

GUIA BASICA DE CUIDADO Y MANEJO DE PEQUEÑOS VERTEBRADOS SILVESTRES EN CAUTIVIDAD

Karen Reyes Begoña & Tomás Redondo

Estación Biológica de Doñana, CSIC

INTRODUCCION

Por razones tanto éticas como científicas, la mayor parte de la investigación que se realiza con fauna silvestre se lleva a cabo en el medio natural, fuera de una instalación. En ocasiones, sin embargo, se requiere mantener a los animales confinados en cautividad por criterios científicos que exigen un control más riguroso del diseño experimental o por otros motivos relacionados con la conservación y el manejo (p. ej., programas de rehabilitación y cría en cautividad) cuyos fines y requisitos en cuanto a estándares de bienestar deberían ser comparables a los aplicados en usos puramente científicos (Lindsjö et al., 2019; NORECOPA, 2017).

La investigación con animales silvestres difiere en numerosos aspectos de la que se realiza con animales domésticos de laboratorio. Todos los animales de laboratorio se encuentran adaptados a vivir en instalaciones específicamente diseñadas para garantizar su bienestar y la calidad de los resultados científicos y de hecho la instalación puede considerarse su entorno de vida óptimo. Por el contrario, el confinamiento en cautividad, incluso durante un breve periodo de horas, supone una fuente de sufrimiento importante para los animales silvestres (Jordan, 2005; Teixeira et al., 2007), incluso aunque todas sus necesidades (p. ej., las cinco libertades) sean atendidas. La cautividad posee serias consecuencias negativas para la salud, éxito reproductor o esperanza de vida de los animales silvestres y es un estado al que raras veces se llegan a adaptar plenamente (Mason, 2010) (apartado 1). Este problema se ve agravado por la falta de información acerca de los aspectos más básicos del historial individual de los animales confinados (p. ej., estado de salud, edad, o estatus social y reproductor) (Sikes & Paul, 2013), de sus necesidades ecológicas y sociales y de cómo les afecta el confinamiento. Para una mayoría de las especies, sus requerimientos zootécnicos, de comportamiento o nutrición suelen ser mal conocidos (Lindsjö et al., 2016; Mulcahy, 2003), lo que a su vez redundante en protocolos de trabajo o supervisión poco normalizados. En la última parte (apartado 2) ofrecemos unas directrices generales sobre cuidado y manejo de los principales grupos de vertebrados silvestres en cautividad.

1. EFECTOS DEL CONFINAMIENTO EN CAUTIVIDAD SOBRE EL BIENESTAR ANIMAL

El confinamiento en cautividad, incluso durante un breve periodo de horas, puede ser una fuente sustancial de angustia para los animales silvestres (Teixeira et al., 2007). La cautividad impone un ambiente restringido y extraño que limita profundamente su comportamiento y les provoca estrés agudo y crónico (CCAC, 2003; Palencia & Mancera-Rodriguez, 2016). Los agentes estresantes son numerosos, entre ellos la restricción de espacio del recinto, la presencia humana, un entorno desconocido y otros factores más sutiles, como condiciones inadecuadas de luz, temperatura o una dieta no apetecible.

Tras ser confinados en cautividad, los animales silvestres experimentan con frecuencia un periodo de pérdida de peso (64 % de 36 estudios) y una disminución de la capacidad reproductiva (74 % de 23 estudios), ambos atribuibles al estrés crónico mediado por glucocorticoides, ya que disponen de alimento suficiente a su alcance (Fisher & Romero, 2020). En el sapo buco (*Rhinella schneideri*), la liberación de corticosterona provocada por el confinamiento en cautividad reduce la competencia inmune tanto humoral como celular (Titon et al. 2017), otro efecto bien conocido del estrés crónico. Sin embargo, los efectos negativos del confinamiento en cautividad sobre la salud y el bienestar de los animales silvestres son mucho más diversos y sutiles. Por ejemplo, en gorriones (*Passer domesticus*), la cautividad induce un estado de hiperinflamación generalizada mediada por alteraciones en la secreción de glucocorticoides, la microflora intestinal, o ambas (Martin et al., 2011). En aves que almacenan alimentos, como el carbonero cabecinegro (*Parus atricapillus*), un confinamiento de 4 a 6 semanas durante el periodo otoñal les provoca un deterioro cognitivo causado por una reducción de un 23 % en la neurogénesis del hipocampo (Tarr et al. 2009). En el lémur ratón

(*Microcebus murinus*), la cautividad prolongada induce un síndrome de insuficiencia renal mediada por hormonas con consecuencias letales a largo plazo (Perret, 1982). En 12 de 15 géneros de mamíferos estudiados, la cautividad induce cambios drásticos en la composición de la flora microbiana (McKenzie et al., 2017). Por último, la duración del confinamiento en cautividad reduce la probabilidad de supervivencia post-liberación de víboras ratoneras (*Pantherophis obsoletus*): a mayor duración del confinamiento, mayor tasa de mortalidad en los 12 meses siguientes a la liberación (Brett et al., 2017).

2. ASPECTOS GENERALES

2.1. Transporte, entradas y salidas de animales

En establecimientos usuarios que utilizan fauna silvestre es frecuente el traslado de animales desde el campo a la instalación, desde la instalación al campo, o entre dos localizaciones de campo diferentes (por ejemplo, en procedimientos que implican traslocación). En estos casos, el documento de traslado siempre irá firmado por el veterinario designado de la instalación, como responsable de la supervisión tanto en origen como en destino. El transporte puede resultar una experiencia muy estresante para los animales silvestres, incluso en trayectos cortos (Teixeira et al., 2007), por lo que se debe disponer de un protocolo refinado apropiado a cada caso (Capítulo 45). El protocolo de transporte de los animales debe estar diseñado con antelación, como una intervención más del procedimiento, en la solicitud al Órgano Habilitado y debe haber sido refinado y supervisado por el OEBA del centro. Este protocolo debe ser revisado por el veterinario responsable con antelación a cada movimiento de animales y debe tener en cuenta el Real Decreto 1082/2009, de 3 de Julio que regula el movimiento de animales de explotaciones cinegéticas, de acuicultura continental y de núcleos zoológicos, así como de animales de fauna silvestre. Este Real Decreto recoge los requisitos sanitarios y enfermedades a analizar para trasladar algunas especies de fauna silvestre ya sea a otros núcleos zoológicos o a explotaciones cinegéticas o espacios naturales acotados.

La entrada a la instalación de animales procedentes del medio natural debe prever la necesidad de un periodo de aclimatación a las nuevas condiciones de cautividad (alimento, entorno, presencia de humanos, estímulos desconocidos, etc.). Es aconsejable que la instalación disponga de recintos específicos adecuados para alojar a los animales durante esta fase de aclimatación (por ejemplo, grandes recintos como mesocosmos o voladeros con un mínimo de molestias de origen humano). Este periodo de aclimatación puede servir también como periodo de cuarentena. Si el procedimiento no lo requiere, la cuarentena de entrada puede no ser necesaria. Los parásitos y patógenos constituyen un factor ecológico esencial para entender muchos procesos naturales y en muchos casos el tratamiento de cualquier patología infecciosa está contraindicado. Además, la instalación puede tener alojados animales filogenéticamente muy diferentes (p. ej., peces y aves), o ningún animal en absoluto y no estar prevista la entrada de más animales durante el procedimiento, lo que hace muchas veces innecesario el periodo de cuarentena como profilaxis para la instalación. En general, los procedimientos que implican confinamiento de animales silvestres en cautividad suelen tratar de minimizar la duración del confinamiento, debido a sus múltiples efectos negativos sobre la salud y el bienestar de los animales. La prolongación del tiempo de confinamiento por causa de un periodo de cuarentena puede ser una medida contraproducente en muchos casos. El protocolo de cuarentena de entrada debe ser evaluado caso a caso entre el veterinario y el investigador responsable sobre la base de protocolos para especies similares y teniendo presentes los objetivos del proyecto.

Si, tras el confinamiento, los animales se van a liberar al medio natural, es conveniente también establecer un periodo de cuarentena a la salida, para garantizar que el animal se encuentra en buen estado de salud, que no suponga un peligro para otros animales o el medio ambiente y que disponga de un programa de adaptación adecuado (art. 30 del RD 53/2013). La liberación de animales al medio natural tras un periodo de confinamiento constituye un proceso delicado que debe estar diseñado de antemano, como una intervención más, en la solicitud del proyecto al Órgano Habilitado, supervisado por el OEBA y acordado previamente a cada evento de salida entre el investigador responsable y el veterinario designado. En el protocolo de cuarentena a la salida deben tenerse en cuenta posibles zoonosis debidas a otras especies que hayan estado en la instalación y posibles patógenos que podrían haber sido transmitidos por humanos, ya sea por ellos mismos, o a través de animales domésticos. Por

ejemplo, perros y gatos domésticos, podrían transmitir enfermedades a través de la ropa del investigador a carnívoros silvestres (parvovirus, leucemia felina, moquillo), lo que puede acarrear consecuencias devastadoras para las poblaciones naturales. Si los animales han pasado por un periodo prolongado de confinamiento en cautividad, como por ejemplo en los programas de reintroducción, el método de elección debe siempre ser una liberación de tipo "blando" que incluya un periodo previo de aclimatación y recuperación (Sikes et al., 2016; Reed et al., 2017). Un programa de liberación adecuado a la salida de la instalación debería prever la existencia de recintos apropiados para facilitar la transición al medio natural (jaula o mesocosmos de aclimatación, musculación en voladero, etc).

2.2. Cuidado y manejo durante el confinamiento

Aunque, en general, muchos de los métodos y tipos de alojamiento, alimentación o limpieza habituales en laboratorios o granjas convencionales pueden ser aplicados a fauna silvestre, será preciso implementar cambios, especialmente en lo que concierne al tamaño del alojamiento y la densidad de individuos, los sustratos y materiales empleados, el enriquecimiento ambiental y las rutinas y programas de limpieza, que deberán estar diseñadas de forma que se reduzcan al mínimo necesario para garantizar una buena higiene (Friend et al., 1999; CCAC, 2003; Sikes & Paul, 2013).

Los requisitos de mantenimiento en cautividad para animales silvestres pueden ser radicalmente diferentes de los de especies domésticas próximas, ya que prácticas que resultan comunes en el caso de los animales de laboratorio (p. ej., cambios de bebedero) pueden provocar angustia en especies silvestres (Sikes & Paul, 2013). En general, los animales silvestres acostumbrados a vivir en libertad que se ven confinados en cautividad durante un periodo superior a uno o dos días tendrán necesidades de espacio y enriquecimiento ambiental mayores que los animales domésticos de características similares y necesitarán un entorno y una alimentación más ricos y diversos. En las secciones que siguen se detallan algunos factores importantes a tener en cuenta para garantizar el bienestar de los animales silvestres en cautividad en función de los cuatro ámbitos físicos o funcionales en que se puede ver afectado el bienestar como consecuencia del manejo (Mellor 2017). Estas recomendaciones generales están basadas en Friend et al. (1999), CCAC (2003), Palencia & Mancera-Rodríguez (2016), Sikes et al. (2016) y Reed et al. (2017).

2.2.1. Alimentación

La alimentación de los animales en su entorno natural es difícil de replicar en condiciones de cautividad, tanto en lo que respecta al tipo de alimento (p. ej. plantas o animales silvestres) como a la diversidad y amplitud de la dieta. Muchos animales silvestres no aceptarán alimentos en forma de piensos estándar y pueden mostrar respuestas neofóbicas hacia alimentos nuevos, comederos o bebederos. Por el contrario, la presencia de alimento abundante fácilmente asequible puede originar en otros casos problemas de sobrealimentación.

El investigador debe estar preparado para poder suministrar a los animales una variedad de alimentos frescos de origen animal y vegetal y, en muchas ocasiones, alimento vivo como insectos, invertebrados acuáticos o terrestres, o pequeños vertebrados domésticos. Si la instalación no se autoabastece de alimento vivo, debe prever dependencias para alojar un excedente suficiente para hacer frente a cualquier corte de suministro del exterior.

En instalaciones al aire libre, deben tomarse precauciones especiales. Los alimentos deben almacenarse y procesarse en áreas limpias y cerradas para evitar la entrada de plagas y no expuestas a temperaturas superiores a 21 °C o humedades extremas. Los animales alojados al aire libre podrían tener acceso a otra agua que no sea la suministrada deliberadamente, como por ejemplo la de arroyuelos o charcos formados por lluvia. Se debe tener cuidado de que tales fuentes adicionales de agua no constituyan un peligro, aunque su disponibilidad no necesita evitarse rutinariamente.

El protocolo de alimentación debe ser diseñado de antemano en la solicitud al Órgano Habilitado y justificado en base a directrices e información contrastable acerca de los hábitos alimenticios en estado silvestre de la especie en cuestión u otras afines. Si los animales se

alojan en grupos donde puede establecerse un orden social jerárquico, debe preverse un programa para comprobar que todos los individuos comen lo suficiente.

2.2.2. Entorno

El recinto de alojamiento debe replicar, lo más fielmente posible, el modo de vida del animal en condiciones naturales en lo relativo a microclima (temperatura y humedad y sus variaciones diarias y estacionales), iluminación (intensidad, calidad de luz y fotoperiodo) y estructura del espacio físico.

Dado que la salud y el bienestar de los animales silvestres en cautividad dependen en gran medida de un control complejo de los factores ambientales, la instalación debe disponer de sistemas apropiados y precisos de monitorización de parámetros y estar preparada para afrontar contingencias, como fallos de funcionamiento o cortes en el suministro eléctrico, especialmente en instalaciones al aire libre. Los sistemas críticos de soporte vital, como la calefacción o refrigeración, filtrado de agua y aireación o ventilación deben disponer de repuestos para poder ser sustituidos inmediatamente en caso de fallo. Esto es especialmente importante cuando se mantienen organismos ectotermos y, en especial, acuáticos. Las condiciones ambientales de alojamiento deben ser establecidas en la solicitud al Órgano Habilitado y justificadas en base a directrices e información contrastable acerca de las condiciones de vida en estado silvestre de la especie en cuestión u otras afines.

Los recintos de alojamiento deben minimizar las fuentes de estrés ambiental, como luz excesiva o inadecuada, ruido y actividad humana. El nivel sonoro en el interior de la instalación debería reducirse al mínimo. Los aparatos que provocan ruido o vibraciones, como los generadores eléctricos o los sistemas de filtración anexos a acuarios o terrarios, deberían estar separados de los recintos donde se alojan los animales o al menos amortiguar las vibraciones que producen. Los ultrasonidos de frecuencias superiores a 20 kHz generados por muchos equipos normales de laboratorio, incluidos los grifos que gotean, las ruedas de los carros y los monitores de ordenador, pueden provocar comportamientos anormales en animales capaces de detectarlos (p. ej., micromamíferos) y ser una fuente de estrés no tenida en cuenta ya que son inaudibles para los humanos.

El contacto visual y auditivo con humanos y su actividad debería reducirse al mínimo y la manipulación directa debería evitarse. El personal en contacto con los animales debe mostrar, en todo momento, un comportamiento silencioso, delicado y respetuoso. El número de personas diferentes en contacto con los animales debería reducirse al mínimo necesario. Las rutinas habituales que poseen un efecto aversivo sobre los animales (limpieza, mantenimiento, exámenes) deberían ser lo más escasas y predecibles posible. Por el contrario, las rutinas potencialmente gratificantes (alimentación, novedades de enriquecimiento) deben seguir un programa lo menos predecible posible.

2.2.3. Comportamiento

Todos los recintos donde se alojan los animales deben estar diseñados de forma que el animal pueda expresar su repertorio de comportamiento de la forma más completa posible. A fin de prevenir y paliar el estrés provocado por la cautividad, sobre todo durante tiempos prolongados de confinamiento, es importante disponer de un programa específico de enriquecimiento ambiental y social. El programa de enriquecimiento ambiental debe satisfacer las necesidades ocupacionales (p. ej., exploración, juego, búsqueda de alimento), de seguridad (p. ej., refugios), de aseo (p. ej., baños de tierra y agua), ejercicio (p. ej., posaderos) y descanso (p. ej., material de nido).

Idealmente, un programa de enriquecimiento debería introducir elementos novedosos dentro del entorno físico (refugios, baños, posaderos, luz solar, aire libre), ocupacional (espacio suficiente para ejercicio, material para jugar, explorar y romper), nutricional (alimento variado presentado en formas no predecibles que requieran esfuerzo e inventiva), social (barreras, espacios comunes) y sensorial (estímulos acústicos, olfativos y visuales). El protocolo de enriquecimiento debe encontrarse diseñado con antelación en la solicitud al Órgano Habilitado y debe ser revisado periódicamente por el especialista en bienestar animal y el veterinario designado. Debe buscarse un equilibrio entre la necesidad de estímulos novedosos y el potencial efecto neofóbico que estos puedan provocar.

2.2.4. Salud

Los animales en libertad suelen ser portadores de enfermedades y es casi seguro que alberguen ecto y endoparásitos a su llegada a la instalación. El diseño de un programa preventivo de salud deberá ser específico para cada proyecto, pero deberá tener en cuenta factores como la situación sanitaria de la especie en libertad, la minimización del periodo en cautividad y el objetivo de la investigación, lo que a menudo requiere programas personalizados donde el veterinario designado debe valorar caso por caso.

Dado el efecto negativo de la cautividad sobre la salud y el bienestar de los animales silvestres, la duración del periodo de cuarentena debe reducirse al mínimo (apartado 2.1), aunque deben mantenerse precauciones especiales si en la instalación ya se encuentran alojados individuos de la misma especie o especies próximas, o de otras susceptibles de contagio. Por otro lado, si el estudio del que van a ser objeto los animales pretende sacar conclusiones y extrapolarlas a animales en libertad, deberemos valorar si los animales deben desparasitarse por rutina o bien evitarlo siempre que estén sanos, ya que el efecto de patógenos y parásitos puede resultar crucial para interpretar correctamente los resultados de la investigación. En situaciones concretas, puede ser útil vacunar a los animales de enfermedades con alta prevalencia en libertad, ya sea para evitar el contagio en la instalación o tras la liberación, en enfermedades con una alta tasa de mortalidad o que afectan negativamente a otros animales, las personas o el medio ambiente.

Se realizará siempre un examen físico de los animales a la entrada y se establecerán los análisis veterinarios en función de la especie, estado de salud, estudio al que será sometido y tiempo de estancia, ya que muchos de los estudios con fauna silvestre en cautividad duran sólo unos días, y minimizando siempre el manejo de los animales.

Debido a que desconocemos el estado sanitario de los animales capturados en cautividad y del gran porcentaje de enfermedades emergentes procedentes de fauna silvestre, de forma contraria a lo que sucede en animales de laboratorio convencionales, el gradiente de presión entre el recinto de alojamiento y el exterior debe ser negativo, de forma que se prevenga la circulación de aire desde las zonas donde se encuentran los animales hacia las zonas de uso común.

La fauna silvestre comparte la mayor parte de patógenos con los animales domésticos. Sin embargo, el mismo agente infeccioso puede tener diferentes efectos en diferentes especies de hospedadores. Algunos agentes son verdaderamente específicos de una especie y por otro lado la susceptibilidad puede variar entre distintos hospedadores. Por ejemplo, sólo los mamíferos son susceptibles de contraer la rabia. Entre los carnívoros, los cánidos, mefitidos, prociónidos y vivérridos son muy susceptibles, mientras que los félicos y mustélidos muestran una menor susceptibilidad.

En la Tabla 1 se resumen las enfermedades de fauna silvestre más relevantes en España.

3. CUIDADO Y MANEJO DE VERTEBRADOS SILVESTRES EN CAUTIVIDAD

La normativa (Anexo II del RD 53/2013) recoge algunas especificaciones concretas sobre características del recinto (dimensiones, densidad de individuos, etc.) para algunas especies o grupos de animales. En caso de utilizar especies diferentes, las condiciones de mantenimiento deben ser, como mínimo, iguales a las de la especie más similar que aparece en el Anexo o, en caso contrario, justificarse por motivos científicos ante el Órgano Competente. Como norma, una especie silvestre requerirá de mayor espacio y complejidad del recinto, dieta y control ambiental que otra especie doméstica similar.

Además de las recomendaciones impuestas por la normativa, resulta imprescindible la consulta de directrices y manuales sobre mantenimiento de animales silvestres en cautividad con fines científicos, aunque estos manuales ofrecen directrices igualmente generales (apartados 3.1 a 3.5). Las condiciones de alojamiento y cuidado simplemente son desconocidas para una gran mayoría de las especies.

Resulta de vital importancia que el investigador se documente sobre el modo de vida del animal (ecología, morfología, fisiología, comportamiento y ciclo de vida) y trate de replicar en lo posible todos los aspectos de las condiciones naturales, o reemplazarlos con elementos o

condiciones artificiales de un valor funcional comparable (Friend et al., 1999; CCAC, 2003). Existen enormes diferencias en el grado de tolerancia a la cautividad incluso entre especies estrechamente emparentadas (Mason, 2010), lo que impone un principio de precaución a la hora de extrapolar directrices de una especie a otra. Se recomienda siempre buscar el asesoramiento de directrices, especialistas y técnicos expertos en el cuidado de alguna otra especie afín, teniendo en cuenta las diferencias ecológicas entre ambas.

Gran parte de los avances tanto teóricos como prácticos en nuestro conocimiento sobre el mantenimiento y bienestar de animales silvestres confinados en cautividad lo debemos a zoológicos y acuarios (p. ej., DEFRA, 2012). Algunas de estas instituciones publican manuales y directrices tanto generales como específicos, por ejemplo la biblioteca y enciclopedia electrónica [Wildpro](#) y los manuales de zootecnia de la [Association of Zoos and Aquariums \(AZA\)](#) o los de [AZK](#). La asociación británica [Wild Welfare](#) trabaja a nivel global para promover y mejorar el bienestar de los animales silvestres confinados en zoos y acuarios desde una perspectiva científica. Recientemente, ha publicado su manual sobre zootecnia de animales silvestres en cautividad (Blackett et al., 2020), que debería ser una referencia obligada para cualquier instalación donde se alojen animales silvestres. Existen algunas iniciativas para trasladar estas recomendaciones a normativas locales, como por ejemplo este [documento](#) del Gobierno Chileno o este [proyecto de orden](#) del Gobierno Andaluz, basado en las directrices de la [World Association of Zoos and Aquariums \(WAZA\)](#).

Otra fuente valiosa de información acerca de protocolos de mantenimiento de fauna silvestre en cautividad son los [Centros de Recuperación de Especies Amenazadas](#). Algunas asociaciones relacionadas con el rescate de fauna silvestre publican manuales y directrices que contienen información útil sobre alojamiento, transporte y protocolos de higiene, como por ejemplo Miller (2012).

En las secciones siguientes se ofrecen recomendaciones generales para los principales grupos de vertebrados.

3.1. Peces

En instalaciones terrestres para peces o anfibios acuáticos es esencial mantener un nivel extremado de higiene y bioseguridad, tanto en lo que respecta a la entrada de animales y material biológico como a la salida de aguas y residuos. El agua de salida de la instalación debe ser filtrada y acondicionada para impedir el paso de organismos, tanto de peces como de microorganismos patógenos y parásitos, antes de ser devuelta a la red de suministro local.

Las siguientes recomendaciones están basadas en De Tolla et al. (1995), CCAC (2005), Johansen et al. (2006) y Jenkins (2014).

3.1.1. Entrada de animales y aclimatación

Los peces capturados se deben transportar en bolsas con agua cerradas, que pueden contener o no oxígeno, fijadas al interior de contenedores climatizados a prueba de oscilaciones térmicas. El material (p. ej., acuarios, redes o filtros) utilizado previamente, tanto en el campo como en la instalación, debe ser desinfectado mediante lejía o Virkon© antes de ser utilizado de nuevo y siempre debe planificarse un periodo de cuarentena y aclimatación.

A la entrada a la instalación, los animales deben ser aclimatados de forma gradual a las nuevas condiciones ambientales, de alimentación y de rutinas de cuidados. Una aclimatación progresiva es esencial ya que un cambio excesivamente brusco suele provocar problemas graves de salud que se manifiestan por lo general al cabo de 48 a 72 h. Al comienzo, los peces deben de aclimatarse a la temperatura del recinto durante un periodo suficiente de tiempo, en condiciones de oscuridad o luminosidad baja y con el mínimo de ruidos y perturbaciones mecánicas. Después, se realizará un intercambio gradual y progresivo del agua entre el contenedor de transporte y el acuario de destino. En los días sucesivos se procederá a un cambio gradual a la nueva alimentación. El proceso completo de aclimatación puede durar entre unos pocos días y dos semanas.

3.1.2. Diseño y complejidad del recinto

El elemento más importante del recinto para alojamiento de peces es el sistema de mantenimiento de la calidad del agua. Los más utilizados son sistemas de mantenimiento semicerrados o de recirculación, en los que el agua circula desde cada tanque a un filtro externo que debe permitir una tasa elevada de recirculación, superior a cuatro a cinco veces el volumen del acuario por cada hora. Los sistemas de recirculación generalmente requieren una baja tasa de reposición de agua, aunque en acuarios marinos debe realizarse un intercambio de al menos un 10 % cada dos semanas.

En los sistemas semicerrados, los equipos externos de filtración incluyen un filtro mecánico para eliminar las partículas sólidas en diferentes etapas, desde más a menos voluminosas. A continuación, el agua circula a través de un filtro biológico de material altamente poroso que es la etapa esencial en el proceso. El material poroso es colonizado por bacterias nitrificantes que convierten el amoníaco tóxico en sustancias mucho menos nocivas. Algunos sistemas de recirculación también pueden incluir filtros químicos (p. ej., carbón activado, zeolita o resinas) para eliminar sustancias tóxicas y mejorar la calidad del agua. Un filtro recién instalado necesita un periodo de varias semanas, denominado tiempo de ciclado, hasta que ha sido colonizado por un número suficiente de bacterias. Las bacterias nitrificantes son muy sensibles a cambios de temperatura y de pH, así como a productos de desinfección. No deben introducirse peces en un sistema mantenido con filtrado biológico hasta que el proceso completo de ciclado de los filtros biológicos haya terminado. Este proceso se puede acelerar añadiendo preparados comerciales de bacterias vivas.

El diseño de los acuarios debe reflejar lo más fielmente posible las condiciones del hábitat de origen en cuanto a sustrato, refugios sumergidos o flotantes, cobertura y zonas de nado libre, de manera que los animales expresen su comportamiento natural lo mejor posible. Es importante conocer al detalle la biología y ecología de cada especie para recrear en lo posible las condiciones naturales en cuanto a iluminación, turbulencia del agua, tipo y color del sustrato y estructura (p. ej., densidad de vegetación o refugios). Los elementos de enriquecimiento ambiental no tienen por qué imitar el entorno natural, sino que pueden ser sustituidos por elementos artificiales de valor funcional equivalente. Pequeños cambios en el entorno pueden aportar grandes ventajas desde el punto de vista de la salud y el bienestar. P. ej., en un estudio con juveniles de dorada, se vio que la sola presencia de cuerdas en el tanque durante un periodo de 60 días tenía efectos considerables sobre el desempeño cognitivo y el estatus oxidativo de los animales (Arechavala-López et al. 2020).

3.1.3. Enriquecimiento social

La presencia de varios individuos puede suponer una fuente importante de enriquecimiento social pero también de estrés. En principio, los grupos de peces deberían estar compuestos por animales del mismo tamaño para minimizar el riesgo de heridas o de canibalismo. Algunas especies de peces son tan agresivas que no pueden mantenerse en grupos. Otros peces tienen requerimientos sociales muy estrictos y no se deben mantener aislados. En muchas especies los sexos deben separarse después del desove para evitar dañar a las hembras y los alevines. Cuando existe riesgo de agresión por parte de los machos o de desove descontrolado se deben mantener los dos sexos en estanques separados. Los peces a menudo se alojan en grupos de especies mixtas en la Naturaleza, y en estas circunstancias, es esencial que los peces tengan hábitos ambientales y sociales compatibles. Cuando se mantienen especies tímidas, la presencia de cardúmenes de peces pequeños que pasan tiempo nadando en agua libre puede reducir la timidez y estimular la exploración y alimentación.

La relación entre densidad de individuos y bienestar de los peces es compleja y varía para cada especie (Saxsby et al. 2010). La densidad de población solo está indirectamente relacionada con el bienestar y está modulada por otros factores como la calidad del agua, las interacciones sociales, la disponibilidad de alimento y las dimensiones del recinto. En caso de no disponer de información al respecto para una especie dada, lo mejor es optar por mantener grupos pequeños en un recinto amplio y enriquecido y observar el comportamiento.

La densidad máxima de peces debe garantizar una calidad del agua óptima, especialmente en lo que se refiere a la concentración de oxígeno y de productos nitrogenados.

3.1.4. Control del entorno

Las condiciones óptimas para muchas especies no están bien establecidas, y las necesidades de una especie dada pueden no ser las mismas en todas las etapas de su vida (como larvas, alevines, adultos) o pueden variar en función del estado fisiológico (p. ej., durante el desarrollo o la reproducción) y también en función de su experiencia, p. ej., sus antecedentes de exposición a unas condiciones dadas.

En general, el agua de suministro local no es adecuada para ser utilizada tal cual se obtiene del grifo ya que puede contener sustancias que son altamente tóxicas para los peces, especialmente cloraminas y menos frecuentemente cloro libre, además de metales tóxicos liberados por las tuberías, como Cu y Cd, pesticidas y otras sustancias que incluso en concentraciones bajas, pueden ser muy tóxicas para los peces. Además, las características del agua de la red de distribución local pueden ser muy diferentes de las que necesitan los peces.

Antes de proceder al alojamiento de los peces debe realizarse un análisis completo (e independiente de los facilitados por la compañía distribuidora) de los principales parámetros físico-químicos del agua: pH, dureza, alcalinidad, salinidad y concentración de sustancias tóxicas como amonio y nitritos, metales pesados y pesticidas. Este análisis debe repetirse con cada cambio de estación, para tener en cuenta cambios debidos a las variaciones de pluviosidad.

En caso necesario, el agua puede ser tratada mediante acondicionadores químicos (p. ej., tiosulfato de sodio para las cloraminas), filtrado químico (p. ej., con carbón activado o resinas secuestradoras de fosfatos o amoniaco) u ósmosis inversa. Debe tenerse en cuenta que, al reaccionar con las cloraminas, el tiosulfato de sodio produce amoníaco, que debe ser eliminado mediante filtración.

Los sistemas de ósmosis inversa emplean una membrana semipermeable que permite de forma selectiva pasar a algunas moléculas, pero no a otras. La membrana deja atrás sustancias en solución como sales, aunque no compuestos muy pequeños como los fosfatos. El agua de ósmosis está casi libre de solutos y no es apropiada para ser usada tal cual, sino que debe ser mezclada o reconstituida. Esto último consiste en añadir sales y minerales en proporciones que resulten beneficiosas para los animales.

El amoníaco es el principal producto de la excreción de los peces. Gracias al metabolismo bacteriano, los compuestos nitrogenados del alimento y las heces también se transforman en compuestos inorgánicos tales como amoníaco y fosfatos. El amoníaco, a su vez, se transforma en nitritos y nitratos. El amoniaco y los nitritos son muy tóxicos para los peces y su acumulación debería evitarse aumentando el caudal del agua, reduciendo la densidad o la temperatura o por biofiltrado. La sensibilidad al amoníaco varía según las especies, siendo en general más vulnerables las de agua de mar y los peces más jóvenes.

El amoníaco disuelto en agua existe en dos formas: el altamente tóxico amoniaco molecular (NH_3) y el ión amonio (NH_4^+) que existen en un equilibrio que es dependiente de la temperatura y el pH. A mayor pH, salinidad y temperatura, mayor cantidad de amoníaco molecular tóxico. La mayor parte de los tests comerciales de calidad de agua miden la cantidad total de amoniaco (molecular e iónico sumados), por lo que deben ser conocidos los valores de amoníaco molecular tóxico. Existen algunas calculadoras en internet que pueden realizar fácilmente esta conversión (p. ej., [AQUI](#)). Estas deben tener en cuenta además si la salinidad del agua es baja (agua dulce) o alta (agua marina).

La concentración de nitritos y amoníaco debe mantenerse lo más baja posible, pero siempre por debajo de 0,1 y 0,01 g por litro respectivamente.

En sistemas de recirculación debe comprobarse al menos dos veces por semana y a diario durante el proceso de ciclado de los filtros biológicos.

La dureza total del agua mide la cantidad de sales disueltas y se mide en grados de dureza (GH) o en micro siemens (μS) de conductividad eléctrica. Los principales minerales que contribuyen a la dureza son Ca y Mg, pero también incluye otros metales como cobre, zinc, hierro, boro y silicio. El agua blanda contiene hasta un máximo de 75 mg por litro de carbonato cálcico mientras que el agua dura puede contener entre 150 y 300 mg. El agua de lluvia (y de ósmosis) es muy blanda y suele ser la más adecuada para especies que viven en climas lluviosos o en charcos efímeros. La dureza óptima varía mucho dependiendo de cada

especie, pero es un parámetro importante a tener en cuenta ya que valores inadecuados de dureza aumentan el estrés y la toxicidad del amoníaco y los metales disueltos.

El pH mide el nivel de acidez o alcalinidad del agua y sus niveles dependen de otros muchos factores, p. ej., la concentración de CO₂, la alcalinidad y la dureza, por lo que su estabilidad es un buen indicador de la estabilidad del sistema acuático. En general, el pH suele ser más bajo en agua dulce que en agua salada. El valor de pH puede tener efectos importantes sobre otros parámetros del agua, especialmente sobre los niveles de amoníaco. El amoníaco es mucho menos tóxico a niveles más bajos de pH. La alcalinidad del agua es una medida de su capacidad para neutralizar ácidos y por tanto de su capacidad como tampón y se expresa como la concentración total de iones negativos. El nivel de alcalinidad apropiado a cada especie es necesario para disminuir el efecto tóxico de metales y para garantizar el buen funcionamiento de los filtros biológicos. Estos dos parámetros se encuentran en la naturaleza relacionados entre sí y, a su vez, con la dureza y el CO₂. En general, las aguas blandas suelen ser también ácidas y poco alcalinas. En la instalación deben ser comprobados dos veces por semana.

La salinidad mide el contenido total de sales disueltas, principalmente iones Na⁺ y K⁺. Las necesidades en materia de salinidad varían según los peces procedan de aguas marinas, de aguas dulces, o estén adaptadas a ambos medios. Algunas especies pueden tolerar una amplia gama de grados de salinidad, mientras que otras tienen necesidades muy estrictas. En otras, la tolerancia a la salinidad depende de la etapa de su ciclo de vida. Mantener una especie en condiciones de salinidad subóptimas ocasiona estrés de osmoregulación, detención del crecimiento y menor resistencia a enfermedades. Cualquier cambio de salinidad debería realizarse de manera gradual ya que los cambios bruscos suelen tener consecuencias graves para la salud de los peces.

La concentración de oxígeno debería ser adecuada para las especies y el entorno en el que se crían. La concentración de oxígeno depende de la temperatura, la concentración de CO₂, la salinidad y la cantidad de alimento. Las especies de aguas turbulentas poseen mayores requerimientos de oxígeno. Debe mantenerse como mínimo una concentración de oxígeno a un 90 % del nivel de saturación. En sistemas de recirculación debe comprobarse una vez al día y más a menudo si la densidad de peces supera los 15 kg de biomasa por metro cúbico. En caso necesario puede aumentarse la oxigenación mediante la difusión de aire introducido a presión con una bomba. No se debe introducir gas a presión más de lo estrictamente necesario, ni causar excesiva turbulencia en la superficie, ni forzar la aireación dentro de volúmenes cerrados, para evitar la sobresaturación de gases, especialmente a altas temperaturas. La sobresaturación por nitrógeno puede resultar muy peligrosa y causar embolias.

El CO₂ se produce por la respiración de los peces y se disuelve en el agua para formar ácido carbónico, lo cual hace bajar el pH. La acumulación de CO₂ puede plantear un problema con una densidad de población alta si se utiliza oxígeno puro en vez de aire para mantener el contenido de oxígeno en el agua. Altas concentraciones de CO₂ libre pueden resultar letales para los peces, porque el CO₂ reduce la capacidad de la sangre de un pez para transportar oxígeno. Los peces en aguas con altas concentraciones de CO₂ (mayor de 10 o 12 mg por litro para algunas especies de peces) pueden asfixiarse incluso si los niveles de oxígeno son altos. Aunque es muy soluble en agua, el exceso de CO₂ se puede eliminar fácilmente mediante aireación.

Conviene mantener la temperatura dentro de la gama óptima para la especie de que se trate, similar a la del hábitat de origen, y cualquier cambio debería realizarse de forma gradual. Los peces no deben ser sometidos a cambios superiores a 2 °C por día. Si la temperatura es alta puede resultar necesario oxigenar el agua del acuario.

Se recomienda mantener en lo posible a los peces en el fotoperíodo natural de su hábitat de origen, ya que la alternancia día noche influye sobre su fisiología y comportamiento. El fotoperíodo más adecuado es aquel que refleja la duración natural del ciclo de luz de su hábitat natural. En general, no conviene mantener a muchas especies de peces bajo una luz intensa, especialmente aquellas que viven lejos de la superficie o en hábitats con vegetación densa. Según convenga, dependiendo de la especie, conviene atenuar la luz, cubrir los recintos o disponer refugios adecuados. Generalmente, una intensidad de 10000-12000 lux de luz blanca entre 5000 y 7000 °K de temperatura de color, se considera adecuada para la mayoría de las

especies. Es importante evitar en la medida de lo posible cambios bruscos en la intensidad luminosa. Los peces se asustan y se estresan con mucha facilidad al encender y apagar las luces, por lo que debe instalarse un regulador que proporcione un cambio gradual de intensidad durante un periodo de 30 min.

Los peces pueden ser extremadamente sensibles a los sonidos, incluso a niveles muy bajos. Una buena solución es instalar una alfombrilla antivibración debajo de cada acuario. Los peces criados en un entorno específico se adaptan a los estímulos de ese medio y pueden estresarse si se transfieren a espacios desconocidos

3.1.5. Alimentación

Se puede alimentar a los peces con comida artificial o natural, sea fresca o congelada. La dieta artificial seca es preferible, siempre y cuando satisfaga las necesidades nutricionales de la especie y que el pez la acepte. Es importante realizar una revisión previa de la dieta de la especie en estado natural para asegurar una alimentación adecuada ya que la comida artificial sólo cubre necesidades generales de macronutrientes. En el caso de algunas especies o en algunas etapas de la vida, los peces no admiten alimentos artificiales. Hoy día se encuentra disponible una gama muy diversa de alimento vivo, fresco y congelado destinado a peces ornamentales de acuario.

Es importante alimentar a los peces con la cantidad y la frecuencia adecuadas, lo cual depende de una serie de factores tales como la temperatura y el tamaño y la madurez del individuo. Dado que las altas temperaturas aceleran el metabolismo, conviene aumentar la cantidad de alimento si la temperatura es mayor. La presentación de la comida es también muy importante para garantizar una alimentación adecuada. Conviene prestar atención al número de comidas por día, la edad del pez, la temperatura del agua y el tamaño de los gránulos o fragmentos de comida que se ofrece. El régimen de alimentación, el gusto y la presentación de los alimentos deberían ser tales que todos los peces obtengan comida suficiente. Conviene prestar una atención especial a la alimentación de los alevines, especialmente cuando se pasa de alimentos naturales a dietas artificiales.

Se aconseja alimentar una o dos veces por día hasta un máximo de 1-8 % del peso del pez. Es importante que todo el alimento sea consumido en un plazo de pocos minutos y retirar el alimento no consumido a fin de prevenir el crecimiento de hongos y el deterioro de la calidad del agua.

3.2. Anfibios

En el Anexo II del RD 53/2013 se clasifican los anfibios más comunes en cuatro categorías dependiendo de su hábitat: urodelos acuáticos y anuros acuáticos, semiacuáticos, semiterrestres y arborícolas.

Las siguientes recomendaciones están basadas en DEHP (1992), Girling (2003), HAAC (2004), Poole & Grove (2008) y Tyler (2009).

3.2.1. Entrada de animales y aclimatación

Los anfibios adultos capturados deben transportarse en pequeños contenedores de plástico bien cerrados, pero con respiraderos que no presenten bordes cortantes ya que la piel de los anfibios se lesiona con mucha facilidad. El fondo debe cubrirse con papel húmedo. Nunca deben utilizarse bolsas de tela húmeda o plástico ya que pueden asfixiar a los animales. Debe garantizarse una temperatura durante el transporte de entre 14 y 25 °C. Para ello, es aconsejable utilizar recipientes aislantes donde colocar los contenedores. En climas muy cálidos debe incluirse alguna bolsa de hielo o gel helado, aislada del contacto con los contenedores de los animales. No debe incluirse más de un animal por contenedor. Para anfibios terrestres, se puede introducir musgo húmedo u otro material adecuado de retención de agua, en bolsas de red u otro material de tejido suelto, que permita un flujo libre de aire. Los renacuajos y los huevos pueden transportarse en bolsas cerradas con agua similares a las utilizadas para el transporte de peces, dentro de un recipiente aislante.

Durante el trabajo de campo, así como durante el transporte y a la llegada de los animales a la instalación, deben tomarse medidas para evitar la propagación de hongos quitridios y otros

patógenos altamente infecciosos como ranavirus. Deben utilizarse guantes desechables y cambiarlos entre individuos y áreas diferentes y limitar la manipulación de los animales al mínimo imprescindible. Puede ser necesario desinfectar las botas y otro equipo de campo con una solución de Virkon® o lejía al 10 % durante 15 minutos.

3.2.2. Diseño y complejidad del recinto

Los recintos para anfibios se construyen de vidrio, acrílico, fibra de vidrio y otros materiales sintéticos. Su tamaño debe ser suficientemente grande para permitir el comportamiento natural de los animales. No deben utilizarse recintos largos y estrechos porque pueden limitar la actividad motriz y comportamientos sociales tales como el frenesí alimentario que induce a todos los animales a alimentarse a la vez. Es importante usar materiales no porosos, fáciles de limpiar. Todos los recintos deben tener tapas que ajusten perfectamente bien, pero que permitan también la ventilación. Los recintos más comúnmente usados son los acuarios de vidrio equipados con tapas con tela mosquitera o los contenedores de plástico. No deben poseer superficies punzantes o cortantes y tanto su diseño como su localización deben evitar que se calienten en exceso.

Conviene que los terrarios estén cubiertos para que no se escapen los animales. Se recomienda pintar o cubrir de otra forma las paredes transparentes para minimizar los daños al animal, ya que a veces es difícil para los anfibios reconocer que existe una barrera física y podrían chocar contra la pared del tanque, dañando su área rostral. Pintar de negro el exterior de una pared de cristal sólo aumenta su capacidad de reflejar, por lo que está desaconsejado.

Dentro del recinto, es importante proporcionar un sustrato y otros objetos que permitan el comportamiento natural de la especie. Para las especies que excavan o se entierran parcial o totalmente, debe aportarse un sustrato inerte adecuado, como vermiculita, que permite acumular un alto grado de humedad y puede ser reutilizada con frecuencia tras desecarla y esterilizarla por calor. Para las especies de anfibios que no excavan, se ha utilizado con éxito el papel y el césped artificial. Es probable que los anfibios ingieran sustrato suelto en el recinto al alimentarse, por lo que se deben evitar sustratos que se hinchen con la humedad o sean tóxicos, como la arena para gatos o las virutas de cedro o pino. No se recomienda poner en los terrarios serrín fino ni otro tipo de sustrato de partículas pequeñas porque afectan a la piel sensible de los animales, acumulan agentes patógenos y son difíciles de limpiar.

Los anfibios semiacuáticos y semiterrestres se alojan en recintos compuestos por una zona de tierra y una parte de agua. Los animales han de tener la posibilidad de sumergirse en la zona acuática del terrario. Si no se ha instalado un sistema de circulación del agua, conviene cambiar el agua aproximadamente dos veces por semana.

Los anfibios acuáticos o las larvas de anfibios se alojan en tanques y acuarios, con unas condiciones de cuidado y manejo similares a las de los peces (apartado 3.1). En anfibios acuáticos, un tanque con suelo oscuro puede aumentar la sensación de seguridad de los animales.

Para las especies arborícolas, conviene disponer las estructuras adecuadas para que los animales puedan trepar, descansar y asolearse. Además, hay que colocar agua para que puedan sumergirse o encontrar un mayor grado de humedad. Si se utilizan platos de agua, estos deberían estar diseñados de tal forma que los anfibios pudieran entrar y salir de ellos con facilidad, preferiblemente con el borde al mismo nivel del suelo.

El hábitat terrestre de los anfibios debería estar estructurado y contar con objetos (ramas, piedras u otros materiales artificiales adecuados). Los anfibios sacan provecho de tal enriquecimiento ambiental de varias maneras. Pueden por ejemplo esconderse y utilizar esos medios para la orientación visual y espacial. Conviene que las paredes de los terrarios tengan relieves para proporcionarles una superficie estructurada.

Se recomienda poner a disposición de los anfibios lugares adecuados donde puedan refugiarse. Los refugios deben ser opacos y no deben ser pesados o inestables de forma que un animal quede atrapado. Las especies acuáticas también deben disponer de un refugio, ya sea flotante en la superficie del agua o en un dispositivo similar a un túnel, como tubos de PVC o rocas y troncos artificiales.

Es importante que los materiales de los objetos utilizados para el enriquecimiento ambiental no sean nocivos. Los recintos y las estructuras de enriquecimiento deberían tener superficies lisas y ángulos redondeados para minimizar el riesgo de lesiones cutáneas.

3.2.3. Enriquecimiento social

La mayoría de anfibios sólo manifiestan comportamiento social durante la época de apareamiento. No obstante, el alojamiento en grupo es recomendable, por ejemplo, para mejorar la alimentación y reducir las respuestas de miedo. En el caso de *Xenopus*, la alimentación en grupo provoca un frenesí alimentario que induce a todos los animales a alimentarse a la vez. Con densidades de población muy bajas, ese frenesí no se produce y con frecuencia la comida no se consume.

Muchos anfibios son territoriales en el campo y en situaciones de cautividad pueden formar jerarquías de dominancia. Una vez establecida la jerarquía de dominancia, los animales de menor rango pueden verse excluidos de los refugios o los puntos de alimentación y asolamiento. Debe asegurarse que el refugio y el alimento es accesible a todos los animales. La dosificación de luz ultravioleta en periodos de 10-15 minutos a intervalos de una hora puede permitir que todos los individuos tengan acceso a ella. Las salamandras utilizan feromonas para marcar sus territorios y atraer a las hembras. Los recintos que contengan residuos de feromonas de un habitante anterior pueden causar estrés a un animal recientemente introducido.

3.2.4. Control del entorno

Aunque la mayoría de anfibios tolerarán temperaturas bajas (de 5-10 °C) durante periodos breves, una temperatura superior a 35 °C de la que no pueden escapar resultará letal para la mayoría. Es importante que el recinto disponga de zonas con temperaturas y humedades diferentes para que puedan elegir su microentorno preferido. Los animales que terminan de comer o que están en fase reproductiva elegirán en general temperaturas más elevadas. En cambio, los animales inactivos buscarán zonas más frescas, incluso sumergiéndose en agua.

Conviene disponer de una fuente de calor difusa externa, por climatización o mediante una esterilla térmica, y además de una fuente puntual concentrada de calor (p. ej., bombilla infrarroja). Se debe controlar de forma continua la temperatura ambiente y del agua. Antes de colocar a los animales en el recinto es preciso haber comprobado el gradiente completo de temperatura.

En muchos anfibios es frecuente que se manifieste un periodo de dormancia (brumación) desencadenado por la disminución natural de temperatura y horas de luz o de humedad ambiental, incluso aunque en cautividad se mantengan las condiciones ambientales constantes. Durante este periodo, los animales están menos activos, utilizan más los refugios y suelen alimentarse menos. En esas condiciones, pueden permanecer hasta cuatro o cinco meses sin comer. La falta de brumación en condiciones de cautividad no parece tener graves consecuencias sobre el bienestar de los animales. No debe inducirse a los animales a entrar en un periodo de verdadera dormancia salvo que sea estrictamente necesario. La brumación es un proceso muy delicado y su inducción debe estar supervisada por un veterinario antes, durante y después del proceso.

Los recintos para anfibios deberían estar convenientemente ventilados. La forma más eficaz es aprovechar el gradiente vertical de temperatura para permitir una circulación de aire de abajo hacia arriba. Hay que tener cuidado con los niveles altos de ventilación porque pueden producir desecación. En caso necesario, se puede forzar la ventilación mediante pequeños ventiladores. Si los anfibios están alojados en una instalación donde existen mamíferos como ratas, ratones o conejos que expelen grandes cantidades de amoníaco al aire, debe asegurarse que el aire de los anfibios se encuentre separado o purificado ya que son muy sensibles a la exposición al amoníaco.

Aunque dependerá de cada especie, en general se requiere una humedad ambiental elevada, superior al 70%. Esto requiere proporcionar humedad suplementaria en el ambiente, lo que se puede lograr mediante la nebulización o mediante la adición de una fuente de agua. La pérdida de agua es un problema especialmente grave en los anfibios terrestres y semiterrestres

mantenidos en cautividad, ya que una hidratación adecuada del tegumento es fundamental para el funcionamiento normal de su piel. Se recomienda que los recintos dispongan de zonas con diferentes grados de humedad, igual que de temperatura. Incluso los anfibios adaptados al desierto deberían tener acceso a un entorno húmedo.

Se recomienda aplicar fotoperiodos que reflejen el ciclo natural del lugar del que proceden los animales. La intensidad luminosa en el interior de los recintos debería corresponder a la que cabe esperar en condiciones naturales. Los anfibios en cautividad, tanto terrestres como acuáticos, deberían tener la posibilidad de retirarse a zonas con sombra dentro del recinto.

Muchas especies requieren radiación ultravioleta A y B para la producción de vitamina D3. La vitamina D3 es una sustancia tóxica si se ingiere en grandes cantidades por lo que el suministro de esta vitamina a través de la dieta a menudo causa problemas de hipervitaminosis (fallo renal, calcificación tisular y muerte prematura). Sin embargo, el suministro de vitamina D3 a partir de síntesis dependiente de luz ultravioleta no causa hipervitaminosis. Esto es debido a que la cantidad de vitamina D3 disponible se regula a través de un proceso metabólico de retroalimentación que también depende de la luz UVA y de la temperatura, en el que la previtamina D3 en exceso se convierte en productos sin actividad biológica. El vidrio no transmite luz ultravioleta de mediana longitud de onda, por lo que no debe ser usado como tapa para los recintos bajo el foco de luz; en su lugar, debe utilizarse malla de alambre o plástico. Las luces deben colocarse a una distancia prudencial de los animales a fin de no provocar quemaduras u otros problemas, pero lo suficientemente cerca para que la luz ultravioleta sea eficaz. La emisión de rayos UVB de los focos fluorescentes disminuye considerablemente después de unos pocos cientos o miles de horas de uso y deben ser cambiados con frecuencia.

Los anfibios son muy sensibles al ruido (estímulos aéreos) y a las vibraciones (estímulos transmitidos por el sustrato) y los altera cualquier estímulo nuevo e inesperado. Se recomienda, por tanto, minimizar ese tipo de perturbaciones. Una buena solución es instalar una alfombrilla antivibración debajo de cada terrario.

El agua es una parte esencial y crítica del medio ambiente para los anfibios acuáticos, semiacuáticos y terrestres. Los anfibios son más sensibles a la calidad del agua que muchos peces. Los anfibios no beben agua, sino que la absorben a través de la piel (por ejemplo, la placa abdominal de las ranas). Por eso, la fuente y la calidad del agua son muy importantes, especialmente para las larvas, pero también para los adultos.

En general, el agua de suministro local no es adecuada para ser utilizada tal cual se obtiene del grifo ya que puede contener sustancias que son altamente tóxicas, especialmente cloraminas (y menos frecuentemente, cloro libre), además de metales tóxicos liberados por las tuberías, fosfatos y otras sustancias. El exceso de fosfatos en el agua es perjudicial para los anfibios ya que secuestra los iones Ca^{++} . Una proporción elevada de P:Ca en el agua puede causar problemas neurológicos y óseos e incluso la muerte. Antes de ser utilizada, el agua de suministro local debe analizarse para conocer sus principales parámetros físico-químicos: pH, dureza y concentración de sustancias tóxicas como amonio y nitritos, fosfatos, metales pesados y pesticidas. En caso necesario, el agua puede ser tratada mediante acondicionadores químicos (por ejemplo, tiosulfato de sodio para las cloraminas), filtrado químico (por ejemplo, con carbón activado o resinas secuestradoras de fosfatos o amoniaco) u ósmosis inversa. El agua de ósmosis reconstituida (ver apartado 3.1) es una buena solución.

A diferencia del resto de vertebrados terrestres, que excretan formas no tóxicas de compuestos nitrogenados como ácido úrico o urea, casi todos los anfibios producen amoniaco como producto de excreción. Tanto el amoniaco como los nitritos son altamente tóxicos para los anfibios. La exposición a estos compuestos provoca una producción de moco exagerada, eritema y letargo y en último término compromete seriamente el sistema inmune. La concentración de nitritos y amoniaco deben mantenerse lo más bajas posible (lo ideal es cero), pero siempre por debajo de 0.2 mg/L de amoniaco molecular y de 0.5 mg/L de nitritos. En sistemas con filtrado biológico, la concentración de nitratos no debería superar los 50 mg/L. Para un tratamiento apropiado del agua en estos casos ver apartado 3.1.

En el caso de especies semiacuáticas, e incluso en especies acuáticas y larvas mantenidas con filtrado biológico, es aconsejable realizar cambios periódicos de agua para reducir la

acumulación de residuos. Siempre es necesario realizar cambios parciales de agua cuando esta esté ligeramente turbia, con mal olor, los renacuajos nadan lento cerca de la superficie, o haya residuos asentados en el fondo del tanque. Se debe sustituir aproximadamente la mitad a un tercio del agua por evento de limpieza.

En general, para los anfibios, el agua no debería exceder de una dureza superior a 100 mg/L de carbonato de calcio por litro. Un agua de entre 4 y 8 °GH suele ser adecuada para la mayoría de las especies. La mayoría de los anfibios prefieren un pH del agua ligeramente básico, por encima de 7, pero si se desconocen las preferencias de la especie se aconseja empezar por un pH neutro. Cualquier valor de pH por debajo de 6 o por encima de 8 debe considerarse potencialmente peligroso.

3.2.5. Alimentación

El uso de alimento vivo es necesario para la mayoría de los anfibios, ya que requieren el movimiento de sus presas para alimentarse. Los grillos y los gusanos de la harina son las especies de presa más comunes, pero se han utilizado moscas de la fruta, gusanos tubifex, camarones de salmuera, lombrices de tierra, cucarachas, gusanos de cera e incluso pequeños roedores. Algunas especies de anfibios acuáticos consumirán dietas granuladas estandarizadas para *Xenopus*. Los renacuajos comerán alimentos estándar en escamas de pescado, espinacas y gránulos de alfalfa. El tamaño de la presa debe garantizar una ingesta adecuada pero también un manejo adecuado.

La frecuencia de alimentación dependerá de la historia natural de la especie, especialmente en lo que se refiere a su ritmo natural de actividad, que es crepuscular o nocturno en muchos casos. Una buena regla para especies enérgicas y activas es que debe quedar un remanente de insectos en el recinto para que los animales puedan alimentarse *ad libitum*. Especies más sedentarias o inactivas son propensas a la obesidad y en consecuencia la alimentación debe ser controlada. No se deben suministrar presas ricas en lípidos.

La proporción Calcio:Fósforo para animales adultos debe ser de 1,5 a 1. Debe ofrecerse un buen suplemento vitamínico varias veces a la semana, sobre todo en especies estrictamente insectívoras. Los grillos no tienen una relación óptima de Ca:P y deben ser siempre alimentados con una dieta alta de Ca durante al menos las 48 h previas a la alimentación de los anfibios, o espolvoreados con un suplemento mineral.

3.3. Reptiles

El Anexo II del RD 53/2013 sólo contempla dos categorías muy generales de reptiles utilizados con fines científicos: tortugas acuáticas (en realidad, galápagos, que son semiacuáticos en su mayoría) y serpientes terrestres.

Las siguientes recomendaciones están basadas en CCAC (1984, 2003b), DEHP (1992), Girling (2003) y HAAC (2004).

3.3.1. Entrada de animales y aclimatación

Los reptiles capturados deben transportarse en contenedores individuales bien cerrados, pero con respiraderos. El fondo y las paredes deben cubrirse con papel o tela que permita mantener un cierto grado de humedad y amortiguar posibles golpes. Para animales de gran tamaño, como tortugas o lagartos, se pueden utilizar jaulas de transporte de mascotas. Las serpientes deben viajar siempre dentro de una bolsa de tela bien cerrada mantenida dentro de un contenedor amortiguado. Para individuos de pequeño tamaño, el uso de bolsas de tela no se recomienda y pueden viajar varios en el mismo contenedor. Las tortugas terrestres deben viajar en contenedores individuales o con individuos separados por compartimentos.

Debe garantizarse una temperatura durante el transporte de entre 14 y 30 °C. Para ello, es aconsejable utilizar recipientes aislantes donde colocar los contenedores. En climas muy cálidos debe incluirse alguna bolsa de hielo o gel helado, aislada del contacto con los contenedores de los animales. Si el transporte dura menos de un día o la temperatura ambiente no se acerca a los 30 °C, no se debe suministrar agua.

3.3.2. Diseño y complejidad del recinto

Los recintos para reptiles se construyen de vidrio, acrílico, fibra de vidrio y otros materiales sintéticos. Su tamaño debe ser suficientemente grande para permitir el comportamiento natural de los animales. Se recomienda que las puertas y tapas estén construidas de manera que pueda abrirse todo el techo o un lateral para facilitar la limpieza (excepto si se trata de reptiles venenosos). En el caso de algunas especies, todas las paredes, incluso el techo, deberían ser opacas. Si los reptiles son muy asustadizos o agresivos, la pared transparente puede cubrirse con una pantalla desmontable.

Conviene que los terrarios tengan juntas estancas, que todos sus orificios estén debidamente protegidos con una malla y que tengan una tapa o puerta que encaje bien y pueda cerrarse de forma segura mediante pestillos, ganchos o candados, para evitar la fuga de animales. Esto es especialmente importante en el caso de serpientes, lagartos, camaleones y geckos. Las serpientes y geckos pueden escapar por las ranuras más pequeñas y levantar tapas aparentemente pesadas.

Para el alojamiento de serpientes venenosas se debe seguir una serie de criterios de seguridad específicos, con una normativa propia (p. ej., RD 287/2002 sobre tenencia de animales potencialmente peligrosos) que puede variar localmente.

Es importante proporcionar un sustrato y otros objetos que permitan el comportamiento natural de la especie. Para la mayoría de especies de reptiles que no excavan, las virutas de papel y el césped artificial pueden utilizarse como sustratos fácilmente sustituibles en la limpieza. No se aconseja utilizar sustratos granulados, ya que pueden acumular bacterias y productos de desecho. Los animales, especialmente las serpientes, pueden ingerir sustrato suelto en el recinto al alimentarse, por lo que deben evitarse sustratos que se hinchen con la humedad o sean tóxicos, como la arena para gatos o las virutas de cedro o pino. Para las especies que excavan o se entierran parcial o totalmente, debe aportarse un sustrato inerte adecuado, como vermiculita.

Los reptiles semiacuáticos como galápagos y culebras de agua deben alojarse en recintos con una superficie y profundidad de agua suficientes para permitir que el animal pueda sumergirse por completo y desplazarse. El agua debe ser mantenida en buenas condiciones mediante filtrado o circulación, con una renovación total de unas dos veces por semana. El agua debería estar desprovista de compuestos tóxicos como cloraminas.

Es importante disponer una plataforma a la que los reptiles puedan subir para descansar y sobre todo asolearse. Este tipo de plataformas debería estar hecho de un material adecuado, p. ej., madera, al que los animales pudieran agarrarse con sus garras para salir del agua. Si resulta necesario, las plataformas deben cambiarse periódicamente. También deben disponer de refugios opacos cubiertos.

Los reptiles terrestres deben también disponer de una zona de agua más pequeña, pero que les permita al menos sumergirse. Esto es especialmente importante en el caso de muchas serpientes, ya que necesitan mojarse para poder mudar.

Los lagartos y lagartijas son muy activos y necesitan un recinto donde puedan llevar a cabo un repertorio natural de actividades, que contenga refugios, posaderos, áreas abiertas donde alimentarse y zona con agua. Los geckos necesitan comparativamente menos espacio que los lagartos, pero el recinto debe ser de una complejidad similar.

Las tortugas terrestres necesitan un refugio amplio y mucho espacio. El recipiente de agua debe estar al mismo nivel que el suelo ya que no pueden trepar.

Si los animales se mantienen en el exterior, debe cubrirse el recinto con malla para evitar fugas y ataques por parte de depredadores. Los lagartos suelen lesionarse con la malla de alambre, por lo que las paredes deben estar construidas en un material por el que los animales no puedan trepar.

Los reptiles terrestres trepadores, como camaleones, pero también muchas serpientes no estrictamente arborícolas, a las que les gusta trepar, necesitarán además un recinto de mayor altura que longitud y donde el nivel de complejidad en los niveles más altos sea al menos igual que en los más bajos, ya que el animal pasará una gran proporción del tiempo en estas zonas. Esto debe incluir un punto de asolamiento colocado en la parte más alta.

Todos los reptiles deben disponer de un refugio opaco y alejado del contacto humano en el que puedan esconderse y en ocasiones, alimentarse. Muchas serpientes, por ejemplo, se negarán a comer si no disponen de un refugio tranquilo donde ingerir sus presas.

3.3.3. Enriquecimiento social

Muchas especies de reptiles son territoriales y, cuando se alojan en grupos, suelen formar jerarquías de dominancia. Los individuos de bajo estatus pueden estar sujetos a estrés crónico y sufrir lesiones físicas y además ser excluidos de los lugares de descanso, alimentación o asolamiento. Debe asegurarse que cada individuo reciba una cantidad suficiente de alimento. Los recintos que contengan residuos de feromonas de un habitante anterior pueden causar estrés a un animal recientemente introducido.

Cuando se mantiene un grupo, se pueden tomar medidas para reducir los efectos de la agresión. Enriquecer el medio ambiente aumentando la complejidad e instalando refugios o barreras tras las que puedan ocultarse puede reducir la frecuencia de agresiones. Proporcionar múltiples lugares para tomar el sol y comer y retiros no comunitarios también puede reducir las agresiones y garantizar el acceso de cada individuo a los recursos. La dosificación de luz ultravioleta en periodos de 10 o 15 minutos a intervalos de una hora puede permitir que todos los individuos tengan acceso a ella.

Los lagartos deben mantenerse aislados o en grupos pequeños (no más de cuatro por recinto). Los camaleones, serpientes y tortugas terrestres es mejor mantenerlos aislados.

3.3.4. Control del entorno

Los recintos de alojamiento deben disponer de zonas con temperaturas diferentes (es decir, un gradiente de temperatura). Una lámpara incandescente situada por encima de la plataforma colocada para que el animal pueda descansar le permite calentarse. Conviene disponer además de una fuente de calor difusa externa, por climatización o mediante una esterilla térmica. Antes de colocar a los animales en el recinto es preciso haber comprobado el gradiente completo de temperatura.

Los requisitos térmicos varían mucho de una especie a otra y deben ser establecidos en base a recomendaciones específicas. Se aconseja que la temperatura pueda programarse para seguir un ciclo diario que refleje lo más fielmente posible las variaciones en el entorno natural. En general, se recomienda una variación diaria de unos 7 °C alrededor de la temperatura preferida por cada especie.

En los reptiles de zonas templadas o subtropicales es frecuente que se manifieste un periodo de dormancia (brumación) desencadenado por la disminución natural de temperatura y horas de luz, incluso aunque en cautividad se mantengan las condiciones ambientales constantes. Durante este periodo, los animales están menos activos, utilizan más los refugios y suelen alimentarse menos pero siempre necesitan beber. No deberían registrarse pérdidas de peso superiores al 10 %. La falta de brumación en condiciones de cautividad no parece tener graves consecuencias sobre el bienestar de los animales. No debe inducirse a los animales a entrar en un periodo de verdadera dormancia salvo que sea estrictamente necesario. La brumación es un proceso muy delicado y su inducción debe estar supervisada por un veterinario antes, durante y después del proceso.

Los recintos para reptiles deberían estar convenientemente ventilados. La forma más eficaz es aprovechar el gradiente vertical de temperatura para permitir una circulación de aire de abajo hacia arriba. En caso necesario se puede forzar la ventilación mediante pequeños ventiladores. Es preciso vigilar que la ventilación no altere los valores preferidos de humedad y temperatura.

Para regular la humedad es necesario también regular la ventilación y la temperatura. A mayor ventilación y mayor temperatura, menor humedad ambiental. Debe mantenerse una humedad relativa de entre el 50 % para la mayoría de las especies y el 70 % para las especies de entornos muy húmedos. Puede mantenerse una humedad adecuada dejando evaporar agua de un recipiente situado cerca del dispositivo de calefacción, lo que permite crear un gradiente de humedad que es muy beneficioso para los animales. Para especies que requieren una elevada humedad ambiental será necesario disponer de algún sistema de nebulización que funcione varias veces al día. Muchos reptiles (por ejemplo, los camaleones) no beberán de recipientes

de agua sino sólo de las gotas condensadas. Un problema de salud frecuente en reptiles sometidos a condiciones de humedad ambiental subóptima es la enfermedad renal provocada por deshidratación crónica, por lo que es importante mantener un control continuo de los niveles de humedad.

Se recomienda aplicar fotoperiodos que reflejen el ciclo natural del lugar del que proceden los animales y sincronizados con las variaciones diarias de temperatura. La intensidad luminosa en el interior de los recintos debería corresponder a la que cabe esperar en condiciones naturales. Los animales deberían tener la posibilidad de retirarse a zonas con diferentes niveles de iluminación dentro del recinto.

La mayoría de las especies (excepto serpientes y especies estrictamente nocturnas) requieren radiación ultravioleta A y B para la producción de vitamina D3 (ver apartado 3.2).

Los reptiles son muy sensibles al ruido acústico (estímulos aéreos) y las vibraciones (estímulos transmitidos por el sustrato) y les molesta cualquier estímulo nuevo e imprevisto. Una buena solución es instalar una alfombrilla antivibración debajo de cada terrario.

En general, el agua de suministro local no es adecuada para ser utilizada tal cual se obtiene del grifo ya que suele contener sustancias tóxicas, especialmente cloraminas (y menos frecuentemente, cloro libre), además de metales tóxicos liberados por las tuberías, fosfatos y otras sustancias. El exceso de fosfatos en el agua es perjudicial para los reptiles ya que secuestra los iones Ca^{++} . Una proporción elevada P:Ca en el agua puede causar problemas neurológicos y óseos e incluso la muerte.

Antes de ser utilizada, el agua puede ser tratada mediante acondicionadores químicos (por ejemplo, tiosulfato de sodio para las cloraminas) o filtrado químico (por ejemplo, con carbón activado o resinas secuestradoras de fosfatos) (ver apartado 3.1).

3.3.5. Alimentación

Se recomienda proporcionar a los reptiles en cautividad los alimentos que consumen en su medio natural, o alimentos disponibles en el comercio que se aproximan a su dieta natural.

Muchos reptiles son carnívoros (todas las serpientes y todos los cocodrilos, así como algunos lagartos y los galápagos), pero algunos son vegetarianos y otros, omnívoros. Dependiendo de la especie, los lagartos pueden ser insectívoros, carnívoros, omnívoros o herbívoros. En la naturaleza muchas especies de lagartos tienen una dieta omnívora más o menos diversa, por lo que es importante suministrarles una variedad de alimentos.

Es posible habituar a los reptiles carnívoros, excepto a algunas serpientes, a comer presas muertas. Por tanto, no tendría que ser necesario, en general, alimentarlos con vertebrados vivos. Cuando se utilizan vertebrados muertos, deberían haber sido eutanasiados con un método que evite el riesgo de intoxicación. Para los insectívoros, lo mejor es aportar presas vivas enriquecidas con suplementos.

En los reptiles herbívoros, una cuarta parte de la energía total ingerida debe consistir en proteínas. Si se les alimenta con una dieta muy rica en fibra (por ejemplo, lechuga o fruta) suelen aparecer deficiencias crónicas pero un exceso de proteína (por ejemplo, si se les suministra comida para gatos) puede también producirles exceso de ácido úrico y fallo renal.

Todos los reptiles necesitan ácidos grasos esenciales (principalmente linoleico). En los reptiles herbívoros, la grasa debe aportar menos de un 10 % de energía a la dieta mientras que en carnívoros esta cantidad puede alcanzar el 50 %. Un exceso de grasa, sin embargo, provocará problemas serios de salud como fallo hepático en ambos grupos.

La frecuencia de alimentación dependerá de la dieta y del tamaño del animal. Los reptiles herbívoros deben comer a diario. Los insectívoros deben alimentarse dos o tres veces por semana, con independencia de su tamaño. Los carnívoros deberán alimentarse con menor frecuencia cuanto mayor sea el tamaño del animal. Los galápagos y las serpientes de pequeño tamaño que consumen presas de la talla de crías de ratón deben ser alimentados de dos a tres veces por semana. Si el tamaño es lo suficientemente grande como para ingerir ratones adultos la frecuencia debe disminuir a la mitad aproximadamente.

Debe prestarse atención a la posible carencia de vitamina A. Los reptiles herbívoros deben ingerir suficientes carotenos en la dieta. Los galápagos son especialmente susceptibles de sufrir avitaminosis A. No debe alimentarse a los reptiles con pescado marino y huevo crudo ya que puede provocarles carencias de vitamina B1.

La proporción Ca:P para animales adultos debe ser de 1,5 a 1 y superior en el caso de animales que están creciendo o poniendo huevos. La deficiencia de Ca es frecuente en especies herbívoras alimentadas con una dieta pobre en calcio (por ejemplo, lechuga), rica en oxalatos (como espinacas) o rica en yodo (por ejemplo, crucíferas). Debe ofrecerse un buen suplemento vitamínico varias veces a la semana, sobre todo en especies estrictamente herbívoras o insectívoras. Los grillos no tienen una relación óptima Ca:P y deben ser siempre alimentados con una dieta alta en Ca durante al menos 48 h con antelación a la alimentación de los reptiles, o espolvoreados con un suplemento mineral.

En general, debe suministrarse agua a todas las especies, preferiblemente en un recipiente donde el animal se pueda sumergir, aunque existen bebederos autodispensadores. Las especies semiacuáticas deben ser alimentadas en un recipiente distinto del bebedero ya que se contaminará por bacterias con mucha facilidad. Las especies trepadoras que sólo beben agua condensada en la vegetación o en su propio cuerpo, como algunas serpientes, necesitarán una rutina diaria de humidificación del recinto o un bebedero de goteo especial.

3.4. Aves

El mantenimiento de aves silvestres en cautividad es una actividad muy extendida, no sólo de especies domésticas de producción e investigación, sino de especies silvestres de interés cinegético (por ejemplo, perdices o rapaces utilizadas en cetrería), ornamental (p. ej., especies utilizadas en avicultura como pájaros cantores o especies exóticas como loros) o por motivos de conservación.

La normativa (Anexo II del RD 53/2013) regula específicamente el espacio mínimo de que deben disponer las especies domésticas de laboratorio que se crían y utilizan más habitualmente. Estas son: gallina, pavo doméstico, codorniz, pato y oca, paloma y diamante mandarín.

Las siguientes recomendaciones están basadas en Hawkins (2001), Girling (2003), Bateson & Feenders (2010) y Fair et al. (2010).

3.4.1. Entrada de animales y aclimatación

Durante el transporte desde el campo, el elemento más importante es un contenedor bien diseñado, adaptado a cada especie, que minimice el estrés y evite que el animal sufra heridas o lesiones. Para traslados de menos de 30 minutos el ave puede ser transportada en una bolsa de tela o una caja cerrada provista de papel absorbente.

Para traslados más largos o especies de gran tamaño se necesitará un contenedor adecuado. Este debe estar limpio, carecer de bordes o superficies cortantes, y permitir un acceso fácil a los animales, especialmente en caso de emergencia. Excepto especies de pequeño tamaño, los individuos deben viajar en contenedores aislados. Deben permitir una ventilación fluida y no alcanzar altas temperaturas. Las aves son muy sensibles a temperaturas extremas durante un periodo prolongado de tiempo. Las aves diurnas deben ser transportadas durante las horas nocturnas siempre que sea posible. La ventilación del vehículo es esencial ya que la temperatura y la humedad aumentarán mucho dentro de los contenedores de transporte.

El contenedor debe ser lo bastante grande para permitir que el ave adopte una postura normal y pueda realizar movimientos de aseo. En especies pequeñas se pueden incluir posaderos. Es conveniente recubrir las paredes con un material que amortigüe los golpes y además absorba la humedad (por ejemplo, pañales de celulosa). El suelo debe ser antideslizante. Los contenedores deben estar aislados de estímulos visuales y acústicos en la medida de lo posible. Las aberturas deben estar cubiertas por una malla fina pero resistente que permita la ventilación, pero limite la visibilidad. Si el trayecto dura más de una hora se debe aportar agua y alimento, de una forma que ensucie lo menos posible el contenedor y con la que el ave esté previamente familiarizada. La iluminación durante el transporte debe ser la mínima necesaria para que el ave pueda localizar el agua y el alimento.

Los huevos y pollos deben ser transportados con sumo cuidado. Los embriones son muy sensibles a las vibraciones mecánicas, por lo que no deberían ser transportados después del comienzo de la incubación. En trayectos cortos, los huevos pueden ser transportados envueltos en algodón y dentro de un contenedor aislante. Para trayectos más largos debe utilizarse una incubadora portátil. Las que se pueden adaptar a la toma de corriente del vehículo son las que permiten mayor autonomía. Los pollos pueden ser transportados durante trayectos cortos en nidos artificiales, cubiertos de tela absorbente, dentro de un contenedor aislante que contenga una fuente de calor que no esté en contacto directo con los animales. Si el trayecto es largo, también debe utilizarse una incubadora, teniendo en cuenta que los pollos altriciales necesitarán ingerir alimento aproximadamente una vez por hora como mínimo.

Debe asumirse como un hecho que las aves recién capturadas experimentarán dificultades para adaptarse a las condiciones de cautividad por lo que debería permitirse un periodo de aclimatación en un recinto sin contacto visual con el exterior y aislado de ruidos y otras fuentes de estrés, donde gocen de óptimas condiciones de alimentación y climatización. La presencia de algunos individuos ya aclimatados puede acelerar sustancialmente este período de adaptación. Las aves recién capturadas o trasladadas a una nueva instalación sufren de estrés agudo o crónico que debilita su capacidad inmune y son susceptibles de sufrir infecciones o de experimentar síntomas clínicos de infecciones latentes, poniendo también en riesgo a otros animales de la instalación.

3.4.2. Diseño y complejidad del recinto

Siempre que sea posible, las aves deberían alojarse en aviarios o voladeros, preferiblemente en el exterior. Esto permite mantenerlos en grupo y que los animales puedan volar y desplegar un repertorio de comportamiento mucho más completo, pero dificulta su captura. Los aviarios deben disponer de una doble puerta de seguridad para evitar huidas y se recomienda un diseño modular versátil que permita variar el espacio disponible mediante tabiques.

El mejor material de construcción es acero inoxidable. No debe utilizarse acero galvanizado ya que el zinc que contiene es tóxico para las aves, especialmente las que trepan por las mallas o las picotean, como psitácidos. El techo debe permitir el paso de luz natural, pero debe existir una zona cubierta que permita a los animales refugiarse de la lluvia. El lado orientado hacia la dirección dominante del viento debe estar cubierto, así como cualquier otra pared que exponga a los animales a estímulos molestos. El aviario debe estar hecho a prueba de que roedores u otras aves tengan acceso a él o al alimento.

Los sustratos adecuados deberían ser absorbentes, no presentar riesgos de provocar lesiones en las patas y tener una granulometría adecuada para reducir al mínimo el polvo y evitar una acumulación excesiva en las patas de las aves. Entre los sustratos adecuados se encuentran trozos de corteza, virutas de madera blanca, paja picada o arena lavada. Cualquiera de estos sustratos granulados o porosos debe ser cambiado con frecuencia ya que es una fuente potencial de hongos y otros microorganismos. El cemento es una solución higiénica, pero puede resultar abrasivo para especies que pasan mucho tiempo en el suelo y puede dar lugar a enfermedades de las patas. Otros revestimientos adecuados para el suelo son el césped artificial de plástico y las alfombras de goma espesas, que pueden ser intercambiadas con facilidad.

Si las aves deben alojarse en jaulas, su tamaño debe ser lo bastante grande como para permitirles estar en pie o posarse, extender y batir sus alas sin tocar las paredes o la parte superior de la jaula y permitir el vuelo si es necesario. Las jaulas pequeñas provocan comportamientos patológicos como estereotipias y apatía. Las jaulas deben estar construidas de acero inoxidable, no galvanizado, o bien de fibra de vidrio o plástico.

Las jaulas deberían ser lo suficientemente largas como para permitir vuelos o desplazamientos. Tan importante como la forma de la jaula es su emplazamiento. Un emplazamiento erróneo puede provocar estrés crónico a las aves. Las aves que huyen de los depredadores volando o trepando deben ser colocadas a la altura de los ojos del personal encargado de su mantenimiento y sólo uno de los lados debe estar abierto, aunque a veces es conveniente que puedan ver a los congéneres en jaulas adyacentes. Las especies que viven en el suelo, como las codornices, deben colocarse lo más bajas posible.

Todas las aves (especialmente las especies que pasan una parte importante de su tiempo caminando) deberían alojarse sobre suelos compactos con sustrato y no sobre suelos enrejados. Las aves tienden a sufrir problemas en las patas (por ejemplo, crecimiento excesivo de las garras, acumulación fecal, lesiones tales como la pododermatitis provocada por un sustrato húmedo o abrasivo). Si se utiliza suelo de malla, debe habilitarse una zona de descanso con sustrato compacto que ocupe al menos una tercera parte del suelo del recinto. El suelo de malla debería situarse debajo de perchas para la recogida de las heces. Para reducir la incidencia de lesiones en las patas, conviene utilizar listones de plástico y no malla de alambre, siempre que sea posible. Si no, el tamaño de la rejilla debería ser el adecuado para sostener convenientemente las patas y el alambre debería tener bordes redondeados y estar forrado de plástico. En jaulas pequeñas, el suelo puede cubrirse con papel absorbente que debe ser cambiado a menudo. Deben evitarse sustratos granulados porosos como serrín, arena o virutas. En especies como codornices a las que les gusta caminar dentro del sustrato se pueden utilizar virutas de papel o cartón.

Las superficies abrasivas, como el hormigón, cuando se utilizan exclusivamente para pisos de aves acuáticas durante más de un día o dos, pueden ser una causa de pododermatitis, por lo que conviene sustituirlas por un sustrato menos rugoso como alfombras de goma, césped artificial o un recubrimiento impermeable de goma.

Con independencia del tipo de recinto, debe proporcionarse algún tipo de enriquecimiento ambiental. Las aves silvestres confinadas en cautividad experimentarán niveles de estrés elevados y deben ponerse todos los medios necesarios para reducirlos. Las necesidades de enriquecimiento ambiental son superiores a las de cualquier especie doméstica, pero hay que tener presente que los objetos nuevos o de apariencia poco habitual pueden desencadenar respuestas neofóbicas. Puede habilitarse algún tipo de escondites opacos en los que las aves se puedan refugiar si se asustan. Conviene proporcionar baños de arena y agua, emplazamientos y materiales para construir nidos, objetos para picotear y sustrato para escarbar a las especies que lo realizan habitualmente, a no ser que haya algún motivo científico o veterinario que lo impida. Siempre que fuera posible, se debería estimular a las aves a utilizar las tres dimensiones de su espacio para escarbar, hacer ejercicio, relacionarse socialmente, explorar y jugar.

El mantenimiento del plumaje es especialmente importante para las aves acuáticas, que deben tener acceso al agua al menos una vez al día, en forma de baño o ducha y deben disponer de recipientes donde puedan al menos sumergir la cabeza.

Los posaderos son especialmente importantes para el bienestar de muchas aves y deberían disponerse a distintas alturas para facilitar el comportamiento normal de alimentación y descanso. En voladeros y aviarios grandes, los posaderos deben colocarse de manera que permitan y fomenten el vuelo. El diámetro debe ser suficiente para permitir una posición cómoda, con los dedos extendidos dos tercios alrededor. Es conveniente colocar posaderos de diferente tamaño o de diámetro variable para prevenir enfermedades de las patas. No deben colocarse unos encima de otros, ni encima de comederos o bebederos, para evitar la caída de heces. Las aves acuáticas y terrestres necesitan posaderos planos.

Si las aves van a experimentar periodos prolongados de confinamiento, es conveniente incluir una estrategia de enriquecimiento más compleja a fin de prevenir el estrés crónico, que puede ser una importante fuente de error para los resultados científicos y de sufrimiento para el animal. Esto es especialmente importante en el caso de alojar grandes paseriformes, como córvidos o estorninos, y psitácidos. Además de un entorno estructurado y una alimentación variada y compleja que obligue a las aves a tener que obtenerla activamente, se pueden emplear juguetes para promover comportamientos nuevos, actividades diversas como inspección y preparación de cajas nido, materiales para desgastar o romper o comederos manipulables.

3.4.3. Enriquecimiento social

Muchas especies de aves son sociales durante al menos una parte del año y son muy sensibles al aislamiento social. El alojamiento individual, incluso por un breve período de tiempo, puede ser un factor de estrés importante. Por consiguiente, ese sistema de alojamiento no es recomendable, a no ser que esté justificado por razones científicas o veterinarias. Esto sin

embargo depende de las especies. Los pequeños passeriformes o loros que viven en bandos se benefician de vivir en contacto con un número elevado de congéneres, pero en otras especies es preferible alojar un macho con un pequeño grupo de hembras. Las especies territoriales, como petirrojos y algunos páridos, sobrellevan mejor el aislamiento social. En otras, como algunas rapaces territoriales, los individuos deben permanecer aislados. En muchos casos, incluso si los animales se mantienen aislados en jaulas individuales, es conveniente que puedan mantener contacto visual y acústico con otros individuos próximos.

3.4.4. Control del entorno

Se recomienda que las aves dispongan de una gama de temperaturas de manera que puedan elegir en alguna medida su entorno térmico, más que una temperatura uniforme en todo el recinto. Para la mayoría de especies domésticas, el rango óptimo de temperatura oscila entre 15 y 25 ° C. En el caso de especies silvestres, debe buscarse como rango de temperaturas el del hábitat natural donde los animales han sido capturados. Si los animales deben adaptarse a una temperatura de la instalación que es superior a su temperatura habitual, se debe tener en cuenta la interacción entre temperatura y humedad relativa, ya que algunas especies sufrirán estrés térmico, incluso dentro de su zona térmica óptima, si la humedad relativa es demasiado elevada. En el caso de especies silvestres alojadas en interior, la temperatura debería oscilar siguiendo un ciclo diario y estacional similar al de su hábitat de origen.

Muchas especies de aves alojadas en aviarios al aire libre pueden aclimatarse gradualmente para tolerar los cambios climáticos estacionales, pero los animales siempre deben contar con refugios y algún medio para evitar temperaturas extremas. En aviarios exteriores es conveniente disponer una fuente local de calor.

Las aves enfermas o jóvenes pueden requerir temperaturas superiores a las preferidas por los adultos o una fuente suplementaria de calor como bombillas infrarrojas, por ejemplo, que no alteran el ciclo de luz oscuridad. Se recomienda utilizar el comportamiento de los pollos precoces como indicador a la hora de fijar la temperatura bajo la bombilla. Si están cómodos, los pollos de todas las especies se distribuyen de forma homogénea en el recinto y hacen un ruido moderado; los pollos silenciosos pueden tener demasiado calor y los que pían con fuerza y angustia pueden tener demasiado frío.

El ciclo de horas de luz debe ser lo más parecido posible al del hábitat natural. Asignar fotoperiodos de 12:12 horas de luz y oscuridad rara vez está justificado por motivos tanto éticos como científicos, excepto en el caso de especies tropicales. Las variaciones en el ciclo de luz deben ir sincronizadas con las variaciones de temperatura reflejando el ciclo natural. Mantener a aves de zonas templadas bajo condiciones constantes de luz y temperatura puede inducir anomalías fisiológicas, como por ejemplo patrones de muda patológicos. La muda es un proceso delicado en todas las especies por lo que es conveniente informarse bien de cuál es el patrón normal de muda de la especie de trabajo y asegurarnos de que estamos aportándole las condiciones adecuadas de ciclo de luz, temperatura, alojamiento y nutrición. Si se sospecha que algún ave está experimentando un proceso de muda anormal debe consultarse con el veterinario.

En instalaciones de interior, la transición entre periodos de luz y oscuridad debe ser gradual a fin de que los animales no se sobresalten, no se queden a oscuras en pleno vuelo y puedan buscar un dormidero adecuado. Las aves necesitan luz de espectro completo, incluyendo radiación ultravioleta. La ausencia de luz ultravioleta en instalaciones de interior puede provocar estrés crónico y problemas de carencia de vitamina D3. Las aves son sensibles al parpadeo (*flicker*) producido por algunas fuentes de iluminación artificial, en especial tubos fluorescentes y algunas lámparas LED y pantallas, debido a que presentan una frecuencia de fusión de parpadeo mucho más alta que los humanos. En algunos estudios se ha demostrado que el parpadeo de baja frecuencia de los tubos fluorescentes puede aumentar los niveles basales de corticosterona y afectar de diversas formas al comportamiento.

Los requerimientos de humedad, ventilación e intercambio de aire son desconocidos para prácticamente todas las especies, a excepción de las aves de granja. La ventilación debe ser suficiente para garantizar un aire lo más limpio posible de partículas de polvo, CO₂ y amoníaco pero debe establecerse un equilibrio entre el nivel de ventilación, la temperatura y la

humedad. Muchas especies son sensibles a las corrientes de aire, especialmente en climas fríos.

Los valores de referencia de humedad para especies domésticas están siempre por encima del 40 %. Lo aconsejable es reproducir las condiciones de humedad propias del hábitat de procedencia. Las especies de hábitats húmedos, como bosques tropicales, pueden necesitar una humedad relativa de hasta el 80 % para mantener en buen estado la piel y el plumaje, pero los niveles excesivamente altos de humedad pueden provocar estrés térmico y resultar peligrosos para especies de climas templados si se encuentran cerca del límite superior de su temperatura preferida.

Las aves perciben un rango de frecuencias acústicas más estrecho que los humanos, entre 1 y 5 kHz. Aun así, los niveles altos de ruido, incluso de un espectro de frecuencia amplio como el de los motores eléctricos, provocan efectos adversos sobre el comportamiento y la fisiología de aves de laboratorio. Las aves silvestres son muy sensibles al ruido y otras molestias de origen humano. Incluso en aves que viven en libertad, la exposición a fuentes de ruido provoca un descenso de los niveles basales de glucocorticoides y un aumento de la respuesta de estrés tanto en pollos como en adultos (Kleist et al. 2018). En animales confinados en cautividad deben extremarse las precauciones para que los animales no estén alojados junto a fuentes de ruido o vibración y para que el personal próximo a los animales realice su actividad del modo más sigiloso posible. Las aves son especialmente sensibles a molestias durante el periodo de muda.

3.4.5. Alimentación

Dados sus elevados requerimientos metabólicos, las aves (y especialmente las de pequeño tamaño) se suelen especializar en alimentos de alto contenido energético, como frutas, semillas, insectos y carne. Las aves necesitan tener siempre alimento disponible a primera hora de la mañana para compensar el gasto metabólico nocturno. En cautividad, muchas aves silvestres pueden mostrar una preferencia exagerada por alimentos concretos de un alto valor calórico. Esto puede resultar problemático ya que con una alimentación ad libitum muchas especies pueden sufrir sobrepeso, especialmente si el recinto no permite una actividad física adecuada. Pero además puede dar lugar a serios problemas de malnutrición debido a una dieta mal equilibrada. En general, no debemos asumir que las aves elegirán por sí mismas una dieta equilibrada. En condiciones naturales, la mayoría de las aves poseen dietas enormemente variadas. Por ejemplo, las especies granívoras suelen alimentarse de varias docenas de semillas de especies diferentes, además de proporciones variables de invertebrados. Una dieta en cautividad que consiste en dos o tres tipos distintos de semillas no suele cubrir por completo sus necesidades. Por lo tanto, es importante establecer un programa de alimentación que, mediante la combinación de diferentes alimentos y variando su tiempo y modo de presentación, permita al animal ingerir una dieta equilibrada.

Los comederos y bebederos no deberían ser metálicos para evitar cualquier posible envenenamiento por zinc y plomo, que son extremadamente tóxicos para las aves.

Actualmente existe una gran variedad de piensos comerciales disponibles para casi cualquier tipo de ave, desde flamencos a cálaos, insectívoros, patos, loros o tucanes. Su gran ventaja es que impiden que el ave elija lo que quiere comer, obligándoles a alimentarse de una dieta equilibrada. A veces sin embargo estos piensos se presentan en forma de gránulos de diferentes colores y eso suele provocar también problemas de selección o al menos de desperdicio. El segundo problema es que las aves pueden negarse a comerlos, especialmente aves que han nacido en estado silvestre.

Las especies granívoras se alimentan con una combinación de mijos (*Panicum*, *Setaria*, *Echinochloa*), colza y semillas de amapola. Deben suministrarse semillas recién germinadas para aumentar el contenido en aminoácidos esenciales y vitaminas. Las semillas oleaginosas como colza o girasol deben suministrarse con precaución ya que suelen causar problemas de obesidad.

Las especies insectívoras se alimentan con un preparado comercial de calidad para insectívoros, que contenga alrededor de un 50 % de proteína, mezclado con huevo duro (para especies pequeñas) o carne magra (para especies grandes como córvidos), en una proporción

1:2. Esta dieta debe acompañarse de insectos vivos (gusanos de harina, larvas de mosca o grillos). Los insectos deben suplementarse con un preparado alto en calcio, minerales y vitaminas, preferentemente alimentándolos durante varios días antes de dárselos a las aves.

Las especies carnívoras deben alimentarse con presas enteras (por ejemplo, ratones o pollitos de granja) ya que la carne magra suele provocar deficiencias de calcio. Los ratones de laboratorio contienen un alto porcentaje de grasa y pueden provocar problemas cardiovasculares en aves que no pueden hacer suficiente ejercicio físico.

En todas las especies que no se alimentan de un pienso equilibrado es necesario aportar un suplemento de vitaminas y minerales que asegure una proporción de Ca:P de 1,5 y superior en el caso de aves en crecimiento o en fase de puesta. Esto es especialmente importante si los animales no consumen una dieta variada. Las vitaminas se pueden añadir al agua de bebida o de baño, pero debe tenerse en cuenta que hay especies que beben muy poco (por ejemplo, insectívoros de zonas áridas) y otras que remojan su comida antes de ingerirla, como los córvidos, lo que puede provocar hipervitaminosis. Si se añaden vitaminas al agua, esta debe cambiarse con mucha frecuencia ya que promueven el crecimiento de bacterias. No todas las vitaminas y minerales son solubles en agua por lo que se debe suplementar también el alimento.

Muchas especies, en especial las granívoras, necesitan gravilla para digerir los alimentos y es conveniente proporcionársela del calibre adecuado. Las aves seleccionarán la gravilla del tamaño que prefieren si se les ofrece material de diversos calibres. Se puede mezclar con una fuente adicional de calcio, como conchas o cáscaras de huevo machacadas. Conviene renovar la gravilla con periodicidad.

Todas las aves deben disponer de agua *ad libitum*, preferiblemente en recipientes poco profundos que permitan el baño. Los bebederos comerciales no siempre son aceptados por especies silvestres, especialmente al principio del confinamiento. Los bebederos abiertos deben ser lavados con agua y jabón todos los días y desinfectados con lejía diluida dos veces a la semana. Es muy importante asegurarse de que el agua de suministro no contenga metales como plomo ya que las aves son muy sensibles incluso a bajas concentraciones y puede producirles fallo hepático y renal e inmunosupresión.

El enriquecimiento alimenticio es muy beneficioso para las aves y se recomienda ofrecerles complementos tales como fruta, verdura, semillas germinadas o invertebrados, cuando convenga, aun cuando no sea posible alimentarlos con su dieta "natural". Una parte del alimento principal o de las golosinas, como fruta, verduras o gusanos, debería esparcirse por el suelo del recinto para impulsar a las aves a escarbar. Las aves y mamíferos prefieren alimentarse en formas que les obliguen a explorar o manipular para obtener el alimento por lo que se deben introducir formas nuevas que hagan más interesante el acceso al mismo. Cuando se introduce una alimentación nueva, conviene tener siempre a disposición los alimentos de la dieta anterior para que las aves no tengan hambre si se resisten a comer.

3.4.6. Recomendaciones especiales por grupos de especies

Anátidas

Las anátidas deberían siempre mantenerse al aire libre a menos que exista una justificación científica o veterinaria para mantenerlos en instalaciones interiores. En caso de confinamiento en interior, este debe ser lo más breve posible, deben alojarse en grupos y no debe utilizarse suelo de malla ni de hormigón u otra superficie abrasiva ya que pueden dañarse las patas y el plumaje. El plumaje de las aves acuáticas es impermeable gracias a su estructura y debe mantenerse en perfecto estado. Además, las aves deben disponer de un refugio y, si el espacio es reducido, de enriquecimiento ambiental suficiente para todos.

El recinto debe estar bien ventilado y debe limpiarse al menos diariamente ya que existe riesgo de infecciones por hongos. Deben disponer de agua de un volumen mínimo que les permita sumergirse por completo para prevenir enfermedades oculares, nasales y de la cloaca. El rango óptimo de temperatura para patos y ocas domésticos se encuentra entre 18 y 21 °C y la humedad debe mantenerse entre el 50 y el 70 %. La calidad del aire debe ser suficiente para permitir unos niveles de amoníaco inferiores a 25 ppm y de CO₂ por debajo de 5000 ppm.

Fasiánidas

Las gallinas, perdices y codornices también deberían mantenerse en aviarios donde puedan llevar a cabo comportamientos de escarbar, subirse a posaderos, picotear el suelo y refugiarse o anidar y siempre deben alojarse en grupos o parejas. Deben disponer de suficiente superficie de comederos, posaderos o refugios para evitar el desplazamiento de individuos subordinados. Al menos un tercio del recinto debe consistir en sustrato sólido y es importante que dispongan de alguna superficie donde puedan picar y escarbar. Deben evitarse valores de humedad por encima del 70 %, especialmente si la temperatura es alta.

Si es imprescindible alojarlas en jaulas, estas deberían tener una altura suficiente e incluir enriquecimiento ambiental. El techo debería ser blando, para evitar que las aves se hagan daño cuando se sobresaltan e intentan un vuelo vertical. Los baños de arena son importantes para todas las especies y en algunas, como codornices, debe incluirse un sustrato en el que las aves puedan introducirse (por ejemplo, virutas de papel).

Rapaces

Las rapaces deben alojarse en aviarios de exterior con espacio suficiente para permitir vuelos cortos, cuanto más grandes, mejor. El techo del aviario puede ser de malla flexible para amortiguar colisiones. Al menos dos de las cuatro paredes del aviario deberían estar cubiertas. El sustrato debe permitir un buen drenaje y puede ser de hormigón, pero deben facilitarse posaderos suficientes para que las aves puedan elegir entre colocarse al sol, bajo la lluvia o a resguardo del viento. Los posaderos más altos y cercanos a las paredes del aviario suelen ser los preferidos. Deben ser de un material no abrasivo para no dañar las patas. Además, deben suministrarse baños de arena y agua.

Palomas y tórtolas

Las palomas y tórtolas silvestres deberían alojarse en grupos, en aviarios exteriores bien ventilados, con refugios o cajas a prueba de agua y calor suplementario si fuera necesario. Deben ser lo bastante grandes como para permitir vuelos cortos. Debe existir al menos un posadero por ave. Si por motivos científicos deben ser alojadas en jaulas es preferible utilizar jaulas de conejo de una altura igual o superior a 50 cm con posaderos y enriquecimiento ambiental. El suelo no debe ser de malla. Deben aportarse baños o duchas, al menos una vez por semana. En instalaciones de interior debe existir un sistema de ventilación eficiente ya que las palomas producen un gran número de residuos en forma de polvo, heces y residuos de queratina de las plumas.

Paseriformes

Los paseriformes deben alojarse preferentemente en aviarios de exterior de tamaño adecuado a las dimensiones del animal y a su estructura social. En caso necesario pueden alojarse en jaulas individuales, pero tanto unos como otras deben disponer de espacio suficiente para permitir cambiar de posadero. En todas las especies sociales es preferible mantener a los animales en grupos, aunque teniendo en cuenta que se establecerán relaciones de dominancia. El fondo del recinto debe ser sólido, especialmente si los animales pasan tiempo en el suelo, como los estorninos.

La temperatura óptima para especies de climas templados oscila entre 21-24 °C y la humedad debe mantenerse en torno al 55 %. Debe colocarse un número suficiente de posaderos a diferentes alturas, entre 1 metro del suelo y 30 cm por debajo del techo. Es importante suministrar baños de agua, como mínimo una vez por semana, aunque es preferible que siempre estén disponibles. Los baños de agua son más importantes que los de arena en este grupo. Las aves deberían disponer también de superficies rugosas en las que limpiarse y desgastar el pico. Añadir alguna forma de vegetación, natural o artificial, es una forma eficaz de disminuir el estrés.

3.5. Pequeños mamíferos

La normativa (Anexo II del RD 63/2013) establece directrices de mantenimiento para varias especies de pequeños roedores domésticos (ratones, ratas, jerbos, hámsteres y cobayas), así como conejos. Entre los pequeños carnívoros, los mustélidos se han utilizado como modelos

experimentales debido a su tamaño, adaptabilidad y elevada fertilidad. En esta sección se incluye además a insectívoros y murciélagos, no incluidos en la normativa.

3.5.1. Entrada y aclimatación

El transporte de mamíferos silvestres debe realizarse en contenedores de tamaño suficiente como para permitir al animal cambiar de postura. Deben permitir ventilación y disponer de algún sistema para recoger orina o heces, como una rejilla o materiales absorbentes. Para especies de pequeño tamaño, los contenedores utilizados para mascotas suelen ser adecuados. A veces, las propias trampas de captura se pueden utilizar como contenedor de transporte.

Durante el transporte, el animal debe experimentar un mínimo de molestias. Debe minimizarse el ruido y el movimiento y el contenedor permanecerá a oscuras o con una luz muy tenue. La temperatura exterior ha de ser moderada ya que dentro de los contenedores será mayor. Debe suministrarse alimento si el traslado es de cierta duración y a los micromamíferos (insectívoros y roedores) en todos los casos. No deben incluirse recipientes con agua sino alimentos ricos en agua o una esponja húmeda. Añadir algún tipo de sustrato, como papel, trapos o paja, puede reducir el estrés en especies que se refugian en madrigueras (Sikes et al., 2016).

3.5.2. Insectívoros

Aunque la normativa europea no contempla a los insectívoros como animales de experimentación, existen algunas especies semidomésticas. Algunas especies de erizos africanos se han criado como animales de compañía (Mori & O'Brien 1997). La musaraña casera, originaria del Sudeste Asiático, se ha criado con éxito como modelo de laboratorio en condiciones de temperatura, humedad y fotoperiodo similares a las de su hábitat natural en contenedores de plástico con virutas de madera y papel como sustrato y alimentándolas con pienso para gatos y visones con un alto contenido proteico y agua *ad libitum* (Temple, 2004).

Las especies de musaraña de zonas templadas no son difíciles de mantener en cautividad en condiciones parecidas, aunque para las especies más estrictamente insectívoras se deben suministrar insectos en la dieta (GFAS, 2018). Incluso las especies semiacuáticas se pueden mantener si disponen de un terrario amplio con una zona de agua, con sustrato y refugios adecuados, a una temperatura de 20 °C y alimentándolas con una mezcla de carne e insectos cada 12 h (Michalak 1987).

3.5.3. Murciélagos

La normativa tampoco incluye a los murciélagos ya que no existe ninguna especie doméstica pero su mantenimiento y cuidado plantea problemas especiales. Las siguientes recomendaciones están basadas en Barnard (1995) y Sikes et al. (2016). Si los animales se van a confinar durante un tiempo corto, no superior a dos o tres días, se pueden mantener en contenedores pequeños de plástico o malla con un gran trozo de tela en un extremo que sirva a la vez de posadero y refugio y un suelo de rejilla o absorbente para recoger los desechos. Este tipo de recintos se pueden utilizar también para transporte. Las condiciones de iluminación, humedad y temperatura deben ser las mismas que las del hábitat de procedencia.

Si los murciélagos se van a mantener confinados durante un periodo de tiempo más largo, es imprescindible proporcionarles un voladero. La falta de ejercicio adecuado provoca inflamación de las articulaciones e intentos frenéticos por escapar que pueden acabar lesionando a los animales. El suelo puede ser de plástico o contener papel absorbente. Se pueden instalar lámparas de luz azul para atraer insectos que les sirvan de alimento y cuerdas y obstáculos en el espacio para obligarles a maniobrar y hacer ejercicio. El ciclo de luz debe imitar el fotoperiodo natural. En condiciones de iluminación artificial es importante que las luces no se apaguen y enciendan de forma brusca. Algunos estudios sugieren que los murciélagos, igual que otros mamíferos, son capaces de ver la luz roja, por lo que esta debe utilizarse con precaución para hacer observaciones nocturnas ya que puede alterar el ritmo biológico.

El exterior del voladero debe ser de malla metálica rígida pero el interior debe estar recubierto de malla de plástico de un tamaño apropiado. El recinto debe contar con refugios expresamente diseñados para murciélagos, donde estos se reunirán durante las horas diurnas. Si el número de animales no es elevado y el clima es frío se les debe proporcionar una fuente de calor próxima al refugio.

Las especies de regiones templadas que sufren un proceso de hibernación deben mantenerse a temperatura ambiente fría y en condiciones de elevada humedad, superior al 90 %. Durante el periodo de hibernación los murciélagos deben disponer de agua continuamente, aunque la mayoría no consumirá alimento, y estar sometidos a un mínimo de visitas, molestias e interferencias humanas (no más de una visita de chequeo cada dos semanas).

En cautividad, los murciélagos insectívoros se pueden alimentar con una dieta de gusanos y escarabajos de harina, larvas de mosca vivas y otros insectos que puedan capturar fácilmente en un comedero, pero el cambio de una dieta natural a esta alimentación de cautividad debe realizarse a mano, por lo que dependerá mucho de la habilidad del personal encargado y puede consumir un tiempo considerable. Además, deben disponer de bebederos, lo bastante amplios y poco profundos para permitir el baño pero que cuenten con una rampa de seguridad por la que un animal pueda salir del agua en caso necesario a fin de evitar que sufra de hipotermia. Los insectos deben ser suplementados con un preparado de vitaminas y minerales. Los murciélagos son de los pocos animales que necesitan vitamina C en la dieta.

3.5.4. Roedores

Además de las especies de laboratorio, existen numerosas especies de roedores exóticos utilizados como animales de compañía cuyas necesidades de alojamiento y nutrición son bien conocidas y que pueden servir como base para adaptar protocolos de confinamiento en cautividad de especies silvestres. Estas incluyen, entre otros, chinchillas, ratones espinosos, degús y ardillas listadas (Girling, 2003). Las siguientes recomendaciones están basadas principalmente en Sherwin (2010), Sirois (2015) y Windsor & Bate (2019).

Los recintos deberían construirse con materiales de fácil limpieza, como plástico y acero inoxidable y su diseño debería permitir una inspección adecuada de los animales sin perturbarlos. Son preferibles los suelos compactos con cama o los suelos perforados a los suelos de rejilla o malla metálica. Los suelos de malla pueden provocar lesiones graves y deberían inspeccionarse detenidamente para garantizar que no haya cabos sueltos o puntiagudos. Cuando se utilicen suelos de rejilla o malla metálica, debería preverse para el reposo de los animales una superficie compacta o con cama o, en el caso de los cobayas, una superficie de listones.

El material de cama y nidificación y los refugios son recursos esenciales para todos los pequeños roedores. Las virutas de papel o cartón son el sustrato más apropiado ya que además de excavar, permite a los animales manipular el material y construir sus nidos. Los materiales demasiado absorbentes y con hilos, como el algodón, no son adecuados para las crías. Además, se deberían poner a disposición de los animales refugios, como cajas nido y tubos y barreras para que los animales establezcan zonas funcionales diferentes para la alimentación, el reposo, la micción y el almacenamiento de alimentos. Esas divisiones pueden basarse en marcas de olor más que en una división física, pero la existencia de barreras parciales puede ser beneficiosa para que los animales puedan establecer contactos con otros miembros del grupo o evitarlos. Las astillas de madera para masticar y roer son elementos de enriquecimiento ambiental necesario para todas las especies de roedores.

Las especies gregarias (p. ej. cobayas o ratas) deberían alojarse en grupos, siempre que estos sean estables y armoniosos. Si disponen de espacio y enriquecimiento ambiental suficiente, otras especies como ratones, hámsteres adultos y jerbos pueden también formar grupos familiares, aunque normalmente los machos son agresivos y es preciso mantenerlos separados. Una vez que se haya formado un grupo estable debe minimizarse la perturbación no introduciendo o sacando animales. Las diferentes especies de roedores silvestres pueden tener estructuras sociales muy variadas, desde especies que viven en grupos grandes hasta otras estrictamente monógamas o solitarias. Este es un aspecto al que debe dársele la mayor importancia antes de considerar el mantenimiento de animales en cautividad.

Tanto los locales de alojamiento como los recintos donde viven los animales deben tener una ventilación suficiente para suministrar aire fresco y mantener bajo el nivel y la propagación de olores, gases nocivos como amoníaco, polvo y agentes infecciosos de cualquier tipo. También eliminará el exceso de calor y de humedad. Los recintos en rack para roedores de laboratorio están diseñados de forma que facilitan una ventilación por gradiente de presión o temperatura si la instalación dispone de un gradiente de presión y se colocan de la forma adecuada.

Las condiciones de humedad y temperatura para cualquier especie silvestre deberían ser las mismas que existen en su entorno natural y debe intentar reproducirse el ciclo de variación diario y estacional si los animales no se encuentran al aire libre. Para las especies domésticas de laboratorio, la temperatura suele oscilar entre 20-24 °C. Las temperaturas locales entre los grupos de roedores que se encuentran en recintos de suelo firme son a menudo superiores a la temperatura ambiente. Incluso con una ventilación adecuada, la temperatura de los recintos puede superar hasta en 6 °C a la temperatura ambiente. El material para nidos o las cajas nido proporcionan a los animales la posibilidad de controlar su propio microclima. La humedad relativa para roedores domésticos se debe mantener entre 45-65 % a excepción de los jerbos que requieren un ambiente más seco entre 35-55 %.

Los roedores domésticos de laboratorio son especies crepusculares o nocturnas y los animales están habituados desde el nacimiento a bajas intensidades de luz por lo que se suele recomendar que se mantengan a una intensidad de luz moderada. En el caso de especies silvestres capturadas en la naturaleza debería siempre intentar reproducirse el ciclo e intensidad de luz natural en el hábitat de origen. A diferencia de lo que se creía, las ratas, y probablemente otros muchos mamíferos nocturnos, pueden ver la luz roja lejana. La presencia de luz roja continua durante el periodo nocturno altera el ritmo fisiológico circadiano, así como el comportamiento normal, por lo que debe usarse sólo puntualmente y con precaución.

Los roedores son muy sensibles a las molestias acústicas, incluyendo los ultrasonidos, que utilizan de forma natural para comunicarse. Puede ser conveniente medir el nivel acústico del ambiente en una amplia banda de frecuencias y durante períodos prolongados. Los animales silvestres alojados en el exterior están libres de muchos de estos tipos de molestias.

Casi todos los roedores se alimentan de plantas, en particular de tallos y semillas. Algunas especies son omnívoras mientras que otras son exclusivamente herbívoras más o menos generalistas y existen especies muy especializadas que comen, por ejemplo, sólo invertebrados u hongos. Se debe tener cuidado para evitar generalizaciones acerca de la dieta antes de confinar a un animal: especies aparentemente similares pueden tener requisitos alimenticios muy diferentes.

Los piensos estándar para roedores y conejos de laboratorio pueden satisfacer las necesidades nutricionales de muchas especies. Los roedores silvestres pueden tener dificultades para adaptarse a una nueva dieta de pienso y sufrir de problemas digestivos por lo que el cambio de alimentación debe ser gradual. Los ratones de campo deben recibir un 8 % o más de proteínas en su dieta ya que de lo contrario pueden sufrir retrasos en el desarrollo (Spears & Clarke 1987). La dieta debe ser variada e incluir, además del pienso, granos integrales, heno de pradera, y verduras frescas como zanahorias.

Los ratones de campo y topillos se pueden mantener en recintos de interior similares a los de los ratones de laboratorio, además de mesocosmos y jaulas cerradas al aire libre. Como cualquier otra especie silvestre, sus necesidades de espacio y enriquecimiento ambiental serán mayores. Muchas especies se pueden alojar en grupos de un solo macho y varias hembras que se hayan criado juntas. Las rutinas de inspección y lavado de recintos deben mantenerse al mínimo y debe añadirse suficiente material para masticar y roer a fin de que no desperdicien el alimento.

3.5.5. Conejos

Los conejos silvestres no deben alojarse en jaulas en el interior, ya que sufren de niveles muy altos de estrés y tienden a lesionarse, aunque se han mantenido en jaulas con suelos apropiados con fines de producción. Si es necesario mantener a los conejos silvestres en el interior, se pueden alojar en cercados en el suelo (por ejemplo, se pueden mantener en cercados individuales de 1.1 × 1.3 × 1.1 m). El suelo del cercado debe cubrirse con arena o paja para que los animales puedan excavar; si el suelo es un sustrato duro, los animales se estresarán. Las siguientes recomendaciones están basadas principalmente en Sirois (2015).

Los locales donde se mantengan conejos deben disponer de una buena ventilación ya que los niveles altos de amoníaco y CO₂ les resultan perjudiciales, pero al mismo tiempo no debe haber corrientes de aire ni turbulencias en el recinto. La gama óptima de temperatura para los conejos domésticos se sitúa entre 15-21 °C. Dentro de los grupos de conejos que se

encuentran en recintos de suelo firme, las temperaturas locales son a menudo superiores a la temperatura ambiente. Incluso con una ventilación adecuada, la temperatura de los recintos puede estar hasta 6 °C por encima de la temperatura ambiente y debe vigilarse. La humedad relativa del recinto no debería ser inferior al 45 %. Los conejos se estresan fácilmente con los cambios repentinos de luz, por lo que estos deben ser graduales. También son muy sensibles a los sonidos agudos y los ruidos repentinos. Todos estos estímulos pueden asustar a los conejos y provocarles lesiones. El enriquecimiento ambiental en forma de tubos y grandes cajas de cartón llenas de papel o paja para excavar y anidar es importante porque, sin un ambiente lo bastante complejo, los conejos tienden a no usar el espacio libre del suelo y no hacen suficiente ejercicio físico.

Los grupos de conejos silvestres se pueden mantener al aire libre encerrados con vallas de alambre de malla pequeña y de grueso calibre para evitar la entrada de depredadores (CMAO, 2014). La cerca debe ir por debajo del nivel del suelo hasta al menos 75 cm para evitar que los conejos excaven. Los recintos deben estar techados con malla ya que los conejos silvestres son buenos trepadores. Los conejos que se alojan en el exterior necesitan amplios refugios comunitarios (llamados majanos) que les oculten de la luz y el calor del sol y les brinden protección frente a depredadores. Estos deben ser diseñados de forma que permitan recapturar a los animales con el mínimo de molestias. Las madrigueras de cría (o gazaperas) deben ser excavadas por los propios animales ya que rara vez utilizan madrigueras artificiales.

Es aconsejable proveerles en el recinto de forraje basto, heno o palitos para masticar, así como una zona de refugio. Los cercados para el alojamiento en grupo deberían disponer de barreras visuales y estructuras que subdividan el espacio para que los animales puedan iniciar o evitar el contacto social. Las hembras reproductoras deben disponer de material de nidificación y una caja nido.

Los conejos jóvenes y las hembras deberían ser alojados en grupos familiares. Los machos adultos son territoriales y no deberían alojarse más de uno por recinto. Los cercados con ambiente enriquecido se han utilizado con éxito para alojar a los conejos jóvenes y a las hembras adultas no emparentadas, pero puede ser necesario gestionar atentamente los grupos para evitar las agresiones. Lo ideal sería alojar en grupo a los conejos de la misma camada que han permanecido juntos desde el destete. Cuando no se pueda alojar a los conejos en grupo, convendría hacerlo de manera que exista entre ellos un contacto visual directo. El aislamiento individual sólo debería estar justificado por motivos científicos o veterinarios. A veces resulta difícil alojar juntos a conejos adultos que se han criado por separado. Deben proporcionarse barreras y refugios adecuados y observar los comportamientos de agresión. La familiarización progresiva con el olor de los otros y la introducción simultánea en un recinto nuevo para todos pueden mejorar la tasa de éxito.

Los conejos son estrictamente herbívoros. Los animales de laboratorio se alimentan con piensos ricos en fibra y heno. El conejo silvestre es principalmente pastador. Su dieta incluye hierbas, tallos y hojas de arbustos. También son oportunistas y ocasionalmente comen frutas, semillas, raíces, brotes y corteza de árbol. En cautividad se les puede ofrecer pienso, aunque procurando que sea un cambio gradual que no les produzca trastornos digestivos. También es posible que rechacen la comida o no la reconozcan. El pienso no debe ser la única fuente de alimento disponible, especialmente en conejo de monte habituado a una variedad de alimento con un gran componente de pasto en la dieta.

3.5.6. Mustélidos

Además de los hurones, para los que existe una variedad doméstica, se han criado con éxito en cautividad varias especies europeas, entre ellas el visón (Maran & Robinson, 1996), el armiño (McDonald & Larivière, 2002) y la comadreja (Sundell, 2003). La normativa prescribe una superficie mínima del recinto para hurones domésticos de 0.6 m². Estas dimensiones están muy por debajo de las que se han utilizado para lograr mantener y reproducir con éxito a las especies silvestres. Por ejemplo, son las mismas dimensiones utilizadas para alojar individualmente a comadreas, a pesar de que su tamaño es aproximadamente la mitad. Los visones necesitan recintos hasta 10 veces mayores, a pesar de que su tamaño es similar al de los hurones. Aun así, estas indicaciones de espacio están todavía muy por debajo de las

recomendadas por la Asociación de Zoos y Acuarios. Para una comadreja, por ejemplo, recomiendan un recinto de al menos 4 m², que sería sólo un cercado de 2 x 2 m (AZA, 2010).

Los recintos deben ofrecer un entorno resistente y fácil de limpiar. El suelo de los compartimentos debe ser compacto y continuo, con una superficie lisa y no resbaladiza. No se deben utilizar suelos abiertos, de rejilla o malla.

Las especies silvestres deben mantenerse al aire libre si es posible. Sin embargo, dado que los mustélidos tienen una habilidad notable para escapar, se recomienda que los recintos al aire libre tengan perímetros y tapas de contención y como mínimo deben tener un voladizo hacia adentro en la parte superior de al menos 80 cm. Los objetos de enriquecimiento deben colocarse lejos del perímetro para que no se puedan usar como medio de huida. Los recintos de cría de visones de 12 m² se diseñaron para albergar a una familia con crías, pero el recinto habitual era mucho mayor y contenía una cuarta parte de su superficie con agua corriente.

Los recintos deben disponer en todos los casos de refugios y material de cama cálido y confortable (como heno o virutas de papel) ya que los mustélidos utilizan el comportamiento para regular su temperatura. Deben disponerse plataformas y barreras para que los animales puedan elegir entre distintas zonas para dormir, comer y orinar o defecar. También deberían disponer de la oportunidad de baños de agua, al menos cada cierto tiempo. Los recipientes y tubos de cartón o de plástico rígido y las bolsas de papel estimulan las conductas de investigación y de juego. Los mustélidos son animales muy activos durante las horas crepusculares y nocturnas y deben disponer de enriquecimiento variado para mantener su actividad física y su capacidad de exploración, especialmente si han sido capturados en estado silvestre. Los objetos del recinto, incluidas las cajas nido, no deben incluirse en la rutina de limpieza diaria porque privarlos de su olor habitual puede ser una fuente de estrés. Se puede desinfectar una cuarta parte de los objetos del recinto a la vez, según sea necesario, dejando marcas de olor en el resto.

En recintos grandes, se pueden mantener grupos de juveniles o grupos familiares de hembras con un único macho, aunque los individuos adultos suelen mostrarse agresivos entre sí. En recintos pequeños, es preferible mantener a los individuos adultos aislados. Se recomienda que, en caso de mantenerlos aislados, los hurones puedan mantener contacto visual con otros individuos.

La temperatura recomendada para hurones domésticos oscila entre 21-24 °C. Los animales mantenidos en interiores deben protegerse de temperaturas superiores a 25 °C. Las especies silvestres deberían mantenerse en condiciones de temperatura, humedad relativa e iluminación lo más similares posible a las de su hábitat de origen.

Todas estas especies son estrictamente carnívoras. Existen piensos equilibrados para hurones domésticos pero los animales silvestres pueden no aceptarlos fácilmente. En ocasiones, consumen voluntariamente pienso para gatos. La dieta se debe completar con carne magra y presas enteras, como pollitos de un día y roedores. Los visones necesitarán pescado, pero hay que evitar el pescado azul. Todas las especies necesitan agua para beber y un suplemento de minerales y vitaminas

BIBLIOGRAFIA (CITADA Y DE CONSULTA)

Arechavala-Lopez, P., Caballero-Froilán, J.C., Jiménez-García, M. et al., 2020. Enriched environments enhance cognition, exploratory behaviour and brain physiological functions of *Sparus aurata*. *Sci. Rep* 10, 11252 <https://doi.org/10.1038/s41598-020-68306-6>

AZA Small Carnivore TAG, 2010. Mustelid (Mustelidae) care manual. Silver Spring, MD: Association of Zoos and Aquariums.

Barnard, S., 1995. Bats in captivity. Springville, CA: Wild Ones Animal Books.

Bateson, M. & Feenders, G. 2010 The use of passerine bird species in laboratory research: implications of basic biology for husbandry and welfare. *ILAR J.* 51: 394–408. doi:10.1093/ilar.51.4.394

Blackett, T., Marsh, S., Groves, G., Morgan, A., Whittaker, M. & D. Morgan, 2020. Core Fundamental Standard of Practice for Captive Wild Animals. Wild Welfare. <https://wildwelfare.org/wp-content/uploads/Core-Fundamental-Standard-of-Practice-for-Captive-Wild-Animals-Oct2020.pdf>

Brett, A., DeGregorio, J., Sperry, H., T. D. Tuberville & P. J. Weatherhead. 2017. Translocating ratsnakes: does enrichment offset negative effects of time in captivity? *Wildlife Research* 44: 438-448. <https://doi.org/10.1071/WR17016>

CCAC Canadian Council on Animal Care, 1984. Guide to the Care and Use of Experimental Animals, Volume 2 (1984) III. REPTILES. <https://ccac.ca/Documents/Standards/Guidelines/Vol2/reptiles.pdf>

CCAC Canadian Council on Animal Care, 2003a. Guidelines on: the care and use of wildlife. <https://www.ccac.ca/Documents/Standards/Guidelines/Wildlife.pdf> (19/10/2019)

CCAC Canadian Council on Animal Care, 2003b. CCAC species-specific recommendations on: AMPHIBIANS AND REPTILES https://www.ccac.ca/Documents/Standards/Guidelines/Add_PDFs/Wildlife_Amphibians_Reptiles.pdf

CCAC Canadian Council on Animal Care, 2005: Guidelines on: The Care and Use of Fish in Research, Teaching and Testing. Canadian Council on Animal Care, Ottawa, Canada, pp. 87.

CMAO Consejería de Medio Ambiente y Ordenación del Territorio de la Junta de Andalucía, 2014. Manual para la cría del conejo silvestre en cautividad. http://www.juntadeandalucia.es/medioambiente/portal_web/pcp/instituto_andaluz_de_la_caza_y_la_pesca_continental/publicaciones_y_boletines/publicaciones/Manual%20para%20la%20cria%20de%20conejo%20silvestre%20en%20cautividad/ManualConejo_2014.pdf

DEFRA, 2012. Secretary of State's Standards of Modern Zoo Practice. Bristol: Department for Environment, Food and Rural Affairs. <https://www.gov.uk/government/publications/secretary-of-state-s-standards-of-modern-zoo-practice>

DEHP Department of Environment and Heritage Protection, 1992. Code of practice: Captive reptile and amphibian husbandry. Nature Conservation Act 1992. Government of Queensland.

Detolla, L. J., Srinivas, S., Whitaker, B. R., Andrews, C., Hecker, B., Kane, A. S. & Reimschuessel, R., 1995. Guidelines for the care and use of fish in research. *ILAR J* 37:159-173

Fair, J., Paul, E. & Jones, J. (Eds.), 2010. Guidelines to the Use of Wild Birds in Research. Washington, D.C.: Ornithological Council.

Fischer, C. P. & Romero, L. M., 2019. Chronic captivity stress in wild animals is highly species-specific. *Conservation physiology*, 7: coz093. doi:10.1093/conphys/coz093

Friend, M., Toweill, D. E., Brownell, R. L., Nettles, V. F., Davis, D. S., & Foreyt, W. J., 1994. Guidelines for proper care and use of wildlife in field research. En: *Research and Management Techniques for Wildlife and Habitats*: 96-124 (T. A. Bookhour, Ed.). Bethesda: Wildlife Society.

GFAS Global Federation of Animal Sanctuaries, 2018. Standards For Monotreme, Marsupial and Small Insectivore Sanctuaries. <https://www.sanctuaryfederation.org/wp-content/uploads/2018/02/Monotreme-Marsupial-and-Small-Insectivore-StandardsFebruary2018.pdf>

Girling, S. 2003. *Veterinary Nursing of Exotic Pets*. Oxford: Blackwell.

HACC Herpetological and animal care and use Committee of the American Society of Ichthyologists and Herpetologists, 2004. Guidelines for use of live amphibians and reptiles in field and laboratory research. 2^a ed. <http://www.asih.org/files/hacc-final.pdf>

Hawkins, P., 2001. Laboratory birds: refinements in husbandry and procedures. *Lab. Anim.* 35 (Suppl. 1): S1-S163

- Jenkins, J. A., Bart, H. Jr, Bowker, J. D., Bowser, P., MacMillan, J., Nickum, J., ... Rachlin, J. W., 2014. Guidelines for the use of fishes in research. Bethesda, MD: American Fisheries Society.
- Johansen, R., Needham, J. R., Colquhoun, D. J., Poppe, T. T. & Smith, A. J., 2006. Guidelines for health and welfare monitoring of fish used in research. *Lab. Animals* 40: 323–340.
- Jordan, B., 2005. Science-based assessment of animal welfare: wild and captive animals. *Rev. Sci. Tech. Off. Int. Epiz.*, 24: 515–528.
- Lindsjö, J., Cvek, K., Spangenberg, E. M. F., Olsson, J. N. G. & Stéen, M., 2019. The dividing line between wildlife research and management - Implications for animal welfare. *Front. Vet. Sci.*, 6: 13.
- Lindsjö, J., Fahlman, Å. & Törnqvist, E., 2016. Animal welfare from mouse to moose: Implementing the principles of the 3Rs in Wildlife Research. *J. Wildlife Dis.*, 52(2) Supplement: S65–S77.
- Maran, T. & Robinson, P., 1996. European mink, *Mustela lutreola* Linnaeus 1761, captive breeding and husbandry protocol. European mink conservation & breeding committee & Tallinn Zoological Gardens, Tallinn, pp. 1–33.
- Martin, L. B., Kidd, L., Liebl, A. L. & Coon, C. A., 2011. Captivity induces hyper-inflammation in the house sparrow (*Passer domesticus*). *J Exp. Biol.* 214: 2579-2585. doi:10.1242/jeb.057216
- Mason, G. J., 2010. Species differences in responses to captivity: stress, welfare and the comparative method. *Trends Ecol. Evol.*, 25: 713–21.
- McDonald, R. A. & Larivière, S., 2002. Captive husbandry of stoats *Mustela erminea*. *New Zealand Journal of Zoology* 29: 177–86
- McKenzie, V. J., Song, S. J., Delsuc, F., et al. 2017. The effects of captivity on the mammalian gut microbiome. *Integr. Comp. Biol.* 57: 690-704. doi:10.1093/icb/ix090
- Mellor, D. J., 2017. Operational details of the Five Domains Model and its key applications to the assessment and management of animal welfare. *Animals*, 7(60): 10.3390/ani7080060.
- Michalak, I., 1987. Keeping and breeding the Eurasian water shrew *Neomys fodiens* under laboratory conditions. *Int. Zoo Yb.* 26: 223-228.
- Miller, E.A. (editor), 2012. Minimum Standards for Wildlife Rehabilitation, 4th edition. National Wildlife Rehabilitators Association, St. Cloud, MN. 116 pages. <https://theiwrc.org/wp-content/uploads/2011/05/Standards-4th-Ed-2012-final.pdf>
- Mori, M. & O'Brien, S. E., 1997. Husbandry and medical management of African hedgehogs. *Iowa State University Veterinarian* 59 : Article 5. https://lib.dr.iastate.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=3595&context=iowastate_veterinarian
- Mulcahy, D. M., 2003. Does the Animal Welfare Act apply to free-ranging animals? *ILAR J.*, 44(4): 252-258.
- Nathan, J., Kleist, R., Guralnick, P., Cruz, A., Lowry, C. A. & Clinton, D. F., 2018. Chronic anthropogenic noise disrupts glucocorticoid signaling and has multiple effects on fitness in an avian community. *Proc. Nat. Acad. Sci.* 115: E648-E657; DOI: 10.1073/pnas.1709200115
- NORECOPA, 2017. Harmonisation of the care and use of wild and domestic mammals and birds in field research. A consensus statement from the participants. <https://norecopa.no/media/8171/consensus-statement.pdf> (20/10/2019).
- Palencia, M. C. C. & Mancera-Rodríguez, N. J., 2016. Lineamientos para el seguimiento y monitoreo post-liberación de fauna silvestre rehabilitada. *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica*, 19(2): 411 – 424.
- Perret, M., 1982. Stress-effects in *Microcebus murinus*. *Folia Primatol.* 39:63-114. doi:10.1159/000156069

- Poole, V. & S. Grow, 2008. Guía para el Manejo de Anfibios en Cautiverio Baltimore-USA, Association of Zoos & Aquariums
- Reed, B., Beatham, S., Carter, S., Clubb, R., Garrod, K., Gale, M., Gomm, M. & Knight, K., 2017. Report of a RSPCA/APHA meeting on the welfare of wild animals used in research. <https://science.rspca.org.uk/documents/1494935/9042554/RSPCA-APHA+meeting+report+-+Welfare+of+wild+animals+used+in+research.pdf/fcb588e6-9742-b480-daa1-bc3e2eb348e3?t=1552906004563> (06/09/2019)
- Saxby, A., Adams, L., Snellgrove, D., Wilson, R. D. & K. A. Sloman, 2010. The effect of group size on the behaviour and welfare of four fish species commonly kept in home aquaria. *Appl. Anim. Behav. Sci.*, 125: 195-205 <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2010.04.008>.
- Sherwin, C. M., 2010. The Husbandry and Welfare of Non-traditional Laboratory Rodents. In: Hubrecht R, Kirkwood J. (Eds.) UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals. Wiley-Blackwell.
- Sikes, R. S. & Paul, E., 2013. Fundamental differences between wildlife and biomedical research. *ILAR J.*, 54: 5-13.
- Sikes, R. S., Bryan, J. A. II., Byman, D., Danielson, B. J., Eggleston, J., Gannon, M. R., Hale, D. W., Jesmer, B. R., Odell, D. K., Olson, L. E., Stevens, R. D., Thompson, T. A., Timm, R. M., Trewitt, S. A. & Willoughby, J. R., 2016. 2016 guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education. *J. Mammal.*, 97: 663-688.
- Sirois, M., 2015). *Laboratory Animal and Exotic Pet Medicine - E-Book: Principles and Procedures (English Edition) (2.a ed.)*. Mosby.Sundell, J., 2003.
- Sirois M., 2015. *Laboratory animal and exotic pet medicine: principles and procedures*. St. Louis, Missouri, USA: Elsevier Health Sciences.
- Spears, N. & Clarke, J., 1987. Effect of nutrition, temperature and photoperiod on the rate of sexual maturation of the field vole (*Microtus agrestis*). *Journal of reproduction and fertility*, 80: 175-81.
- Sundell, J., 2003. Reproduction of the least weasel (*Mustela nivalis nivalis*) in captivity: basic observations and the influence of food availability. *Acta Theriol.* 48: 59-72
- Tarr, B. A., Rabinowitz, J. S., Imtiaz, A. & M. DeVogd, T. J., 2009. Captivity reduces hippocampal volume but not survival of new cells in a food-storing bird. *Dev. Neurobiol.* 69: 972-981. doi:10.1002/dneu.20736
- Teixeira, C. P., De Azevedo, C. S., Mendl, M., Cipreste, C. F. & Young, R. J., 2007. Revisiting translocation and reintroduction programmes: the importance of considering stress. *Anim. Behav.*, 73: 1-13.
- Temple, J. L., 2004. The Musk Shrew (*Suncus murinus*): A Model Species for Studies of Nutritional Regulation of Reproduction, *ILAR J.* 45: 25-34, <https://doi.org/10.1093/ilar.45.1.25>
- Titon, S. C. M., Assis, V. R., Titon Jr B., Cassettari, B. O., Fernandes, P. A. C. M. & Gome,s F. R., 2017. Captivity effects on immune response and steroid plasma levels of a Brazilian toad (*Rhinella schneideri*). *J. Exp. Zool. A Ecol Integr. Physiol.* 327:127-138. doi:10.1002/jez.2078
- Tyler, M. J., 2009. Frogs and toads as experimental animals. ANZCCART Fact Sheet 13: 1-9 <https://anzccart.adelaide.edu.au/system/files/media/documents/2020-06/a13-frogs-and-toads.pdf>
- Windsor Z. & Bate, S. T., 2019. Assessing the safety and suitability of nesting material for singly housed mice with surgically fitted head plates. *Heliyon* 5:e02097. doi:10.1016/j.heliyon.2019.e02097

Tabla 1. Enfermedades infecciosas frecuentes en animales silvestres en la Península Ibérica.

ENFERMEDAD	ETIOLOGÍA	ESPECIES SUSCEPTIBLES	VÍA DE TRANSMISIÓN
TRANSMISIBLES ENTRE ANIMALES:			
QUITRIDOMICOSIS	Hongo	Anfibios	Contacto directo o indirecto a través de agua o suelos húmedos contaminados
BOTULISMO	Toxina bacteriana	Aves, principalmente acuáticas	Abundante materia orgánica y temperaturas alta aumenta su presencia, intoxicando a las aves acuáticas
DE AUJESZKY	Virus	Jabalí, otros carnívoros, excepto primates, víctimas esporádicas	Contacto directo, incluso aerógena a cierta distancia. También por vía indirecta
HEMORRÁGICO-VÍRICA	Virus	Conejo silvestre	Contacto directo o indirecto
MIXOMATOSIS	Virus	Conejo silvestre y liebre	Principalmente por vectores (mosquitos y pulgas)
MOQUILLO	Virus	Carnívoros	Contacto directo, vía respiratoria o indirecto, dependiendo de la densidad y frecuencia
RANAVIROSIS	Virus	Anfibios, reptiles y peces	Contacto directo e indirecto (agua o suelo)
COMPLEJO RINITIS-ESTOMATITIS	Virus/mixta	Tortugas terrestres	Contacto directo (secreciones)
ZOONOSIS:			
SARNA SARCÓPTICA	Ácaro	Ungulados conejo y carnívoros	Contacto directo y probablemente indirecto, por zonas de contacto
TUBERCULOSIS	Bacteria	Ungulados, tejón. Todos los mamíferos esporádicamente	Contacto directo, aerosoles, contacto indirecto (contaminación de agua u otros sustratos)
PASTEURELOSIS	Bacteria	Aves y mamíferos, especialmente anátidas, ciervo y jabalí	Contacto directo, vía respiratoria o contaminación de agua o alimento.
TULAREMIA	Bacteria	Lagomorfos y pequeños roedores	Contacto directo, pero también por agua contaminada y vectores (mosquitos y garrapatas)
EQUINOCOCOSIS/HIDATIDOSIS	Cestodo	Carnívoros hospedadores definitivos, varios hospedadores intermediarios	Ingestión de larvas
INFLUENZA AVIAR	Virus	Aves acuáticas	Contacto directo
NEWCASTLE	Virus	Palomas y galliformes	Aerosoles
FIEBRE DEL NILO	Virus	Aves	Vectores (mosquitos)