

Aproximación a las urgencias y cuidados intensivos en conejos, psitácidas y reptiles

Clinical approach to emergencies and intensive care in rabbits, psittacines and reptiles

M. Ardiaca, ¹ N.J. Brotóns, ² A. Montesinos ¹

¹Clínica Veterinaria Los Sauces. Murillo 3. 28010 Madrid

²Clínica Veterinaria Médano. San Ramón 54. 03560 Campello (Alicante)

RESUMEN: Las clínicas de perros y gatos atienden cada vez con mayor frecuencia a un número importante de urgencias de animales exóticos. Aunque los principios de atención clínica de urgencia son similares, la fisiología y el comportamiento de estas especies determinan ciertas particularidades que deben tenerse en cuenta. Se describen los requerimientos mínimos para la atención de urgencias de conejos, aves psitácidas y reptiles en clínicas cuyos pacientes mayoritarios son perros y gatos. Además, se detallan los procedimientos más importantes encaminados a la estabilización del paciente. En reptiles, en los que su particular fisiología se basa en la ectotermia, la termorregulación se convierte en el objetivo prioritario. Además, la mayoría de los pacientes que llegan a la clínica por una patología de urgencia presentan cierto grado de deshidratación que debe ser corregido lo antes posible. Para ello, se describen las bases fisiológicas del equilibrio hídrico en conejos, aves y reptiles y las consecuencias prácticas que de ellas derivan. Asimismo, se describe el empleo de equipos Doppler para determinar la tensión arterial sistólica (TAS) en aves y conejos y su utilidad práctica en casos de hipovolemia e hipertensión. Por último, se aportan las bases para la alimentación enteral en estas especies en casos de desnutrición y anorexia.



Palabras clave: Conejos, psitácidas, reptiles, urgencias, estabilización clínica.

Keywords: Rabbits, psittacines, reptiles, emergencies, patient stabilization.

Clin. Vet. Peq. Anim, 30 (1): 5-14, 2010

Introducción¹⁻³

Cada vez es mayor el número de animales exóticos mantenidos como mascotas y de propietarios que desean proporcionarles a estas mascotas una atención médica de alta calidad. En ocasiones, la falta de información sobre mantenimiento y alimentación de estas especies, hace que muchas urgencias correspondan en realidad a estados terminales consecuentes a enfermedades crónicas no diagnosticadas. Debido a la tendencia de ocultar la sintomatología en todas aquellas especies cuya situación en la cadena evolutiva es de animales presa (conejos, psitácidas y reptiles herbívoros), el motivo de consulta suelen ser signos inespecíficos como anorexia de duración variable o falta de actividad. Las presentaciones de urgencias comunes incluyen traumatismos, intoxicaciones, golpes de calor, miasis, patologías digestivas, respiratorias, neurológicas, urinarias, reproductivas, neoplasias y estados de shock de cualquier naturaleza.

Examen clínico y equipo básico recomendable¹⁻⁷

Algunos pacientes pueden requerir incubadoras u oxigenación antes de proceder con la anamnesis (Fig. 1). En aves emboladas o en el suelo de la jaula,

y en reptiles inmóviles o muy fríos, es preciso alojarlos lo antes posible en un incubador o terrario a 29-32°C. En general, la estabilización del paciente debe ser el objetivo prioritario.

En cuanto el estado del animal lo permita, se completa el examen físico. Los principios básicos de anamnesis y examen físico son los mismos que en perros y gatos; si bien, ha de hacerse gran hincapié en las condiciones de alimentación y manejo.

El clínico debe estudiar y conocer las particularidades de las especies que trate para distinguir entre hallazgos patológicos y alteraciones posiblemente debidas al estrés del transporte, como por ejemplo la poliuria en aves, la ausencia de deposiciones en conejos, o la abundancia de deposiciones en quelonios. Queda fuera de la capacidad de este artículo un estudio detallado de la fisiología y patología de las especies exóticas, incluso de las más frecuentes.

La mayoría de los animales exóticos que se ven en la clínica diaria no superan los 3 kg de peso, por lo que es necesario disponer de básculas de precisión adecuada. Algunos pacientes deben examinarse con lupa. Asimismo, debe disponerse de materiales de tamaño adecuado para especies pequeñas (hisopos, tubos de muestra, termómetros, etc.).

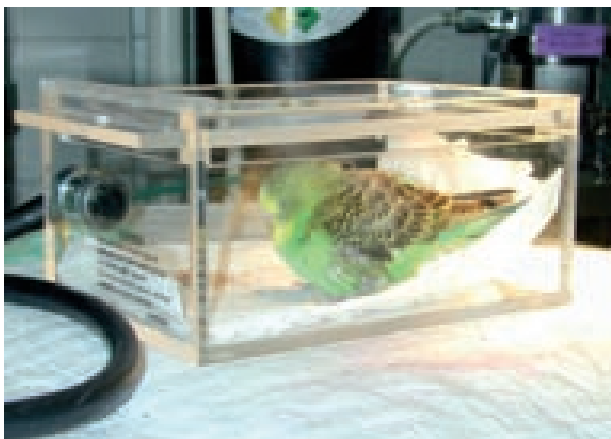


Figura 1. Todos los pacientes aviarios en urgencias se benefician de oxigenoterapia previa en un ambiente tranquilo y templado.

En conejos, los termómetros por infrarrojos para toma de temperatura timpánica pueden ser una buena alternativa inicial, ya que son rápidos, bastante precisos y eliminan el estrés de la toma de temperatura rectal. La temperatura corporal normal es de 37,7°C – 39°C (el estrés puede dar lugar a temperaturas de hasta 40°C sin que exista ninguna patología).

En **aves**, antes de proceder a capturarlas, el clínico debe explicar a los clientes lo que va a suceder, puesto que la mayoría de propietarios nunca han oído a su ave gritar o pelear como sucede durante la captura. En aves muy debilitadas puede realizarse un examen rápido de un minuto mientras se traslada de su jaula a una incubadora. El estado de hidratación en aves (y también en conejos y reptiles) se evalúa mejor mediante exploración de movilidad del párpado, turgencia cutánea del párpado y aspecto de las mucosas.

En **conejos**, se recomienda sujetarlos con una mano bajo el pecho, teniendo siempre la precaución de sujetar el tercio posterior con la otra mano (para evitar lesiones de espalda por patadas en el aire). Los conejos muestran frecuentemente reflejo de inmovilidad al verse capturados, pero pueden tener reacciones explosivas de huida en forma de saltos bruscos, por lo que es necesario mantenerlos sujetos en todo momento.

Estabilización del paciente Termorregulación en reptiles^{2,8,9}

Los reptiles son animales ectotermos, incapaces de regular su temperatura corporal por mecanismos internos como hacen los animales endotermos (aves y mamíferos). Sin embargo, existe una temperatura corporal a la cual todos los procesos fisiológicos son óptimos. Esta temperatura corporal se conoce como Temperatura Corporal Preferida (TCP), y es variable

según la especie, fluctuando según la época del año e incluso según la hora del día.

A menor temperatura ambiental, menor temperatura corporal, y por lo tanto menor actividad metabólica. Cuando la temperatura del enfermo es inferior a su TCP se producen los siguientes efectos:

- Disminución de la frecuencia respiratoria y de la frecuencia cardíaca.
- Menor oxigenación tisular.
- Disminución de la absorción de nutrientes a nivel gastro-intestinal.
- Menor velocidad de biotransformación y excreción de sustancias tóxicas.
- Disminución de la farmacocinética y farmacodinámica, y por lo tanto menor efectividad farmacológica.
- Reducción de la producción de anticuerpos y de la activación de linfocitos.

Por tanto, no es posible plantearse el tratamiento de reptiles enfermos sin un buen soporte para hospitalización de este tipo de pacientes. Como requerimientos mínimos, el hospital o clínica veterinaria debería poseer al menos un terrario y un acuaterrario debidamente acondicionados.

Para que los reptiles mantengan su temperatura corporal dentro del rango de su TCP, es necesario mantener los acuarios y terrarios a una determinada temperatura ambiental conocida como Temperatura Zonal Óptima (TZO), y que en la mayoría de las especies oscila entre 26 y 32°C. Para el control de la temperatura ambiental dentro de los límites de la TZO, recomendamos el empleo de termómetros de máximas y mínimas.

Se recomienda mantener una humedad ambiental del 65-90%, al menos durante gran parte del día. No obstante, el terrario debe airearse 1 ó 2 veces al día, y la humedad debe disminuir durante la noche.

Si no se tienen en cuenta estas premisas, no es posible llevar a cabo un tratamiento médico o quirúrgico correcto, por lo que lo más probable es que el animal no responda a los tratamientos aplicados

La Temperatura Zonal de los terrarios de hospitalización de reptiles debe ser adecuada para que éstos alcancen su temperatura corporal preferida (TCP)

y termine falleciendo (aunque tarde días o incluso semanas).

No obstante, debe tenerse en cuenta que un paciente que hubiera entrado ya en una fase terminal de la enfermedad y que se encuentra a una temperatura corporal muy baja tiene muy ralentizado su metabolismo. Al colocarlo en un terrario a su TZO y activar su metabolismo es posible que se acelere su muerte. Por otro lado, reptiles con posibilidades de sobrevivir no metabolizarán los fármacos ni soportarán bien el manejo si no están en condiciones ambientales óptimas. Por estas razones, no se recomienda terminar la exploración, ni iniciar los tratamientos médicos o quirúrgicos hasta que los enfermos hayan alcanzado su TCP y se hayan mantenido en los terrarios de hospitalización durante varias horas.

Rehidratación y Sueroterapia en animales exóticos

La mayoría de los pacientes que llegan a la clínica por una patología de urgencia presentan un mayor o menor grado de deshidratación, que debe ser corregido lo antes posible.

Bases fisiológicas del equilibrio hídrico en reptiles, elección de fluidos y pautas de administración^{2,8-10}

Los mecanismos que regulan la distribución de fluidos y solutos entre los distintos compartimentos del organismo son, esencialmente, los mismos que en mamíferos, pero existen algunas diferencias relevantes para la fluidoterapia.

En relación a los mamíferos, los reptiles suelen tener un porcentaje de agua corporal algo mayor; tienen una mayor proporción de líquido intracelular (del 48 al 80%) y menor de extracelular (del 20 al 52%), incluyendo los compartimentos intersticial y plasmático. Esta diferencia es más acusada en las especies acuáticas.

El contenido en plasma va del 3.3 al 7% del peso corporal, y hay variaciones importantes entre especies en el balance electrolítico que son relevantes para la planificación de la fluidoterapia: las tortugas terrestres, por ejemplo, tienen menores niveles de sodio extracelular que el resto de reptiles.

El riñón de los reptiles es más primitivo que el de los mamíferos: tiene menos nefronas y carece de asa de Henle, por lo que tiene menor capacidad para concentrar la orina. La capacidad del riñón para regular la osmolaridad es limitada y obliga a los reptiles a depender de otros mecanismos, como la disponibilidad de agua de bebida, la reabsorción de agua en vejiga y colon, y en algunas especies (camaleones, iguanas y otros saurios) la excreción de electrolitos (principalmente

cloruro sódico) a través de glándulas de la sal situadas en las fosas nasales.

Los reptiles uricotélicos tienen mayor riesgo de desarrollar gota tras una deshidratación intensa y prolongada.

Puede comenzarse por bañar al enfermo en agua templada (25°C) durante 5 minutos, para continuar con la administración de suero fisiológico mediante sonda oral o cloacal.

Al igual que en otros animales, la vía oral está contraindicada en reptiles débiles, muy deshidratados o con alteraciones digestivas. Aunque la capacidad del estómago puede ser del 5-8% del peso del animal, no se aconseja superar el 2-3% por administración.

En muchos casos el estado de deshidratación será muy grave, por lo que debe emplearse una sueroterapia por vía subcutánea, intracelómica, intravenosa o intraósea. La elección de la vía de administración dependerá de múltiples factores como la especie, el tamaño y peso, y las características individuales de cada caso.

Si se emplea la **vía subcutánea**, debe tenerse en cuenta que el espacio subcutáneo es limitado y está poco vascularizado en comparación con los mamíferos. En general, se pueden administrar volúmenes pequeños (como máximo 5ml/Kg/punto de inyección). La absorción de fluidos por esta vía es muy variable, siendo una opción adecuada sólo en reptiles con un grado de deshidratación moderado, menor del 5%.

Nunca debe introducirse la aguja a través de una escama, sino en el espacio que existe entre ellas. En algunos reptiles, especialmente en camaleones, puede producirse una decoloración o ennegrecimiento en el punto de inyección.

La **vía intracelómica** es comparable a la vía intraperitoneal y sigue los mismos principios (colocación del paciente para alejar las vísceras del punto de inoculación, aspiración de comprobación, etc.). En quelonios se realiza en la fosa inguinal. En ofidios la aguja se introduce entre dos escamas ventrales en dirección craneal, en el cuarto posterior del cuerpo y un poco lateralmente a la línea media. Una variante de esta vía es la vía epicelómica, muy empleada en quelonios. La aguja se inserta cranealmente paralela al plastrón, sobre la musculatura pectoral (Fig. 2).

La **vía intravenosa** es muy útil en pacientes críticos o con grados de deshidratación severos ($\geq 10\%$). No obstante, debe recordarse que los reptiles tienen requerimientos de mantenimiento menores y, en general, no toleran





Figura 2. Administración de suero por vía epicelómica en una Tortuga Mora (*Testudo graeca*).

bien volúmenes grandes de reemplazo. Para muchas especies no están establecidos, pero puede asumirse para la mayoría de los reptiles mantenimientos de 10-40 ml/kg/día. Debido al reducido espacio extracelular de los reptiles, el restablecimiento del equilibrio de fluidos y electrolitos es lento, y el déficit estimado debe repartirse entre 3 ó 4 días. La administración de volúmenes mayores no acelerará la corrección de la deshidratación, sino que supone riesgo de sobrecarga con cristaloides, extravasación de fluidos y edemas, resultando en hipoxia tisular y agravamiento del estado del paciente. Son fundamentales una cuidadosa monitorización del peso, la diuresis del animal y las pruebas analíticas (imprescindible conocer la fisiología de la especie).

Los equipos de infusión por gravedad no suelen dar buen resultado, excepto en pacientes de gran tamaño. Se puede repartir el volumen en varios bolos, pero el empleo de bombas de infusión de jeringa es mucho más adecuado para el paciente, y disminuye el riesgo de obstrucción del catéter.

De este modo, el volumen diario recomendado a administrar es de:

10-30 ml/kg + 25-33% del déficit estimado + pérdidas adicionales estimadas

Puede emplearse una velocidad máxima de 5 ml/kg/hora durante 3-4 horas. Como es lógico, siempre que sea posible, la fluidoterapia debe basarse en pruebas analíticas (evaluación de estado de equilibrio ácido-base y electrolítico) y emplear siempre fluidos atemperados.

- En quelonios puede emplearse la vena yugular derecha (algo mayor que la izquierda). El punto de acceso a la vena se sitúa a un tercio de la distancia

entre la membrana timpánica y la base del cuello. El catéter debe ser largo, para evitar que se salga cuando la tortuga retraiga el cuello; y su diámetro, el máximo que el tamaño de la vena permita. Debe fijarse a la piel mediante varios puntos de sutura y, a veces, con un vendaje muy ligero alrededor del cuello.

La vía de infusión puede fijarse al caparazón dorsal, inmovilizando la extremidad anterior del mismo lado en el interior del caparazón, para que no pueda arrancársela.

- En saurios y ofidios la cateterización de la vena yugular o de la vena cefálica es más difícil, y requiere disección roma para acceder a ella, lo que también dificulta mantener el catéter en posición. Alternativamente, en iguanas puede emplearse la vena abdominal ventral o la vena abdominal lateral, sujetando el gotero con cinta de esparadrapo alrededor del abdomen y en 2 puntos de la cola,

La **vía intraósea** en la cavidad medular de húmero, fémur o tibia es funcionalmente equivalente a la intravenosa y ofrece la ventaja de una mejor fijación y estabilización del catéter, por lo que puede ser preferible en muchos lagartos. En pacientes de pequeño tamaño pueden ser la única opción posible de acceso directo al compartimento vascular, pudiendo colocarse hasta en ejemplares de menos de 40 g (Fig. 3). Este método está totalmente contraindicado en animales que padezcan enfermedad ósea metabólica.



Figura 3. La vía intraósea es la mejor opción para la administración de fluidos en animales de pequeño tamaño, aunque requiere el empleo de una bomba de infusión.

Se comercializan catéteres intraóseos con fiadores metálicos, pero en animales muy pequeños pueden usarse agujas hipodérmicas de 20 a 25G. La zona de punción debe prepararse quirúrgicamente y mantener una técnica estéril, para evitar riesgo de osteomielitis.

La articulación elegida debe mantenerse flexionada y el catéter insertarse cerca de la cápsula articular, en dirección al eje longitudinal del hueso. Para atravesar la cortical, que es relativamente fina, debe efectuarse un suave movimiento rotatorio del catéter mientras se mantiene una presión firme y la alineación adecuada.

Comprobar siempre la correcta colocación del catéter inyectando un poco de suero sin observar extravasaciones o mejor aún mediante estudio radiográfico.

Aunque se trate de "urgencias", en reptiles generalmente se dispone de cierto tiempo (mientras se alcanza la TCP) para pensar y elegir un protocolo adecuado. Existen muchas referencias bibliográficas sobre la fluidoterapia en reptiles, en ocasiones controvertidas y contradictorias. Una vez más, es necesario recordar las particularidades fisiológicas y buscar los datos científicos más modernos para elegir las soluciones de reemplazo más adecuadas a cada reptil.

La elevación del sodio plasmático es el principal indicador de deshidratación intracelular. El déficit neto de agua intracelular se puede estimar a partir del sodio plasmático mediante las siguientes ecuaciones:

Saurios y Ofidios: Déficit de agua neto (L) = $(0.75 \times \text{Peso corporal (Kg)}) \times (1 - \text{sodio plasmático} / 150)$

Quelonios terrestres: Déficit de agua neto (L) = $(0.6 \times \text{Peso corporal (Kg)}) \times (1 - \text{sodio plasmático} / 135)$

Si es posible, el sodio se reevalúa varias veces al día y se va corrigiendo el déficit calculado progresivamente.

Como solución de mantenimiento, en el animal ya rehidratado y normovolémico se recomiendan cristaloides isotónicos con la mitad de sodio que el plasma.

En fluidoterapias largas conviene evaluar los niveles de potasio y suplementar el suero con KCl si es necesario, siguiendo las recomendaciones comunes para perros y gatos.

Fluidoterapia en aves, shock e hipertensión en el paciente aviar ^{3,5,6,11-14}

Los estudios recientes sobre el shock en aves han aportado un conocimiento más profundo sobre la respuesta de las aves al shock hipovolémico.

El entendimiento de la fisiopatogenia del shock hemorrágico en aves es aún pobre. La pérdida aguda de un 30-40% de volumen sanguíneo resulta en un 50% de mortalidad (LD₅₀) en mamíferos. Sin embargo,

la LD₅₀ para la pérdida de sangre aguda en patos es la pérdida de un 60% del volumen total de sangre, como se ha probado en un estudio reciente de shock hemorrágico en ánades reales (*Anas platyrhynchos*) donde se documenta un aumento de la frecuencia cardiaca y una disminución en la presión sanguínea tras pérdida de sangre aguda. Este estudio y observaciones clínicas sugieren que las aves presentan una respuesta de barorreceptores similar a la que se observa en perros.

Para aves con evidencia de deshidratación intersticial en exploración, pero con parámetros cardiovasculares estables, el déficit puede reponerse a lo largo de 12-24 horas. Si la pérdida de volumen intersticial se ha producido de forma rápida, la rehidratación debe ser rápida (2-4 horas).

En casos de hemorragia externa activa, ésta debe controlarse inmediatamente. La mayoría de las aves se benefician de la administración de cristaloides templados a 3 ml/100g de peso corporal IV, IO o SC. Durante este tiempo, debe ofrecerse comida y agua. Cuando el ave aparente estar estable (alerta y sevoflurano mediante mascarilla. El diagnóstico y el tratamiento de hipovolemia y deshidratación pueden realizarse en ese momento. Mientras tanto, pueden monitorizarse la de presión sanguínea con el uso del Doppler y un ECG.

El manguito del Doppler se coloca sobre el húmero distal o fémur y la sonda de cristal sobre la superficie medial del cúbito proximal o tibiotarso, respectivamente (Fig. 4). La presión sanguínea sistólica en varias especies aviares bajo anestesia con isoflurano o sevoflurano es de 90-140 mm Hg. Si la presión sistólica está por debajo de 90 mm Hg, el ave debe recibir tratamiento para la hipovolemia. Para ello, se administra un *bolus* de cristaloides (10 ml/kg) y coloides (HES u Oxyglobin® a 5 ml/kg) por vía IO o IV hasta que la presión sanguínea



Figura 4. Midiendo la TAS en un Yaco (*Psittacus erithacus erithacus*), en la cara medial del ala.

alcance los 90 mm Hg. En la mayoría de los casos, suelen requerirse 1 ó 2 *bolus*.

En aves que presentan una deshidratación severa, deben colocarse catéteres IV o IO para reemplazo de pérdidas por deshidratación con cristaloides. La determinación analítica de la osmolaridad plasmática estimada es muy importante, ya que la mayoría de las aves son hipertónicas en relación a los mamíferos y a las soluciones de reemplazo comerciales.

La osmolaridad se puede estimar con la fórmula: $2 \times (\text{Na} + \text{K}) + (\text{Ácido úrico} / 16.8) + (\text{glucosa} / 18)$. La estimación de déficit de fluidos se basa en la deshidratación estimada y el peso corporal:

$$Dh \text{ estimada en } \% \times \text{Peso corporal en g} = \text{Déficit de fluidos en ml}$$

A este volumen hay que añadir las necesidades de mantenimiento diario, que son de 2 ml/kg/h.

- Hipertensión

La definición de la hipertensión en aves es algo vaga. Un estudio realizado en aves psitácidas de distintas especies sanas conscientes o anestesiadas arroja valores de presión arterial sistólica (TAS) media evaluada mediante Doppler de 90-180 mm Hg y 120-180 mm Hg respectivamente. En general, una TAS medida mediante Doppler superior a 200 mm Hg (tanto en aves conscientes como en las anestesiadas) debe interpretarse como indicativa de hipertensión en aves. Diferentes etiologías se han sugerido en aves: hipertensión primaria o esencial de incidencia desconocida; hipertensión secundaria a la enfermedad renal (existen casos descritos en psitácidas) y aterosclerosis, entre otras posibles.

A menos que exista evidencia de lesiones orgánicas (p.ej. lesiones de retina, signos neurológicos, enfermedad renal), la decisión para iniciar la terapia contra la hipertensión no es una urgencia. Tras la evaluación inicial de la TAS debe valorarse la posibilidad de que las elevaciones registradas representen en realidad alteraciones transitorias y no una elevación sostenida.

El nivel final óptimo de TAS para una terapia contra la hipertensión no se ha establecido en aves. En ausencia de esta información, el tratamiento de la hipertensión arterial debe iniciarse con cautela con el objetivo de reducir la TAS en

Una presión arterial sistólica (TAS) inferior a 90 mm Hg debe interpretarse como indicativa de hipotensión en aves

un 25% a lo largo de varias semanas en pacientes sin lesiones orgánicas atribuibles a la hipertensión.

- Inhibidores de la Angiotensinconvertasa (IEAC). Los datos sobre farmacocinética de IEAC en aves sólo se refieren al enalapril, que se debe dosificar a 1,5 mg/kg PO BID ó TID, vigilando los incrementos en el hematocrito.
- Bloqueantes de canales de calcio. Aunque se han empleado de forma experimental en aves y han demostrado su eficacia, no existen datos sobre farmacocinética de estas drogas en aves de compañía.

Fluidoterapia en conejos, monitorización y tratamiento del shock hipovolémico, colocación de catéteres^{1,5,15-17}

La perfusión tisular en los conejos puede valorarse mediante observación del tiempo de relleno capilar (TRC), color de las mucosas, frecuencia cardiaca, presión arterial sistólica (TAS) y temperatura corporal. El estado de hidratación se valora por la humedad de las mucosas, aspecto de los ojos y la elasticidad del pliegue cutáneo (turgencia de la piel del párpado).

El método Doppler para valoración de la TAS es el de elección. Puede medirse en las extremidades anteriores o posteriores. La depilación del área de colocación de la sonda puede ayudar, pero no suele ser necesaria. El problema reside en que el manguito comercializado más pequeño suele ser mayor del 40% del radio de la extremidad en el punto de compresión (recomendado), por lo que los valores obtenidos pueden ser falsamente bajos. Se aceptan como normales valores de TAS entre 80 y 120 mm Hg.

Los conejos son difíciles de recuperar de episodios de hipotensión. Se sabe que en el conejo, una vez que los barorreceptores han detectado distensión arterial inadecuada, se estimulan simultáneamente las fibras vagales y simpáticas. Como resultado, la frecuencia cardiaca puede ser normal o baja, en vez de la típica taquicardia que muestran los perros. La frecuencia cardiaca normal en conejos está entre 180 y 240 ppm, la presión arterial sistólica entre 80 y 120 mm Hg y la temperatura entre 37,7 y 38,8°C.

Al no aumentar la frecuencia de contracción, la respuesta compensatoria al shock con típicos signos hiperdinámicos, observada normalmente en perros y aves, no se observa en conejos. El shock en ellos es con mayor frecuencia no compensatorio, manifestándose con una frecuencia cardiaca normal o disminuida (<200 ppm), TAS < 80 mm Hg, severa hipotermia (< 36,6°C), pulso débil o no palpable y depresión

mental. Las membranas mucosas aparecen grisáceas o blanquecinas y el relleno capilar no es apreciable. La bradicardia y el gasto cardiaco disminuido contribuyen a la hipotermia, y la hipotermia acentúa la bradicardia. Es muy probable que, cuando la temperatura corporal baja, los receptores adrenérgicos se vuelven refractarios a catecolaminas. Esto conduce a una frecuencia cardiaca normal o reducida y probablemente también a una deficiente respuesta de vasoconstricción compensatoria, a pesar de la presencia de norepinefrina y epinefrina. Un plan de reanimación en un conejo debe incluir calentamiento. Una vez que la temperatura rectal alcanza los 37,7°C, los receptores adrenérgicos comienzan a responder a las catecolaminas. La temperatura debe monitorizarse frecuentemente durante el calentamiento para evitar la hipertermia.

Debido a esta particular fisiopatogenia del shock en conejos, y a que su volumen de sangre es de 50-60 ml/kg en contraste con los 90 ml/kg de un perro, el riesgo de la resucitación con cristaloides es especialmente elevado, pudiendo dar lugar a una significativa acumulación de líquido en parénquima pulmonar y espacio pleural, contribuyendo al shock por la hipoxemia resultante. La reanimación del shock hipovolémico puede realizarse de forma segura mediante el uso de la combinación de cristaloides, coloides (IV o IO) y aporte de calor. Un análisis de sangre inicial permite determinar el hematocrito, niveles de proteínas totales, glucosa, urea y creatinina, estado del equilibrio ácido-base y electrolítico.

Se requiere un calentamiento activo para todos los pacientes con hipotermia moderada a severa y temperatura corporal por debajo de 36°C. Este calentamiento puede conseguirse mediante el uso de botellas de agua caliente, esterillas calefactoras o sistemas de aire caliente forzado. En animales hipovolémicos se comienza una infusión de fluidos cristaloides isotónicos a dosis de 10-15 ml/kg. Una solución de coloide (Voluven®, Hemohe®) se administra a 5 ml/kg durante 5-10 min. La presión sanguínea se controla y una vez que la presión sistólica esté por encima de 40 mm Hg, el animal se mantiene sólo con cristaloides, mientras se calienta de forma activa. Una vez alcanzada la temperatura corporal de 36,7°C se continua con administración de coloides y cristaloides hasta alcanzar TAS de 80-90 mm Hg. El animal debe protegerse de las pérdidas de calor mediante el uso de incubadoras, esterillas o botellas calientes, mantas térmicas, etc. Es preferible no usar lámparas infrarrojas para conejos.

Una vez estabilizados los parámetros de TAS y temperatura

corporal se sigue con la fase de rehidratación. Aunque existen otras recomendaciones en la bibliografía, debido a la baja tolerancia de grandes volúmenes de reemplazo y el pequeño tamaño de las venas de los conejos, los autores suelen optar por reponer el déficit estimado en unas 12 horas y estimar las necesidades de mantenimiento normales en 2 ml/kg/h. A esto hay que sumarle las pérdidas patológicas (p. ej. por diarrea) que pueden suponer entre 3 y 5% de peso al día.

La diuresis y el peso del animal deben monitorizarse cuidadosamente para estimar la eficacia del plan de fluidoterapia. Los conejos con insuficiencia renal aguda pueden requerir el uso de diuréticos en fase oligúrica/anúrica. Es necesario monitorizar la producción de orina especialmente en casos de poliuria (fase poliúrica de IRA) en los que los conejos pueden eliminar 5-10 ml/kg/h.

En casos de shock refractario deben evaluarse las posibles causas; como las alteraciones en la función cardiaca, vasoconstricción o vasodilatación periférica excesiva (intoxicaciones, shock séptico), alteraciones en el equilibrio ácido-base y/o electrolítico.

El uso de bicarbonato y suero hipertónico sigue los mismos principios que en pequeños animales.

Colocación de catéteres

Pueden usarse catéteres IV de 22 -26G. El lugar preferido es la vena cefálica, pero también puede recurrirse a la safena lateral o la marginal de la oreja. Éste último lugar supone más riesgo de lesión iatrogénica y tolera flujos muy lentos.

Los conejos no suelen morder los catéteres, pero sí mordisquean los tubos extensores de los sistemas de suero. Estos pueden protegerse de forma muy eficaz con un protector de plástico, empleados para cables de ordenador. Es preferible la sedación ligera mediante infusión a ritmo constante frente al uso del collar isabelino, muy estresante para el conejo y que le impide comer.

Si las venas son muy pequeñas o frágiles, puede optarse por un la vía IO, igual de efectiva y equivalente a la IV (Fig. 5). El trocánter mayor del fémur, el extremo proximal de la tibia o del húmero son los sitios recomendados para la colocación de catéter IO de 20G y 38 mm de longitud. El área debe prepararse asépticamente e infiltrarse con anestésicos locales (lidocaína 2 mg/kg + bupivacaína 2 mg/kg).

Debido a las actitudes posturales y el pequeño tamaño de los conejos, los sistemas de goteo no suelen funcionar para una fluidoterapia efectiva. Es preferible



Figura 5. Esta radiografía dorso ventral, con el animal en estación, muestra la correcta colocación del catéter intraóseo en el fémur izquierdo.

el uso de bombas de infusión lenta.

Alimentación enteral

La alimentación enteral asistida se emplea en aquellos animales que padecen episodios prolongados de anorexia, pero siempre después de haber conseguido una correcta hidratación del enfermo. El soporte nutricional debe iniciarse sólo cuando el paciente esté normotérmico (reptiles) y bien hidratado.

Reptiles^{7,18-22}

Comenzar con fluidoterapia oral, y tras comprobar que la absorción es correcta pasar a alimentos fácilmente digeribles, en forma de papilla. Teniendo en cuenta la dieta natural de cada especie, pueden elaborarse papillas a partir de ingredientes naturales o de dietas comerciales (Potitos de inicio, Ensure®, Oxbow®, A/D® Hill's, Recovery® Convalescence/Royal Canin®, etc.)

Para el cálculo de los requerimientos energéticos de los reptiles existen ecuaciones y tablas en la literatura que pueden proporcionar estimaciones, pero que deben usarse en combinación con el sentido común y la experiencia clínica. En reptiles debilitados es preferible empezar aportando sólo una fracción de los requerimientos, incrementándola progresivamente.

Para la administración de agua (rehidratación) o alimentos por vía oral es necesario el empleo de sondas gástricas debidamente lubricadas. Pueden emplearse sondas de material plástico adaptando sondas urinarias o trozos de tubo de equipos de infusión, aunque es más seguro y sencillo el empleo de sondas metálicas de las comercializadas para alimentación enteral en aves. El esófago transcurre

paralelo a las vértebras cervicales, por lo que es de gran importancia mantener el cuello del animal completamente estirado durante toda la operación.

En **quelonios** la longitud de la sonda a introducir puede calcularse previamente midiendo la distancia que existe entre el borde craneal de la placa gular y el borde caudal de la placa abdominal.

En **ofidios** el estómago se encuentra localizado aproximadamente a la mitad de la longitud narina-apertura cloacal, aunque en ocasiones no es necesario alcanzar el estómago, pudiendo depositarse los alimentos a mitad del esófago.

En **saurios** resulta algo más difícil calcular la posición del estómago, y la experiencia del clínico será la que enseñe las pautas para futuras intervenciones. En términos generales, el estómago en los saurios se encuentra localizado en el primer tercio del tronco.

La alimentación forzada debe suspenderse paulatinamente, en cuanto sea posible, para fomentar la ingesta voluntaria.

Cuando se requiera mantener una alimentación forzada durante periodos largos de tiempo, deben sopesarse los beneficios obtenidos con la alimentación frente al estrés inherente a la manipulación del enfermo durante el sondaje gástrico. En muchos casos, para evitar el estrés es preferible llevar a cabo una **esofagostomía** que permita mantener una sonda gástrica permanente, disminuyendo así el tiempo de manipulación del enfermo durante la alimentación enteral asistida (Fig. 6).

Debe llevarse a cabo bajo anestesia general del paciente. La técnica es muy similar a la descrita para mamíferos.

El paciente debe disponer de comida fresca todos

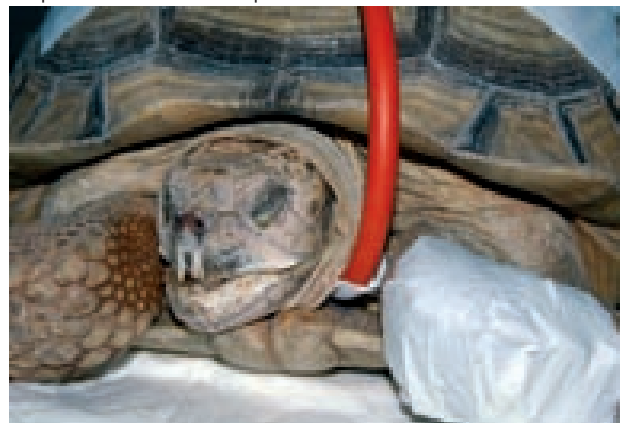


Figura 6. Esfagostomía en una Tortuga Africana de Espolones (*Geochelone sulcata*).

los días, ya que cuando se recuperan, comienzan a comer incluso con el tubo en su posición. El lugar de la fístula debe ser revisado periódicamente, aunque las complicaciones son poco frecuentes. A la hora de retirar la sonda, no es necesario realizar suturas, cerrándose la fístula quirúrgica en pocos días, incluso cuando el tubo se mantiene colocado durante varios meses.

Aves^{3,6}

Las aves críticamente enfermas con anorexia, maldigestión y pérdida de peso necesitan soporte nutricional. Todos los demás procedimientos se realizan antes de la alimentación con sonda para prevenir la regurgitación y la aspiración. Se recomienda el uso de sondas metálicas con punta de bola. Se palpa el buche antes de alimentar al ave. No debe sondarse a un ave que presente contenido en el buche. En el mercado existen varias formulaciones comerciales para alimentación enteral cuyo contenido calórico va desde menos de 1 a 2 Kcal/ml. Es preferible atemperar la papilla hasta la temperatura corporal para evitar estasis de buche. El volumen de administración máximo es de 30 ml/kg de peso corporal. Los pollos pueden admitir hasta 50ml/kg, pues su buche tiene mayor capacidad. No obstante, debe empezarse con un volumen pequeño, no más de la mitad del máximo recomendado, hasta comprobar que el ave tolera el sondaje adecuadamente.

Se mantiene al ave en posición vertical con el cuello extendido. El tubo se introduce con suavidad por el lado izquierdo del pico, por encima de la lengua hacia el lado derecho del esófago, hasta el buche. Una vez la papilla llega al buche, el tubo se retira con cuidado y el ave se libera. Si durante el procedimiento se observa que el ave tiene reflujo hacia la boca, se libera y se deja que trague o escupa la papilla de la boca. La frecuencia de alimentación es de 3 a 4 veces al día.

Conejos^{1,5}

Los conejos anoréxicos precisan alimentación forzada (salvo que existan contraindicaciones, como por ejemplo deshidratación severa u obstrucción digestiva). Algunos aceptan ser alimentados por boca con jeringas, pero para minimizar el riesgo de aspiración y hacer el procedimiento más rápido se recurre al sondaje nasogástrico. Para ello, se requieren sondas finas de 1,5 -2,5 mm de diámetro. Es recomendable asimismo tener formulaciones especiales para nutrición forzada de herbívoros (p. ej. Oxbow® o Rock Solid Herpetoculture®).

La técnica es similar a la empleada en gatos. Una

vez que la sonda empieza a deslizarse por la cavidad nasal debe inclinarse la cabeza del conejo hacia delante para facilitar la entrada de la misma en el esófago (y no en tráquea) y se introduce hasta la marca hecha previamente. La correcta colocación de la sonda se comprueba mediante radiografía (Fig. 7) o mediante aspiración y visualización de contenido gástrico en la misma. Aunque se recomienda suturar la sonda, en experiencia de los autores se puede sujetar bien directamente con esparadrapo al pelo del animal (Fig. 8).

El cálculo de requerimientos nutricionales sigue la fórmula: $TMB = 70 \times P^{0,75}$, siendo *TMB* la tasa metabólica basal en kcal/día y *P* el peso en kg. El valor de *TMB* obtenido puede multiplicarse por el factor de corrección para conejos hipermetabólicos. Este factor puede ser de 1,2 a 2. Es importante que la fibra constituya al menos el 13,6% de materia seca y la proteína suponga aproximadamente un 26% del requerimiento calórico. Las fórmulas comerciales para herbívoros suelen contener entre 2,6 y 3 kcal/g de preparado seco.



Figura 7. Comprobación radiográfica de la correcta colocación de la sonda nasogástrica en un conejo.



Figura 8. Sujeción de la sonda nasogástrica mediante tiras de esparadrapo en un conejo.

SUMMARY: Exotic animal emergencies are attended frequently in small animal practices. Although primary clinical care is similar in both groups of patients, some particular distinctions in the physiology and management of these exotic species must be taken into account when attending emergency cases. Minimal requirements to attend rabbits, psittacines and reptiles in small animal practices are described. Main procedures to achieve patient stabilization are also discussed. Thermoregulation in reptiles becomes a priority on behalf of their ectothermic physiology. Dehydration is a common situation in most of the critically ill patients and should be corrected as soon as possible. Physiological basis for water balance in rabbits, birds and reptiles, and their practical consequences are described in detail. In this context, the use of Doppler devices to measure systolic arterial tension (SAT) in rabbits and birds in hypovolemic shock or in hypertension situations is discussed. Finally, enteral forced nutrition is described as an emergency procedure in anorexic and undernourished exotic patients.

Bibliografía

1. Paul-Murphy J. Critical Care of the Rabbit. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2007; 10 (2): 437-461.
2. Mader DR, Rudloff E: Emergency and critical care. En Mader DR (ed): *Reptile Medicine and Surgery*. WB Saunders 2nd ed; 2006, 533-548.
3. Harrison GJ, Lightfoot TL, Flinchum GB. Emergency and critical care. En Harrison GJ & Lightfoot TL (Eds), *Clinical Avian Medicine and Surgery*, Spix publishing, 2006, 213-232.
4. Raftery A: Clinical examination. En Girllining SJ, Raiti P: *BSAVA Manual of Reptiles*, 2nd ed; 2004, 51-62.
5. Lichtenberger M. Shock and Cardiopulmonary-Cerebral Resuscitation in Small Mammals and Birds. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2007; 10(2): 275-292.
6. Bowles H, Lichtenberger M, Lennox A. Emergency and Critical Care of Birds. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2007; 10 (2): 345-394.
7. Álvarez B, Jiménez J: Reptiles en estado crítico: Tratamiento del shock, fluidoterapia, condiciones generales de hospitalización y soporte nutricional. *Proc XVI RC GMCAE*. Madrid. 2006.
8. Varga M: Captive maintenance and welfare. En Girllining SJ, Raiti P: *BSAVA Manual of Reptiles*, 2nd ed; 2004, 6-17.
9. Divers SJ: Administering fluid therapy to reptiles. *Exotic DVM Mag* 1999; 1(2):5-10.
10. Mitchell MA: Therapeutics. En Mader DR (ed): *Reptile Medicine and Surgery*. WB Saunders 2nd ed; 2006; 631-664
11. Westerhof I, Pellicaan CHP. Effects of different application routes of glucocorticoids on the pituitary adrenocortical axis in pigeons (*Columba livia domestica*). *J Avian Med Surg*, 1995; 9: 175-181.
12. Westerhof I, Van der Brom ME, Mol JA et al. The sensitivity of hypothalamic pituitary adrenal system of pigeons (*Columba livia domestica*) to suppression by dexametasone, cortisol and prednisone. *Avian dis*. 1994; 38: 435-445.
13. Lichtenberger M, Chavez W, Brunsen D, Kirby R. Direct versus indirect blood pressure monitoring during acute blood loss in Pekin ducks (*Anas platyrhynchos domesticus*). *Proc AAV*, 2004; 3-6.
14. Dorrestein GM, Fricke C, Krautwald-Junhanns ME. Atherosclerosis in African grey parrots (*Psittacus e. erithacus*) and Amazons (*Amazona spp*). *Proc AAV*, 2006; 95-98.
15. Lichtenberger M. Critical Care Monitoring. En *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2007; 10 (2): 317-344
16. Fox JG, Anderson LC, Loew FM, Quimby FW. *Laboratory Animal Medicine*. 2nd ed. American College of Laboratory Animal Medicine Series. Academic Press. 2002
17. Lichtenberger M. What's New in Small Mammal Critical Care. *Proc AAV* 2008; 193-206.
18. Donoghue S: Nutrition. En Mader DR (ed): *Reptile Medicine and Surgery*. WB Saunders 2nd ed; 2006; 251-298.
19. Koelle P: Diets for tube feeding in reptile medicine. *Proc ARAV*, 2006; 23-25
20. McArthur S: Feeding techniques and fluids. En McArthur S, Wilkinson R, Meyer J (ed). *Medicine and Surgery of tortoises and turtles*. Blackwell Publishing; 2004; 257-271
21. Johnson JD: Esophagostomy tube deficiency in the management of ill reptiles. *Proc ARAV* 2002; 137-139.
22. Divers SJ: Esophagostomy tube placement in chelonians, *Exotic DVM*, 2001; 2(6): 27-30