



Calming Care



LA CALMA EMPIEZA DESDE DENTRO

Probiótico clínicamente probado** que ayuda a los perros a mantener un comportamiento tranquilo y proporciona resiliencia frente a factores estresantes.



** McGowan RTS, Barnett HR, Czarnecku-Maulden G, et al. Proc Am Coll Vet Behav Symp. 2018.

* Primer y único probiótico autorizado en la UE para ayudar a los perros a mantener un comportamiento tranquilo y proporcionar resiliencia frente a factores estresantes.

ESTAR SEPARADOS PUEDE HACERLES SENTIR UN VACÍO ATERRADOR



Fluoxevet®

FLUOXETINA - 32 MG COMPRIMIDOS DIVISIBLES

FLUOXETINA, AHORA MÁS FÁCIL

Fluoxevet®: fluoxetina rediseñada específicamente para perros.

Fluoxevet® ofrece un enfoque alternativo en el manejo de los trastornos relacionados con la separación, gracias a su presentación en comprimidos orales divisibles palatables, de sabor único.

Con Fluoxevet®, más perros pueden recibir el cuidado que merecen, fortaleciendo así el vínculo entre ellos y sus familias.

Medicamento veterinario sujeto a prescripción veterinaria.



ÚNICA
PRESENTACIÓN



USO
EFICIENTE



COMPRIMIDOS
PALATALES



FÁCIL DE
DOSIFICAR



N.º 4342 ESP

DP | DÔMES
PHARMA

DÔMES PHARMA IBERIA SL. EDIFICIO NET PHARMA CTRA FUENCARRAL 22, 28108 ALCOBENDAS, MADRID

Manejo de urgencias y cuidados intensivos en reptiles

Approach to reptile emergency and critical care

F. Solanes-Vilanova,¹ M. del M. Torres-Lopez,² S. Dominguez¹

¹ExoVet, Exotic Veterinary Hospital. G/F, 9 Tung Ming, Kwun Tong, Kowloon. Hong Kong (SAR).

²Hospital Veterinari Balmesvet 24h. Balmes 205. 08006 Barcelona (España).

Resumen

El objetivo de esta revisión es sintetizar la evidencia actual y las recomendaciones prácticas sobre el manejo de las urgencias y los cuidados intensivos en reptiles, ofreciendo a los clínicos un marco actualizado para su estabilización y tratamiento. La revisión aborda nueve áreas clave: anamnesis y triaje; manejo y condiciones de mantenimiento; examen físico; estabilización y reanimación cardiopulmonar (RCP); monitorización; fluidoterapia; transfusión sanguínea; analgesia y tratamiento de soporte; y diagnóstico. Se destacan las características fisiológicas que diferencian a los reptiles de los mamíferos, y cómo estas adaptaciones condicionan la fluidoterapia y la estabilización en situaciones de urgencia. Se enfatiza la rehidratación gradual y controlada dentro de la zona de temperatura óptima preferida (POTZ), así como las indicaciones específicas de las vías intravenosa, intraósea y subcutánea. Asimismo, se revisa la evidencia disponible sobre el uso de analgésicos, en particular antiinflamatorios no esteroideos (AINEs) y opioides, destacando la administración intramuscular de ketoprofeno y el predominio de receptores μ y δ . Se analizan las principales pruebas diagnósticas, como las analíticas sanguíneas, las técnicas de imagen y los cultivos en el contexto de la termorregulación. En el futuro, las investigaciones deben centrarse en ampliar los estudios farmacológicos, validar las pautas analgésicas y antibióticas y estandarizar los protocolos de monitorización y triaje para mejorar los resultados obtenidos en los cuidados intensivos en reptiles.



Palabras clave: reptiles, urgencias, fluidoterapia, analgesia, RCP.

Keywords: reptiles, emergency care, fluid therapy, analgesia, CPR.

Clín Vet Peq Anim 2026, 46 (2): 99-109

Introducción

Las urgencias en reptiles representan un reto clínico debido a sus particularidades fisiológicas, metabólicas y de manejo, que condicionan tanto la presentación clínica como la respuesta al tratamiento. El objetivo de este artículo es revisar de forma práctica el abordaje inicial, la estabilización y los cuidados intensivos en reptiles, integrando aspectos clave como el triaje, la evaluación del manejo, la fluidoterapia, la analgesia, la monitorización y las principales pruebas diagnósticas.

Anamnesis y triaje

El triaje en reptiles comienza en el momento en que el propietario contacta con la clínica. El personal de recepción y auxiliar debe estar formado para distinguir las verdaderas urgencias de aquellas situaciones que pueden esperar una cita programada sin riesgo para el paciente. Las urgencias pueden subdividirse en dos grupos: las que corresponden a procesos de inicio agudo y las que derivan de problemas crónicos con un empeoramiento repentino, ya que el abordaje, el tratamiento y el pronóstico difieren notablemente entre ambas.^{1,2}

La identificación precoz de casos críticos y el asesoramiento adecuado desde la primera llamada mejoran significativamente el pronóstico. Por ejemplo, la anorexia rara vez constituye una urgencia, dado que la mayoría de los reptiles toleran periodos prolongados de ayuno.¹ No obstante, una anamnesis detallada ayuda a valorar la gravedad: un dragón barbudo (*Pogona vitticeps*) que lleva varios días sin comer, pero que se mantiene activo puede programarse para consulta no urgente, mientras que un ejemplar letárgico, débil o en decúbito lateral con los ojos cerrados requiere atención inmediata.¹ De forma similar, la presencia de ruidos respiratorios leves en una tortuga puede esperar unos días; sin embargo, una respiración con la boca abierta y extensión del cuello precisa una valoración urgente.^{1,2}

Dado que algunos reptiles muestran comportamientos que pueden simular signos compatibles con una enfermedad, el personal debe conocer las peculiaridades específicas de cada especie para evitar errores en el triaje. Algunos ejemplos incluyen la catalepsia o inmovilidad tónica ("fingir la muerte"), en ocasiones acompañada de sangrado oral, y que puede observarse

Contacto: ferransolanesvilanova@hotmail.com



en especies como las serpientes hocico de cerdo (*Heterodon* spp.);³⁻⁵ el movimiento de cola para simular la cabeza, y el comportamiento de señuelo caudal (*caudal luring*) descrito en crías de pitones arborícolas (*Morelia* spp.) o víboras.^{3,6} La familiaridad con este tipo de comportamientos evita alarmas innecesarias y garantiza que los casos realmente críticos reciban atención inmediata.

Durante la anamnesis se debe registrar el motivo de la consulta, la duración de los signos clínicos, la especie, la identificación del animal y cualquier atención veterinaria previa.^{1,7} También es fundamental preguntar por la conducta, la postura, el nivel de actividad y los parámetros ambientales, ya que los problemas de manejo son, con frecuencia, la causa subyacente en las consultas de urgencias.^{1,7}

Manejo y condiciones de mantenimiento

El manejo inadecuado continúa siendo la principal causa de enfermedad y presentación en urgencias de reptiles.^{1,7} Evaluar las condiciones ambientales, nutricionales y de iluminación resulta esencial tanto para la valoración clínica como para la estabilización del paciente.^{1-3,7} Incluso cuando no es posible una atención inmediata, la recopilación de esta información permite al personal ofrecer recomendaciones provisionales, como ajustar la temperatura, la humedad o la exposición a radiación ultravioleta B (UVB), con el fin de mejorar la condición del animal antes de su llegada a la clínica.^{1,7}

El uso de un cuestionario estandarizado facilita una evaluación sistemática del terrario, en el que se incluyen las características del recinto, los parámetros ambientales, la dieta y la calidad del agua (Tabla 1).³ Estos datos permiten distinguir las patologías derivadas de un manejo incorrecto de otras urgencias médicas.² En muchos casos, la corrección de los factores ambientales por sí sola puede evitar la progresión o el empeoramiento de los signos clínicos.¹

Examen físico

El examen físico en situaciones de urgencia debe ser breve, sistemático y lo menos estresante posible.¹ Dado que la manipulación excesiva puede provocar descompensación o alteración de los hallazgos clínicos, es fundamental preparar todo el material necesario con antelación y realizar una evaluación inicial a distancia antes de sujetar al animal.⁷ Esta evaluación inicial se centra en el estado mental, la postura, la condición y el movimiento corporal.^{1,7} Los lagartos y quelonios suelen mantener el cuerpo elevado al desplazarse; la imposibilidad de hacerlo sugiere debilidad, disfunción neurológica o enfermedad sistémica.⁸ Debe observarse

la frecuencia y el esfuerzo respiratorio antes de la manipulación, ya que esta modifica el patrón respiratorio.^{1,8} La inspección visual también puede revelar signos de deshidratación (como ojos hundidos), mudas incompletas, presencia de ectoparásitos o lesiones por quemaduras o traumatismos.⁷

Tras la evaluación inicial sin manipulación, se realiza un examen físico dirigido que incluya la valoración del estado de hidratación, la frecuencia cardíaca (mediante Doppler o estetoscopio), la palpación celómica y una revisión neurológica y musculoesquelética básica.^{7,8} En las serpientes se debe valorar la fuerza con la que se enrollan y la coordinación, mientras que en tortugas y lagartos, hay que evaluar el reflejo de enderezamiento (*righting reflex*).^{7,8} La exploración oral debe valorar el color de las mucosas, el tiempo de relleno capilar y la viscosidad de la saliva; las mucosas pálidas pueden indicar anemia, mientras que la hiperemia o la presencia de placas pueden sugerir estomatitis.⁷ Asimismo, en reptiles con mucosas no pigmentadas, una coloración amarillenta de las mucosas puede indicar hiperbilirrubinemia asociada a enfermedad hepatobiliar en aquellas especies capaces de producir bilirrubina (p. ej., *Pogona vitticeps*). Sin embargo, muchos reptiles carecen de la enzima biliverdina reductasa y producen principalmente biliverdina en lugar de bilirrubina, por lo que la ictericia es poco evidente y puede observarse con mayor frecuencia una coloración verdosa de la orina o de los uratos.⁹

El objetivo del examen físico en una consulta de urgencia es determinar si el paciente está lo suficientemente estable para continuar con las pruebas diagnósticas y una estabilización gradual, o si es una emergencia y requiere reanimación cardiopulmonar y estabilización inmediata antes de proceder con estudios adicionales.⁷

Reanimación cardiopulmonar (RCP) y estabilización

Los pacientes que mantienen un estado mental adecuado, el reflejo de enderezamiento y la respiración espontánea se consideran estables, mientras que aquellos con apnea, paro cardíaco o bradicardia severa requieren RCP inmediata.^{1,10}

Pacientes inestables – RCP

Los reptiles presentan una tolerancia excepcional a la hipoxia, gracias a la rápida transición al metabolismo anaerobio, la conversión hepática del lactato en bicarbonato y el almacenamiento de lactato cálcico en el caparazón de las tortugas.^{3,10,11} Además, su ventrículo parcialmente dividido permite la existencia de *shunts* derecha-izquierda durante la apnea o la alteración

Tabla 1. Formulario estandarizado para la evaluación del manejo en reptiles

Nombre:	Especie:	Fecha: / /
Edad:	Sexo: Macho ☐ Hembra ☐ Desconocido ☐	Origen: Tienda ☐ Criador ☐
¿Desde hace cuánto tiempo lo tiene?		
Anamnesis:		
Motivo de consulta:		
¿Cuándo comenzó el problema?		
¿Alguna vez se ha revisado a su reptil por parásitos intestinales? Sí ☐ No ☐ ¿Cuándo?		
¿Su reptil ha puesto huevos alguna vez? Sí ☐ No ☐ ¿Cuándo?		
¿Con qué frecuencia muda su reptil? ¿Cuándo fue la última muda?		
Apetito: /10	Ingesta de agua: /10	Heces:
Actitud: /10	Pérdida de peso: Sí ☐ No ☐	Problemas de muda: Sí ☐ No ☐
Historial clínico previo:		
Veterinario referente:		Medicamentos actuales:
Manejo / Hábitat:		
Tipo de terrario / acuario:		
Dimensiones: Alto.....cm	Ancho.....cm	Largo.....cm
Sustrato:	Escondite:	
¿Con qué frecuencia limpia el terrario?		
¿Hay plantas, ramas u otras estructuras para trepar?		
¿Está en contacto con otros reptiles? Sí ☐ No ☐		
¿Cuál es la fuente de agua?		¿Rocía o baña al reptil? Sí ☐ No ☐ ¿Frecuencia?
¿Con qué frecuencia limpia completamente el agua?		¿Y parcialmente?
Solo para especies acuáticas		
¿Usa calentador de agua? Sí ☐ No ☐		Temperatura del agua:
¿El acuario tiene filtro? Sí ☐ No ☐		Externo ☐ Interno ☐
Lámparas:		
¿Cómo se calienta el recinto (Ejemplo: lámpara, manta térmica, roca calefactora)?		
¿Cuál es la temperatura? Día: Noche:		Zona de asoleo (<i>basking</i>):
¿Dónde están ubicadas?		
¿Usa bombilla UVB? Sí ☐ No ☐		¿Qué marca?
¿Cada cuánto la reemplaza y cuándo fue la última vez?		
¿Cuánto tiempo permanecen encendidas / apagadas? Día: Noche:		
Nivel de humedad:		
Hibernación: Sí ☐ No ☐		
Dieta:		
Pellets ☐ Marca:		
Verduras de hoja ☐ :	Otras verduras ☐ :	Fruta ☐ :
Roedores ☐ : Vivos ☐ Muertos ☐	Otra carne ☐ :	Pescado ☐ :
Insectos ☐ : Vivos ☐ Muertos ☐	¿Alimenta (<i>gut-load</i>) a los insectos?	
¿Con qué frecuencia ofrece alimento?		¿Qué cantidad ofrece?
¿Dónde alimenta a su reptil?		
¿Agrega suplementos de calcio? Sí ☐ No ☐		¿Agrega suplementos vitamínicos? Sí ☐ No ☐
¿Con qué frecuencia?		¿Con qué frecuencia?
¿Qué marca?		¿Qué marca?

pulmonar, manteniendo la oxigenación sistémica.³ Algunas tortugas son capaces de incrementar la expresión de proteínas de choque térmico y antioxidantes en condiciones anóxicas, lo que explica su notable capacidad de recuperación al daño cerebral o isquémico en comparación con mamíferos y aves.¹²⁻¹⁵ Aun así, esta tolerancia no implica que la ventilación sea un factor secundario durante la reanimación, ya que la ventilación no solo permite la oxigenación, sino que también

regula el equilibrio ácido-base. Dado que sus tejidos pueden tolerar una hipoxia prolongada, pero no está demostrado que toleren una acidosis metabólica sostenida, la intervención ventilatoria temprana resulta más eficaz que la compresión cardíaca inmediata.^{2,10,16} Debido a estas adaptaciones fisiológicas únicas, la reanimación en reptiles debe seguir la secuencia de vía aérea, respiración y circulación (ABC: *Airway, Breathing y Circulation*);^{2,10,16}

- Vía aérea y respiración: se debe intubar y comprobar la permeabilidad de la vía aérea. Iniciar ventilación con presión positiva intermitente (4-6 respiraciones/min, presión máxima <10 cm H₂O), evitando el uso prolongado del oxígeno al 100 % por su posible efecto depresor sobre la respiración.^{2,10,16} En reptiles, la hipercapnia aumenta el volumen corriente, mientras que la hipoxia estimula la frecuencia respiratoria, lo cual facilita la recuperación de la respiración espontánea.^{2,3,11} Por este motivo, breves periodos controlados de hipoxia o hipercapnia en los que se desconecta al animal de la ventilación, pueden potenciar el estímulo respiratorio.¹⁰

- Circulación: las compresiones externas son anatómicamente limitadas en muchos reptiles.² En las tortugas, la rigidez del caparazón impide las compresiones externas.^{10,16} En la mayoría de los lagartos, el corazón se localiza dentro de la cintura escapular, lo que limita la eficacia de las compresiones torácicas externas; sin embargo, los varánidos y los tegus constituyen excepciones, ya que su corazón se encuentra fuera de la cintura escapular, permitiendo una mayor eficacia de las compresiones.^{2,10,16} En las serpientes, deben aplicarse sobre el área cardíaca, aproximadamente en el primer tercio de la longitud corporal.^{10,16}

Durante la RCP, la temperatura corporal del paciente debe incrementarse gradualmente hasta su zona de temperatura óptima preferida (POTZ) y se deben administrar fluidos atemperados para mejorar la perfusión y la recuperación metabólica.^{2,3} El soporte farmacológico debe complementar las maniobras de RCP con el fin de optimizar el resultado de la reanimación (Tabla 2).¹⁶⁻²¹ Además, la estimulación del punto de acupuntura GV-26 puede inducir o favorecer la respiración espontánea y puede utilizarse como una medida de soporte complementaria durante la reanimación (Fig. 1).²¹

Pacientes inestables – Monitorización

La monitorización en reptiles representa un desafío inherente debido a las notables diferencias anatómicas y fisiológicas con respecto a los mamíferos.³ Los dispositivos Doppler o los estetoscopios electrónicos continúan siendo las herramientas más prácticas para

evaluar la frecuencia cardíaca y la perfusión, pudiendo colocarse sobre la región cardíaca o temporo-orbitaria para mantener libre el acceso durante las compresiones torácicas.^{10,16,22} Los métodos convencionales, como el electrocardiograma (ECG), la pulsioximetría, la capnografía y la medición indirecta de la presión arterial suelen proporcionar datos poco fiables o inconsistentes (Tabla 3).^{2,10,16,22-24} Ante estas limitaciones, la monitorización debe centrarse en las tendencias fisiológicas más que en los valores absolutos, asegurando que las decisiones clínicas se basen en la actitud, el estado mental y los reflejos del animal.²³

Pacientes estables – Estabilización ambiental y fisiológica

En los reptiles estables pero comprometidos, la corrección de los parámetros ambientales constituye la primera prioridad.¹ El metabolismo, la función cardiovascular y la eficacia farmacológica son óptimos únicamente dentro de la POTZ, generalmente entre 26 y 29 °C, dependiendo de la especie.^{2,3,10} Se recomienda



Figura 1. Localización del punto de acupuntura GV-26 en una tortuga de tierra. Este punto se encuentra en la línea media, justo entre las narinas y el borde rostral del pico.

Tabla 2. Medicaciones relevantes para la reanimación cardiopulmonar (RCP) de reptiles

Agente	Dosis y vía de administración	Comentarios
Epinefrina	0,1-1 mg/kg IV o IO ¹⁷⁻²⁰ 0,1-0,4 µg/ml/min (CRI) ²¹	Para la administración intratraqueal, utilizar el doble de la dosis IV, diluida con 10 ml/kg de NaCl ^{10,20}
Atropina	0,01-0,04 mg/kg IM, IV o IO ^{10,18,20} 0,2-0,5 mg/kg SC o IM ^{10,17,19,20}	Para la administración intratraqueal, usar 0,5 mg/kg, diluida con 10 ml/kg de NaCl ^{10,20}
Doxapram	5 mg/kg IM, IV o IO ^{10,17,18,20}	Estimulante respiratorio; de utilidad dudosa en reptiles o durante la RCP ^{2,16}

IV: intravenoso; IO: intraóseo; CRI: continuous rate infusion; IM: intramuscular.

Tabla 3. Métodos prácticos de monitorización en urgencias de reptiles

Opción de monitoreo	Aplicabilidad o consideraciones en reptiles	Mejor método de monitoreo
Frecuencia cardíaca y auscultación	Difícil de evaluar con estetoscopios convencionales debido a las escamas o caparazón	Usar Doppler o estetoscopios electrónicos; evaluar la frecuencia cardíaca o el pulso temporo-orbitario ^{10,16,22}
Electrocardiografía (ECG)	Los límites de las ondas pueden ser difíciles de interpretar; la actividad eléctrica cardíaca puede persistir durante horas después del colapso del sistema nervioso central ^{10,23}	No es fiable durante la reanimación cardiopulmonar (RCP)
Pulsioximetría	Afectada por diferencias en la estructura de la hemoglobina, la presencia de sangre mixta arterial y venosa, y el <i>shunt</i> cardíaco de derecha a izquierda ^{2,3,10,23}	Puede utilizarse para evaluar tendencias
Capnografía	Afectada por el <i>shunt</i> cardíaco de derecha a izquierda y la ventilación pulmonar variable ^{3,23}	Puede utilizarse para evaluar tendencias
Presión arterial	Existen discrepancias significativas entre las mediciones directas e indirectas ^{2,10,23}	Directa: la más fiable Indirecta (30-90 mmHg): puede utilizarse para evaluar tendencias ¹⁰
Lactato sanguíneo y pH	Indicadores útiles del estado de perfusión y del metabolismo ^{10,24}	Puede utilizarse para evaluar tendencias circulatorias

un incremento gradual de temperatura corporal a lo largo de 4-6 horas para evitar el sobrecalentamiento.^{2,10} Una vez alcanzados 25-26 °C, el animal debe trasladarse a un recinto con una fuente de calor que genere un gradiente térmico y permita la termorregulación, la prevención del sobrecalentamiento y el desarrollo de una “fiebre conductual”, mecanismo que los reptiles enfermos utilizan para modificar la respuesta inmunitaria.^{1,10}

La humedad ambiental debe mantenerse entre 50 y 70 %, con una ventilación adecuada, y se debe proporcionar iluminación de espectro completo, incluida radiación UVB, para favorecer el comportamiento fisiológico y el ritmo circadiano.¹⁰ La exposición a la radiación ultravioleta (UVA y UVB) a corto plazo no tiene por objetivo corregir la enfermedad ósea metabólica, sino mantener la fisiología y el bienestar del paciente durante la hospitalización.¹⁰

Fluidoterapia

Los reptiles presentan un contenido total de agua corporal del 60-75 % y un volumen sanguíneo equivalente al 4-8 % del peso corporal, con una distribución aproximadamente equitativa entre los compartimentos intracelular y extracelular,^{2,25,26} a diferencia de los mamíferos, donde la mayor proporción del agua corporal total corresponde al compartimento intracelular.^{2,25,26} El líquido extracelular se distri-

buye aproximadamente en un 30 % intravascular y un 70 % intersticial, aunque estos límites son altamente dinámicos.^{2,25,26}

Los reptiles poseen corazones linfáticos especializados que bombean activamente la linfa hacia el sistema venoso, lo que permite un rápido equilibrio entre los compartimentos intersticial y vascular.²⁵⁻²⁸ En las serpientes, el flujo linfático fisiológico alcanza el 0,2-0,7 % del volumen plasmático por minuto, muy superior al de los mamíferos (0,03-0,1 %).^{25,27,29} Adicionalmente, durante la hipovolemia, los reptiles aumentan la movilización de fluidos linfáticos e intersticiales, restableciendo rápidamente la perfusión.^{25,27,28} Su ventrículo esponjoso, con una fracción de eyección cercana al 99 %, mantiene el gasto cardíaco incluso con una precarga baja, lo que les permite tolerar pérdidas sanguíneas de hasta un 80 % sin colapso cardiovascular, siempre que se mantengan normotérmicos y hemodinámicamente estables.^{25,30,31}

Por ello, la distinción entre perfusión (volumen intravascular) e hidratación (agua corporal total) que se usa en mamíferos es menos marcada en reptiles, ya que estos redistribuyen fluidos rápidamente mediante mecanismos linfáticos y respuestas barorreceptoras.^{10,25,31,32} En consecuencia, la fluidoterapia debe centrarse en una rehidratación controlada dentro de la POTZ, evitando expansiones agresivas del volumen intravascular mediante bolos de fluidos

En reptiles, los fluidos SC pueden ser útiles en urgencias por su rápida movilización linfática

altamente utilizados en perro y gato.²⁵ Cabe destacar que, por debajo de la POTZ, el flujo linfático disminuye, lo que puede conducir a la acumulación de líquidos en el tejido subcutáneo o la cavidad celómica sin mejorar la perfusión.^{10,25,33}

Vías de administración

La fluidoterapia debe guiarse por la estabilidad clínica, el estado de hidratación y la tolerancia a la manipulación en ese momento. En casos críticos, la hidratación progresiva debe priorizarse sobre una rápida expansión del volumen mediante bolos de fluidos, ya que el exceso de fluidos intravenosos puede favorecer *shunts* entre las circulaciones pulmonar y sistémica.^{3,25} La administración subcutánea (SC) resulta eficaz en la mayoría de los reptiles siempre que el animal se encuentre dentro de la POTZ, ya que la rápida compensación entre los compartimentos intersticial y vascular permite restablecer de forma eficiente el volumen intravascular en pacientes que no se encuentren lo suficientemente estables como para tolerar el proceso de cateterización para el acceso IV o IO.^{1,2,8,25} Por ello, la terapia intravenosa (IV) o intraósea (IO) puede reservarse para situaciones de hipovolemia grave o para la administración continua de medicación, aplicándose lentamente con el fin de mantener la perfusión y favorecer la rehidratación.^{1,2,8,34} Las vías intravenosas más empleadas incluyen la vena coccígea dorsal, la vena yugular y la vena braquial en quelonios; la vena cefálica y la vena coccígea ventral en lagartos; la vena yugular, la vena palatina y la vena coccígea ventral en serpientes; y la vena coccígea ventral en cocodrilos.^{35,36} En situaciones extremas, la cateterización intracardiaca puede considerarse en serpientes en estado crítico. Como alterna-

tivas intraóseas, pueden emplearse la tibia, el fémur o el húmero proximal en reptiles con extremidades, así como la unión plastro-carapacial en quelonios.³⁵

La vía oral (PO) o cloacal ofrece una rehidratación fisiológica en animales conscientes y normotérmicos.^{1,2,8,34} Por último, la vía intracelómica se desaconseja debido al riesgo de compresión pulmonar y de lesiones viscerales.^{1,2,8,34}

Selección de fluidos

Mientras que los protocolos desactualizados utilizaban soluciones hipotónicas basadas en anfibios,^{10,25,34} los datos actuales indican que la osmolaridad plasmática de los reptiles oscila entre 260 y 370 mOsm/kg (Tabla 4).^{2,25,34,37-44} En consecuencia, hoy en día se recomiendan cristaloideos isotónicos, como NaCl 0,9 %, Plasma-Lyte A, Isofundin o Normosol-R.^{2,8,25,34} Además, el uso de soluciones con lactato puede emplearse de forma segura en animales con una función hepática normal.^{2,8,10,25,34}

Los reptiles metabolizan la dextrosa lentamente, por lo que los fluidos con glucosa pueden provocar hiperglucemia prolongada y agravar la deshidratación y recuperación del animal.^{25,34,45,46} En cuanto a los coloides, su uso debe evaluarse con cautela. Los coloides sintéticos se desaconsejan, ya que los reptiles mantienen su volumen intravascular mediante movilización intersticial, y su uso puede alterar la solubilidad del ácido úrico.^{2,25,47} En casos de hipoalbuminemia, pueden considerarse los coloides naturales, como el plasma o la albúmina de reptil, para restaurar la presión oncótica y prevenir ascitis.^{2,25}

Velocidad de administración

Los requerimientos de mantenimiento son de 5-25 ml/kg/día, con el objetivo de una rehidratación

Tabla 4. Valores de osmolaridad plasmática descritos en reptiles de interés clínico utilizados como referencia para la selección de fluidos

Especies	n	Osmolaridad (mOsm/kg)	Formato de los datos
Dragón barbudo, <i>Pogona vitticeps</i> ³⁷	11	295,4 ± 9,35	Media ± DE
Camaleón velado, <i>Chamaeleo calyptratus</i> ³⁸	12	326,77 ± 16,03	Media ± DE
Camaleón pantera, <i>Furcifer pardalis</i> ³⁸	12	311,77 ± 16,98	Media ± DE
Escíncidos de lengua azul, <i>Tiliqua</i> spp. ³⁹	11	316,21 ± 12,99	Media ± DE
Varanos, <i>Varanus</i> spp. ³⁹	14	329,71 ± 19,91	Media ± DE
Iguana verde, <i>Iguana iguana</i> ⁴⁰	8	327 ± 3,3	Media ± DE
Monstruo de Gila, <i>Heloderma suspectum</i> ⁴¹	7	292 ± 5	Media ± DE
Serpiente del maíz, <i>Pantherophis guttatus</i> ⁴²	12	344,5 (304,5-373,0)	Media (Rango)
Tortuga mediterránea, <i>Testudo hermanni</i> ⁴³	?	258-449	Rango
Tortuga boba, <i>Caretta caretta</i> ⁴³	?	247-352	Rango
Galápago de Florida, <i>Trachemys scripta</i> ⁴³	?	260	Media
Pitones del género <i>Morelia</i> spp. ³⁹	12	294,92 ± 23,12	Media ± DE
Aligátor americano, <i>Alligator mississippiensis</i> ⁴⁴	46	269,3 ± 10,8	Media ± DE

completa en 48-96 horas.^{1,2,10,34} No obstante, estos requerimientos deben elegirse en función de la especie y su ecosistema de origen, siendo generalmente menores en reptiles adaptados a ambientes áridos y mayores en especies tropicales o acuáticas. Los fluidos deben atemperarse hasta la POTZ antes de su administración, ya que los reptiles hipotérmicos presentan una absorción deficiente.^{1,2,10}

Transfusión sanguínea

Aunque muchos reptiles toleran grados extremos de anemia, e incluso algunas especies pueden mantenerse estables con un hematocrito (PCV) cercano al 5 % siempre que se encuentren normotérmicos e hidratados, la transfusión sanguínea puede resultar beneficiosa en casos de hemorragia grave, PCV <10-12 % o hipoproteíнемia marcada.^{25,34}

Dado que no existen pruebas de compatibilidad (*crossmatch*) para reptiles, los donantes deben ser congéneres clínicamente sanos, libres de enfermedades y de tamaño similar.^{2,34} En situaciones excepcionales, pueden intentarse transfusiones interespecíficas entre taxones estrechamente relacionados, aunque con la debida precaución.^{2,34}

Se debe extraer un volumen máximo de 5-10 ml/kg, utilizando CPDA (citrate, phosphate, dextrose and adenine) en proporción 1:9 o heparina (5-10 UI/ml) como anticoagulante.^{2,48} Las muestras deben mantenerse refrigeradas y utilizarse en un plazo máximo de 6 horas. La administración se realiza por vía intravenosa (IV) o intraósea (IO), empleando un filtro para sangre de 18 μ m.^{2,34,49} La sangre debe calentarse a 25-30 °C antes de la transfusión.^{2,48}

La dosis recomendada es de 10-15 ml/kg, iniciando la transfusión lentamente (0,5-1 ml/kg durante los primeros 10-15 minutos) para detectar posibles reacciones adversas, y aumentando posteriormente la velocidad de infusión de forma gradual mientras

se monitorizan la frecuencia cardíaca, el color de las mucosas y la perfusión periférica.^{2,48} Se debe reevaluar el PCV y las proteínas totales 1-2 horas después; un aumento del 5-10 % en el PCV indica una reposición adecuada.

Analgesia y terapias complementarias

Analgesia

La evidencia sobre el manejo del dolor en reptiles sigue siendo limitada y la mayoría de los protocolos se basan en extrapolaciones de otras especies.^{3,21} La analgesia local, con lidocaína (2-4 mg/kg) o bupivacaína (1 mg/kg), puede combinarse con morfina (0,1-0,2 mg/kg) para su administración por vía intratecal, proporcionando 24-48 horas de analgesia efectiva.^{1,10,20,21,23,50} Esta técnica se ha descrito principalmente en quelonios, así como en algunos saurios de mayor tamaño como iguanas, tegus y dragones barbudos; no obstante, en quelonios existen diferencias anatómicas relevantes, como la presencia de un plexo venoso intravertebral prominente, que pueden dificultar la estandarización de la técnica entre especies.⁵¹

La eficacia analgésica de los antiinflamatorios no esteroideos (AINEs) no ha sido demostrada en estudios controlados: la administración PO presenta una absorción deficiente y niveles plasmáticos subterapéuticos, mientras que la vía intramuscular ofrece concentraciones más estables.^{10,20,21,23,50} Se ha sugerido que la COX-1 podría tener un papel predominante en la inflamación en reptiles, lo que apunta a que el ketoprofeno (2 mg/kg IM cada 24 h) podría ser una alternativa más precisa al meloxicam (inhibidor selectivo de COX-2).^{1,20,21,50}

Los reptiles expresan receptores opioides de los subtipos μ (mu) y predominantemente δ (delta).^{23,30,50} Los opioides más empleados y su eficacia en reptiles se resumen en la Tabla 5.^{20,21,23,50,52}

Tabla 5. Analgésicos opioides más empleados en reptiles

Fármaco opioide	Eficacia analgésica en reptiles
Butorfanol ^{20,21,23,50}	Ineficaz en todas las especies estudiadas. Puede causar depresión respiratoria significativa.
Buprenorfina ^{20,21,23,50}	Ineficaz en todas las especies estudiadas.
Morfina (1-5 mg/kg SC o IM cada 24 h) ^{20,21,23,50}	Eficaz en <i>Pogona</i> sp. y tortugas; no efectiva en serpientes. Depresión respiratoria dependiente de la dosis, especialmente >5 mg/kg.
Hidromorfona (0,5-1 mg/kg SC o IM cada 24 h) ^{20,21,23,50}	Eficaz en <i>Pogona</i> sp. y tortugas; efectos sobre la respiración no evaluados y no efectiva en serpientes.
Fentanilo (parche transdérmico 12,5 μ g/h durante 24-72 h) ^{20,21,23}	Concentraciones plasmáticas detectables en serpientes y escíncidos, pero no se ha comprobado la eficacia analgésica. Puede reducir la frecuencia respiratoria.
Metadona (3-5 mg/kg SC o IM cada 24 h) ^{22,50,52}	Evidencia limitada y no publicada en artículos científicos; efectiva en tortugas de agua según datos preliminares. No se ha evaluado la depresión respiratoria.
Tramadol (5-10 mg/kg VO o SC cada 2-4 días) ^{20,21,23,50}	Eficaz en tortuga, produce menor depresión respiratoria que la morfina. Puede causar flacidez muscular en <i>Trachemys</i> spp.
Naloxona (0,04-2 mg/kg SC o IM) ²²	Reversor de opioides

SC: subcutáneo; IM: intramuscular; VO: vía oral.

Antibióticos y terapias complementarias

Los antibióticos rara vez son necesarios durante la fase inicial de urgencia, antes de que el animal esté estabilizado.¹⁰ El tratamiento debe iniciarse únicamente cuando el reptil se encuentre normotérmico e hidratado, ya que la absorción y el metabolismo de los fármacos dependen de la temperatura corporal.^{2,3,10} Aunque no se recomienda, si se inicia un tratamiento antibiótico mientras se esperan los resultados del cultivo, este debe dirigirse principalmente contra bacterias gramnegativas.^{1,2,10}

Con respecto a las terapias complementarias, puede administrarse gluconato cálcico (100 mg/kg SC, IM, o IV cada 6-24 h, y cambiar a PO una vez estabilizado) en casos de temblores musculares por hipocalcemia, y alopurinol (10-50 mg/kg (normalmente 25 mg/kg) PO cada 24 h) en presencia de hiperuricemia, según indicación clínica.^{2,10,20} De forma adicional, se ha descrito el uso de rasburicasa (0,2 mg/kg IM) como alternativa uricolítica en reptiles.^{53,54} Aunque su utilización se ha extendido en algunos entornos clínicos, los datos disponibles proceden únicamente de dos comunicaciones científicas preliminares, por lo que la evidencia actual resulta insuficiente para establecer protocolos de administración estandarizados en la literatura.

Soporte nutricional

La nutrición debe iniciarse una vez que el paciente esté estabilizado.^{1,3} Los requerimientos energéticos pueden estimarse mediante la fórmula:^{10,34}

Tasa metabólica estándar (SMR, kcal/día) = $32 \times (\text{peso corporal en kg})^{0,75}$

Posteriormente, deben aplicarse factores de corrección según el estado fisiológico del animal para obtener la tasa metabólica de mantenimiento (MMR, kcal/día):^{10,34}

- Ayuno o inanición: $\times 0,25-0,75$
- Actividad o cirugía: $\times 1-1,25$
- Traumatismo o sepsis: $\times 1-1,5$
- Cicatrización o reproducción: $\times 1,5$
- Estrés o crecimiento: $\times 2$

Para calcular el volumen total de la fórmula nutricional y el esquema de alimentación, se utiliza la relación:^{10,34}

$\text{MMR} \div \text{kcal/ml (de la fórmula nutricional seleccionada)} = \text{ml de fórmula por día}$

En pacientes con anorexia prolongada o desnutrición, la realimentación debe iniciarse de forma gradual, comenzando con aproximadamente el 10-25 % de los requerimientos calculados y aumentando progresivamente durante varios días o semanas.^{10,34} Aunque el

El meloxicam oral puede no lograr niveles terapéuticos ni analgesia fiable en reptiles

síndrome de realimentación está bien descrito en mamíferos, su frecuencia en reptiles no está claramente establecida; no obstante, se recomienda monitorizar estrechamente electrolitos como fósforo, potasio y magnesio, así como la glucemia, especialmente durante los primeros días de soporte nutricional.^{10,34}

Pruebas diagnósticas

Las pruebas diagnósticas en una urgencia deben realizarse tras la estabilización y la normalización de la temperatura corporal, ya que la hipotermia puede alterar los valores analíticos.^{2,3,10} Los diferentes métodos que ayudan a orientar el diagnóstico y el tratamiento en pacientes reptiles son, en gran medida, similares a los empleados en mamíferos y aves. Debido al enfoque práctico del presente artículo y a las limitaciones de extensión editorial, las herramientas diagnósticas no se describen de forma exhaustiva. Para una revisión más detallada de estas técnicas en medicina de reptiles, se recomienda consultar la literatura especializada. Estos procedimientos diagnósticos incluyen los presentados a continuación.

Analíticas sanguíneas

El hemograma completo (CBC), la determinación del hematocrito o microhematocrito (PCV) y la determinación de proteínas totales mediante refractometría constituyen herramientas rápidas especialmente útiles en el paciente crítico para la detección precoz de deshidratación, anemia y cambios en los glóbulos blancos indicativos de inflamación o infección sistémica.^{2,10,24} Dado que los eritrocitos de los reptiles son nucleados, la evaluación manual de los frotis sanguíneos sigue siendo esencial.^{8,23}

Los perfiles bioquímicos permiten valorar la funcionalidad de ciertos órganos y el equilibrio electrolítico; los analizadores bioquímicos veterinarios de pequeño volumen (p. ej., VetScan 2®, Zoetis) resultan especialmente útiles en especies de tamaño reducido.^{1,2,8,10,24} Mientras que el ácido úrico es el principal producto nitrogenado en reptiles terrestres, en las tortugas de agua dulce suele predominar la urea y en cocodrilos y tortugas marinas, el amoníaco.^{2,10,24}

Los analizadores bioquímicos y de gases portátiles (p. ej., i-STAT®, Zoetis) permiten obtener resultados rápidos y precisos, principalmente para la medición de gases sanguíneos, calcio ionizado y electrolitos.^{1,8,10,24} Es necesario recordar que los gases sanguíneos deben analizarse en la POTZ del animal.^{2,10,24} Los valores normales de pH oscilan entre 7,5 y 7,7, con un CO₂ total de 20-30 mmol/l.^{2,10,24} La medición del calcio ionizado

es especialmente útil en hembras reproductoras o en pacientes con enfermedad ósea metabólica.^{1,2,8,10,24} En tortugas, un valor de corte de 2,2 mmol/l en la diferencia entre calcio total y calcio ionizado (tCa - iCa) puede ayudar a diferenciar animales con o sin alteraciones del aparato reproductor.⁵⁵

Diagnóstico por imagen

La ecografía POCUS (*Point-of-Care Ultrasound*) permite una evaluación rápida en tiempo real de los órganos celómicos en el paciente crítico, incluyendo la detección de líquido libre celómico, la valoración de la vejiga urinaria, la evaluación cardíaca básica y la identificación del estado reproductivo.^{2,8,10,56,57} La radiografía complementa la ecografía al permitir de forma más sencilla la detección de huevos, urolitos, enfermedad respiratoria, lesiones óseas y alteraciones digestivas como fecalomas, impactaciones u otros procesos obstructivos.^{1,2,8,10,57} Las técnicas avanzadas de imagen, como la tomografía computarizada o la resonancia magnética, ofrecen una visualización de alta resolución de los sistemas respiratorio o neurológico, pero deben reservarse para pacientes estables que toleren anestesia.^{1,2,57}

La endoscopia constituye una herramienta diagnóstica mínimamente invasiva de gran utilidad en reptiles clínicamente estables, ya que permite la visualización directa de las vías digestivas, respiratorias y urogenitales, así como la obtención de muestras dirigidas para citología, cultivo o biopsia.⁵⁸ En muchos casos facilita el diagnóstico definitivo y puede evitar procedimientos más invasivos como la celioscopia o la celotomía exploratoria.

Fuente de financiación: este trabajo no se ha realizado con fondos comerciales, públicos o del sector privado.

Conflicto de intereses: los autores declaran que no existe conflicto de intereses.

Otras pruebas diagnósticas

El análisis coprológico es recomendable, dado que el parasitismo constituye una causa frecuente de enfermedad sistémica.^{1,24}

Los cultivos y pruebas de sensibilidad antibiótica orientan la selección del tratamiento antimicrobiano,^{1,8,10} se debe informar al laboratorio que mantenga las muestras hasta dos semanas a temperatura ambiente, ya que muchos patógenos de reptiles tienen un crecimiento lento.^{8,59}

Los hemocultivos pueden contribuir al diagnóstico de sepsis,^{1,8,59} aunque su valor diagnóstico es limitado, ya que se requiere un alto volumen sanguíneo y se ha descrito bacteriemia transitoria en reptiles clínicamente normales.⁶⁰ Por ello, los resultados deben interpretarse en el contexto de la clínica del paciente.

Conclusión

El manejo de las urgencias y los cuidados intensivos en reptiles requiere un abordaje específico para cada especie, en el que se prioricen la corrección de los factores ambientales, la reducción del estrés y la estabilización fisiológica previa a las pruebas diagnósticas. La comprensión de las adaptaciones metabólicas y cardiovasculares únicas de los reptiles permite realizar una reanimación y recuperación eficaces, generalmente con intervenciones menos agresivas que en mamíferos. El triaje adecuado, una evaluación detallada de las condiciones de mantenimiento y una monitorización cuidadosa siguen siendo los pilares fundamentales del éxito en la medicina de urgencias en reptiles.

Summary

The objective of this review is to summarize current evidence and practical approaches in the management of reptile emergencies and critical care, offering clinicians an evidence-based framework for stabilization and treatment. The review focuses on nine key areas: history and triage, husbandry assessment, physical examination, stabilization and cardiopulmonary resuscitation (CPR), monitoring, fluid therapy, blood transfusion, analgesia and supportive care, and diagnostic testing. The physiological characteristics that distinguish reptiles from mammals are highlighted, along with their influence on emergency stabilization and fluid therapy. Controlled, gradual rehydration within the preferred optimal temperature zone (POTZ) is emphasized, along with specific indications for intravenous, intraosseous, and subcutaneous routes. Evidence for analgesic use, particularly non-steroidal anti-inflammatory drugs (NSAIDs) and opioids, is reviewed, with intramuscular ketoprofen appearing to be a suitable option based on current evidence and with μ - and δ -receptor predominance explaining interspecies variation in opioid response. Diagnostic priorities, including blood analysis, imaging, and culture techniques, are discussed in the context of thermoregulation and stabilization. Future research should focus on expanding pharmacological studies, validating analgesic and antimicrobial regimens, and standardizing monitoring and triage protocols to improve outcomes in reptile critical care.

Bibliografía

1. Wilkinson SL: Physical examination, triage, and stabilization of the critical reptile patient. LafeberVet Webinar Library: The Critical Reptile Patient. Lafeber Company, 2023. Disponible en: <https://lafeber.com/vet/the-critical-reptile-patient/>
2. Petritz OA, Son TT: Emergency and critical care. En Divers SJ, Stahl SJ (eds): Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery, 3ª ed., St. Louis, Elsevier, 2019; 967-976.
3. Long SY: Approach to reptile emergency medicine. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2016; 19(2):567-590.
4. Burghardt GM, Greene HW: Predator simulation and duration of death feigning in neonate hognose snakes. *Anim Behav* 1988; 36(6):1842-1844.
5. Magallón RF, Castillón M, Belton E, et al: Dead snake! A strategy for survival: Thanatosis in some Panamanian snakes with a review of death-feigning in American snakes. *Reptiles Amphibians* 2021; 28(3):389-396.
6. Smith CF, Schuett GW: Tail movements by late-term fetal pitvipers resemble caudal luring: prenatal development of an ambush predatory behaviour. *R Soc Open Sci* 2022; 9(5):220218.
7. Doss GA, Sladky KK: History and physical exam. En Graham JE, Beaufrière H, Doss GA (eds): Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine, 1ª ed., Hoboken, Wiley-Blackwell, 2021; 699-709.
8. Music MK, Strunk A: Reptile critical care and common emergencies. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2016; 19(2):591-612.
9. Divers SJ: Hepatology. En Divers SJ, Stahl SJ (eds): Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery, 3ª ed., St. Louis, Elsevier, 2019; 649-668.
10. Martínez-Jiménez D, Hernández-Divers SJ: Emergency care of reptiles. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2007; 10(2):557-585.
11. Kanda I, Brandão J: Oxygen therapy. En Graham JE, Beaufrière H, Doss GA (eds): Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine, 1ª ed., Hoboken, Wiley-Blackwell, 2021; 716-721.
12. Lutz P, Milton S: Negotiating brain anoxia survival in the turtle. *J Exp Biol* 2004; 207:314-317.
13. Bickler P: Effects of temperature and anoxia on regional cerebral blood flow in turtles. *Am J Physiol* 1992; 262:538-541.
14. Prentice H, Milton S, Scheurle D, et al: The upregulation of cognate and inducible heat shock proteins in the anoxic turtle brain. *J Cereb Blood Flow Metab* 2004; 24:826-828.
15. Wasser J, Meinertz E, Chang S: Metabolic and cardiodynamic responses of isolated turtle hearts to ischemia and reperfusion. *Am J Physiol* 1992; 262:437-443.
16. Doss GA, Sladky KK: CPR and euthanasia. En Graham JE, Beaufrière H, Doss GA (eds): Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine, 1ª ed., Hoboken, Wiley-Blackwell, 2021; 738-745.
17. Costello MF: Principles of cardiopulmonary cerebral resuscitation in special species. *Semin Avian Exot Pet Med* 2004; 13(3):132-141.
18. Norton TM: Chelonian emergency and critical care. *Semin Avian Exot Pet Med* 2005; 14(2):106-130.
19. Mitchell MA: Managing the reptile patient in the veterinary hospital: establishing a standard of care model for nontraditional species. *J Exot Pet Med* 2010; 19(1):56-72.
20. Sladky KK, Klaphake E, Di Girolamo N, Carpenter JW: Reptiles. En Carpenter JW, Marion CJ (eds): Carpenter's Exotic Animal Formulary, 6ª ed., St. Louis, Elsevier, 2023; 101-173.
21. Sladky KK, Mans C: Analgesia. En Divers SJ, Stahl SJ (eds): Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery, 3ª ed., St. Louis, Elsevier, 2019; 465-474.
22. Ito M, Levitskiy AA, Di Girolamo N: Temporoorbital pulse rate can be obtained in ball pythons (*Python regius*) of any size and age and agrees with heart rate. *Vet Rec* 2024; 195(8):e4596.
23. Doss GA, Mans C, Sladky KK: Analgesia, anesthesia, and monitoring. En Graham JE, Beaufrière H, Doss GA (eds): Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine, 1ª ed., Hoboken, Wiley-Blackwell, 2021; 746-757.
24. DiGeronimo PM, Di Girolamo N: STAT diagnostics. En Graham JE, Beaufrière H, Doss GA (eds): Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine, 1ª ed., Hoboken, Wiley-Blackwell, 2021; 771-782.
25. Parkinson L: Fluid therapy in exotic animal emergency and critical care. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2023; 26(3):623-645.
26. White F: Circulation. En Gans C, Dawson W (eds): Physiology A. New York, Academic Press, 1976; 275-334.
27. Hedrick MS, Hillman SS, Drewes RC, et al: Lymphatic regulation in nonmammalian vertebrates. *J Appl Physiol* 2013; 115(3):297-308.
28. Smits A, Lillywhite H: Maintenance of blood volume in snake: transcapillary shifts of extravascular fluids during acute hemorrhage. *J Comp Physiol [B]* 1985; 155:305-310.
29. Lillywhite H, Smits A: Lability of blood volume in snakes and its relation to activity and hypertension. *J Exp Biol* 1984; 110:267-274.
30. Burggren WW, Christoffels VM, Crossley DA 2nd, et al: Comparative cardiovascular physiology: future trends, opportunities and challenges. *Acta Physiol* 2014; 210(2):257-276.
31. Lillywhite H, Ackerman R, Palacios L: Cardiorespiratory responses of snakes to experimental hemorrhage. *J Comp Physiol* 1983; 152:59-65.
32. Mazzaferro E, Powell LL: Fluid therapy for the emergent small animal patient: crystalloids, colloids, and albumin products. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2022; 52(3):781-796.
33. Lichtenberger M: Principles of shock and fluid therapy in special species. *Semin Avian Exot Pet Med* 2004; 13:142-153.
34. Kanda I, Brandão J: Nutrition and fluid therapy. En Graham JE, Beaufrière H, Doss GA (eds): Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine, 1ª ed., Hoboken, Wiley-Blackwell, 2021; 758-770.
35. Pardo MA, Divers SJ: Catheter placement. En Divers SJ, Stahl SJ (eds): Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery, 3ª ed., St. Louis, Elsevier, 2019; 422-428.
36. Çitaku I: Brachial and cephalic intravenous catheter placement in different reptile species. En 7th International Conference on Avian, Herpetological, Exotic Mammal, Zoo and Wildlife Medicine (ICARE), Lisbon, Portugal, 2026; 133.
37. Dallwig RK, Mitchell MA, Acierno MJ: Determination of plasma osmolality and agreement between measured and calculated values in healthy adult bearded dragons. *J Herp Med Surg* 2010; 20(2-3):69-73.
38. Perry SM, Acierno MJ, Mitchell MA: Measuring the level of agreement between osmometer and calculated plasma osmolalities in two species of chameleons, *Furcifer pardalis* and *Chamaeleo calyptratus*. *J Herp Med Surg* 2021; 31(1):36-42.
39. Cameron L, Mills B, Peters A: Plasma osmolality of Australian reptiles: are we assuming too much?. *J Herp Med Surg* 2024; 34(3):193-198.

40. Fitzsimons JT, Kaufman S: Cellular and extracellular dehydration, and angiotensin as a stimuli to drinking in the common iguana (*Iguana iguana*). *J Physiol* 1977; 265(2):443-463.
41. Davis JR, DeNardo DF: The urinary bladder as a physiologic reservoir that moderates dehydration in a large desert lizard, the Gila monster *Heloderma suspectum*. *J Exp Biol* 2007; 210:1472-1480.
42. Sanchez-Migallon D, Mitchell MA, Acierno MJ: Determination of plasma osmolality and agreement between measured and calculated values in captive male corn snakes (*Pantherophis [Elaphe] guttatus guttatus*). *J Herp Med Surg* 2011; 21(1):16-19.
43. Wilkinson R: Therapeutics. En McArthur S, Wilkinson R, Meyer J (eds): *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*, Oxford, Blackwell Publishing, 2004; 465-485.
44. Nevarez JG, Acierno MJ, Angel M, Beaufre H: Determination of agreement between measured and calculated plasma osmolality values in captive-reared American alligators (*Alligator mississippiensis*). *J Herp Med Surg* 2012; 22(1-2):36-41.
45. Camacho M, Quintana MP, Calabuig P, et al: Acid-base and plasma biochemical changes using crystalloid fluids in stranded juvenile loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *PLoS One* 2015; 10(7):e0132217.
46. Parkinson L, Mans C: Evaluation of subcutaneously administered electrolyte solutions in experimentally dehydrated inland bearded dragons (*Pogona vitticeps*). *Am J Vet Res* 2020; 81(5):437-441.
47. Braun EJ: Integration of organ systems in avian osmoregulation. *J Exp Zool* 1999; 283(7):702-707.
48. Schumacher J: Fluid therapy in reptiles. En Kirk RW (ed): *Current Veterinary Therapy XIII*. Philadelphia, WB Saunders, 2000; 1170-1173.
49. Nevarez JG, Cockburn J, Kearney MT, et al: Evaluation of an 18-micron filter for use in reptile blood transfusions using blood from American alligators (*Alligator mississippiensis*). *J Zoo Wildl Med* 2011; 42:236-240.
50. Sladky KK, Mans C: Clinical analgesia in reptiles. *J Exot Pet Med* 2012; 21(2):158-167.
51. Mans C, Steagall P, Sladky KK: Regional Anesthesia and Analgesia. En Divers SJ, Stahl SJ (eds): *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*, 3^a ed., St. Louis, Elsevier, 2019; 475-480.
52. Sladky KK, Johnson SM: Current understanding of analgesic efficacy and associated side effects in reptiles. *Proc Annu Conf Am Assoc Zoo Vet*, Los Angeles, CA, 2008; 116-117.
53. Cope I: Fasturtec: A new treatment for renal disease in reptiles and birds?. *Proc Int Conf Avian Herpetol Exotic Mamm Med*, Wiesbaden, Germany, 2013; 331.
54. Montesinos A, Ardiaca M, Bonvehí LV, et al: Effects of treatment with one dose of rasburicase on plasma uric acid levels of red-eared slider (*Trachemys scripta*) and Greek tortoises (*Testudo graeca*). *Proc Int Conf Avian Herpetol Exotic Mamm Med*, Budapest, Hungary, 2022.
55. Di Girolamo N: Relationship, difference, and diagnostic discordance between blood ionized and total calcium concentrations in client-owned chelonians. *J Am Vet Med Assoc* 2022; 260(S2):S101-S110.
56. Gardhouse S: Point of care ultrasound in exotic animal emergency and critical care. *Vet Clin Exot Anim Pract* 2023; 26(3):567-589.
57. Fazio C: Diagnostic imaging. En Graham JE, Beaufre H, Doss GA (eds): *Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine*, 1^a ed., Hoboken, Wiley-Blackwell, 2021; 783-799.
58. Divers SJ: Reptile diagnostic endoscopy and endosurgery. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2010; 13(2):217-42.
59. Di Girolamo N, Binanti D: Ancillary diagnostics. En Graham JE, Beaufre H, Doss GA (eds): *Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine*, 1^a ed., Hoboken, Wiley-Blackwell, 2021; 831-846.
60. Pasmans F, Martel AN, Jacobson ER: Bacterial diseases of reptiles. En Jacobson ER, Garner MM (eds): *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles*, 2^a ed., Boca Raton, CRC Press, 2020; 705-794.



LA CIENCIA LLEGA MÁS LEJOS



NUTRE MI PIEL

Completa su cuidado
dermatológico.



Los brotes alérgicos recurrentes pueden sentirse como un paso atrás. La nutrición es clave para un control duradero. Refuerza el cuidado multimodal de tus pacientes con Hill's Prescription Diet Derm Complete para fortalecer la barrera cutánea.

Enfermedad
renal crónica

Hipertiroidismo

Alteraciones
oculares



A MENUDO ESCONDEN HIPERTENSION

La hipertensión afecta al **27%** de los gatos con **hipertiroidismo**¹ y al **40%** de los gatos con **ERC**², y el **60%** de los gatos hipertensos desarrolla **anomalías oculares**³.



Primer medicamento registrado para
hipertensión en medicina veterinaria



Fármaco de referencia
especialmente diseñado para gatos

Fuentes: 1. Stammeleer et al, Blood pressure in hyperthyroid cats before and after radioiodine treatment, JVIM, 2024 2. Bijmans et al, Changes in systolic blood pressure over time in healthy cats and cats with chronic kidney disease, JVIM, 2015 3. Cirila et al, Ocular fundus abnormalities in cats affected by systemic hypertension: Prevalence, characterization, and outcome of treatment, Vet Ophthalmol, 2021

