

CAPÍTULO 5. MANEJO EN CAUTIVERIO

A. Resumen

El mantenimiento de aves silvestres en cautiverio es costoso, largo y requiere de experiencia, la cual a menudo se encuentra fuera de la comunidad de ornitólogos. Las condiciones de vida en cautiverio deben de ser apropiadas para cada especie de aves y debe contribuir tanto a la salud como a la comodidad. Los investigadores que mantienen bandadas de aves silvestres en cautiverio pueden consultar una discusión a fondo de los temas relacionados al mantenimiento en cautiverio, temas de salud y cuidado veterinario de aves en King et al. (1977), Ritchie et al. (1994), y especialmente Ritchie et al. (2008). Los zoológicos también son una fuente potencial de información. La [American Zoo and Aquarium Association](#) (AZA) publica una serie de guías de manejo en cautiverio específica para especies o taxones: manuales de Cuidado Animal (que reponen al Husbandry Manuals y al Feeding Program Guidelines) que serán muy útiles.

La elección del veterinario es crucial. Es preferible un veterinario con experiencia en medicina aviar. La American Board of Veterinary Practicioners ofrece certificación con especialidad en medicina aviar y ofrece una lista de veterinarios especialistas. Los veterinarios presentes en una institución de investigación con instalaciones para vertebrados, puede ayudar a los investigadores a ubicar un veterinario con experiencia en aves, si él o ella no lo son. A menudo un veterinario adecuado debe de ser identificado como parte del protocolo de animales vertebrados. Otras fuentes de información sobre veterinarios de vida silvestres incluyen el zoológico local, la Asociación Norteamericana de Veterinarios de Fauna Silvestre, la Asociación Norteamericana de Veterinarios de Zoológicos y la Asociación Norteamericana de Veterinarios Aviares. Para los cuidados y mantenimiento de rutina, es de mucha utilidad contar entre el personal, con un técnico en salud animal que haya obtenido su grado de una programa reconocido por la Asociación Norteamericana de Médicos Veterinarios o la Asociación Canadiense de Médicos Veterinarios (u otra asociación que exista en su país) y que tenga su cédula profesional. La American Association for Laboratory Animal Science ofrece certificaciones en tres niveles de competencia: Asistente de Técnico, Técnico, y Tecnólogo. Cada uno requiere cierta cantidad de experiencia y pruebas.

B. Requisitos legales y supervisión

Las agencias federales y estatales requieren permisos para extraer aves de su hábitat. Revise la información para los permisos de colecta científica (U.S. Fish and Wildlife Service),

la información para permisos estatales y la información para provincias Canadienses provista por el Consejo de Ornitología. Fuera de los Estados Unidos y Canadá, revise las leyes nacionales y provinciales o estatales.

Bajo los reglamentos de Animal Welfare Act, los Comités Institucionales de Cuidado y Uso Animal “deben de inspeccionar por lo menos cada seis meses, todas las instalaciones de investigación animal, incluyendo las áreas de estudio animal, utilizando el titulo 9 del capítulo I, subcapítulo A-Bienestar Animal, como base para la evaluación. Sin embargo, las áreas animales que contengan animales silvestres vivos en su hábitat natural no necesitan incluirse en tal inspección [9 CFR 2.31(c) (2)]. Un área de estudio es cualquier habitación de un edificio, área, encierro u otro tipo de confinamiento fuera de las instalaciones núcleo o del diseño central o del área de manejo en la cual los animales son mantenidos por más de 12 horas (9CFE 1.1). Los reglamentos estándares de confinamiento establecidos por el Animal Welfare Act se aplican a cualquier nivel de inspección de las instalaciones de investigación o áreas de estudio. Hasta enero de 2010, sin embargo, el programa de Animal Care del U.S. Department of Agriculture, Animal and Plant Health Inspection Service no había todavía promulgado los reglamentos relativos a aves. Cuando esto ocurra, estas Guías serán actualizadas según corresponda.

C. Cuarentena de animales

La introducción de aves nuevas a una instalación, ya sea que provengan del campo o de otra instalación de cautiverio, conlleva los riesgos de transmisión de enfermedades entre las aves nuevas y las que ya estaban ahí. El estrés de la captura incrementado con la aclimatación al cautiverio para las aves silvestres, o el ambiente nuevo para aves que ya estaban en cautiverio, aunado al transporte, tiene el potencial de reducir la inmunidad dejando a las aves más susceptibles a nuevas infecciones o a que infecciones subclínicas se vuelvan potencialmente mortales (Ferrell et al. 2007). Por esto los procedimientos de cuarentena deben proteger tanto a las aves nuevas como a las ya establecidas. La cuarentena asume que las aves nuevas pueden haber estado expuestas a patógenos contagiosos y que se mantienen alejadas de otras para prevenir la dispersión de la enfermedad. Aunque en la practica la cuarentena y el aislamiento incluyen los mismos procedimientos, el termino aislamiento se utiliza cuando se tiene seguridad que el individuo ha contraído una enfermedad infecciosa.

Las instituciones de investigación con instalaciones para animales vertebrados tendrán procedimientos de cuarentena vigentes para todos los animales. El investigador en aves puede, sin embargo, optar por consultar con el veterinario aviar para asegurar que estos

procedimientos protejan de manera adecuada a las aves de enfermedades específicas de su clase y de estrés adicional durante la cuarentena, por ejemplo de aislamiento social o espacio inadecuado.

Como regla general, todas las aves recién adquiridas deben de pasar una cuarentena estricta, alejadas del resto de las aves por lo menos 30 días. Para los Estados Unidos, si las aves fueron importadas desde fuera del país, deben por ley ser puestas en cuarentena de 30 días en instalaciones de cuarentena del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Existen algunos reglamentos específicos para psitácidos y ratites [9 CFR 93.106(b)]. Los tiempos de cuarentena (antes del envío y posterior a la llegada) varían de un país a otro, al igual que los permisos de importación. Ya que las instalaciones de cuarentena se concentran solo en las enfermedades que le incumben a la agencia gubernamental (principalmente enfermedades no nativas que pueden impactar la industria de aves de corral) se recomienda volverlas a poner en cuarentena cuando lleguen a sus propias instalaciones. Para más información sobre el proceso de importación de aves vivas, vea la *Guide to Importing Live Birds* del Consejo de Ornitología.

Durante las actividades de cuidado diario, los cuidadores deben de atender a las aves en cuarentena al final, y no regresar a ningún área de las instalaciones. Si esto es necesario, utilice prendas desechables y lave sus manos y otras áreas expuestas del cuerpo, antes de pasar de las áreas de cuarentena a otras áreas. Las aves en cuarentena deben de ser observadas por personal familiarizado con aves, para síntomas de enfermedades. Al llegar y antes de juntar aves al término de la cuarentena con otras aves en cautiverio, siempre se deben realizar análisis fecales para parásitos intestinales, y exámenes visuales para parásitos externos. Se deben considerar procedimientos de diagnóstico para *Salmonella*, *Chlamidia*, tuberculosis y otras enfermedades de cuidado; un veterinario especialista en aves debe de ser consultado para determinar qué exámenes deben realizarse. En especies susceptibles a los virus que ocasionan fiebre del Oeste del Nilo (p.e. córvidos, buitres y rapaces) que son mantenidas en aviarios exteriores, se debe de considerar una evaluación del estado serológico con respecto al virus de Oeste del Nilo u otras enfermedades transmitidas por vectores, si existe evidencia de incremento de actividad reciente y localizada para el virus. Los aviarios exteriores, que a menudo son necesarios para proporcionar áreas de vuelo y tamaños normales de grupos sociales, son apropiados excepto en caso de brotes de enfermedades. En ese caso se considera apropiado tener alojamientos interiores en base temporal. Actualmente aún no se considera efectivo el uso de vacunas para aves, y no se dispone comercialmente de ellas (Davis et al. 2008; Jarvi et al.

2008). Se debe consultar a un profesional en salud de fauna silvestre para evaluación y pruebas.

Planee con anticipación la protección de enfermedades posterior a la cuarentena. Algunos agentes infecciosos (p.e. *Coccidia* y *Mycoplasma* sp.) se eliminan en las heces fecales de aves infectadas y pueden contaminar el alojamiento o el sustrato (Dhondt et al. 2007a; 2007b). Reemplace o esterilice las perchas, el sustrato y especialmente el sustrato de tierra en aviarios exteriores donde aves nuevas serán liberadas o puestas en cuarentena. Si se llegan a infectar, estas aves deben de ser tratadas y cuando se elimine la infección, se cambiaran a alojamientos con sustrato limpio. El sustrato en el alojamiento original debe de ser desinfectado o cambiado. Cualquier suelo potencialmente contaminado del aviario de cuarentena, debe de ser eliminado fuera del sitio y reemplazado antes que el espacio sea utilizado con otras aves. Revise los reglamentos locales y estatales para la eliminación de residuos.

Algunos protocolos específicos pueden ser modificados para cuarentenas estrictas. Por ejemplo, en experimentos de aprendizaje de cantos, los polluelos o volantones que se capturan en el campo a una edad conocida, pueden necesitar ser transferidos directamente a un experimento en laboratorio, tal como una cámara anecoica (anecoide), la cual puede servir en su caso, como un espacio de cuarentena.

D. Prevención y control de enfermedades animales

El investigador y todo el personal a cargo de animales deben observar las aves de laboratorio de manera cercana por lo menos una vez al día para signos de enfermedades, lesiones o conducta anormal. Los investigadores y el personal deben de familiarizarse con los problemas comunes y los signos de enfermedad. Todas las desviaciones de la condición normal y muertes por causas desconocidas deben de ser reportadas de inmediato al investigador y a la persona responsable del cuidado veterinario. Las señales comunes de enfermedad incluyen:

- a. Rechazo al movimiento; languidez;
- b. Plumas esponjadas – un ave que aparenta tener frío cuando las demás están bien;
- c. Ojos cerrados o medio cerrados; un ave inusualmente somnolienta;
- d. Alas caídas;
- e. Cojea, o aparenta no querer poner peso sobre una pata;
- f. Cualquier cambio en la consistencia de las heces;

- g. Heces adheridas a las plumas alrededor de la cloaca;
- h. Orificios nasales obstruidos o plumas apelmazadas alrededor de éstos;
- i. Menor consumo de alimento, mayor consumo de agua;
- j. Respiración o jadeo con el pico abierto

Consulte de inmediato con un veterinario si se observa cualquiera de estos síntomas.

De manera general, cuando un ave se ve enferma, la enfermedad usualmente está muy avanzada. Por esto se requiere de una respuesta inmediata a una enfermedad aparente. El ave potencialmente enferma debe de ser aislada de inmediato, y llevada a una habitación designada por lo menos de manera temporal como habitación de tratamiento. Las incubadoras pequeñas o criadoras comerciales son ideales para mantener a aves en tratamiento pero hay que asegurar que la unidad provee buena ventilación y puede ser desinfectada posteriormente. El alimento y agua deben de ser colocado en el suelo si el ave está muy débil para mantenerse continuamente en una percha. No entre en contacto con un ave enferma antes de revisar a las aves sanas sin tomar las debidas precauciones (tales como la utilización de ropa externa desechable y lavado de manos) para prevenir la transmisión de enfermedades.

Si la enfermedad es contagiosa, otras aves pueden haber sido infectadas para cuando se detecte, y es probable que se necesite tratar a otras aves. El monitoreo regular de las heces, tanto para macro como para micro parásitos es prudente y no invasivo, especialmente para aves en jaulas de vuelo exteriores, expuestas a aves silvestres.

Todas las aves de laboratorio o aviario que mueren por causas diferentes a la parte planeada en el diseño del experimento deben de ser sometidas a necropsia. Las instalaciones que tratan con enfermedades de aves silvestres sería la mejor opción si las aves son silvestres. Algunas enfermedades de las aves son zoonóticas, así que la determinación de la causa es tanto un tema de investigación como de seguridad humana. El [USGS National Wildlife Health Center](#) proporciona mucha información incluido un Manual de Campo de Enfermedades de la Fauna: Procedimientos Generales de Campo y Enfermedades de las Aves (Friend y Franson 1999).

E. Primeros auxilios

La emergencia más común es el sangrado. El sangrado por la boca u orificios nasales generalmente indica una lesión interna seria que requiere atención veterinaria de inmediato.

Las plumas nuevas que todavía tienen irrigación sanguínea en el cañón, pueden romperse y generalmente coagulan sin mayor problema, pero si no lo hacen se necesita tomar una de las siguientes acciones. Si el daño al cañón de la pluma es mínimo, el flujo de sangre puede ser detenido aplicando almidón de maíz o un agente hemostático en el sitio. Si la fractura es cerca de la piel, se debe utilizar almidón de maíz como coagulante, ya que los hemostáticos pueden irritar los tejidos suaves. En ocasiones se utilizan pinzas de punta de aguja para extraer la pluma quebrada, sin embargo esto rara vez es necesario y debe ser llevado a cabo por personal especializado. Hoy en día, las plumas quebradas y pequeñas heridas en la piel pueden ser cerradas utilizando una versión de pegamentos quirúrgicos cianoacrílicos de secado rápido tales como Dermabond®, LiquiBand®, SurgiSeal®, y Nexaband® los cuales toman menos de un minuto en secar y son mucho menos tóxicos que las versiones anteriores de pegamentos quirúrgicos. Los pegamentos de tejido cianoacrílicos antiguos (p.e. Tissu-Glu® de Ellan International, o Vetbond® de 3M Corp.) tomaban varios minutos para secar, lo cual incrementaba de manera significativa el tiempo de manipulación. Los pegamentos instantáneos para uso doméstico son tóxicos a los tejidos. Es recomendable que la herida se lave con solución salina estéril y se aplique un ungüento antibiótico.

Las garras y picos sobrecrecidos también pueden ser problemas comunes. Los picos se pueden recortar utilizando una lijadora pequeña. Las uñas pueden ser recortadas con unas tijeras de punta roma o un cortaúñas, evitando lesionar la vena (que puede ser imposible de ver en aves con uñas oscuras). Los veterinarios a menudo tienen asistentes que sostienen al ave con una toalla, lo cual puede ser difícil en aves grandes o fuertes ya que pueden lograr liberar las alas. La utilización de una malla puede ser útil para restringir el movimiento de estas aves. Se debe tener polvo hemostático o gel como el Kwuik-Stop, para ayudar en caso de sangrado si se lesiona la vena de la uña. No utilice el polvo hemostático sobre la piel o tejidos suaves. Los métodos naturales para la regulación del crecimiento del pico se pueden obtener proporcionando a las aves con superficies duras donde pueden tallar sus picos.

F. Separación por especie

De manera rutinaria, varias especies pueden ser albergadas en un área de las instalaciones, siempre y cuando sus requerimientos de hábitat no entren en conflicto, y los factores sociales tales como dominancia interespecífica sobre los alimentos, o las respuestas nerviosas de una especie al llamado de la otra, no resulten en estrés adicional (Hahn y Silverman 2007). Aunque algunos experimentos indiquen la separación física de especies, otros pueden requerir albergarlas mezcladas (p.e. un estudio sobre parasitismo de la

nidad de pinzones tejedores por viuditas, del gen. *Vidua* o un estudio sobre adquisición interespecífica de cantos).

Los estudios de comportamiento social de especies grupales pueden requerir que se albergue a las aves en grupos en el mismo alojamiento. Debido a la diversidad de necesidades de alojamientos, el método que se utilice debe ser decidido por el investigador. Se debe de tener cuidado de no mezclar especies si alguna de ellas puede portar alguna enfermedad que se transmita fácilmente o sea fatal para la otra especie.

G. Cuidado diario

Alimentación base

Los animales deben de ser alimentados con una dieta apetitosa, sin contaminar, y balanceada nutricionalmente o de acuerdo a sus requerimientos particulares, a menos que los protocolos del experimento indiquen otra cosa. Las aves necesitan tener alimentos disponibles en la mañana, debido al metabolismo alto y gasto de energía durante la noche para mantenerse posados mantener el calor corporal. La alimentación *ad libitum* puede resultar problemática para algunas especies, tales como las psitaciformes, las cuales pueden volverse obesas debido a la presencia constante de alimentos y la carencia relativa de actividad en cautiverio. La dieta debe de tomar en consideración la dieta natural, incluyendo los micronutrientes tales como carotenoides involucrados en la función inmune al igual que en la selección de pareja (Blount et al. 2003). Un problema grave en la formulación de las dietas es la gran diversidad de alimentos disponibles en campo, aun para las aves especializadas (Koutsos et al. 2001). Por ejemplo, los semillívoros pueden alimentarse de una docena de diferentes tipos de semillas, y proporcionarles una mezcla de solo dos de ellas reduce enormemente la amplitud total de nutrientes (Pruitt et al. 2008). Considere la época del año, temperatura ambiental y actividades reproductivas, las cuales pueden alterar la dieta óptima incluso en una misma especie (Harper 2000).

Debido a que las dietas pueden ser altamente especializadas, estas deben de ser diseñadas para las especies en cuestión, poniendo atención al rol de la dieta natural en el mantenimiento del pico tal como material para masticar y el papel en el comportamiento social. Cuando sea posible, los alimentos deben presentarse de manera que promuevan el comportamiento natural de forrajeo. Se debe consultar con un nutriólogo de zoológico, un veterinario de aves u otro experto, antes de formular la dieta o agregar gravilla, vitaminas u otro suplemento a una dieta existente, que es específica para la especie y su

comportamiento alimenticio, o a formulas que se concentran más en la limpieza que en la nutrición.

La forma del alimento y su presentación son importantes para muchas especies. Las aves silvestres pueden preferir alimentos mas calóricos cuando se ofrecen junto con alimentos menos calóricos, y sería imprudente asumir que un ave seleccionaría una dieta balanceada (pero lea Boa-Amponsem et al. 1991; Steinruck y Kirchgessner 1992, 1993; Denbow 1994; y Lee 2000, para evidencia que las aves de corral pueden buscar nutrientes específicos). Algunas especies pueden volverse “adictas” a ciertos alimentos preferidos o fáciles de comer –p.e. semillas de girasol—y rechazarán cualquier otra cosa, aun al punto de desnutrirse severamente. La colocación del alimento dentro de la jaula puede alterar su atractivo, p.e. aves vigilante, o con fobia a los depredadores pueden rehusarse a comer cualquier alimento sobre el piso de una jaula a la que han sido recientemente introducidos. Por otro lado, la colocación del alimento en el piso u otra parte de la jaula que requiera que el ave vuele de una percha al alimento, incrementa su gasto de energía y puede ayudar a mantener la condición física (Schnegg et al. 2007).

En aves criadas a mano, considere que la experiencia de una dieta variada al inicio de la vida puede preparar al ave a aceptar una dieta sana más amplia como adultos y será de especial importancia si alguna vez son liberados (Liukkonen-Anttila et al. 1999; van Heezik et al. 2005; Moore y Battley 2006).

Arena/Grava

Muchas aves requieren tener arena o grava en la molleja para procesar los alimentos o como fuente de minerales. La necesidad de arena difiere dependiendo de la dieta y la especie; no todas las especies la necesitan o se benefician de la adición de arena a su dieta (Amat y Varo 2008). Mientras que algunas aves pueden requerir de arena para digerir sus alimentos, existe la preocupación entre algunos investigadores de aves de que la arena inadecuada en la dieta pueda llevar a un aumento en el riesgo de compactación (Gionfriddo y Best 1999). Lopez Calleja et al. (2000) encontraron que el consumo de arena en gorrión chingolo (*Zonotrichia capensis*) variaba mucho dependiendo de la estación, y los experimentos de laboratorio sugieren que el consumo de arena es una conducta voluntaria más que una ingesta accidental. Sin embargo el uso de arena es menos común en insectívoros y frugívoros (Gionfriddo y Best 1996) y aunque puede reflejar la necesidad de minerales tales como calcio, es mejor evitar ofrecer arena *ad lib* para evitar la compactación.

Si la arena es necesaria, se puede conseguir comercialmente arena esterilizada en las tiendas de alimentos para animales o de mascotas. La concha de ostión molida o cascara de huevo de gallina molido y esterilizado se puede mezclar en la arena como fuente de calcio y otros minerales. Algunos investigadores prefieren incorporar calcio y minerales directamente en la dieta básica. El calcio y otros minerales pueden también ofrecerse en otras formas, vea Dhondt y Hochachka (2001) y Dawson y Bidwell (2005) para más información de los requerimientos de calcio de aves reproductivas.

Vitaminas

Los suplementos vitamínicos pueden ser necesarios, dependiendo en la calidad de las raciones a las aves. Las dietas comerciales, tales como croquetas disponibles para psitácidos, contienen suplementos de vitaminas y minerales; y solo se proveen suplementos adicionales de vitaminas y minerales después de que lo recomiende un veterinario. La sobredosis de algunas vitaminas puede ser tóxica (p.e. Vitamina A, Allen y Ullrey 2004), y puede producir síntomas similares a los de deficiencia vitamínica (Koutsos et al. 2001). La deficiencia de vitaminas puede presentarse en varias maneras. Los síntomas físicos de la deficiencia de vitamina A incluyen el engrosamiento de la piel, especialmente alrededor de las membranas mucosas, y condición corporal disminuida (Koutsos et al. 2001). Las deficiencias de vitaminas en especies de psitácidos pueden manifestarse en problemas de comportamiento; por ejemplo, la deficiencia de vitamina A puede resultar en el picoteo de las plumas (Torregrossa et al. 2005) y alterar la producción de vocalizaciones (Koutsos et al. 2003).

Las vitaminas pueden suplementarse en el alimento o agua. La mayoría de las tiendas para mascotas venden polvos vitamínicos solubles en agua. Algunos suplementos se colocan en el agua de baño o se asperjan en las plumas e ingieren al acicalarse. Esta es una técnica práctica para las aves melindrosas para comer. Los suplementos en el agua de beber deben evitarse en especies que beben poco agua (p.e. especies de zonas áridas), ya que las aves pueden no tomar lo suficiente. Por el contrario, en especies que remojan su alimento (p.e. muchos córvidos), las vitaminas en el agua podrían incrementar el riesgo de toxicidad por exceso (Allen y Ullrey 2004). Los investigadores deben de considerar la carencia de control sobre la cantidad de vitaminas ingeridas por individuos cuando las vitaminas se agregan a un bebedero comunitario.

Agua

Proporcione agua fresca diariamente. En especies que normalmente se bañan en agua, ésta debe proporcionarse en un plato amplio y poco profundo para permitir el baño. Algunas aves pueden ser asperjadas para el mantenimiento de las plumas. Los contenedores deben de estar fabricados de material no poroso, tal como vidrio grueso y templado, porcelana vidriada, o acero inoxidable.

Las perchas no deben de estar ubicadas directamente sobre los contenedores de agua. El agua también puede suplirse en tubos bebederos comerciales para aves. Los tubos bebederos para pequeños mamíferos (bebederos de niple) pueden ser utilizados si las aves se acostumbran a ellos, pero algunas se rehúsan a tomar agua de éstos. Los sistemas automáticos de suministro de agua reducen el salpicado de agua al piso de la jaula, con lo que se reduce el crecimiento de hongos y permite que la fuente de agua principal se limpie sin necesidad de abrir la jaula. Los contenedores de agua abiertos deben de ser lavados diariamente con agua y jabón, y por lo menos dos veces a la semana con una solución clorada diluida. Enjuague muy bien con agua clara. Prepare una dilución nueva para cada uso, ya que el cloro se descompone en el agua después de 24 horas y pierde sus propiedades desinfectantes. Otras opciones incluyen A-33® o Simple Green®, que no es tóxico, es biodegradable y ha sido utilizado para limpiar aves contaminadas con petróleo. Este no constituye un riesgo de contaminación para el suelo si se necesitan lavar bebederos de aves grandes en el sitio. Los bebederos de botella cerrada no necesitan lavarse a diario.

Limpieza

Las jaulas deben de limpiarse a fondo a intervalos de tiempo determinados por qué tan rápido se ensucian, al igual que por problemas con ácaros y otras plagas. Las jaulas deben de ser limpiadas siempre con desinfectante o un limpiador comercial para jaulas cada vez que la utiliza un ave nueva.

Cambie el revestimiento del piso de la jaula con suficiente frecuencia para mantener una buena higiene. Los semillívoros generalmente tienen heces relativamente secas y necesitan cambiar el piso menos frecuentemente que otras especies. Los insectívoros y frugívoros tienden a tener heces mas húmedas (y olorosas) y deben de tener el piso de la jaula cambiado y aseado tan frecuentemente como sea necesario para mantener el piso y áreas de alimentación secos. Se deben de utilizar limpiadores específicos en las charolas de piso y en los alambres de la jaula. Los materiales para revestimiento del piso van desde virutas de madera a bolitas de papel, papel periódico, y papel para revestimiento comercial. El papel

periódico hoy en día es impreso con tintas a base de soya, pero algunas tintas pueden ser tóxicas para las aves que mastican o desgarran el papel. La absorción del agua y la facilidad del lavado son consideraciones para determinar el tipo de material de revestimiento. El material de revestimiento debe de ser almacenado en un área libre de roedores u otra contaminación.

Al seleccionar los limpiadores, vale la pena consultar las Fichas de Datos de Seguridad del Producto (FDS) para asegurarse que los químicos del producto sean seguros para las aves. La ventilación también debe ser importante al decidir los agentes limpiadores. Otras consideraciones incluyen la efectividad del limpiador para reducir o eliminar organismos de enfermedades específicos, o si el ave puede entrar en contacto e incluso ingerirlos a través del alimento que cae al suelo y luego es ingerido o masticado, o al posarse sobre perchas o colgarse con el pico de los alambres de la jaula (como hacen los psitácidos). En especies que remojan su alimento en los platos de agua, los investigadores deben de tener mucho cuidado en enjuagar los platos muy bien después de lavarlos.

Los platos de las semillas deben de lavarse dos veces por semana utilizando un desinfectante seguro y efectivo, tal como el hipoclorito de sodio (blanqueador casero) diluido 1/10. Prepare una dilución fresca para cada uso, y enjuague perfectamente bien con agua clara. Lea el análisis de Patnayak et al. (2008) sobre la efectividad de diferentes desinfectantes y desinfectantes para manos. Las aspiradoras industriales de seco/húmedo son útiles para el mantenimiento del piso, y las pequeñas aspiradoras de mano son útiles para limpiar puntos específicos. Los investigadores no deben utilizar aspiradoras cuando las aves están reproduciéndose ya que la alteración resultante puede ocasionar perturbación en el nido.

H. Jaulas y alojamiento

Las aves en cautiverio pueden alojarse en jaulas, aviarios y corrales exteriores. La opción será más apropiada depende de la especie, y el mantenimiento de cada una es diferente. El tamaño, forma y diseño del encierro debe de ser apropiado para la especie alojada y permitirle espacio sin hacinamiento para el movimiento natural del ave. Si el diseño del experimento requiere que las aves sean alojadas individualmente, puede que no sea posible proporcionar suficiente espacio en la jaula para volar.

Jaulas

Las jaulas de acero inoxidable, alambre galvanizado, fibra de vidrio o plásticas; permiten una limpieza fácil y pueden ser limpiadas con vapor cuando sea necesario. Las jaulas nuevas

que contienen acero galvanizado o malla galvanizada, deben de ser cepilladas con un cepillo de alambre y solución de vinagre antes de utilizarlas por primera vez para reducir la posibilidad de envenenamiento por zinc (Howard 1992). Las uniones soldadas deben de tener una cubierta protectora para prevenir el envenenamiento por plomo o utilizar una soldadura libre de plomo, aunque el contenido de ésta última soldadura debe de investigarse bien para descartar otra posible fuente de toxicidad. La pintura de las superficies metálicas con una sustancia durable y repelente al agua como la pintura epóxica o barniz, pueden proteger de la oxidación. Estas pinturas deben de resistir los agentes limpiadores, desinfectantes y el cepillado. Las jaulas de madera pueden no ser apropiadas pues son más difíciles de limpiar y mantener. Las jaulas, corrales y cercados deben de tener buen mantenimiento y libres de partes salientes filosas que puedan lesionar a las aves o engancharlas de los anillos o collares.

Si el diseño del experimento requiere la utilización de jaulas de alambre y madera, estas deben de ser revisadas frecuentemente para ácaros. Las piretrinas asperjadas en grietas y esquinas eliminarán a esta plaga. Siempre considere la toxicidad de los plaguicidas a las aves que puedan inhalarlos o ingerirlos. Post (2007) proporciona información para el manejo de bajo riesgo de plagas. Las jaulas que han sido infestadas de ácaros deben estar libres de ellos antes de ser reutilizadas.

Tamaño Mínimo de la Jaula

Las jaulas deben proporcionar suficiente espacio para mantener el movimiento natural y el aleteo. El tamaño mínimo depende de si la especie será alojada en el laboratorio solamente o si se desea reproducirlas. Debido a la diversidad de especies de aves, los investigadores deben de asumir la responsabilidad final de determinar el tamaño de jaula adecuado, pero existen tamaños mínimos publicados para algunas especies (p.e. Hawkins 2001). La forma de la jaula también es importante para permitir el movimiento normal; por ejemplo, una jaula con una longitud más larga permite el vuelo mucho mejor que una más alta del mismo volumen. De manera inversa, una jaula más alta permite a las aves posarse por encima del personal y sentirse más seguras. Las publicaciones de zoológicos (p. e. los Manuales de Cuidado Animal de la Asociación de Zoológicos y Acuarios) pueden proporcionar información de especies en particular.

Piso de la Jaula

Entre los materiales que se utilizan para forrar el piso de la jaula están el papel, arena fina, virutas de madera, y papel periódico. El papel periódico se imprime en general actualmente

con tintas a base de soya, pero algunas tintas pueden ser tóxicas para las aves que mastican o desgarran el papel de la jaula. Al escoger el material, considere la necesidad de absorción de agua y la facilidad de limpieza y reemplazo del material utilizado. Evite las mazorcas secas y molidas (Sanicel ®), casaras de nuez, o cualquier otro sustrato que pueda promover el crecimiento de hongos, especialmente *Rhizopus* e *Isospora*. La probabilidad de infecciones por hongos aumenta con el tiempo, así que incluso las jaulas grandes de vuelo o aviarios necesitan ser desinfectados anualmente con una combinación de A-33® (Ecolab, Inc), 5% hipoclorito de sodio, y un fumigante de bromuro de metilo. Los pisos de alambre de las jaulas pueden ser apropiados para algunas especies (p.e. algunas galliformes), pero se deben de considerar los efectos en las patas de las aves. Este tipo de pisos deben de ser evitados en aves canoras semillívoras, ya que algunos individuos tirarán todas las semillas del plato a través del piso de alambre. El material de forro del piso debe de ser almacenado en un área libre de roedores y otras fuentes de contaminación.

Perchas

Los tipos de percha deben de ser adecuados para la especie. Las perchas deben de proporcionar una base firme, estar fabricados de materiales durables y fáciles de asear tales como metal, plástico, o PVC, o de material económicamente fácil de reemplazar como madera. Las perchas de madera son preferidas por las aves pequeñas, y de manera ideal se deberían utilizar ramas naturales de diferentes tamaños. Debido a que el uso de perchas metálicas o plásticas puede incrementar la incidencia de irritaciones en las patas debido al deslizamiento, podría ser necesario forrar estas con una superficie antideslizante y no abrasiva. Las perchas no deben de cubrirse con papel lija. Las perchas de tamaño inapropiado ocasionarán inflamación en las patas. Si se proporciona una amplia variedad de tamaños de percha, se provee mayor ejercicio en las patas y se alivia la presión repetida en áreas de las patas y dedos que produce el contacto con la percha. Esta presión puede derivar en pododermatitis ulcerativa, un padecimiento común en aves en cautiverio. La inflamación inicial puede llevar a una infección, degeneración del hueso, y finalmente a la pérdida de la pata o la extremidad completa. Las perchas de concreto pueden ser buenas para el mantenimiento de las uñas y el pico.

Aviarios

El comportamiento natural de algunas especies incluye los agrupamientos sociales. En tales casos el alojamiento en grupos puede mejorar el bienestar. Los agrupamientos sociales naturales pueden también buscarse en los estudios de comportamiento. En donde se

disponga de espacio, los aviarios pueden acomodar grupos y permitir a las aves volar y mantener su musculatura de vuelo. Puede ser más difícil capturar individuos que vuelan libres en un aviario, y se necesitan puertas dobles para prevenir los escapes. De manera ideal, las puertas están encadenadas, de manera que no se puede abrir una antes de que la otra se haya cerrado.

Cada sustrato tiene sus inconvenientes. El concreto por ejemplo, puede ocasionar padecimientos en las patas de aves sueleras (Martrenchar et al. 2002). Los pisos de aviarios interiores pueden estar cubiertos de papel periódico, de arena lavada y esterilizada (disponible comercialmente en ocasiones como arena para areneros), o de virutas de madera. La arena y las virutas deben de ser reemplazados a intervalos regulares para reducir el crecimiento de bacterias entéricas y hongos. La utilización de virutas de madera puede requerir del uso de pre filtros para prevenir el atascamiento en los sistemas de filtrado de aire. Estos sistemas pueden taparse rápidamente y convertirse en una fuente de esporas de hongos, y deben de ser cambiados cada mes (Bocetti y Swayne 1995).

Las superficies construidas de material poroso deben de ser cubiertas con una sustancia durable, impermeable y sin costuras (p.e. pintura epóxica, barniz, etc.). Estas pinturas y recubrimientos deben de resistir los agentes limpiadores, desinfectantes y el cepillado.

Si el clima y las instalaciones lo permiten, las aves deben de alojarse en aviarios externos. Por lo menos un lado del aviario y parte del techo deben de estar cubiertos para proteger a las aves del viento y lluvia. Los aviarios externos más grandes pueden incluir una parte cubierta que sirva este propósito. Los arbustos y árboles plantados en macetas o macetones, o directo en el suelo del aviario le permiten a las aves esconderse cuando observan posibles depredadores o humanos con los que no están familiarizados. Esto les permite una sensación de seguridad y promueve el bienestar. Manojos de ramas con hojas, atados con una cuerda, y colgados de las paredes del aviario o refugio, pueden producir ese mismo efecto. El suelo puede plantarse con pasto, y las plantas pueden atraer insectos disfrutados por muchas aves. Sin embargo, la vegetación puede dificultar la detección y exclusión de plagas y depredadores, al igual que la limpieza del encierro. Una trampa de luz negra también puede ser instalada para atraer insectos vivos.

Hay que poner extremo cuidado con las jaulas externas para prevenir el acceso de depredadores. Los depredadores trepadores y serpientes son especialmente peligrosos. Se sabe que un solo mapache puede matar aves en cautiverio tan grandes como una grulla, y extraer aves dormidas a través de malla ciclónica, por lo que se debe agregar una barrera protectora adicional cerca del perímetro de los sitios de aperchamiento. Más aun, las heces

de los mapaches pueden tener parásitos (*Baylissascaris procyonotis*) que pueden atacar el sistema nervioso de las aves (Ritchie et al. 1994). Las cercas electrificadas fuera de la cerca del encierro y del alcance de los picos de las aves, pueden servir para desalentar a algunos depredadores al igual que para mejorar la seguridad.

Cajas para Nidos y Anidación

Incluso cuando se pueden utilizar cajas metálicas con algunas especies (p.e. psitácidos grandes), muchas especies prefieren (o requieren) cajas de madera o mimbre a las cuales pueden introducir pasto, fibras de coco, aserrín o plumas. Los loros también se reproducen en cajas de madera en las que se pueda introducir una capa de viruta de madera. Las cajas de anidación deben de estar hechas de materiales que no permitan el aumento de calor y humedad. Algunas aves pueden construir sus nidos en ramas con follaje atadas con una cuerda que simulan un arbusto, o en un pasto o helecho ornamental plantado en maceta. Consulte la literatura y a los expertos de los zoológicos para información específica de la especie acerca del éxito reproductivo de los individuos. Considere los problemas de limpieza durante el anidamiento (p.e. los loros no eliminan sus heces del cajón de anidamiento).

Iluminación

Muchas especies de aves pueden ver en el rango ultravioleta (Cuthill y Partridge 2000; Rajchard 2009) y utilizan señales ultravioletas en varios comportamientos visuales tales como la selección de pareja y alimentación (Maddocks et al. 2001) de manera que es conveniente utilizar fuentes de luz de amplio espectro en las instalaciones de interiores. Las aves jóvenes también se benefician de la luz de amplio espectro (Maddocks et al. 2001) y es importante para la salud y para prevenir algunas enfermedades tales como raquitismo (Edwards et al. 1994). Una pequeña lámpara nocturna colocada cerca de la fuente de alimentación en aviarios externos, es deseable durante el clima frío, para permitir la alimentación de la tarde. Una luz nocturna también puede aliviar el estrés de aves recientemente capturadas, así como en ciertos protocolos experimentales, pero es importante que la luz sea mínima y no interfiera con el fotoperiodo natural (excepto cuando la manipulación del fotoperiodo sea parte del diseño experimental).

A menos que los protocolos del experimento indiquen otra cosa, las aves normalmente se mantienen con el fotoperiodo natural de su especie. Esto puede variar entre especies, y los horarios de fotoperiodos cortos y largos deben dejarse a la discreción del investigador ya que pueden estar ligados a un horario y pueden ser diferentes de acuerdo a la especie. La

reproducción y la muda pueden ser facilitadas o suprimidas por el fotoperiodo y por lo tanto afectar inesperadamente los objetivos de la investigación si no se planea adecuadamente. Algunas aves producirán huevos continuamente, lo que puede ocasionarles una deficiencia de calcio; otro problema potencial es la imposibilidad de las hembras de pasar el huevo y que este se atore. Los reproductores de aves frecuentemente reducen la incidencia de producción de huevos incrementando la duración de los periodos de oscuridad. Los problemas de comportamiento tales como la agresión que resulta de los niveles altos de hormonas, se puede manejar incrementando los periodos de oscuridad.

Temperatura

Mantenga un rango de temperatura apropiada para la especie con una fuente de calor controlada por termostato. Las recomendaciones para algunas especies comunes se ofrecen en la Guía para el Cuidado y Utilización de Animales de Laboratorio (ILAR 1996) y están basadas en decisiones y experiencia de profesionales. Aunque la Guía también recomienda que las fluctuaciones de temperatura diaria sean mínimas para evitar demandas grandes y repetidas a los procesos metabólicos y de comportamiento del animal para compensar por los cambios en la temperatura ambiental, también reconoce que los rangos de temperatura recomendados pueden no ser útiles para animales silvestres en cautiverio, para animales silvestres mantenidos en su ambiente natural, o para animales en aviarios en exterior a los cuales se les da oportunidad de adaptarse al exponerlos a los cambios estacionales de las condiciones ambientales. Aun así, los cambios extremos de temperatura pueden ser estresantes para el sistema inmunológico, e incluso letales, y las aves deben de ser mantenidas lejos de áreas con fluctuaciones de temperatura importantes. Normalmente la temperatura de la habitación debe de ser revisada diariamente. En los aviarios externos, puede ser necesaria una fuente de calor. Los focos infrarrojos, los cuales no interfieren con los ciclos de luz/oscuridad, se consiguen en tiendas para mascotas. Los calentadores portátiles presentan un riesgo de incendio. La Comisión de Seguridad de Productos para el Consumidor, recomienda que los calentadores portátiles se apaguen cuando no haya quien los monitoree en el área. Puede ser necesario utilizarlos en emergencias, pero asegúrese que las unidades cumplen con los estándares actuales de seguridad, que se mantienen cuando menos a 90 cm de materiales combustibles, y que siempre hay alguien presente para monitorearlos.

Humedad, ventilación e intercambio de aire

Los estándares para humedad, ventilación e intercambio de aire no han sido establecidos para aves fuera de aves de corral. Mantenga la humedad en el rango normal del ambiente natural de la especie, particularmente si se espera un comportamiento normal y el éxito reproductivo. Las especies tropicales pueden desarrollar problemas de salud como descamación de la piel y pica de plumas si se les aloja en un ambiente demasiado seco. El éxito de eclosión en algunas especies también es sensible a la humedad. La Guía ILAR (1996) estipula que un estándar aceptable es el intercambio de aire de 10 a 15 veces por hora.

I. Enriquecimiento para aves en cautiverio

El concepto de enriquecimiento del comportamiento para animales cautivos como tema de bienestar se extiende a las aves en cautiverio (Dawkins 2006). Las metas del enriquecimiento van desde proveer oportunidades para conductas naturales tales como ejercicio, forrajeo o interacciones sociales; hasta proveerles nuevos retos que atraigan la atención de las aves, les alivien el aburrimiento y eviten el desarrollo de conductas repetitivas anormales (Meehan et al. 2003). Esto último puede ser particularmente importante en grupos específicos de aves (p.e. psitácidos y córvidos) pero el concepto es relevante para todas las especies. La necesidad y la naturaleza del enriquecimiento variarán dependiendo de los protocolos de investigación, tiempo en cautiverio, espacio y número de individuos alojados, así como de otros factores. Existen muchas técnicas de enriquecimiento en la literatura de avicultura, publicaciones de zoológicos, y en la literatura académica. Una organización sin fines de lucro, conocida como [The Shape of Enrichment](#) organiza talleres y conferencias anuales regionales e internacionales, publica una publicación arbitrada trimestral, y mantiene una biblioteca a préstamo de videos de entrenamiento.

J. Mantenimiento general

Almacén de alimentos y provisiones

Almacene las provisiones y equipo en gabinetes o habitaciones que puedan ser fumigadas, por ejemplo que no sean utilizadas para hospedar animales. Almacene los alimentos y material para revestimiento de nidos en contenedores resistentes a roedores, tapados y etiquetados que puedan ser limpiados y desinfectados fácilmente. Estos pueden estar ubicados cerca de las colonias de aves o aviarios. Post (2007) provee información en manejo de bajo riesgo de plagas.

Mantenga los alimentos a temperaturas apropiadas para mantener la frescura y evitar crecimiento de bacterias u hongos o deterioro de las grasas. La vida de anaquel recomendada por el fabricante debe de ser marcada en los contenedores junto a la fecha de expiración (desecho).

Eliminación de materiales de desecho

Mantenga los cubos para basura fuera del área inmediata del laboratorio o lejos del aviario. Utilice bolsas en los basureros y de preferencia elimine la basura diariamente. Es recomendable etiquetar los cubos para basura ya que contenedores iguales pueden ser utilizados para basura, alimento o material de revestimiento para nidos.

Aseo de los pisos del laboratorio

Barra y trapee los pisos del laboratorio de manera regular y manténgalos en condiciones de limpieza. Escoja productos de limpieza tanto por sus habilidades de desinfección e inhibición del crecimiento de organismos patógenos, como también por su inocuidad de inhalación, ingestión o exposición por contacto.

Provisiones para cuidados de emergencia

Coloque los nombres, direcciones y números telefónicos (incluyendo los números de emergencia) de veterinarios de consulta, personal de las instalaciones, e individuos responsables de los animales en un lugar visible. Los animales deben de ser observados y atendidos todos los días, incluidos los fines de semana y días feriados, para garantizar su bienestar y cumplir los requisitos de la investigación.

Decesos

Lave y desinfecte las jaulas después de sacar cualquier cadáver. Se recomienda que a todos los animales que mueran les efectúe una necropsia un veterinario familiarizado con enfermedades de la fauna silvestre. Las necropsias en “fresco” son más adecuadas, pero si no es posible, los cadáveres de las aves deben de ser refrigerados en bolsas plásticas selladas y llevadas a un veterinario en cuanto sea posible. Si se pronostican más de 24 horas para la necropsia, el cadáver puede ser congelado y enviado al National Wildlife Health Center. Vea el [video](#) para información sobre envíos.

Dependiendo de las condiciones del cadáver, éste puede ser de valor para algún museo, para colecciones didácticas u otros investigadores. Sin embargo, si el ave no es preservada de manera adecuada y los datos que necesitan los científicos no son registrados, el tiempo y

la energía que se necesitan para llevar el espécimen a un museo u otra institución de investigación, son desperdiciados. Estas instrucciones le ayudarán a asegurar que su donación será útil.

Prepare una etiqueta con la siguiente información escrita con tinta resistente al agua o lápiz: fecha en que el ave se colectó en campo; fecha en que el ave le fue entregada; fecha de deceso del ave; su nombre e información de contacto; (opcional) causa de la lesión si es conocida; reportes médicos, incluyendo resultados de laboratorio (especialmente toxicológicos), medicamentos y necropsia. Coloque al ave y su etiqueta asociada en una bolsa plástica transparente. Utilice bolsas plásticas transparentes cuando sea posible pues ayudan a que el destinatario pueda ver el espécimen y determinar su identidad, calidad y necesidad de preparación y muestreo futuro. Cierre la bolsa y saque la mayor parte del aire que sea posible. Las bolsas ziploc y las que se sellan al calor son las mejores. Es útil colocar esta bolsa en una segunda bolsa cerrada, particularmente si el espécimen será congelado por algún tiempo antes de ser donado. Para aves grandes, las bolsas de basura grandes son aceptables, pero asegúrese que la bolsa se cierra bien. Si se quiere hacer un trabajo verdaderamente profesional, ponga una torunda de algodón o papel absorbente en la garganta del cadáver para prevenir el escurrimiento de líquido a las plumas, luego acomode el ave en la bolsa de manera que las plumas (especialmente las de la cola) no se tuerzan, y que la cabeza, cuello, alas o patas no estén colocados de manera irregular (ya que se podrían quebrar fácilmente al congelarse).

Si necesita ayuda para localizar una institución que acepte sus especímenes rescatados, el Consejo de Ornitología puede proveerle una lista de museos que aceptan especímenes. Es necesario contactar al personal del museo anticipadamente para determinar si tienen requisitos específicos y hacer los arreglos para envío y gastos. No todos los museos aceptarán cualquier ave. Existen costos asociados a este proceso y el espécimen puede no ser de suficiente interés para garantizar los costos.

K. Consideraciones especiales para aves acuáticas

Las especies acuáticas tienen necesidades especiales principalmente debido a la anatomía de sus patas y la importancia del impermeabilizante de sus plumas. Las especies difieren de manera importante, así que ninguna prescripción se aplica a todas las aves acuáticas. Los investigadores deben de consultar información específica de la especie, tal como los Manuales de Cuidado Animal de la American Zoo and Aquarium Association.

Impermeabilización de las plumas

El mantenimiento del impermeabilizante de las plumas es fundamental para la comodidad y salud de las aves acuáticas y requiere del acceso a agua limpia. Las aves acuáticas deben de poder bañarse por lo menos una vez al día. Las aves zambullidoras o pelágicas requieren de instalaciones en donde puedan nadar y salir fácilmente del agua. En general un contenedor de agua en la jaula es insuficiente a menos que sea lo suficientemente grande para que el ave se bañe y el agua sea cambiada frecuentemente. La frecuencia dependerá de que tan rápido se ensucie de tierra, heces, o alimento acumulado. Si se ve una película en la superficie, el agua debe de ser cambiada. Incluso cuando la película es fina, interfiere con el impermeabilizante. En la mayoría de los casos, el agua de los contenedores debe de ser cambiada dos veces al día. Si es posible, un sistema de circulación de agua es menos laborioso, más efectivo, y ocasiona menos perturbación a las aves. Estos sistemas deben de tener un ingreso constante de agua limpia y drenar continuamente la parte superior. El drenaje de la superficie puede efectuarse con el uso de un tubo vertical que drene, o por un vertedero en la orilla del contenedor. Se puede crear un sistema muy sencillo colocando una manguera abierta en una alberca para niños y dejar que el agua desborde. Donde se usan tubos verticales, se debe colocar una malla en la parte superior del tubo para evitar que las aves atoren las patas y dedos. Si el agua que drena es filtrada en vez de desechada, el filtrado debe de remover bacterias y virus patógenos al igual que partículas que ocasionan la película en la superficie. Rubega y Oring (observación personal sin reportar) tuvieron resultados excelentes manteniendo aves playeras en un sistema filtrante que empleaba carbón activado y esterilizador de rayos UV, así como filtros de partículas mayores a dos micras. En cualquier sistema de flujo, las heces y el alimento tienden a acumularse en el fondo. Estas deben de ser eliminadas por medio de sifón o aspiradora de agua por lo menos dos veces por semana, o tan frecuentemente como sea necesario para prevenir la descomposición y/o su mezcla con la capa superior.

Piso y problemas de las patas

Las aves acuáticas son muy susceptibles a heridas e infecciones en las patas que resultan de úlceras por presión cuando el ave es forzada a permanecer de pie por largos periodos de tiempo en piso duro. Estas lesiones se pueden infectar si el ave camina sobre heces o desperdicios de alimento. Las infecciones de este tipo son dolorosas y debilitantes, y pueden ocasionar la pérdida de dedos o patas. Las infecciones no atendidas pueden

conducir a una muerte lenta y dolorosa y siempre llevan a algún tipo de pérdida de funcionalidad. Cualquier ave que muestre signos de cojera, negación a poner peso sobre una pata o pierna, enrojecimiento, o hinchazón de patas o piernas debe de ser examinado cuidadosamente de inmediato. La presencia de úlceras en las patas requiere tratamiento inmediato (y repetido) con un desinfectante tópico, aislamiento de otras aves, y modificación del piso de la jaula. Póngase en contacto con un veterinario de inmediato.

Las aves que van a ser mantenidas en cautiverio por más de dos o tres días, necesitan que el piso de la jaula y en algunas ocasiones los estanques estén forrados con algún material resiliente. Las opciones van desde materiales naturales como arena o grava fina, a tapetes de plástico o hule. Todos los materiales tienen sus pros y contras: desde el riesgo de ingestión o compactación (en caso de arena) y la acumulación de bacterias u hongos y por lo tanto la necesidad de reemplazarlo con frecuencia (en caso de arena o viruta de madera); hasta lo resbaloso y el riesgo de caer para las aves veadoras altas o el personal que las cuida. Los tapetes de hule o plástico (p.e. acolchado de alfombras) y un sistema comercial, antiderrapante, ahulado y resistente al agua llamado Tufflex® se encuentran entre las posibilidades para materiales de piso. El lavado de estas superficies con agua corriente reporta buenos resultados (Rubega y Oring, obs. pers. sin publicar).

L. Rapaces

Los estándares aplicables específicamente a aves rapaces se discuten en varios libros (Carpenter et al. 1987; Redig et al. 1993; Naisbitt y Holz 2004; Arent 2007; Bird y Bildstein 2008). Ya que las rapaces componen un gran porcentaje de las aves silvestres rehabilitadas, las guías de rehabilitación son recursos útiles para aquellos que mantienen rapaces en cautiverio. El U.S. Fish and Wildlife Service publico en 2003 nuevos reglamentos estableciendo los estándares de alojamiento para rehabilitación utilizando una guía de estándares desarrollada por la [National Wildlife Rehabilitators Association](#) y el [International Wildlife Rehabilitation Council](#) (Miller 2000). Se pueden obtener copias contactando a cualquiera de las dos organizaciones. Estas guías abordan el tema del alojamiento tanto de aves acuáticas como de rapaces, incluyendo el tamaño de los encierros.

M. Identificación y registros

Las etiquetas durables fijadas a las jaulas de experimentos deben de contener la siguiente información:

- a. Especies; número de animales e información de identificación individual

- b. Fecha de inicio del experimento, y fecha propuesta de terminación (aproximada);
- c. Instrucciones de alimentación;
- d. Nombre del investigador responsable e información de contacto, incluyendo números de emergencia si el investigador no está localizable.

Los sujetadores de etiquetas metálicos son útiles si las aves mastican (p.e. psitácidos).

Los registros deben de incluir la fuente y la eventual disposición de cada animal. Los números de permiso y protocolos deben de ser fáciles de ver en las instalaciones donde se mantienen los animales. El investigador principal es responsable del mantenimiento de los registros referentes a la historia y disposición de todas las aves individuales, tal como lo requieren las leyes locales, estatales y federales.

Se recomienda que las aves sean anilladas con anillos plásticos o metálicos para facilitar la identificación de cada individuo. Los anillos abiertos pueden gancharse en las jaulas, pero es difícil, si no es que imposible, poner anillos cerrados en aves adultas. Vea el capítulo de Captura y Marcaje para información detallada acerca de los métodos para marcar individuos. Los microchips implantados son una buena opción si se puede aproximar a las aves con un lector de microchips, o si los lectores de microchips pueden ser incorporados a las perchas o estaciones de alimentación.

N. Disposición de las aves después del estudio

Al completar el estudio, los investigadores deben de liberar las aves que hayan sido capturadas en campo, cuando sea práctico y esté permitido por las leyes nacionales, estatales o locales, y bajo condiciones del permiso. Aun entonces, no libere animales si su liberación puede perjudicar el acervo genético existente en el área geográfica específica, o si el ave ha estado expuesta a patógenos potenciales que pudieran ser liberados a la población silvestre. Nunca libere animales si sus habilidades para sobrevivir en estado natural han sido dañadas de manera irreversible por daños mayores estructurales o fisiológicos, p.e. ensordecimiento quirúrgico. Las aves que han sufrido este tipo de deterioro, pero están saludables pueden ser donadas a zoológicos u otras organizaciones apropiadas que tengan permisos para tener aves de este tipo. Los animales también deben ser evaluados para descartar la presencia de conductas estereotípicas o dañinas que puedan haber adquirido durante el cautiverio. El acondicionamiento de pre liberación, tal como albergarlas en una jaula grande de vuelo o un aviario para mejorar su musculatura de vuelo, es esencial. Asegúrese que pueden reconocer sus alimentos naturales y elimine de manera gradual cualquier alimento suplementario que no encontrarán en el campo. La suplementación post

liberación puede aumentar las oportunidades de sobrevivencia al dar a las aves una nutrición adecuada mientras aprenden a encontrar sus alimentos naturales. Cada ave debe de ser auscultada para buscar señas de lesiones.

Libere a las aves en, o cerca del sitio original de captura, a menos que los esfuerzos de conservación o seguridad indiquen otra cosa. De otra manera, libérelas en áreas donde haya conspecíficos. Algunos estados prohíben la liberación de animales o requieren un permiso, de manera que siempre consulte con la agencia de vida silvestre en el estado donde las aves serán liberadas. Las aves deben de ser liberadas temprano en la mañana de manera que puedan encontrar su alimento y ubicar una percha adecuada antes de que oscurezca. Espere a que existan condiciones climáticas apropiadas y libere a las aves cuando las condiciones estacionales conduzcan a la sobrevivencia. Si las aves están anilladas con anillos de color, retírelos antes de su liberación o contacte al U.S. Bird Banding Laboratory para determinar quien está utilizando anillos de color en su área, y en esa especie en particular. Póngase en contacto con ellos para evitar que una combinación de colores se traslape.

Los animales cautivos que no se puedan liberar deben de ser canalizados de manera apropiada, ya sea distribuyéndolos a colegas para estudios posteriores, donándolos a algún zoológico o aviario si lo permite la ley, o preservándolos y depositándolos como especímenes de enseñanza en colecciones de investigación.

Tanto en el campo como en el laboratorio, los investigadores deben tener cuidado que los animales que hayan recibido la eutanasia, realmente estén muertos antes de desecharlos. Cuando los cadáveres no son aceptables para depositarlos como especímenes de museo, ni para otros propósitos de investigación ni de enseñanza (como es el caso cuando se ha llevado a cabo una necropsia), la disposición de los cadáveres debe de hacerse de acuerdo con los reglamentos aplicables. Los animales que contengan sustancias toxicas o drogas (incluyendo algunas utilizadas para realizar la eutanasia, como los barbitúricos) o que hayan muerto por una enfermedad transmisible como el virus del este del Nilo, no deben ser desechados en áreas donde pueden convertirse en parte de la cadena alimenticia. La mejor opción es incinerarlos.

O. Variaciones del procedimiento estándar

En la mayoría de los protocolos de experimento, es deseable mantener al mínimo la perturbación resultante de la inspección de rutina, mantenimiento y actividades de alimentación. Las aves anidando en cautiverio pueden abandonar el nido si se perturban

frecuentemente y sus patrones de comportamiento pueden ser alterados por horas (o permanentemente) si los sujetos pueden detectar intrusión o intrusión potencial (ruido/avistamiento del investigador o cuidador). En estos casos suspenda las inspecciones diarias de rutina y establezca un horario para alimentación y limpieza que minimice la interferencia con la colección de datos pero que de manera simultánea asegure la salud y bienestar de los sujetos del experimento. Por ejemplo, las jaulas pueden limpiarse con menor frecuencia y las aves monitoreadas con video o a través de un espejo unidireccional. En algunas especies, el agua fresca y el alimento se pueden proporcionar para que alcance para varios días. Después, los contenedores se retiran para lavar y esterilizar dos veces por semana. En algunos casos puede ser posible reducir aun más la intrusión al proveer alimento y agua de manera mecánica, p.e. llenar de manera automática o rotación los comederos y bebederos, etc. La frecuencia de la perturbación se puede dejar a discreción del investigador siempre y cuando el bienestar de los sujetos no se comprometa y el procedimiento haya sido incluido en los protocolos experimentales aprobados. Las inspecciones de las instalaciones deben de hacerse con sensibilidad a la posibilidad de perturbación por individuos no familiarizados.

P. Zoonosis y otros riesgos a humanos

El manejo de rutina de animales incluye algunos riesgos personales. Se deben de seguir algunos pasos para proteger al manejador. El entrenamiento es la mejor manera de aprender cómo manejar un ave sin lesionar al ave o correr el riesgo de un picotazo. Cualquier animal silvestre, inclusive si no es agresivo, puede atacar con resultados serios y dolorosos.

Una gran variedad de enfermedades son transmisibles de aves a humanos (Evans y Carey 1986; Abulreesh et al. 2006). Las más comunes son campilobacteriosis, histoplasmosis, ornitosis, tuberculosis, salmonelosis y *Yersinia spp.* (enterocolitis y pseudotuberculosis) al igual que las enfermedades transmitidas por garrapatas. La más conocida de éstas es la clamidiosis, conocida como ornitosis y frecuentemente, pero erróneamente llamada psitacosis o fiebre de los loros. Es un hecho que este agente altamente contagioso (*Chlamydia psittaci*) se ha encontrado en más de 120 especies no psitácidas y varios animales domésticos (Gerlach 1994). Los síntomas son parecidos a gripe, y ya que no es común, frecuentemente se emiten diagnósticos erróneos. Los manejadores de aves que sufren de neumonías atípicas, fiebre recurrente o dolor de pecho sin motivo alguno, anorexia, disnea, o sudoración profusa deben de informar a su médico de la posibilidad de

una ornitosis. El análisis estándar de anticuerpos se sujeta a una reacción cruzada con *Chlamydia trachomatis*, una enfermedad venerea humana.

Dependiendo de la fuente de las aves y la temporada del año, también podrían portar virus del Oeste del Nilo. Algunas especies, particularmente los córvidos, se enfermarán o morirán mientras otros podrán tener infecciones subclínicas por periodos cortos (Komar et al. 2003). Tanto la saliva como las heces pueden contener virus infecciosos (Komar et al. 2002; Kipp et al. 2006). Los adultos sanos pueden padecer síntomas de gripe ligeros; la enfermedad ha sido peligrosa solo para los adultos mayores y los inmuno deficientes. Las variantes de la influenza aviar tales como la H5N1 representan nuevos riesgos para manejar especies incluyendo, pero no limitado a, gallináceas y aves acuáticas (Redrobe 2007; Siembieda et al. 2008). Hasta 2009, el extenso monitoreo de aves silvestres no había detectado aves que resultaran positivas para el H5N1 de alta patogenicidad. Para información mas reciente, vea la publicación de [Actualización de Zoonosis](#) de la American Veterinary Medical Association. Vea también las [hojas de datos](#) revisadas por expertos del Consejo de Ornitología, sobre precauciones que los investigadores deben tomar para evitar contraer el virus del Oeste del Nilo, o el H5N1 de influenza aviar de alta patogenicidad (si llegara a ocurrir esto último en Norteamérica; no podrían importarse aves de países o regiones donde ocurre el H5N1 altamente patógeno) y otras enfermedades zoonóticas.

REFERENCIAS

- ABULREESH, H. H., T. A. PAGET, Y R. GOULDER. 2006. Campylobacter in waterfowl and aquatic environments: Incidence and methods of detection. *Environmental Science & Technology* 40:7122-7131.
- ALLEN, M. E., Y D. E. ULLREY. 2004. Relationships among nutrition and reproduction and relevance for wild animals. *Zoo Biology* 23:475-487. Revision date August 2010 125
- AMAT, J. A., Y N. VARO. 2008. Grit ingestion and size-related consumption of tubers by Graylag Geese. *Waterbirds* 31:133-137.
- ARENT, L. R. 2007. *Raptors in Captivity: Guidelines for Care and Management*. Hancock House Publishing, Surrey, BC, Canada.
- BIRD, D. M., Y K. L. BILDSTEIN. 2008. *Raptor Research and Mangement Techniques*. Hancock House Publishing, Surrey, BC, Canada.
- BLOUNT, J. D., N. B. METCALFE, T. R. BIRKHEAD, Y P. F. SURAI. 2003. Carotenoid modulation of immune function and sexual attractiveness in zebra finches. *Science* 300:125-127.

- BOA-AMPONSEM, K., E. A. DUNNINGTON, Y P. B. SIEGEL. 1991. Genotype, feeding regime and diet interactions in meat chickens. 2. Feeding behaviour. *Poultry Science* 70:689-696.
- BOCETTI, C., Y D. SWAYNE. 1995. Suggested aviary design and procedures to reduce mortality of captive warblers. *Wildlife Society Bulletin* 23:723-725.
- CARPENTER, J. W., R. R. GABEL, S. N. WIEMEYER, J. W.C. CRAWFORD, W. A. BURNHAM, J. D. WEAVER, T. J. CADE, Y D. M. BIRD. 1987. Captive breeding: eagles, hawks and harriers, large falcons, and small falcons. Pages 349-370 in *Raptor Management Techniques Manual* (B. A. G. Pendleton, B. A. Millsap, K. W. Cline, and D. M. Bird, Eds.). National Wildlife Federation, Washington, D.C.
- CLAYTON, D. H., B. R. MOYER, S. E. BUSH, T. G. JONES, D. W. GARDINER, B. B. RHODES, Y F. GOLLER. 2005. Adaptive significance of avian beak morphology for ectoparasite control. *Proceedings of the Royal Society Biological Sciences Series B* 272:811-817.
- CUTHILL, I. C., Y B. C. PARTRIDGE. 2000. Ultraviolet vision in birds. *Advances in the Study of Behavior* 29:159-190.
- DAVIS, M. R., J. N. LANGAN, Y. J. JOHNSON, B. W. RITCHIE, Y W. VAN BONN. 2008. West Nile virus seroconversion in penguins after vaccination with a killed virus vaccine or a DNA vaccine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 39:582-589. Revision date August 2010 126
- DAWKINS, M. S. 2006. A user's guide to animal welfare science. *Trends in Ecology and Evolution* 21:77-82.
- DAWSON, R. D., Y M. T. BIDWELL. 2005. Dietary calcium limits size and growth of nestling tree swallows *Tachycineta bicolor* in a non-acidified landscape. *Journal of Avian Biology* 36:127-134.
- DENBOW, D. M. 1994. Appetite and its control. *Poultry Science Review* 5:209-229.
- DHONDT, A. A., K. V. DHONDT, D. M. HAWLEY, Y C. S. JENNELLE. 2007a. Experimental evidence for transmission of *Mycoplasma gallisepticum* in house finches by fomites. *Avian Pathology* 36:205-208.
- DHONDT, A. A., Y W. M. HOCHACHKA. 2001. Variations in calcium use by birds during the breeding season. *Condor* 103:592-598.
- DHONDT, K. V., A. A. DHONDT, Y D. H. LEY. 2007b. Effects of route of inoculation on *Mycoplasma gallisepticum* infection in captive house finches. *Avian Pathology* 36:475-479.

- EDWARDS, H. M., M. A. ELLIOT, S. SOONCHARERNYING, Y W. M. BRITTON. 1994. Quantitative requirement for cholecalciferol in the absence of ultraviolet-light. *Poultry Science* 73:288-294.
- ELSTON, J. J., J. CARNEY, G. QUINONES, C. SKY, C. PLASSE, Y T. BETTINGER. 2007. Use of novel nest boxes by Carmine bee-eaters (*Merops nubicus*) in captivity. *Zoo Biology* 26:27-39.
- EVANS, R. H., Y D. P. CAREY. 1986. Zoonotic diseases. Pages 537-540 in *Clinical Avian Medicine and Surgery* (G. J. and L. R. H. Harrison, Ed.). W.B. Saunders Co., Philadelphia, PA.
- FERRELL, S. T., K. SNOWDEN, A. B. MARLAR, M. GARNER, Y N. P. LUNG. 2007. Fatal hemoprotozoal infections in multiple avian species in a zoological park. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 28:309-316.
- FRIEND, M., Y J. C. FRANSON. Eds. 1999. Volume 1, *Field Guide to Wildlife Diseases: Field Procedures and Diseases of Birds*. United States Geological Survey. Revision date August 2010 127
- GERLACH, H. 1994. Defense mechanisms of the avian host. Pages 109-120 in *Avian Medicine: Principles and Application* (B. W. Ritchie, G. J. Harrison, and L. R. Harrison, Eds.). Wingers Publishing, Inc. Lake Worth, Florida.
- GIONFRIDDO, J. P., Y L. B. BEST. 1996. Grit color selection by house sparrows and northern bobwhites. *Journal of Wildlife Management* 60:836-842.
- GIONFRIDDO, J. P., Y L. B. BEST. 1999. Grit use in birds. *Current Ornithology* 15 89-148.
- HAHN, B. A., Y E. D. SILVERMAN. 2007. Managing breeding forest songbirds with conspecific song playbacks. *Animal Conservation* 10:436-441.
- HARPER, E. J. 2000. Estimating the energy needs of pet birds. *Journal Avian Medicine Surgery* 14:95-102.
- HARRISON, G. J., Y T. L. LIGHTFOOT. 2006. *Clinical Avian Medicine*. Spix Publishing, Inc., Palm Beach, FL.
- HAWKINS, P. 2001. Laboratory birds: Refinements in husbandry and procedures. *Laboratory Animals* 35:1-163.
- HOWARD, B. R. 1992. Health risks of housing small psittacines in galvanized wire mesh cages. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 200:1667-1674.
- ILAR 1996. *Guide for the Care and Use of Laboratory Animals*. Institute for Laboratory Animal Resources, National Academy of Sciences, Washington, D.C.

- JARVI, S. I., M. M. LIEBERMAN, E. HOFMEISTER, V. R. NERURKAR, T. WONG, Y C. WEEKS-LEVY. 2008. Protective efficacy of a recombinant subunit West Nile virus vaccine in domestic geese (*Anser anser*). *Vaccine* 26:5338-5344.
- KING, J. R., T. J. CADE, W. G. CONWAY, M. R. FEDDE, J. P. HAILMAN, Y W. O. WILSON. 1977. *Laboratory Animal Management: Wild Birds*. National Academy of Sciences, Washington, D.C.
- KIPP, A. M., J. A. LEHMAN, R. A. BOWEN, P. E. FOX, M. R. STEPHENS, K. KLENK, N. KOMAR, Y M. L. BUNNING. 2006. West Nile virus quantification in feces of experimentally infected American and fish crows. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 75:688-690. Revision date August 2010 128
- KOMAR, N., R. LANCIOTTI, R. BOWEN, S. LANGEVIN, Y M. BUNNING. 2002. Detection of West Nile virus in oral and cloacal swabs collected from bird carcasses. *Emerging Infectious Diseases* 8:741-742.
- KOMAR, N., S. LANGEVIN, S. HINTEN, N. NEMETH, E. EDWARDS, D. HETTLER, B. DAVIS, R. BOWEN, Y M. BUNNING. 2003. Experimental infection of North American birds with the New York 1999 strain of West Nile virus. *Emerging Infectious Diseases* 9:311-322.
- KOUTSOS, E. A., K. D. MATSON, Y K. C. KLASING. 2001. Nutrition of birds in the order Psittaciformes: A review. *Journal Avian Medicine* 15:257-275.
- KOUTSOS, E. A., L.A. TELL, L.W. WOODS, Y K. C. KLASING. 2003. Adult cockatiels (*Nymphicus hollandicus*) at maintenance are more sensitive to diets containing excess Vitamin A than to Vitamin A-deficient diets. *Journal of Nutrition* 133:1898-1902.
- LEE, K. H. 2000. Application of dietary self-selection by pullets and layers in practice. *Asian-Australasian Journal of Animal Sciences* 13:55-65.
- LIUKKONEN-ANTTILA, T., A. PUTAALA, Y R. HISSA. 1999. Does shifting from a commercial to a natural diet affect the nutritional status of hand-reared grey partridges *Perdix perdix*? *Wildlife Biology* 5:147-156.
- L'OPEZ-CALLEJA, M. V., M. SOTO-CAMBOA, Y E. L. REZENDE. 2000. The role of gastrolites on feeding behavior and digestive efficiency in the Rufous-collared Sparrow. *Condor* 102:465-469.
- MADDOCKS, S. A., I. C. CUTHILL, A. R. GOLDSMITH, Y C. M. SHERWIN. 2001. Behavioural and physiological effects of absence of ultraviolet wavelengths for domestic chicks. *Animal Behaviour* 62:1013-1019.

- MARTRENCHAR, A., E. BOILLETOT, H. D., Y F. POL. 2002. Risk factors for foot-pad dermatitis in chicken and turkey broilers in France Preventive Veterinary Medicine 52:213-226.
- MEEHAN, C.L., MILLAM, J.R. Y MENCH. J. A. 2003. Foraging opportunity and increased physical complexity both prevent and reduce psychogenic feather plucking by young Amazon Parrots. Applied Animal Behaviour Science. 80: 71-85. Revision date August 2010 129
- MILLER, E. A., Ed. 2000. Minimum Standards for Wildlife Rehabilitation, Third ed. National Wildlife Rehabilitators Association, St. Cloud, MN.
- MOORE, S. J., Y P. F. BATTLE. 2006. Differences in the digestive organ morphology of captive and wild Brown Teal *Anas chlorotis* and implications for releases. Bird Conservation International 16:253-264.
- NAISBITT, R., Y P. HOLZ. 2004. Captive Raptor: Management & Rehabilitation. Hancock House Publishing Surrey, BC, Canada.
- PATNAYAK, D. P., M. PRASAD, P. S. MALIK, M. A. RAMAKRISHNAN, Y S. M. GOYAL. 2008. Efficacy of disinfectants and hand sanitizers against avian respiratory viruses. Avian Diseases 52:199-202.
- POST, D. 2007. Chapter 11. Low risk pest management. in Clinical Avian Medicine, vol. 1 (G. J. Harrison, and T. L. Lightfoot, Eds.). HBD Publications.
- PRUITT, K. D., D. G. HEWITT, N. J. SILVY, Y S. BENN. 2008. Importance of native seeds in white-winged dove diets dominated by agricultural grains. Journal of Wildlife Management 72:433-439.
- RAJCHARD, J. 2009. Ultraviolet (UV) light perception by birds: a review. Veterinarni Medicina 8:351-359.
- REDIG, P. T., J. E. COOPER, Y D. J. REMPLE. 1993. Raptor Biomedicine. University of Minnesota Press.
- REDROBE, S. P. 2007. Avian influenza H5N1: a review of the current situation and relevance to zoos. International Zoo Yearbook 41:96-109.
- RITCHIE, B., G. HARRISON, Y L. HARRISON. 1994. Avian Medicine: Principles and Application. Wingers Pub., Lake Worth, Fla.
- RITCHIE, B. W., G. J. HARRISON, Y L. R. HARRISON, Eds. 2008. Avian Medicine: Principles and Application. Wingers Publishing, Inc. Lake Worth, FL. Revision date August 2010 130

- SCHNEGG, A., S. G. GEBHARDT-HEINRICH, P. KELLER, H. VISSER, Y A. STEIGER. 2007. Feeding behaviour and daily energy expenditure of domesticated budgerigars (*Melopsittacus undulatus*): Influence of type of housing and vertical position of the feeder. *Applied Animal Behavior Science* 108:302-312.
- SIEMBIEDA, J., C. K. JOHNSON, W. BOYCE, C. SANDROCK, Y C. CARDONA. 2008. Risk for avian influenza virus exposure at human-wildlife interface. *Emerging Infectious Diseases* 14:1151-1153.
- STEINRUCK, U., Y M. KIRCHGESSNER. 1992. The role of nutritive factors during an experience period in the development of a specific lysine hunger in layers. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition* 68:34-52.
- STEINRUCK, U., Y M. KIRCHGESSNER. 1993. The origin of the specific protein hunger of layers by investigating their responses in dietary self-selection. *Archiv für Geflügelkunde* 57:42-47.
- TORREGROSSA, A. M., B. PUSCHNER, L. TELL, J. OLSEN, Y E. S. DIERENFELD. 2005. Circulating concentrations of vitamins A and E in captive Psittacine birds. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 19:225-229.
- VAN HEEZIK, Y., P. LEI, R. MALONEY, Y E. SANCHA. 2005. Captive breeding for reintroduction: Influence of management practices and biological factors on survival of captive kaki (black stilt). *Zoo Biology* 24:459-474.