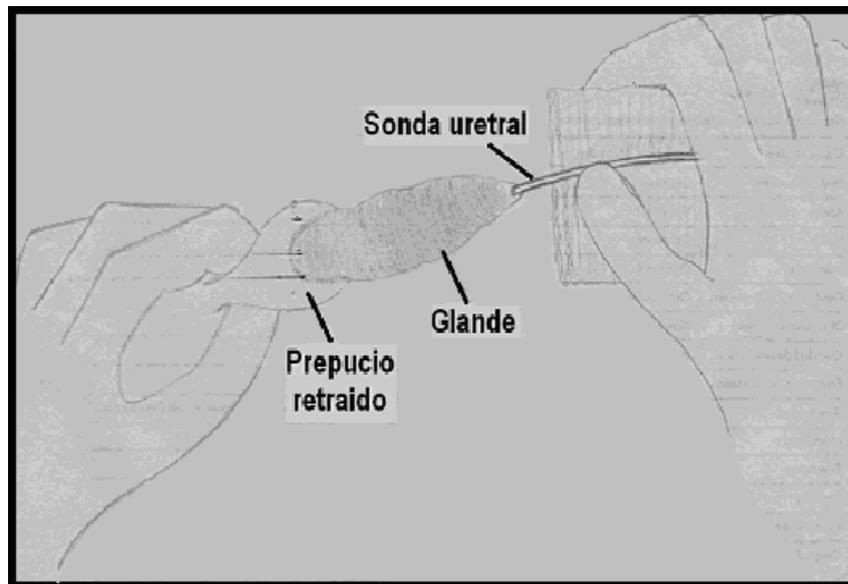


Figura 17-4. Cateterización uretral de un macho canino. Retraer el prepucio y exponer el glande del pene. Sujetando el envase introducir la punta en el orificio uretral y deslizarlo hasta la vejiga.

Macho felino^{3, 5, 7, 14}

1. Generalmente requiere sedación o anestesia.
2. Colocar la paciente en decúbito lateral y el ayudante corre la cola hacia lateral o dorsal, y los miembros posteriores a craneal.
3. Preparar asépticamente la zona.
4. Colocarse guantes y lubricar en forma estéril la punta de un catéter tomcat de 3.5F o un catéter de goma rojo de 3.5F.
5. Exponer el pene aplicando presión con el pulgar y el índice de la mano a cada lado del prepucio (*figura 17-5*).
6. Introducir el catéter en el orificio uretral (*figura 17-5*).

Urohidropropulsión

Urohidropropulsión retrograda^{2, 4, 8, 13}

1. El perro o gato serán sedados con: propofol (2-6mg/kg) IV, ketamina (1-2mg/kg) o tiletamina/zolazepam (2-3mg/kg)

- Colocar un catéter previamente lubricado en la uretra en distal al cálculo (*figura 17-6 A*).

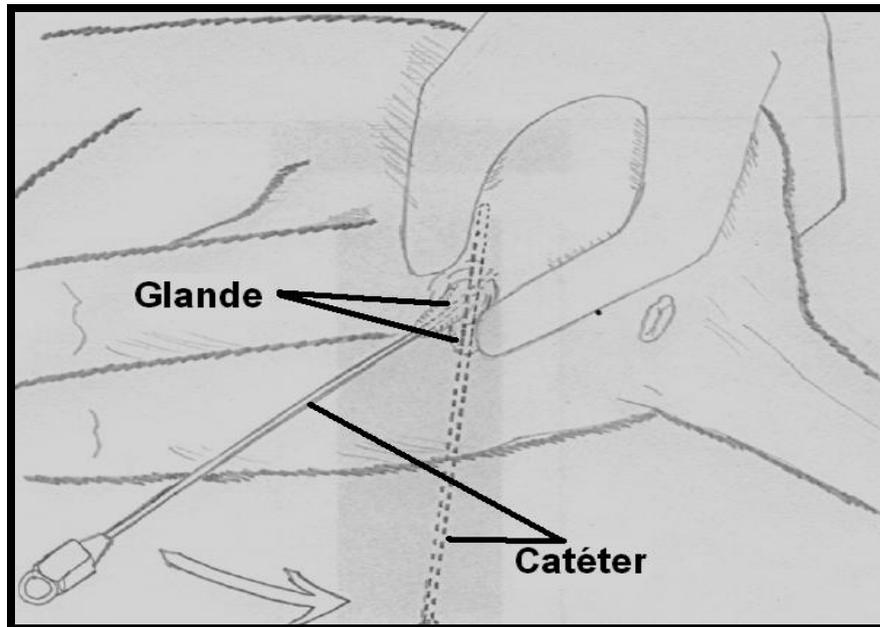


Figura 17-5. Cateterización uretral en macho felino. Exponer el pene aplicando presión con el pulgar y el índice de la mano a cada lado del prepucio. Introducir el catéter en el orificio uretral hasta llegar a la vejiga.

- Inyectar solución salina estéril (aproximadamente 5mL/kg) o una combinación de la misma con una mezcla de 1:1 de lubricante acuoso (Lubafax surgical lubricant) mientras la uretra es ocluida por un dedo ubicado en el recto (o vagina) (*figura 17-6 A*).
- Una vez que se dilata la uretra, el dedo es retirado, permitiendo que el cálculo sea irrigado hacia la vejiga urinaria (*figura 17-6 B*).

Urohidropulsión evacuante^{4, 8, 9, 10, 11, 13, 14}

- La anestesia no se requiere para realizar la urohidropulsión evacuante, sin embargo, facilita la postura del paciente y la palpación vesical, produce relajación muscular y disminuye el malestar del animal asociado con la compresión de la vejiga urinaria. Dentro de los fármacos que se pueden utilizar se encuentran el propofol (2-6mg/kg) IV, ketamina (1-2mg/kg) combinada con diazepam o midazolam, tiletamina/zolazepam (2-3mg/kg).

2. Una vez que el paciente esta anestesiado o sedado, se distiende moderadamente la vejiga con solución fisiológica estéril, inyectándola a través de un catéter transuretral aprox. 4-6mL/kg (la colocación del catéter debe ser con lubricante y de una manera aséptica), en caso de que la vejiga no contenga orina en su interior.
3. Después de la distensión vesical, se retira la sonda urinaria.
4. Colocar al paciente de manera tal que la columna vertebral quede en forma vertical (posición de sentado), en tal postura los urocistolitos migran hacia el cuello vesical (*figura 17-7*).
5. La vejiga urinaria se agita con suavidad mediante palpación para promover el movimiento gravitacional de los urocistolitos hacia el cuello vesical.
6. Inducir la micción aplicando presión digital estable y gentil en la vejiga urinaria. Cuando comienza la evacuación se comprime la vejiga con mayor rigor (*figura 17-7*).
7. Los urocistolitos salen con la orina evacuada (o solución salina infundida) (*figura 17-7*).
8. Una vez terminada la técnica, se realiza una cistografía de doble contraste para asegurarse que se ha excretado todos los urocistolitos; de no ser así repetir el procedimiento antes descrito hasta la eliminación de todos los urocistolitos. Es recomendable realizar una cistoscopia para evaluar la uretra y las estructuras que interfirieron con el paso de los urocistolitos.

Complicaciones

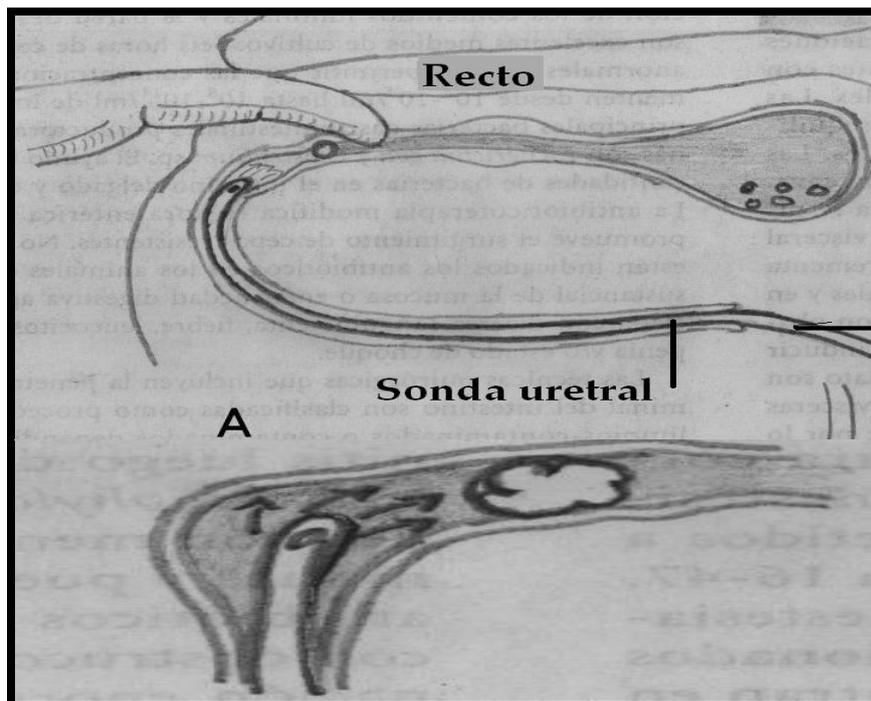
Cateterización urinaria

Al momento de insertar el catéter:

- La punta puede doblarse y entrar así al cuello de la vejiga provocando dolor y dificultad al momento de retirarlo⁵.
- Infecciones urinarias al momento de introducir del catéter⁵.
- Perforación de la vejiga.
- Si se utilizan sondas de alimentación y no se miden adecuadamente se pueden formar nudos de ésta dentro de la vejiga.

Urohidropropulsión

- En los casos de hembras con uréter ectópico, el catéter entra a menudo por el uréter ectópico³.
- La hematuria es una complicación de la urohidropropulsión evacuante, probablemente inducida por la compresión manual de la vejiga urinaria inflamada¹¹.
- Si se aplica presión excesiva a la vejiga urinaria, puede ocurrir reflujo vesicouretral de orina y bacterias^{9, 11}, además de que se puede producir ruptura en la pared de la vejiga¹¹.



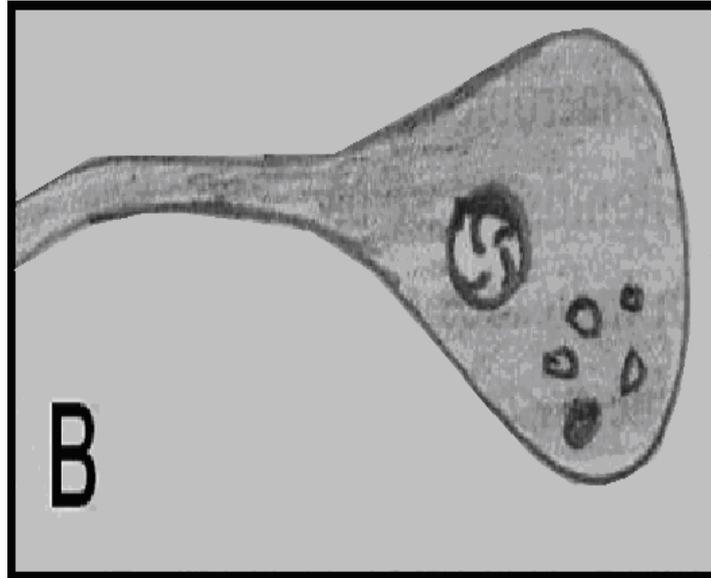


Figura 17-6. Urohidropropulsión retrograda. A) Colocar un catéter en la uretra en distal del cálculo e inyectar solución salina estéril mientras la uretra es ocluida con un dedo ubicado en el recto. B) Una vez que la uretra es dilatada se extrae el dedo, permitiendo que el cálculo sea irrigado hacia la vejiga urinaria.

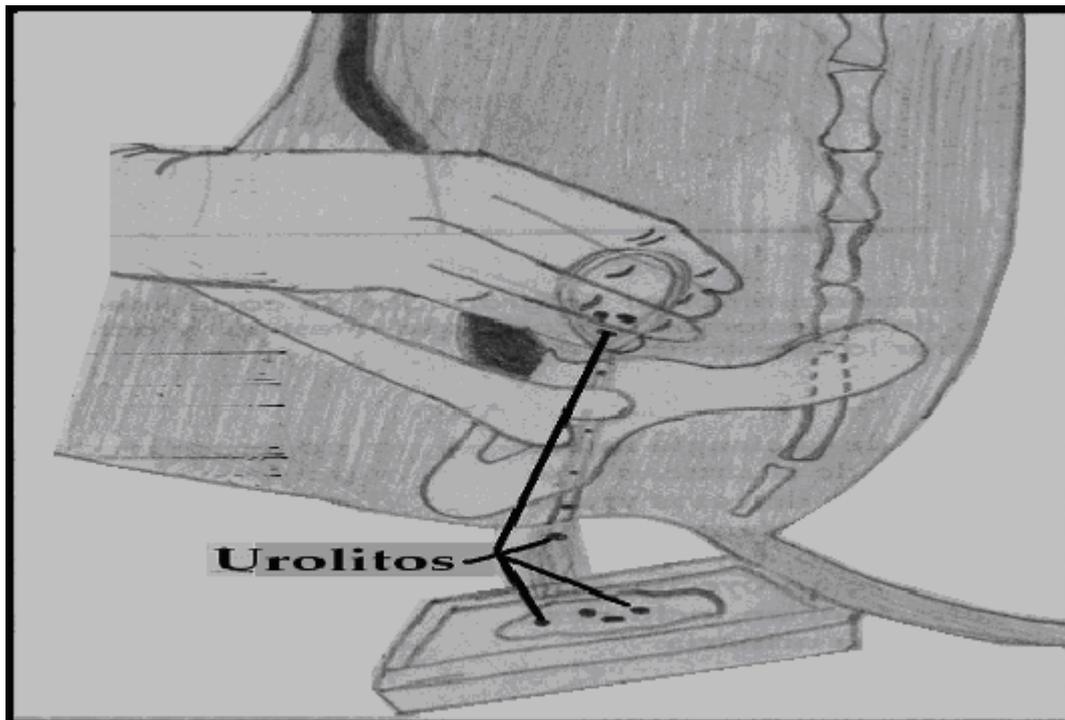


Figura 17-7. Urohidropropulsión evacuante. El paciente se coloca de tal manera que su columna vertebral quede vertical (posición de sentado) para la urohidropropulsión evacuante. Se exprime la vejiga para que por presión y gravedad salgan los urolitos.

Literatura citada

1. Grauer G. Trastornos del aparato urinario. In: Nelson R, Couto C, editors. Manual de Medicina Interna de Pequeños Animales. España: MOSBY, 2000, 390-395.
2. Fossum T. Cirugía del riñón y el uréter. Cirugía de la vejiga urinaria y la uretra. In: Fossum T, editor. Cirugía en pequeños animales: 2ª ed. Argentina: INTER-médica, 2004, 603-604, 633.
3. Gregory S. Incontinencia Urinaria. In: Bainbridge J, editor. Manual de Nefrología y Urología en Pequeños Animales. España: EDICIONES, 1999, 56.
4. Bartges J, Lane I. Medical treatment of urolithiasis. In: Slatter D, editor. Textbook of small animal surgery: 3ª ed. Vol II. USA: SAUNDERS, 2003, 1664-1667.
5. Quandt J. Postoperative patient care. In: Slatter D, editor. Textbook of small animal surgery: 3ª ed. Vol II. USA: SAUNDERS, 2003, 2609.
6. Forrester S. Urogenital Diagnostic Procedures. In: Ettinger Stephen, Feldman E, editors. Textbook of Veterinary Internal Medicine: 6ª ed. Vol. I. USA: SAUNDERS, 2005, 300-3001.
7. Ford R, Mazzaferro E. Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment: 8ª ed. USA: SAUNDERS, 2006, 483-487.
8. Adams L, Syme H. Canine lower Urinary tract Diseases. In: Ettinger S, Feldman E, editors. Textbook of Veterinary Internal Medicine: 6ª ed., Vol. II. USA: SAUNDERS, 2005, 1856-1857.
9. Scout-Moncrieff C. Disuria. In: Bainbridge J, editor. Manual de Nefrología y Urología en Pequeños Animales. España: EDICIONES, 1999, 22-23.
10. Grauer G. Urinary tract disorders. In: Nelson R, Couto C, editors. Small animal internal medicine: 3ª ed. USA: MOSBY, 2003, 636-638.
11. Lulich J, Osborne C, Polzin D. Extracción no quirúrgica de los urocistolitos mediante urohidropropulsión evacuante. In: Bojrab J. Técnicas actuales en cirugía de pequeños animales: 4ª ed. Argentina: INTER-médica, 2001, 425-426.
12. Hostugler R, Chew D, DiBartola S. Recent concepts in feline lower urinary tract disease. In: Richards J, editor. Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice: 35:1. USA: SAUNDERS, January 2005
13. Monnet E. Pleura and Pleural space. In: Slatter D, editor. Textbook of Small Animal Surgery: 3ª ed. Vol. I. USA: SAUNDERS, 2003, 1664-1667.
14. Plunkett S. Emergency procedures for the small animal veterinarian: 2ª ed. London: SAUNDERS, 2001, 225-231.
15. Bowles M. Unblocking the Urethra of the Male cat. In: Ettinger S, Feldman E, editors. Textbook of Veterinary Internal Medicine: 6ª ed. Vol. I. USA: SAUNDERS, 2005, 385-386.

MANEJO DEL DOLOR

- Bloqueo intercostal

18. BLOQUEO INTERCOSTAL

Objetivo

Eliminar el dolor mediante el bloqueo neural intercostal ¹.

Introducción

Los nervios intercostales se localizan sobre la superficie medial de los músculos intercostales internos, en caudal a las correspondientes arteria y vena intercostales. Para obtener analgesia en el sitio de una toracotomía lateral, los nervios deben ser bloqueados lo más dorsal que sea posible, después que emergen desde los orificios intervertebrales ².

Indicaciones

Está indicado para alivio del dolor durante la toracotomía, como anestesia antes de la toracotomía, drenaje pleural, en caso de fracturas costales, reduciendo así la cantidad de opiáceos sistémicos ^{3, 4, 5}.

Material ^{1, 2, 6}

- Aguja de 22-25G.
- Lidocaína al 2% o bupivacaína 0.25% o 0.5%.

Procedimiento ^{2, 4, 5, 6, 7}

1. Palpar las costillas a ambos lados.
2. Seguir las costillas dorsalmente hasta localizar su cabeza.
3. Insertar la aguja a través de la piel a 90° cerca del foramen intervertebral de la costilla (*figura 18-1*).
4. Con una aguja 22G, se colocan 0.5-1 mL de lidocaína al 2% (dosis total: 4mg/kg) o bupivacaína al 0.25 o 0.5% (0.25 o 1.0mL, no exceder la dosis de 1.5mg/kg o 3mL/sitio de inyección), caudal a la costilla.

5. Antes de la inyección, se realiza la aspiración para asegurar que no se haya perforado la arteria o vena intercostal.
6. Algunos médicos recomiendan realizar bloqueo en el sitio afectado y dos costillas hacia craneal y dos hacia caudal, lo que hace un total de cinco infiltraciones (figura 18-2).

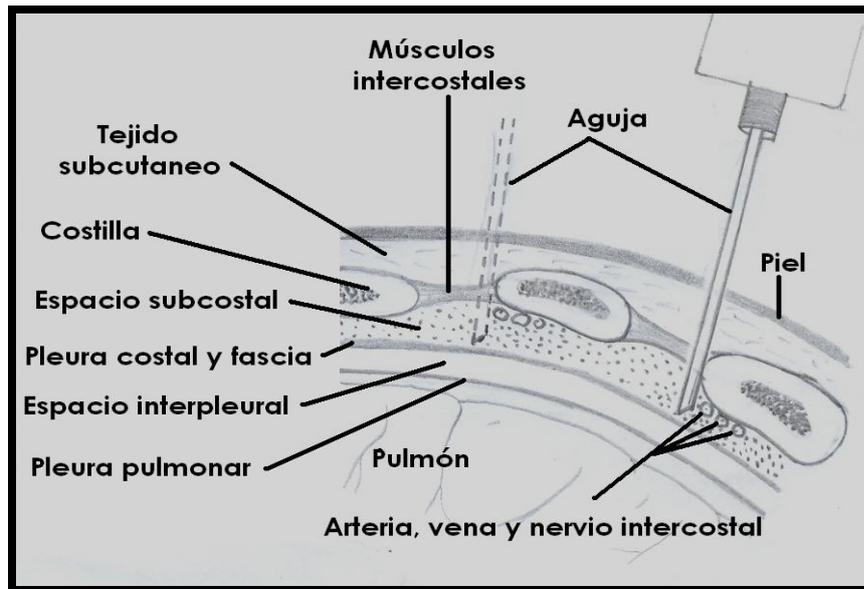


Figura 18-1. Para el bloqueo intercostal, insertar la aguja a través de la piel a 90° cerca del foramen intervertebral de la costilla. Aplicar el anestésico local en caudal y craneal de la costilla casi en lateral de la columna vertebral.

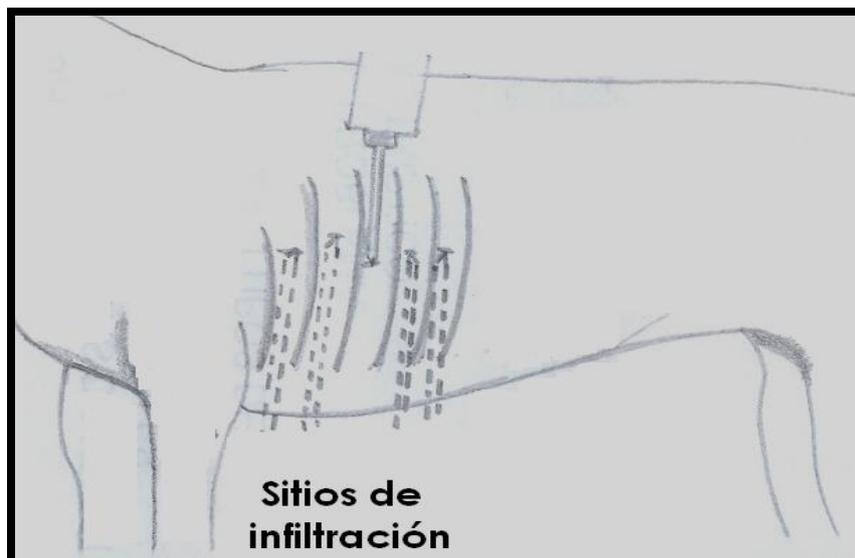


Figura 18-2. imagen donde se muestra el bloqueo en el sitio afectado y dos costillas hacia craneal y dos hacia caudal, haciendo un total de cinco infiltraciones

Complicaciones

- Laceración inadvertida de los vasos intercostales ^{4,6}.
- Neumotórax ^{4,6}.
- Insuficiencia respiratoria y/o toxicidad medicamentosa ¹.

Literatura citada

1. Carroll G. Tratamiento del dolor preoperatorio. In: Fossum T, editor. Cirugía en Pequeños Animales. Argentina: INTER-médico, 1999, 100.
2. Hardie E, Kyles A. Manejo del dolor en los pequeños animales. In: Bojrab M, editor. Técnicas Actuales en Cirugía de Pequeños Animales: 4ªed. Argentina: INTER-médica, 2001, 6.
3. Jackson C, Drobatz K. Contusión Pulmonar. In: King L, editor. Enfermedades respiratorias en el Perro y el Gato: USA: SAUNDERS, 2004: 569.
4. Muir III W, Hubbell J, Bednarski R, Skarda R. Handbook of Veterinary Anesthesia: 4ª de. USA: MOSBY, 2007, 136-137.
5. Skarda R, Tranquilli W. Local and Regional Anesthetic and Analgesic Techniques: Dog and Cats. In: tranquill W, Thurmon J, Grim K. Lumb & Jones´ Veterinary Anesthesia and Analgesia: 4ª ed. USA: Blackwell, 207, 568-569, 599.
6. Perkowski S. Respiratory System. In: Slatter D, editor. Textbook of Small Animal Surgery: 3ª ed. Vol. II. USA: SAUNDERS, 2003, 2570-2571.
7. Pérez A, Parra J, Merino J. Manual de Analgesia y Anestesia en el perro. España: McGraw-Hill, 1999, 246.

APENDICE 1.

Inductores y anestésicos recomendados en pacientes críticos.

Opiáceos (IV, IM o SC) la administración IV de morfina no es recomendada.	Dosis
Butorfanol	0.2-0.4mg/kg.
Buprenorfina	0.01-0.04mg/kg.
Morfina	0.4-1.0mg/kg.
Benzodiazepinas (diazepam: IV solamente; midazolam: IV, IM o SC)	
Diazepam	0.1-0.4mg/kg.
Midazolam	0.1-0.3mg/kg.
Inducción	
Propofol	2-6mg/kg. IV
Etomidato	1.5-3.0mg/kg. IV
Ketamina	2-5mg/kg. IV, IM
Mantenimiento	
Anestesia inhalada: isofluorano o sevofluorano	

APENDICE 2.

Principales fármacos utilizados en el tratamiento de RCCP.

Fármaco	Indicaciones	Dosis
Adrenalina	Arresto cardiaco Anafilaxis	0.02-0.2mg/kg IV 0.04-0.4mg/kg IT
Atropina	Bradicardia sinusal Bloqueo atrioventricular Asistole ventricular	0.02-0.04mg/kg IV 0.4mg/kg IT
Lidocaína	Taquicardia ventricular Fibrilación ventricular	Perros: 2-4mg/kg IV Gatos: 0.5-1mg/kg IV
Dobutamina (Dobutrex)	Falla miocárdica Baja función cardiaca Post RCCP	Perros: 2-20µg/kg/min. Gatos: <4µg/kg/min.
Dopamina (Intropin)	Hipotensión Oliguria Baja función cardiaca	3-5µg/kg/min. para incrementar la perfusión renal 5-10µg/kg/min. para incrementar la función cardiaca
Furosemida	Edema cerebral/pulmonar Oliguria Falla cardiaca congestiva	Perros: 2-4mg/kg IV Gatos: 1-2mg/kg IV
Succinato de sodio Metilprednisolona	Edema cerebral Post RCCP	10-30mg/kg IV
Naloxona (Narcan)	Antagonismo opioide	0.04-1.0mg/kg IV
Propranolol	Taquicardia supraventricular	0.02-0.06mg/kg
Bicarbonato de sodio	Acidosis metabólica severa RCCP prolongado	0.5-1mEq/kg IV
Doxopram (Dopram)	Depresión o arresto respiratorio	1-4mg/kg
Dexametasona (Azium)	Choque	4-8mg/kg
Diazepam (Valium)	Convulsiones	0.2-1mg/kg
Succinato sódico de prednisolona	Choque	10-30mg/kg
Yohimbina (Yobine)	Agente reversible de la Xilacina	0.1mg/kg

La tabla fue tomada de Beard K. Cardiopulmonary Resuscitation and Other Emergencies. In: Welsh E, editor. Anesthesia for Veterinary Nurses. USA: Blackwell Science, 2003 y complementada con tabla tomada de McKelvey D, Hollingshead K. Small Animal Anesthesia & Analgesia: 2ªed. USA: MOSBY, 2000.