

Nefrología y urología de pequeños animales

Autor: Joe Bartges,
David J. Polzin
Presentación: tapa dura, 2 tomos
Formato: 20 x 28 cm
Páginas: 936
Ilustraciones: en color
Edición: 2013
ISBN: 978-950-555-413-3

Proporciona a los veterinarios los conocimientos necesarios para diagnosticar y tratar eficazmente las enfermedades urológicas en pacientes caninos, felinos y exóticos. Sirviendo como una herramienta fácil de usar, de referencia clínica completa, el texto adopta un enfoque basado en la evidencia a la cobertura detallada de determinadas enfermedades y trastornos, incluyendo la etiología y prevalencia, signos clínicos, diagnóstico, tratamiento, prevención, pronóstico, las controversias, y referencias. La cobertura también incluye la revisión de prácticas de anatomía y fisiología del aparato urinario, los fundamentos de las pruebas diagnósticas y técnicas terapéuticas.

Contenido

Sección 1. Anatomía y fisiología

- Capítulo 1. Anatomía del riñón y el uréter proximal
- Capítulo 2. Fisiología de los riñones
- Capítulo 3. Anatomía del tracto urogenital inferior

Sección 2. Estudios diagnósticos

- Capítulo 4. Historia clínica y examen físico
- Capítulo 5. Lo que hay que saber sobre la recolección de orina
- Capítulo 6. Nefropielocentesis y pielografía anterógrada
- Capítulo 7. Urianálisis
- Capítulo 8. Proteínas en orina y microalbuminuria
- Capítulo 9. Urocultivo
- Capítulo 10. Estudio de la actividad de las enzimas urinarias para detectar lesión renal aguda
- Capítulo 11. Diagnóstico de uroabdomen
- Capítulo 12. Evaluación de la saturación urinaria
- Capítulo 13. Determinación de la presión sanguínea
- Capítulo 14. Evaluación de la función renal
- Capítulo 15. La radiología en las enfermedades del tracto urinario
- Capítulo 16. Ecografía del tracto urinario
- Capítulo 17. Tomografía computarizada y resonancia magnética del tracto urinario
- Capítulo 18. Centellografía renal
- Capítulo 19. Endoscopia urológica diagnóstica
- Capítulo 20. Vaginoscopia
- Capítulo 21. Laparoscopia urológica
- Capítulo 22. Estudios urodinámicos
- Capítulo 23. Biopsia renal
- Capítulo 24. Patología renal
- Capítulo 25. Biopsia del tracto urinario inferior
- Capítulo 26. Citología del tracto urinario y la próstata
- Capítulo 27. Diagnóstico de enfermedades infecciosas del tracto urinario

Sección 3. Técnicas terapéuticas

- Capítulo 28. Hemodiálisis
- Capítulo 29. Terapia de remplazo renal continua
- Capítulo 30. Diálisis peritoneal
- Capítulo 31. Trasplante renal
- Capítulo 32. Catéteres y stents urinarios permanentes o semi-permanentes
- Capítulo 33. Litotricia extracorpórea por ondas de choque
- Capítulo 34. Litotricia láser intracorpórea
- Capítulo 35. Urohidropropulsión retrógrada en perros
- Capítulo 36. Obstrucción uretral en gatos
- Capítulo 37. Urohidropropulsión evacuante
- Capítulo 38. Relleno uretral para la incontinencia urinaria
- Capítulo 39. Ablación láser de uréteres ectópicos
- Capítulo 40. Farmacoterapia en casos de insuficiencia renal

Sección 4. Síndromes clínicos

- Capítulo 41. Azotemia y uremia
- Capítulo 42. Poliuria y polidipsia
- Capítulo 43. Proteinuria y microalbuminuria
- Capítulo 44. Síndrome nefrótico
- Capítulo 45. Palpación anormal de los riñones
- Capítulo 46. Orina teñida
- Capítulo 47. Signos clínicos de las enfermedades del tracto urinario inferior

Sección 5. Desórdenes del tracto urinario superior

- Capítulo 48. Enfermedad renal crónica
- Capítulo 49. Insuficiencia renal aguda
- Capítulo 50. Pronóstico de la insuficiencia renal aguda
- Capítulo 51. Pronóstico de la insuficiencia renal crónica
- Capítulo 52. Manifestaciones renales de enfermedad sistémica
- Capítulo 53. Enfermedad glomerular
- Capítulo 54. Amiloidosis
- Capítulo 55. Enfermedades de los túbulos renales
- Capítulo 56. Enfermedades renales congénitas
- Capítulo 57. Neoplasia renal
- Capítulo 58. Enfermedades del uréter
- Capítulo 59. Trauma renal
- Capítulo 60. Cirugía de riñones y uréteres

Sección 6. Desórdenes de líquidos, electrolitos y estado ácido-base

- Capítulo 61. Desórdenes del sodio
- Capítulo 62. Desórdenes del potasio
- Capítulo 63. Desórdenes del magnesio
- Capítulo 64. Desórdenes del calcio
- Capítulo 65. Desórdenes del fósforo
- Capítulo 66. Desórdenes del metabolismo ácido-base
- Capítulo 67. Desórdenes mixtos del estado ácido-base

Sección 7. Hipertensión arterial sistémica

- Capítulo 68. Hipertensión arterial sistémica

Sección 8. Desórdenes del tracto urinario superior e inferior

- Capítulo 69. Urolitiasis en perros y gatos. diagnóstico, tratamiento y prevención
- Capítulo 70. Fisiopatología de la obstrucción urinaria
- Capítulo 71. Infección del tracto urinario. por bacterias
- Capítulo 72. Infección del tracto urinario. por hongos
- Capítulo 73. Los virus y las enfermedades del tracto urinario
- Capítulo 74. Nematodos del tracto urinario superior e inferior de perros y gatos

Sección 9. Desórdenes del tracto urinario inferior

- Capítulo 75. Cistitis idiopática felina
- Capítulo 76. Desórdenes de la micción
- Capítulo 77. Enfermedades uretrales
- Capítulo 78. Enfermedades prostáticas
- Capítulo 79. Neoplasia en el tracto urinario inferior
- Capítulo 80. Enfermedades congénitas en el tracto urinario inferior
- Capítulo 81. Micción inapropiada
- Capítulo 82. Trauma en el tracto urinario inferior
- Capítulo 83. Cirugía en el tracto urinario inferior

Sección 10. Desórdenes urinarios de las aves y los animales exóticos de compañía

- Capítulo 84. Aves y animales exóticos

Sección 11. Asesoramiento del cliente

- Capítulo 85. Asesoramiento del cliente

Apéndice

Fisiología del tracto urogenital inferior

Índice

6

Nefropielocentesis y pielografía anterógrada

Silke Hecht

La dilatación de la pelvis renal puede deberse a una obstrucción o a distintos desórdenes no obstructivos, como la pielonefritis (Pugh y col. 1994; Felkai y col. 1995; Confer y Panciera 2001). Se puede considerar el uso de procedimientos guiados por imágenes (nefropielocentesis y pielografía anterógrada) cuando no se puede llegar al diagnóstico de pielonefritis o pielectasia obstructiva por otros medios. En las primeras descripciones de estas técnicas, se usó la fluoroscopia para guiar una aguja hacia la pelvis renal dilatada después de una urografía excretora (Ling y col. 1979; Ackerman y col. 1980). Las desventajas de este método incluyen la necesidad de un medio de contraste intravenoso y los posibles efectos adversos que esto implica, la exposición a la radiación del operador, y la presencia del material de contraste yodado en la muestra obtenida de la pelvis renal. A medida que la ecografía fue ganando terreno en el diagnóstico de los desórdenes del tracto urinario, se han vuelto muy comunes los procedimientos ecoguiados (Penninck y Finn-Bodner 1998; Nyland y col. 2002; D'Anjou 2008).

Nefropielocentesis

Los análisis de laboratorio y los cultivos (bacterianos) de las muestras obtenidas directamente de la pelvis renal dilatada son siempre útiles, especialmente en los casos de infecciones urinarias crónicas o resistentes a la terapia. La nefropielocentesis guiada por ecografía se puede hacer generalmente con sedación, aunque algunos animales necesitan anestesia general. La posición puede ser decúbito dorsal o lateral, según la preferencia del operador. La piel debe rasurarse y prepararse en forma aséptica.

Se introduce una aguja espinal de calibre 22-25 y 6,4-8,9 cm en la pelvis renal, en un ángulo de 45°, a

través de la curvatura mayor del parénquima renal, frente al hilio renal (Ling y col. 1979; fig. 6.1).

Este procedimiento se puede hacer a mano alzada, pero algunos médicos prefieren usar una guía para biopsia acoplada al transductor, de modo de visualizar el trayecto que seguirá la aguja antes de insertarla. Una vez colocada correctamente la punta de la aguja en la pelvis renal, se retira el estilete, se acopla una jeringa (con equipo de extensión o sin él) y se aspira el líquido.

A continuación, se describe una técnica para el drenaje guiado por ecografía como tratamiento de la pielonefritis (pionefrosis) en perros (Szatmári y col. 2001). Después de administrar antibióticos de amplio espectro para prevenir la sepsis asociada con la punción, se inserta por vía percutánea un catéter IV o pigtail (cola de cerdo) de gran calibre (18 o mayor), mediante la técnica con trócar o la de Seldinger. Con la primera, se introduce el trócar-catéter pigtail por vía percutánea y se lo avanza con guía ecográfica hasta la profundidad adecuada. Se retira el estilete interno, y se despliega el catéter a medida que se lo hace avanzar sobre el estilete externo. Entonces se extrae este último y se asegura el catéter. Con la técnica de Seldinger, se introduce una aguja en la pelvis renal con guía ecográfica, se pasa un alambre a través de la aguja y ésta se retira. Luego se avanzan sobre el alambre el refuerzo y el catéter de drenaje; éste se despliega, antes de quitar el estilete y el alambre, y se asegura en posición. Una vez aspirado todo el pus posible de la pelvis renal, se inyecta una solución 1:9 de povidona yodada en NaCl al 0,9%, a través del mismo catéter, el cual luego se retira. El volumen de la solución de lavado debe ser aproximadamente el 50-60% del volumen aspirado en la nefropielocentesis. El lavado se repite hasta que la solución se vea transparente a simple vista. Después, se retira el catéter. El procedimiento de drenaje y lavado se hace todos los días, hasta que la pelvis renal esté tan reducida que ya no se pueda punzar.

9

Urocultivo

Joe Bartges

Las infecciones del tracto urinario (ITU) aparecen cuando hay una falla, temporaria o permanente, en los mecanismos de defensa del huésped, que permiten que los microbios virulentos se adhieran, se multipliquen y persistan en esa área corporal (véanse los caps. 71, 72 y 73). Las ITU son causadas generalmente por bacterias, aunque también hay hongos y virus que pueden infectar el tracto urinario. El análisis de la orina en busca de infección (urocultivo y antibiograma) es una parte importante en el diagnóstico y el tratamiento de las ITU bacterianas.

Recolección de la orina

Idealmente, las muestras de orina para cultivo se obtienen por cistocentesis (véase el cap. 5). Sin embargo, en los animales con signos clínicos graves de enfermedad urinaria inferior, esto se dificulta a causa de la micción frecuente. En estos pacientes, puede ser necesario recurrir a la cateterización o, lo que es menos deseable, la recolección de orina por micción libre. Para la cateterización, se deben limpiar bien los genitales externos y, quizás, rasurar o recortar el pelo perivulvar para evitar la contaminación. Aunque la cateterización urinaria de los perros machos se hace usualmente sin sujeción química, muchas perras y todos los gatos requieren sedación o anestesia. El catéter y el recipiente (jeringa o vaso de recolección con tapa hermética) deben estar esterilizados. La muestra de orina por micción libre debe ser la de la fracción intermedia del chorro, de modo de evitar la contaminación bacteriana que puede resultar del lavado inicial de la flora residente en la uretra distal y los genitales externos. Si los resultados del cultivo cuantitativo de las muestras obtenidas por cateterización o micción libre son equívocos (tabla 9.1), se debe obtener una muestra por cistocentesis.

Urocultivo

Como ya se mencionó, el urocultivo es el estándar de oro para el diagnóstico de las ITU bacterianas. El diagnóstico de ITU basado sólo en los signos clínicos o el hallazgo de hematuria o inflamación en el urianálisis puede ser erróneo, ya que estos medios no permiten una identificación precisa del organismo infectante ni la determinación de su sensibilidad a los distintos antimicrobianos y, por lo tanto, se puede instaurar un tratamiento inadecuado. En algunas circunstancias, se puede considerar el inicio de la terapia antimicrobiana sin tener antes los resultados del urocultivo; sin embargo, las muestras para este estudio se deben tomar antes de empezar con el tratamiento. Si éste ya está en curso, se lo debe interrumpir unos 3-5 días antes de obtener la orina para cultivo, a fin de minimizar la inhibición *in vitro* del crecimiento microbiano.

Después de la recolección, la muestra de orina se guarda y transporta de modo de evitar la contaminación, proliferación o muerte de las bacterias (Padilla y col. 1981). Para los especímenes para cultivo bacteriano aeróbico, se usan recipientes esterilizados y sellados, y se debe empezar el análisis cuanto antes. Hay muchos recipientes estériles que no contienen conservantes ni inhibidores; éstos sólo son adecuados si la muestra se llevará de inmediato al laboratorio microbiológico, ya que no evitarán la proliferación de bacterias –lo que puede causar un falso aumento de la cantidad de unidades formadoras de colonias (UFC) por mililitro de orina– ni su muerte (lo que podría resultar en falsos negativos). Si se usan estos recipientes estándar y el laboratorio no empieza el proceso de cultivo antes de los 30 minutos, la muestra se debe guardar a 4 °C (Ling 1984; Lees 1996); a temperatura ambiental, la cantidad de bacterias se puede duplicar cada 20-45 minutos (Lees y Osborne 1979). Después de 1 hora de la recolección, las bacterias se pueden haber multiplicado o destruido.

Tabla 9.1 Interpretación del urocultivo cuantitativo en perros y gatos^a

Tipo de muestra	Significativo		Sospechoso		Contaminante	
	Perros	Gatos	Perros	Gatos	Perros	Gatos
Cistocentesis	≥1000	≥1000	100-1000	100-1000	≤100	≤100
Cateterización	≥10.000	≥1000	1000-10.000	100-1000	≤1000	≤100
Micción libre	≥100.000 ^b	≥10.000	10.000-90.000	1000-10.000	≤10.000	≤1000
Compresión manual	≥100.000 ^b	≥10.000	10.000-90.000	1000-10.000	≤10.000	≤1000

Fuente: Lulich y Osborne (1999).

^a Los valores representan la cantidad de unidades formadoras de colonias por mililitro de orina (UFC/ml). Los datos representan generalidades. En ocasiones, se pueden detectar ITU bacterianas con menos organismos (falsos negativos).

^b Dado que el nivel de contaminación de las muestras tomadas por micción libre puede alcanzar o superar las 10.000 UFC/ml (falsos positivos), estas muestras no deberían usarse en forma rutinaria para cultivos diagnósticos.

Si no es posible procesar las muestras de inmediato, existen varias alternativas. Los urocultivos realizados en la clínica permiten el procesamiento inmediato de la orina y también disminuyen los costos para el cliente, ya que el veterinario puede seleccionar sólo aquellas muestras positivas para solicitar a un laboratorio externo la identificación de la especie infectante y el antibiograma. Se pueden inocular e incubar placas con agar sangre o agar de MacConkey durante 24-48 horas. Se deben usar un asa bacteriológica calibrada o una pipeta mecánica que mida en microlitros, para colocar en las placas exactamente 0,01 o 0,001 ml de orina, a fin de poder estimar la cantidad de UFC por ml; la orina se añade a modo de vetas sobre las placas, según el método convencional (fig. 9.1).

El agar sangre favorece el crecimiento de la mayoría de las bacterias uropatógenas aeróbicas; el de MacConkey brinda información morfológica útil

para la identificación de las bacterias y evita la aglomeración de *Proteus* sp. Estas placas se incuban o se colocan bajo una luz incandescente (fig. 9.2) (Saunders y col. 2002).

Si se observa crecimiento bacteriano dentro de las 48 horas, se pueden enviar las placas al laboratorio para la identificación de la especie y el antibiograma (fig. 9.3) (Blanco y col. 2001; Saunders y col. 2001). Si no hay crecimiento después de 48-72 horas, se las puede descartar.

Existen en el mercado tubos de muestreo para urocultivo con conservantes, que se pueden refrigerar o no, para almacenar las muestras hasta 72 horas antes de su procesamiento (Allen y col. 1987). La ventaja de estos tubos es que permiten al veterinario demorar el envío hasta obtener los resultados de otros estu-

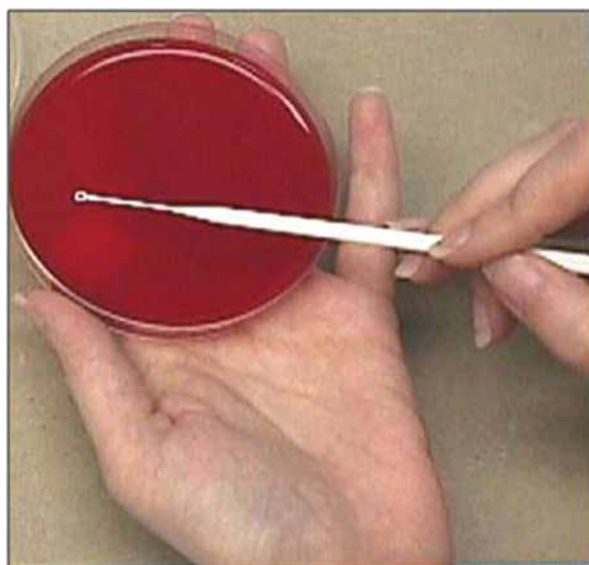


Figura 9.1 Uso de un asa calibrada para la inoculación de orina en una placa de cultivo con agar sangre.



Figura 9.2 Incubación de una placa con agar sangre mediante una lámpara incandescente de 60 vatios; así, se mantiene la temperatura de la superficie en 38 °C.

guíneo durante la diálisis, o la imposibilidad del catéter para aspirar. El primer paso para resolver este problema es la irrigación forzada con solución salina.

El desprendimiento de los trombos no parece causar enfermedad tromboembólica pulmonar de relevancia clínica (Beathard 2001). Si la irrigación con solución salina no resuelve la obstrucción, se intenta con una solución de activador de plasminógeno tisular (tPA; Alteplase, CathFlow, Genentech). Se permite un período de acción de 10 minutos, tras lo cual se aplica succión en el catéter. Si aún no se logra aspirar el trombo, se prolonga el tiempo de acción a 1-2 horas, durante las cuales se realizan aspiraciones intermitentes. Si se consigue desobstruir el catéter lo suficiente a fin de realizar un tratamiento de diálisis, pero el flujo sigue siendo bajo, se puede prolongar hasta 48 horas la instalación de tPA, el cual se eliminará al inicio del siguiente tratamiento (Lok y col. 2006). En la experiencia de la autora, los protocolos de acción del tPA son útiles para permitir un flujo sanguíneo suficiente a fin de lograr un curso de diálisis, pero sus efectos son poco duraderos, por lo que se suele tener que rehacer el tratamiento o reemplazar el catéter 1 semana después de eliminar la obstrucción con esta sustancia.

Otro método para mejorar el funcionamiento de un catéter parcial o totalmente ocluido es la ruptura mecánica del trombo. Si éste se aloja en la punta, se lo puede desintegrar o desprender insertando un alambre guía; sin embargo, este medio no es tan efectivo para las obstrucciones de los puertos laterales.

Los trombos extraluminales se forman alrededor de la punta del catéter (a veces adheridos a la pared vascular) o en la aurícula derecha. Éstos pueden actuar como válvulas, permitiendo la infusión del dializado, pero no su aspiración. Los alojados en la aurícula derecha y la vena cava craneal, cerca del corazón, se pueden visualizar mediante una ecocardiografía (fig. 28.3). Los

factores de riesgo de trombosis incluyen estasis venosa (por depleción de volumen, hipotensión, inmovilización, insuficiencia cardíaca congestiva, etc.), hipercoagulabilidad y trauma vascular (Liangos y col. 2006). La supervisión de rutina indica que, en más de la mitad de los pacientes que llevan 3 semanas o más con el catéter colocado, se forma algún trombo. Dentro de la primera semana de colocado el catéter, se pueden detectar trombos ecocardiográficamente en alrededor del 20% de los pacientes, aunque los problemas de flujo se notan recién la segunda semana.

La administración profiláctica de aspirina o warfarina disminuye la probabilidad de trombosis. Las complicaciones debidas a hemorragia fueron más comunes con la warfarina, por lo que no se recomienda su uso rutinario para este fin (Willms y Vercaigne 2008).

Si se detecta un pequeño trombo mural o en la aurícula derecha, en medicina humana se recomienda un curso de 6 meses de anticoagulación sistémica. Si el trombo es grande, se debe quitar el catéter y empezar la anticoagulación sistémica con heparina sin fraccionar o de bajo peso molecular durante 5-7 días, para luego cambiar a warfarina durante al menos 1 mes. Si, además de ser grande, está infectado, se recomienda eliminarlo quirúrgicamente (Liangos y col. 2006). En los pacientes veterinarios, los trombos pueden quedar cubiertos con endotelio o tejido fibroso, si se les da el tiempo suficiente. La extracción quirúrgica no se ha intentado en ellos.

Dentro de las 24 horas de la colocación del catéter, se puede formar una vaina de fibrina a su alrededor; esta forma de obstrucción representa el 38-50% de las disfunciones de los catéteres en las personas (fig. 28.4) (Liangos y col. 2006). En estos casos, se indica tPA. Su infusión a través del catéter en 2-3 horas, durante o después de la diálisis, puede romper efectivamente la vaina de fibrina (Lok y col. 2006).

En veterinaria, las infusiones trombolíticas para disolver trombos extraluminales o vainas de fibrina han tenido resultados variables. Para esta última complicación, hay una técnica, llamada *stripping*, que implica colocar un catéter femoral y avanzarlo hasta la vena cava craneal. Luego, se emplea un asa o lazo de sujeción para rodear el catéter con la vaina de fibrina y ésta se extrae con delicadeza. Esta técnica se realiza en medicina humana, pero aún no se ha intentado en veterinaria.

El reemplazo del catéter sobre un alambre guía es un método simple y efectivo para tratar la trombosis intraluminal o la formación de vainas de fibrina. Una vez colocado dicho alambre dentro del catéter, si se desea hacer una angiografía, se retira parcialmente el catéter, dejando sólo la punta dentro del vaso, y se inyecta en él un agente de contraste. Si se detecta la vaina, se quita el catéter y se inserta uno con balón sobre el alambre guía; luego se infla el balón para romper

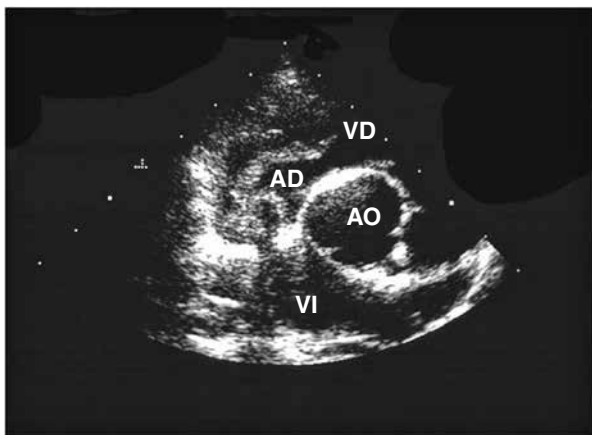


Figura 28.3 Ecocardiograma de un trombo en la punta de un catéter para diálisis. Se lo puede observar en la aurícula derecha (AD) y se lo rastrea hasta el ventrículo derecho (VD). AO, aorta; VI, ventrículo izquierdo.

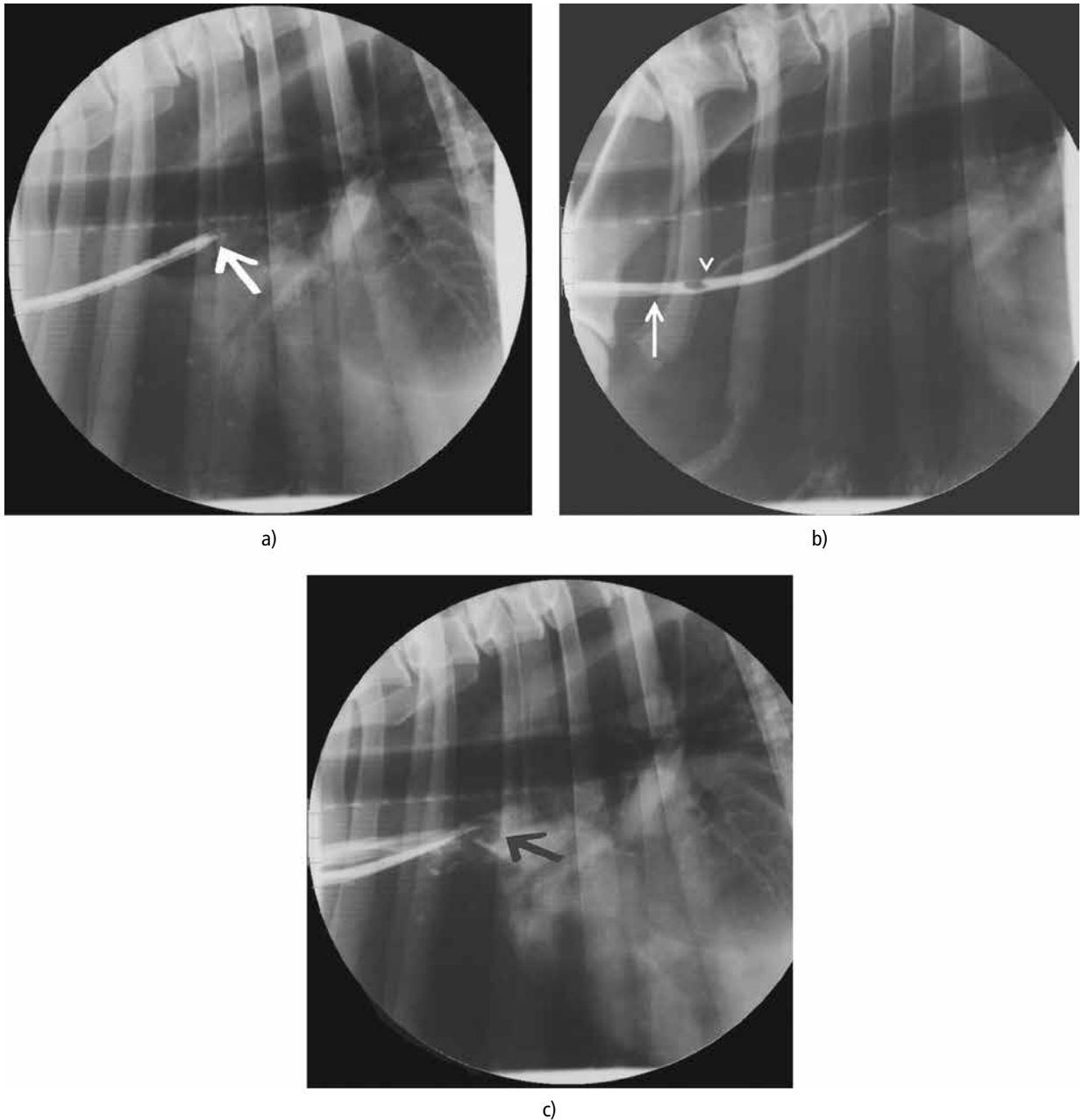


Figura 28.4 Angiograma no selectivo de una vaina de fibrina. a) Se observa el catéter de diálisis en la vena cava craneal. La flecha indica su extremo distal. b) Se ha retirado parcialmente el catéter (la flecha blanca indica su extremo distal) y se ha inyectado el medio de contraste a través de él. Se observa un delgado hilo de contraste dentro de la vaina de fibrina; ésta posee una pequeña brecha (punta de flecha) que permite la salida del agente hacia la vena cava craneal. c) El contraste en y alrededor de la vaina de fibrina muestra el llenado parcial de la vena cava craneal. Un defecto de llenado (flecha negra) indica la presencia de un trombo en la punta del catéter.

la vaina. Se coloca un catéter nuevo sobre el alambre, a través de los mismos sitio de salida y túnel subcutáneo que usaba el anterior. En las personas, este método, que combina el remplazo del catéter con la ruptura de la vaina, ha dado mejores resultados que el remplazo solo (Oliver y col. 2007).

Durante todo el procedimiento, es esencial tener especialmente presente la asepsia. Si no se realiza la angiografía, se puede hacer el remplazo del catéter en la unidad de diálisis.

El 27-38% de los pacientes humanos experimentan estenosis venosa central, pero ésta es muchas veces asintomática (Liangos y col. 2006). La incidencia y la relevancia de esta condición en los animales son desconocidas. Sin embargo, el edema facial, que puede ser un signo de estenosis u obstrucción de la vena cava craneal, es un hallazgo común entre los perros en hemodiálisis; la estenosis puede disminuir mucho la eficiencia de la diálisis.

