

CAPÍTULO 7. PROCEDIMIENTOS MAYORES DE MANIPULACION

A. Antecedentes

Esta sección cubre los procedimientos utilizados más comúnmente junto con cirugía (p.e. entrar a una cavidad corporal), tales como la inmovilización y el uso de productos farmacéuticos para aliviar el dolor, al igual que las innovaciones en técnicas de cirugía. También discutimos la eutanasia como punto final para las manipulaciones que resultan en dolor inadvertido o inevitable que no puede ser remediado.

La medicina veterinaria en aves ha avanzado mucho en años recientes. Las técnicas modernas están cubiertas adecuadamente en varios textos y documentos revisados: Harrison y Harrison 1986; Ritchie et al. 1994, 1997; Altman et al. 1997; Tulley et al. 2000; Hawkins et al. 2001; y Samour 2008. Todo investigador que lleve a cabo estudios invasivos en aves debe de tener uno o más de estos libros. Sin embargo ningún texto, video o lo incluido en estas Guías es suficiente como manual de entrenamiento personal. Al igual que en el caso de cualquier procedimiento complejo, la cirugía no debe ser realizada por novatos. El entrenamiento es esencial e incluso aquellos con entrenamiento adecuado deben de buscar la guía de un veterinario antes de realizar un procedimiento invasivo. Cualquier técnica invasiva es potencialmente peligrosa. Las sutilezas que permiten a los expertos efectuar estos procedimientos de manera suave, ágil y con mínima molestia para el sujeto (p.e. el ángulo de introducción de la aguja hipodérmica, la postura del sujeto, la posición de las manos del investigador), se desarrollan a través de la práctica y no pueden ser bien explicadas en libros, manuales de instrucción o videos. Un investigador siempre debe de buscar la instrucción directa de un experto y debe practicar en modelos apropiados y bajo la supervisión de un practicante experto o veterinario.

Esta Guía presenta material detallado concerniente a los procedimientos utilizados con frecuencia y a los problemas encontrados comúnmente, para facilitar la comunicación entre el investigador y los miembros de sus Comités de Cuidado y Uso Animal, quienes pueden estar más familiarizados con mamíferos que con aves y en condiciones de laboratorio más que de campo. Este resumen no pretende ser un catalogo de las técnicas aceptables, más bien es un intento por establecer una filosofía que ayude a todos los involucrados a determinar lo apropiado de un planteamiento dado. Las técnicas discutidas deben de ser consideradas como ejemplos.

La naturaleza de estos procedimientos y su potencial de dañar una función, causar dolor, infección y muerte, garantizan una repetición de los principios fundamentales “alternativos”. Aunque la utilización de un modelo no animal rara vez se considera una

alternativa viable en la investigación de vida silvestre, el investigador debe considerar la reducción en el número de animales a través de una planeación cuidadosa del diseño estadístico de la investigación. La consideración más pertinente es lo refinado del procedimiento. Un procedimiento no invasivo o menos invasivo siempre debe de ser considerado, asumiendo que esta alternativa puede producir resultados igualmente útiles.

B. Destino de los sujetos

Las condiciones que conducen a la adopción de procedimientos dependen del destino final planeado para el ave. Existen cuatro categorías de sujetos: aves silvestres en libertad o que serán liberadas tan pronto se recuperen; aves silvestres que han sido llevadas al laboratorio y serán liberadas tan pronto se recuperen en una instalación de recuperación; aves silvestres o criadas en cautiverio que permanecerán en cautiverio de manera permanente o por un periodo prolongado de tiempo; y aves que serán sacrificadas.

Para cualquier animal que será liberado ya sea de manera inmediata o después de un periodo de recuperación, la primera consideración debe de ser que el procedimiento tenga un efecto mínimo en la sobrevivencia del sujeto. Es importante considerar la edad y sexo de los sujetos ya que los polluelos y juveniles pueden responder diferente que los adultos, y las hembras diferente de los machos (Mulcahy et al. 2003).

Para las aves silvestres que permanecerán en cautiverio permanente o por periodos de tiempo indefinidos, o para aquellas que serán sacrificadas, se tiene menos énfasis en la sobrevivencia, por lo menos a corto plazo. Sin embargo no se debe comprometer la antisepsia y los estándares quirúrgicos o el manejo del miedo y dolor.

C. Previo a la cirugía

Consideraciones generales

La cirugía en aves es considerablemente diferente a la cirugía en mamíferos (Ritchie et al. 1994; Altman et al. 1997). En parte las diferencias son debidas a la anatomía de las aves, especialmente los sacos aéreos, sistema respiratorio y diferencias fisiológicas tales como el pH de la sangre y la tendencia a caer en hipotermia. Las aves tienden a tener tasas de metabolismo más altas y como consecuencia, el ayuno pre quirúrgico no se recomienda en aves pequeñas y en aves mayores solo debe durar el tiempo suficiente que necesitan para vaciar el buche (toda la noche en aves grandes, máximo de 4 a 6 hrs para aves más pequeñas como passeriformes; Curro 1998).

Cualquier procedimiento invasivo más complicado que una simple inyección debe de ser ensayado con un modelo apropiado (maniquí, cadáver o sujeto anestesiado), y se deben de mantener los límites conservadores de la técnica hasta que esta se domine y pueda ser realizada de manera rápida y ágil. Adicionalmente a la supervisión en la práctica del procedimiento invasivo, todos los demás aspectos del estudio (p.e. captura, sujeción, intubación, uso de equipo) debe de ser ensayado y los aspectos específicos estudiados antes de realizar el procedimiento. Por ejemplo, el tamaño apropiado de los tubos para intubación es de suma importancia y varía mucho entre aves.

Técnicas de asepsia

Se deben tener estándares altos de asepsia, que es la prevención de infecciones a través de la eliminación de microbios, de manera rutinaria durante los procedimientos invasivos. El entrenamiento apropiado, así como la necesidad de “técnicas de esterilización” son la clave para cualquier cirugía o procedimiento invasivo. La Guía para el Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio (ILAR 1996) contiene una discusión amplia del mantenimiento de asepsia. Entienda la diferencia entre desinfectantes, que son agentes utilizados para reducir el número de microbios, y esterilización que significa la completa eliminación de organismos causantes de enfermedades. Un desinfectante lo suficientemente fuerte podría esterilizar una superficie o un instrumento si se deja en contacto por suficiente tiempo. Aunque ninguna técnica particular de esterilización es apropiada para todos los materiales y situaciones, siempre se deben tener precauciones para reducir la posibilidad de transmisión de microbios. Las condiciones estériles no se requieren en todo el laboratorio, pero se deben de adherir a las prácticas comúnmente aceptadas que reducen la presencia de microbios. El área de cirugía debe de ser designada específicamente y separada para ese propósito solamente; antes de cualquier procedimiento debe de ser restregada con un desinfectante fuerte, tal como hipoclorito de sodio (blanqueador domestico, diluido 1/10), un compuesto cuaternario de amonio, o un compuesto de yodoformo (seguido de alcohol para retirar los residuos). Todos los desechos orgánicos de procedimientos previos deben de ser retirados antes de la desinfección y esterilización. Se deben tomar precauciones especiales, tales como codificar y separar las áreas de almacenamiento, para asegurar que todos los instrumentos quirúrgicos sean utilizados para ese propósito solamente. No deben de mezclarse nunca con instrumentos para necropsias, disección o preparación de pieles. Todo el equipo no desechable debe de ser esterilizado en autoclave entre usos.

El sitio de la cirugía en si debe de ser estéril, lo que se logra a través del uso de una cortina estéril e instrumentos estériles. Las técnicas asépticas en el laboratorio requieren que el

cirujano se restriegue cuidadosamente las manos y brazos con un agente apropiado (p.e. betadina, clorhexidina, alcohol inactivo) permitiendo suficiente tiempo de contacto antes de enjuagarse, utilizar guantes estériles, cubre bocas o mascarilla, y gorro para cubrir el cabello, al igual que traje de cirugía y bata o mandil de cirugía estériles. La zona de la cirugía debe de estar libre de plumas (puede haber necesidad de retirar las plumas de la piel alrededor de la zona de la intervención), desinfectada con varias gasas empapadas en clorhexidina o betadina, seguido de alcohol, comenzando por la zona de incisión y moviendo en círculos hacia afuera cada vez. Las cortinas estériles, que se adquieren en proveedoras de material quirúrgico, deben cubrir el área de cirugía (existen cortinas desechables, contra las reutilizables que deben de ser lavadas y esterilizadas en autoclave entre cirugías).

La adhesión estricta a estos protocolos de asepsia puede ser imposible en el campo, sin embargo ciertas prácticas básicas deben de ser observadas. Específicamente, el área de cirugía debe de ser estéril y se deben de utilizar guantes e instrumentos estériles. Hoy en día los instrumentos son lo suficientemente económicos de manera que el costo no debe de representar un obstáculo para utilizarlos una sola vez si su esterilización no es posible.

La Guía para el Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio reconoce que puede ser necesario u obligado modificar las técnicas estándar en las cirugías en campo, pero estas modificaciones no deben comprometer el bienestar de los animales. Sin embargo un campo estéril alrededor del sitio de cirugía siempre es necesario, al igual que instrumentos y guantes estériles. Evidentemente es imposible esterilizar o desinfectar el entorno natural, pero el área en general –como la superficie donde se hará la cirugía—puede ser desinfectada. Por ejemplo, las superficies plásticas de una sola pieza de polietileno o polipropileno de alta densidad, sin grietas (Oliver, com. pers.) pueden ser utilizadas para procedimientos quirúrgicos ya que se pueden desinfectar (Ak 1994) impregnándolas bien con una solución 1/10 de blanqueador domestico, un compuesto de amonio cuaternario, esterilizante basado en dióxido de cloro (Clidox ®), o clorhexidina (Novalsan®). De manera alternativa, la superficie puede envolverse con paños pre-esterilizados o cortinas para cirugía, cortinas desechables para cirugía, cubiertas de papel, o forros para jaulas absorbentes plastificados que puedan ser cambiados cuando se ensucian o entre cirugías. Una almohadilla de esponja también puede usarse como superficie, y ésta o la superficie plástica, pueden introducirse en bolsas plásticas –como las de basura—para reducir aun más el potencial de contaminantes en el aire u otros contaminantes. Si es posible, el

procedimiento debe de ser efectuado en algún tipo de refugio, lo que reduce la posibilidad de contaminantes acarreados por el viento.

La esterilización de los instrumentos puede ser difícil bajo condiciones de campo, de manera que es mejor no reutilizar los instrumentos que entran en contacto con el sitio de cirugía. Aunque existen gran variedad de soluciones químicas para esterilizar, los instrumentos deben permanecer en la solución hasta que se necesiten. Después de sacarlos de la solución, deben de ser manejados de manera aséptica y deben ser enjuagados con agua esterilizada y secados con una toalla esterilizada y utilizados inmediatamente. Los instrumentos no deben entrar en contacto con ninguna superficie no esterilizada. Por lo anterior la esterilización en campo de los instrumentos es impráctica y es mejor utilizar instrumentos y navajas desechables. También se recomienda tener un asistente que pueda tener acceso a los instrumentos necesarios que estén fuera de la zona esterilizada.

Restricción física

Los procedimientos invasivos requieren de la restricción de movimiento y, en algunos casos, la inmovilización para minimizar el estrés y la posibilidad de lesiones no deseadas. La naturaleza particular de la restricción de movimiento depende del procedimiento y de la especie (Fowler 1978, 1995) y se puede efectuar utilizando medios físicos o químicos. La restricción por químicos se discute más adelante bajo *Manejo del Dolor*.

Para aves pequeñas, las variaciones de técnicas de manejo utilizadas para anillado (Donovan 1958) son adecuadas para proporcionar restricción física a individuos previo a la administración de farmacéuticos. Para minimizar los movimientos potencialmente dañinos durante la etapa de recuperación de procedimientos invasivos, las aves de talla pequeña a mediana pueden ser recluidas en tubos de cartón o tela, o dispositivos similares. Vea la sección de Captura y Marcaje para las precauciones a tomar cuando se mantiene a las aves de esta manera. Las especies mayores a menudo pueden ser tranquilizadas al cubrir sus cabezas con capuchas oscuras (Maechtle 1998) o su cuerpo en una manga de tela (Bolen et al. 1977). Las capuchas oscuras también son útiles para reducir el forcejeo y estrés durante la evaluación pre operatoria y durante la recuperación post operatoria. Se debe tener cuidado que la restricción de movimiento no interfiera con la ventilación del abdomen y tórax o que impidan el flujo de aire de la respiración. Además las capuchas o cualquier otra cubierta externa no deben de adherirse o ajustarse al ave de tal manera que permanecieran en el ave si llegase a escapar.

La restricción física no debe crear situaciones que conduzcan a la hipertermia o hipotermia. Puede que sea necesaria la utilización de equipo para controlar la temperatura, tales como hielo, ventiladores, o cojinetes térmicos (p.e., Rembert et al. 2001). La reducción de estímulos externos tales como vocalizaciones u otros ruidos, o cambios bruscos de iluminación o temperatura, puede ayudar a la restricción y recuperación exitosa de las aves. Todo el equipo de restricción debe de ser limpiado y desinfectado entre animales y procedimientos para minimizar la transmisión potencial de enfermedades.

Un efecto del manejo y restricción física, y que a menudo pasa inadvertido o no se mide, es la respuesta fisiológica a la actividad. Por ejemplo, Hood et al. (1998) midieron los niveles de corticosterona en Pingüinos de Magallanes (*Spheniscus magellanicus*) posteriores a su captura y restricción, y encontraron que los niveles de corticosterona fueron mayores en aves que habían sido mantenidas en cautiverio y restringidas de movimiento por periodos más largos. Dado el amplio rango de efectos que tienen las hormonas de estrés en el comportamiento de las aves, su fisiología y éxito reproductivo, se debe tener sumo cuidado para minimizar el periodo de manejo y restricción durante manipulaciones mayores. En otro ejemplo, Greenacre y Lusby (2004) examinaron los efectos del manejo y restricción en la temperatura corporal y tasa respiratoria en 17 cotorras dominicanas (*Amazona ventralis*) y loros frente azul o chaqueños (*A. aestiva*). La temperatura corporal se elevó 2.3°C en cuatro minutos, y la tasa respiratoria casi se duplicó en los primeros 15. Los autores concluyeron que un ave restringida por más de cuatro minutos debe ser monitoreada para signos de hipertermia, tales como respiración con pico abierto y taquipnea (respiración rápida).

Debido a que algunas especies pueden ser peligrosas para el manejador, la restricción adecuada debe incluir protección para éste, al igual que para el ave para prevenir lesiones accidentales al ave durante el manejo defensivo. Los guantes gruesos son apropiados para el manejo de rapaces, psitácidos, y otras aves con picos y talones fuertes o filosos. Las gafas de seguridad deben ser utilizadas cuando se manejan aves con picos largos, y tapones o protectores para los oídos cuando se trabaja con especies capaces de emitir llamados muy altos.

D. Manejo del dolor

Muchas aves no muestran comportamiento que manifieste dolor o molestia de punciones o incisiones sobre gran parte de su cuerpo, principalmente en las áreas de piel desnuda de plumas (Green 1979; Steiner y Davis 1981). La cabeza y pico, las partes escamadas de las patas, y la cloaca son la excepción. Para una discusión amplia del complejo tema del dolor

en animales, lea Bateson (1991), Elzanowski y Abs (1991), Gentle (1992), y Andrews et al. (1993). El componente psicológico del dolor puede ser agravado o suprimido por el miedo. Además, varias especies responden a experiencias traumáticas de manera diferente, y la restricción o la desorientación puede producir una reacción más evidente o de mayor magnitud que la provocada por lesiones físicas tales como punciones o incisiones menores. Desafortunadamente el miedo a lo desconocido en los animales no puede atenuarse con promesas. Por esta razón, los analgésicos y anestésicos pueden ser utilizados para reducir el estrés total de un procedimiento, en tanto que su aplicación no reduzca las posibilidades de sobrevivencia del sujeto.

La falta aparente de reacción a dolor, los efectos potenciales del estrés de anestesia y el manejo prolongado, llevaron en el pasado a los investigadores a efectuar algunos procedimientos quirúrgicos con poca o nada de anestesia y a cerrar las incisiones sin suturas (Gandal 1969; Risser 1971; Wingfield y Farner 1976; Baker 1981). Tales procedimientos pueden no afectar la sobrevivencia o potencial reproductivo general del sujeto (Ketterson y Nolan 1986; Westneat 1986; Westneat et al. 1986). Dadas la disponibilidad de analgésicos locales y la rapidez con la que se recuperan las aves de los anestésicos gaseosos, tales como isoflurano (Degernes et al. 2002), la práctica de técnicas invasivas sin el uso de analgésicos o anestésicos requiere de justificación especial. Si se usa anestesia, el ave no debe de ser liberada hasta que los efectos de la anestesia hayan desaparecido completamente (p.e., el ave está alerta y puede posarse o mantenerse erguida sin asistencia). La decisión de utilizar o no analgésicos y/o anestésicos debe de basarse en lo mejor para el animal y no en la conveniencia del investigador.

Acceso a sustancias controladas

Los investigadores que no son veterinarios pueden registrarse con la Drug Enforcement Administration (DEA) para obtener legalmente sustancias de la Lista (Clase) II-V de la lista de sustancias controladas. Los investigadores de manera individual y los departamentos institucionales pueden registrarse con la DEA. A los "Practicantes de nivel medio" definidos como "aquellos que no son médicos, dentistas, veterinarios, o podólogos" se les permite llevar a cabo investigación utilizando sustancias controladas si lo permite la ley estatal. La mayoría de los estados en los Estados Unidos emiten licencias para los investigadores, pero aquellos investigadores fuera de los Estados Unidos deben consultar con sus propias agencias encargadas de hacer cumplir la ley, acerca del acceso a estas sustancias.

En los Estados Unidos, la Ley Federal de Alimentos, Fármacos y Cosméticos establece que los fármacos administrados legalmente a animales deben de estar aprobados por la Administración de Alimentos y Fármacos, o reconocidos por expertos (p.e. de la agencia) como seguros y efectivos. El Decreto Aclaratorio del Uso de Fármacos Medicinales para Animales establece que los fármacos aprobados deben de ser utilizados si están disponibles, sin embargo hay pocos fármacos aprobados para su uso en aves. Los veterinarios pueden utilizar legalmente, bajo ciertas condiciones, fármacos aprobados para humanos y animales de una manera no contemplada. Por esto, el uso no contemplado de un fármaco solo puede darse bajo la supervisión de un veterinario, y se deben de mantener los registros adecuados (vea el [folleto sobre usos no contemplados de fármacos](#)).

Analgesia

La analgesia es la reducción del dolor. Los analgésicos se utilizan para: calmar el dolor en un animal antes de un tratamiento o para aliviar el dolor en un individuo que se recupera de una lesión o cirugía; sedar un animal antes de un procedimiento mínimamente invasivo pero doloroso; o sedar un animal antes de la inducción de anestesia para cirugía. El método más común para la administración de la analgesia es por inyección. Los compuestos químicos más comúnmente utilizados como analgésicos incluyen opioides, fármacos antiinflamatorios esteroides y no esteroides, ketamina (discutida bajo Anestesia), y agonistas α -2 (Machin 2005).

Los opioides han sido utilizados de manera efectiva como analgésicos en aves, sin embargo la literatura incluye reportes conflictivos sobre la eficacia específica para la especie y las reacciones a dosis específicas (Machin 2005, Myers 2005). La primera preocupación en torno a la administración preventiva de un opioide analgésico previo a la anestesia, es el potencial que tiene de deprimir de manera crítica la función cardiopulmonar durante el procedimiento. Klaphake et al. (2006) probaron la efectividad del tartrato de butorfanol como analgésico antes de la anestesia con sevoflurano en cotorras dominicanas y reportaron que no hubo efectos adversos en la función cardiopulmonar de aves que recibieron butorfanol antes de la anestesia, comparados con los que no recibieron. Sin embargo, los resultados de investigaciones de Hoppes et al. (2003), Paul-Murphy et al. (2004), Sladky et al. (2006), y Riggs et al. (2008) evidencian la necesidad de tener mucho cuidado al determinar las dosis apropiadas de analgésicos para una especie en particular (p.e. estudios piloto o de jaula).

La supresión de las reacciones inflamatorias puede contribuir a la reducción del dolor (Hockin et al. 2001, Machin 2005). Aunque los compuestos antiinflamatorios basados en esteroides (p.e. corticosteroides) son atractivos debido a su potencia y rapidez de acción, conllevan el riesgo de inmunosupresión y antagonismo potencial con los anestésicos. En contraste, los fármacos antiinflamatorios no esteroideos (AINE) parecen ser tan efectivos como analgésicos y con menos efectos secundarios negativos. La administración preoperatoria de AINEs puede reducir los requerimientos postoperatorios de opioides (Machin 2005), también pueden ser utilizados de manera efectiva durante la recuperación quirúrgica. Los AINEs utilizados comúnmente incluyen el ibuprofeno, carprofeno, flunixin, y ketoprofeno. Los efectos laterales del AINEs incluyen úlceras gástricas, regurgitación, tenesmo y nefrotoxicidad; y el uso repetido y/o prolongado puede ocasionar, necrosis muscular en el sitio de la inyección (Machin et al. 2001). Los oxicams son una familia de agentes antiinflamatorios no esteroideos (como el Meloxicam) que han sido recomendados para su uso en aves, incluidas las paseriformes.

Los agonistas α -2, tales como el xilacina y medetomidina son útiles como precursores a la administración de compuestos anestésicos (ver discusión más adelante). Sin embargo tienen utilidad limitada como el único agente analgésico o sedante que puede ocasionar depresión respiratoria o cardíaca, temblores musculares y sensibilidad auditiva (ver referencia en Machin 2005).

El enfriamiento ha sido utilizado como analgesia (Mueller 1982). El cloruro de etilo puede insensibilizar temporalmente un área pequeña para una incisión rápida, tal como laparotomía (Risser 1971). Los refrigerantes tales como el diclorodifluorometano también pueden utilizarse en criocirugía. Sin embargo es difícil controlar el grado de enfriamiento, y el tejido que se congela puede quedar permanente dañado o inoperable. Ya que la relación entre la inmovilidad inducida por hipotermia y la analgesia no ha sido establecida claramente, no se recomienda el uso de enfriamiento como analgésico.

Anestesia general

Un anestésico es un agente que produce analgesia (pérdida de la sensación) y, en el caso de los anestésicos generales, la inmovilización y pérdida de la conciencia de manera que el individuo no responde al estímulo. La anestesia de manera ideal, minimiza el estrés y elimina el dolor durante un procedimiento de investigación. También provee la restricción de movimiento adecuada durante el procedimiento. El investigador debe conocer a fondo las sensibilidades fisiológicas y farmacológicas de la especie de ave que estudia (Ludders

1998) al igual que las características farmacológicas de los productos que utiliza en el proyecto de investigación. El investigador debe de saber los efectos sinérgicos o antagónicos potenciales de los fármacos que se utilizarán. Los reglamentos que implementa la Ley de Bienestar Animal exigen el requisito de entrenamiento e instrucción del personal que administra los analgésicos y anestésicos [9CFR 2.32(c) (3)].

El mensaje más importante en el tema de anestesia, es que no hay respuestas fáciles ni un solo agente que sea el ideal para todas las situaciones. El investigador, en coordinación con un veterinario o anestesiólogo de aves, debe de tomarse el tiempo para determinar cual agente o combinación de éstos es la apropiada para la especie en estudio, el procedimiento a efectuar, y tener la capacidad de justificar esa decisión. Cuando no se dispone de información sobre el efecto de un fármaco en la especie en consideración, se recomienda ampliamente hacer una prueba pre experimental para determinar las dosis (Mercado et al. 2008). Curro (1998), Machin (2004), y Gunkel y Lafortune (2005) proveen revisiones excelentes sobre anestesia aviar. Sin embargo el conocimiento sobre medicina y anestesiología aviar se desarrolla rápidamente de manera que los investigadores, incluso aquellos con más experiencia, deben tomarse el tiempo de revisar la literatura más reciente antes de seleccionar un fármaco específico.

La anestesia general se administra ya sea como gas o por inyección. La anestesia inhalada tiene la ventaja de que la dosis se puede ajustar fácilmente durante el procedimiento, además debido a su rápida liberación, la recuperación generalmente es rápida. Si las aves van a liberarse poco después del procedimiento, el anestésico inhalado puede ser la mejor opción. Los anestésicos inyectados tienen la ventaja de una administración rápida y requieren de menos equipo en campo, sin embargo generalmente tienen como resultado periodos más largos de recuperación.

Algunos inhalantes requieren menos equipo. El metoxiflurano (Metofane) ha sido utilizado con éxito para cirugías en campo, colocando el fármaco en una torunda de algodón dentro de un frasco pequeño y colocando éste a su vez sobre la cara del ave hasta que se induce la anestesia (p.e., MacDougall-Shackleton et al. 2001, 2006). Desafortunadamente el metoxiflurano no se consigue de manera comercial en algunos países, incluidos los Estados Unidos. El Isoflurano es una alternativa común de anestésicos inhalados para aves (p.e., Redig 1998), sin embargo este compuesto es mucho mas volátil que el metoxiflurano y para mantener una anestesia apropiada se requiere de un vaporizador. Existen sistemas portátiles y ligeros para uso en el campo, y la portabilidad se limita principalmente por el tamaño del tanque de oxígeno que se utiliza (p.e., Lewis 2004, Small et al. 2004, Boedeker et

al. 2005). Al utilizar isoflurano, la anestesia se induce de manera rápida con una dosis de 2 a 4% con una tasa de flujo de 2L/min de oxígeno. La recuperación es muy rápida, de uno a dos minutos después de retirar la anestesia. No se recomienda colocar a las aves en una cámara de inducción diseñada para roedores, ya que se pueden lesionar pues las aves se azotan antes de quedar inconscientes.

Los anestésicos inyectables pueden ser administrados en la masa muscular (IM), en la vena (IV), o intraóseo (Heard 1997). La administración intravenosa proporciona reacciones más fácilmente predecibles, una inducción más rápida y usualmente una recuperación más rápida. Estos métodos de administración requieren de ciertas habilidades, aun con especies de talla grande, y puede ser inapropiada para especies pequeñas. La dosis para la mayoría de los anestésicos inyectable varía inversamente al peso (Boever y Wright 1975); esto es, las aves pequeñas pueden requerir de dosis relativamente más altas. Por lo tanto, se debe medir de manera acertada el peso del sujeto, e investigar información sobre dosis específicas de anestésico para cada especie antes de la administración de cualquier fármaco.

Machin y Caulkett (2000) compararon los efectos de los anestésicos isoflurano (inhalable) y propofol (inyectable) en hembras de pato cocoxtle (*Aythya valisineria*) como preparación para implantarles transmisores intraabdominales. Los patos que recibieron propofol tuvieron una inducción y recuperación más uniforme y rápida que los que recibieron isoflurano. Aunque algunas hembras de ambos tratamientos abandonaron sus nidos después del procedimiento de implante, la tasa de abandono del grupo que recibió propofol fue aproximadamente la mitad que la del grupo que recibió isoflurano.

Los investigadores no pueden asumir que lo que funciona con una especie va a funcionar con otra (Samour et al. 1984; Kabat et al. 2008). Langlois et al. (2003) probaron los mismos dos anestésicos que Machin y Caulkett (2000) en cotorras dominicanas, pero utilizaron dosis más bajas de propofol (5mg/kg), encontrando que los tiempos de recuperación, inclusive con esta dosis baja, fueron más prolongados que los de las cotorras anestesiadas con isoflurano. Además, seis de 10 aves tratadas con propofol tuvieron una recuperación agitada. Los resultados contrastantes de estos dos estudios subrayan los efectos de dosis y taxon específicos, que son frecuentes de los agentes anestésicos.

Combinaciones de fármacos

Los anestésicos y analgésicos pueden ser combinados entre sí o con otros fármacos para efectos sinérgicos o antagónicos (p.e., Vesal y Eskandari 2006, Vesal y Zare 2006). Los

relajantes musculares tales como diazepam o midazolam pueden ser utilizados en aves, pero solo en conjunción con un analgésico. Actualmente la ketamina, que se utilizó anteriormente como el anestésico inyectable de preferencia, rara vez se utiliza como único agente anestésico, pues sus propiedades de relajación muscular son pobres, la analgesia es inadecuada y la recuperación es a menudo violenta. Debido a estos temas de actividad y efectividad, la ketamina se mezcla comúnmente con otros fármacos (Kilander y Williams 1992, Muir et al. 1995, Mostachio et al. 2008, Rahal et al. 2008). Para entender la complejidad de las interacciones de los fármacos, se necesita conocimiento especializado, por lo que los investigadores que desean utilizar algún fármaco deben consultar y practicar con un veterinario con experiencia en aves.

Ejemplo 1 – Durrani et al. (2008) probaron la utilidad relativa de detomidina y ketamina en la inducción, mantenimiento y recuperación de la anestesia en paloma doméstica (*Columba livia*). A las aves que se les administró detomidina o ketamina exhibieron anestesia ligera y analgesia superficial; a las que se les administraron ambos fármacos exhibieron anestesia y analgesia profundas (estimadas al probar los reflejos del cuerpo). Durante la recuperación, las aves que recibieron detomidina o ambos fármacos, exhibieron hipotermia, depresión en la respiración, bradicardia, pero una recuperación más suave; las aves que recibieron ketamina exhibieron hipertermia, respiración agitada, taquicardia y una recuperación brusca. Los autores concluyeron que la detomidina es segura para su uso en el manejo de aves y procedimientos de mínima invasión, mientras que una combinación de detomidina y ketamina es adecuada para cirugías mayores. La ketamina sola no es una opción recomendable de agente anestésico.

Ejemplo 2 – Atalan et al. (2002) evaluaron los efectos sedantes-anestésicos de una combinación de medetomidina, butorfanol y ketamina en palomas domésticas. Los autores concluyeron que esta combinación era una opción confiable. Los autores aplicaron atipamezol como antagonista en seguida de la ketamina, y no quedaron satisfechos con el tiempo que tardó el atipamezol en revertir los efectos sedantes. En este estudio en particular las palomas tendieron a agitar violentamente las alas durante la recuperación y se tuvo que restringir su movimiento para evitar lesiones. Otros experimentos que utilizaron medetomidina en palomas y cotorros han tenido resultados variables (Sandmeier 2000, Pollock et al. 2001, Lumeij y Deenik 2003). En contraste, Langen et al. (2000) utilizaron una combinación de medetomidina y ketamina, seguida de propofol en avestruces (*Struthio camelus*) en cautiverio, y encontraron que la combinación era muy efectiva para lograr sedación y anestesia profundas. La administración de atipamezol

resultado en una reversión de la anestesia suave. Al ver juntos estos estudios se concluye: la naturaleza específica para la especie de la efectividad de los anestésicos; la importancia de la revisión bibliográfica y la consulta con un veterinario anestesiólogo; y la importancia de reconocer las diferencias fundamentales de trabajar con aves y con mamíferos.

Ejemplo 3 – Teare (1987) examinó la efectividad del clorhidrato de yohimbina (un antagonista α_2) en facilitar la recuperación de la anestesia inducida con una combinación de xilacina-ketamina en gallinas de Guinea (*Numida meleagris*). La administración de yohimbina 40 min después de la inducción de la anestesia, acortó todas las fases del proceso de recuperación comparado con un control tratado con solución salina, y sin efectos laterales aparentes.

Ejemplo 4 – Thil y Groscolas (2002) probaron la eficacia de tiletamina-zolazepam en pingüino rey (*Aptenodytes patagonicus*) bajo condiciones de campo. La tiletamina es un anestésico disociativo y el zolazepam es un relajante muscular con propiedades anticonvulsivas. Todos los individuos tratados fueron inmovilizados en 5 min y permanecieron así por espacio de aproximadamente una hr. Mientras que tres de ocho adultos incubantes no regresaron a incubar después del tratamiento, los autores no reportaron efectos fisiológicos adversos, establecen sin embargo que para experimentos futuros con este tratamiento se debe examinar la utilidad de varios antagonistas para reducir el tiempo de recuperación.

Ejemplo 5 – Mulcahy et al. (2003) trataron a 20 eider de anteojos (*Somateria fischeri*), 11 eider real (*S. spectabilis*) y 20 eider común (*S. mollissima*) con propofol, bupivacaina, y ketoprofeno, para la implantación quirúrgica de transmisores. El propofol se administró para mantener la anestesia, la bupivacaina se inyectó subcutánea a lo largo de la incisión induciendo analgesia local, y el ketoprofeno se inyectó IM al momento de la cirugía para analgesia durante la recuperación. De los 16 machos tratados, nueve (56%) murieron durante los primeros 4 días; una de las 35 hembras (2%) murió. La necropsia reveló daño renal severo y gota visceral. Los autores concluyeron que el ketoprofeno ocasionó el daño renal letal y que los eiders machos pueden ser más susceptibles al daño renal que las hembras debido al corto periodo de tiempo que pasan en tierra. Mulcahy et al. (2003) expandió sus conclusiones para sugerir que los fármacos antiinflamatorios no esteroideos no deben de ser utilizados en ninguna especie con propensión a insuficiencia renal. Para éstas especies se deben considerar opciones alternativas de analgesia.

Anestesia local

Dadas las dificultades para administrar algunos de los anestésicos generales más comunes, y sus efectos adversos potenciales, se vuelve atractivo el uso de anestésicos locales, especialmente si el procedimiento es sencillo y el ave ha de ser liberada rápidamente. Sin embargo, y al igual que con la anestesia general, las dosis para anestesia local son inciertas y los efectos pueden ser prolongados e impredecibles (Graham-Jones 1965). Hasta cierto punto, el problema es de tamaño (Gandal 1969, Klide 1973), siendo las aves más pequeñas más susceptibles a las sobredosis. Se debe tener sumo cuidado al calcular las dosis; una dosis tan pequeña como 0,1ml al 2% de lidocaína es letal para un ave de 30 g. Estudios realizados en mamíferos indican que varios anestésicos locales comunes, incluyendo procaina al 1%, tetracaína al 0.2%, lidocaína al 0.5% (con o sin epinefrina), cloroprocaína al 2%, dibucaina al 0.25%, mepivacaina al 2%, y piprocaina al 2%, han ocasionado efectos miotóxicos severos aunque temporales (Basson y Carlson 1980, Foster y Carlson 1980). La dilución de los anestésicos locales (con solución salina estéril y libre de conservadores, o agua esterilizada) debe de incrementar su margen de seguridad. La inyección intramuscular de anestésicos locales debe de ser tomada con precaución. Actualmente el fármaco de acción corta preferido es la lidocaína, y el de larga duración es la bupivacaina (Machin 2005). Sin embargo la vía de administración más apropiada debe de ser investigada para cada especie y fármaco.

Los compuestos anestésicos también han sido empleados en dos áreas no relacionadas con cirugía. La anestesia como agente en las técnicas de captura se discute en la sección de captura y marcaje. También ha sido utilizada para minimizar el abandono del nido por parte de los adultos después de la captura y manejo. Smith et al. (1980) desarrollaron una técnica de anestesia que utiliza metoxiflurano (un anestésico inhalable) para reducir el abandono del nido de perdiz pardilla (*Perdix perdix*) después de ser manejadas y adherirles el transmisor. De seis aves anestesiadas con metoxiflurano después del manejo pero antes de regresarlas al nido, ninguna abandonó el nido, cinco criaron con éxito a sus volantones, y no se reportó mortalidad. Rotella y Rarri (1990) utilizaron la misma técnica para reducir el abandono de nidos en patos de collar (*Anas platyrhynchos*). Posterior al manejo, la colocación de transmisores y marcaje, las hembras fueron anestesiadas y regresadas a sus nidos para recuperarse. Solo dos de 80 hembras tratadas, abandonaron el nido después del tratamiento, lo que representó una tasa mucho menor que la obtenida en estudios previos. Los individuos deben siempre ser monitoreados hasta que se recuperen completamente.

Los autores advierten sobre los riesgos de colocar individuos anestesiados en áreas de nidos con depredadores, o durante inclemencias climáticas.

E. Cirugía

Posicionamiento

El sujeto debe de ser colocado en una posición tan natural como sea posible, pero apropiada para exponer el sitio de operación. Si el procedimiento es relativamente largo, considere rotar al animal regularmente para evitar la acumulación de sangre.

Monitoreo

Nevares (2005) proporciona una revisión excelente de las consideraciones para monitorear animales anestesiados. Enfatizan dos puntos críticos al inicio de la revisión. Primero, el plan para monitorear los signos vitales es un componente crítico de la toma de decisiones preoperatorias. Segundo, el equipo no puede reemplazar al conocimiento de, y la experiencia con, el agente anestésico y la especie involucrada. Los signos vitales básicos, tales como reflejos o respiración, pueden ser monitoreados sin equipo y un investigador debe de estar listo para efectuar observaciones continuas si el equipo llegase a fallar.

La comprobación de los reflejos del animal es quizá el método más sencillo para evaluar la profundidad de la anestesia. En aves, una prueba muy efectiva es evaluar los reflejos de la cornea utilizando un cotonete de algodón lubricado. Otra prueba sencilla es pellizcar un dedo; si el ave retira la pata se considera un reflejo de dolor que indica que la anestesia no es lo suficientemente profunda (Nevarez 2005). Además del monitoreo de los reflejos, los investigadores deben monitorear el ritmo cardiaco y la respiración, como indicadores de la profundidad de la anestesia y de la irrigación adecuada de los tejidos. Los métodos para monitorear el ritmo cardiaco incluyen al estetoscopio, monitoreo con doppler, electrocardiogramas (ECG), y monitoreo de la presión sanguínea directa utilizando catéteres arteriales y transductor de presión. Los métodos para monitorear la respiración incluyen monitores de la tasa respiratoria, oximetría de pulso, capnografía, y análisis de los gases sanguíneos. El estetoscopio también puede ser utilizado para monitorear la respiración. De estas opciones de monitoreo, solo los monitores de la tasa respiratoria son adecuados para utilizarlos en situaciones de campo. Algunos anestésicos no producen cierre del ojo, y en tales casos los ojos abiertos deben de ser humedecidos con una solución para humectar los ojos cada pocos minutos o protegidos con un ungüento óptico que se coloca en los ojos en forma de tira a lo largo de los párpados. Las gotas y ungüentos que

contienen esteroides no deben de ser utilizados a menos que sean recetados por un veterinario.

La hipotermia es una de las complicaciones más comunes de la anestesia (Boedecker et al. 2005, Nevares 2005). La temperatura normal en las aves varia de 40 a 44°C, y la pérdida de calor puede ocurrir por convección (p.e. intercambio de aire en la superficie corporal), radiación (p.e. pérdida de calor debido al diferencial entre la temperatura corporal y ambiental), conducción (p.e. pérdida de calor debido al contacto con una superficie más fría), y evaporación desde los pulmones y piel. Todas estas formas de pérdida de calor deben de ser consideradas durante un procedimiento quirúrgico y la recuperación postoperatoria. Los cojines calientes y los calefactores de aire forzado se utilizan comúnmente para mantener la temperatura del sujeto y del ambiente que lo rodea. Aun si se toman precauciones para mantener la temperatura durante la operación, los investigadores deben también monitorear la temperatura corporal. Los cojines calientes deben de evitarse o utilizarse con mucha precaución, ya que se ha demostrado que pueden ocasionar quemaduras severas en la piel, incluso cuando se utilizan a bajas temperaturas.

Otras complicaciones potenciales de la anestesia incluyen las arritmias o paros cardiacos, y depresión severa de la respiración que lleve a paros respiratorios. Se puede encontrar una amplia discusión de estos temas con recomendaciones para evitarlas y manejarlas en Gunkel y Lafortune (2005).

Cierre de la incisión y tratamiento

El cierre de las incisiones quirúrgicas puede ser difícil y las técnicas adecuadas requieren de habilidades y materiales apropiados. Consulte con un veterinario para aprender las técnicas de cierre apropiadas para la incisión, y los procedimientos quirúrgicos a utilizar, particularmente si se requiere suturar. Los pegamentos de tejido cianoacrilato antiguos toman varios minutos en secar lo cual incrementa mucho el tiempo de manejo (p.e. Tissu-Glu®, Ellman International, o Vetbond®, 3M Corp.; Tome nota: los súper adhesivos domésticos son tóxicos para los tejidos). Las versiones actuales de secado rápido de pegamentos de tejido cianocrilatos, tales como Dermabond®, LiquiBand®, SurgiSeal®, y Nexaband® toman menos de un minuto en secar y son mucho menos tóxicos que los pegamentos anteriores. La necesidad de cerrar una incisión para evitar infecciones, justifica el costo de la ampollita (aprox. \$20 USdls). Puede ser recomendable enjuagar la incisión con solución salina estéril y aplicar un ungüento triple antibiótico (u otro) en la incisión. Las heridas accidentales ocasionadas durante la operación deben ser tratadas igualmente. Las

grapas quirúrgicas son una manera efectiva y rápida de cerrar incisiones grandes en aves de talla mediana a grandes y que son mantenidos en cautiverio, cuando menos hasta que la incisión sane y las grapas puedan ser retiradas. En condiciones de campo, sin embargo no se recomiendan. Cuando la incisión abarca varias capas de tejido es importante utilizar la técnica apropiada en cada capa. Algunas incisiones pequeñas sanan más rápidamente si no se utiliza pegamento de tejidos, y en algunos casos lo mejor es no utilizar suturas o pegamentos. No se recomienda operar en el mismo individuo a menos que sea parte de un mismo experimento y tenga justificación científica.

Cirugías de campo específicas

Laparotomía: la laparotomía penetra la cavidad corporal y por lo tanto se considera un procedimiento de cirugía mayor. La laparotomía exploratoria tiene varios usos: ya que el sexo no se puede determinar por apariencia externa en juveniles y adultos de muchas especies, la laparotomía se utiliza para determinación del sexo en especies monomórficas (Lawson y Kittle 1973) y para desarrollo gonadal (Wingfield y Farner 1976; Schwab 1978), también puede indicar la presencia de parásitos, enfermedades respiratorias, condición general, actividad de otros órganos, y puede ser utilizada para la colocación de transmisores dentro de la cavidad corporal.

Muchos expertos llevan a cabo laparotomías con solo anestesia tópica o sin anestesia (Risser 1971; Piper y Wiley 1991), especialmente en el campo donde la velocidad de la operación es importante de manera que el ave pueda ser liberada rápidamente y en condiciones de evitar a sus depredadores. Esta manera no se recomienda para personas que carezcan de la instrucción adecuada y abundante práctica en aves anestesiadas o en cadáveres. Inclusive las personas muy capacitadas deben de practicar después de un periodo de no efectuar estas operaciones.

El isoflurano y metoxiflurano se utilizan como anestésicos en este procedimiento. Recientemente MacDougall-Shackleton et al. (2001, 2006) utilizaron metoxiflurano antes de las laparotomías en campo para sus estudios sobre desarrollo de gónadas en *Carduelidae*. Desafortunadamente el metoxiflurano ya no se consigue comercialmente. El isoflurano es una opción mejor, pero requiere un vaporizador para su uso en campo. Para los estudios citados anteriormente MacDougall-Shackleton et al. (2001, 2006) colocaron unos ml de metofano (metoxiflurano) en una torunda de algodón en un frasco y sostuvieron este sobre la cara del ave hasta que ya no respondía al pellizco en un dedo. La laparotomía tomaba aproximadamente 2 minutos y las aves se recuperaban en 5 minutos. La

recuperación del isoflurano es también más rápida. La aplicación tópica de xilocaina en crema, o cloruro de etilo en la incisión, puede reducir la molestia de la laparotomía en aves (Risser 1971; Ritchie et al. 1994).

Varios reportes muestran que la laparotomía no tiene efecto en la sobrevivencia y no altera la actividad reproductiva o el forrajeo invernal (Bailey 1953; Miller 1958, 1968 citado en Risser 1971; Wingfield y Farner 1976; Marion y Myers 1984; Ketterson y Nolan 1986; Piper y Wiley 1991). Piper y Wiley (1991) probaron los efectos de la laparotomía en gorriones garganta blanca, no utilizaron anestesia, retuvieron a las aves utilizando el método de sujeción modificado del anillador (vea diagrama en Bailey 1953), y permitieron que la incisión se cerrara de manera natural. Las aves se mantuvieron en jaulas después de la operación entre 5 y 30 min, posteriormente se revisó su estado de alerta y se liberaron. Las laparotomías aparentemente no tienen efectos significativos en el nivel de grasa agregada a corto plazo, o en la sobrevivencia a largo plazo, el estatus de dominancia o tamaño del rango. El único efecto significativo reportado fue que las aves a las que se efectuó laparotomía tuvieron más probabilidades de permanecer como residentes de invierno. Las consecuencias para esto último no están claras. Una explicación es que la rotura ocasional de un saco aéreo durante la operación puede haber interferido con las habilidades del ave de volar grandes distancias, otra posibilidad es que el volverse más sedentarias puede ser una respuesta general a las lesiones, como lo ha sugerido Westneat (1986).

La laparotomía se ha realizado exitosamente a polluelos de tordo sargento (*Agelaius phoeniceus*) (Fiala 1979) utilizando vapores de metoxiflurano (Metofano) como anestésico, restringiendo su movimiento con cinta adhesiva sobre placas de plexiglás y cerrando las incisiones con adhesivo para piel. El único problema serio reportado fue la hemorragia renal ocasional. Fiala (1979) reporto mínimos efectos de largo plazo. Las ligas elásticas son una alternativa al uso de cinta adhesiva. El estudio subraya el hecho que el tipo de cirugía más apropiado debe de ser investigado y seleccionado. Es importante evitar estructuras vitales (como riñones) y sacos aéreos mientras sea posible. Las laparotomías repetidas en aves con intervalos de un mes para evaluar el crecimiento y regresión de las gónadas, puede hacerse advirtiendo que el tejido cicatrizante del sitio puede hacer las cirugías futuras más difíciles.

Cualquier herida no cerrada puede convertirse en una entrada de infección o de hernia del tejido abdominal y órganos. Por lo tanto, las incisiones de laparotomía deben de ser cerradas y los adhesivos quirúrgicos funcionan bien para esto. En aves acuáticas sin embargo, las incisiones deben suturarse para reducir el potencial de infecciones. En aves

zambullidoras las incisiones deben sellarse para evitar la penetración de agua a la cavidad del cuerpo, ya que la presión se incrementa con la profundidad.

Durante la década anterior, varias técnicas menos invasivas se han hecho disponibles para el sexado de aves, incluyendo la citometría de flujo (Tiersch et al. 1991), esteroides sexuales en heces (Goymann 2005; Palme 2005), y técnicas basadas en la reacción en cadena de polimerasa utilizando plumas, sangre o tejidos (Han et al. 2009; Griffiths y Tiwari 1993; Ellegren 1996; Griffiths et al. 1998; Fridolfsson y Ellegren 1999; Uderwood et al. 2002). Una limitante mayor para utilizar la reacción en cadena de polimerasa (PCR) ha sido resuelta con el desarrollo de una PCR multiplexada que trabaja en todas las especies de aves, aun aquellas en las cuales no hay diferencia entre la longitud del intrón sexual entre sexos, lo cual es la base para la determinación del sexo basada en ADN tradicional (Han et al. 2009). Todas estas técnicas menos invasivas implican el envío de muestras al laboratorio y algo de tardanza en el proceso. Sin embargo se exhorta a los investigadores a explorar lo apropiado de estas técnicas en sus estudios. A menos que el tema de la investigación requiera el conocimiento inmediato del sexo, o del desarrollo de las gónadas de un individuo, se debe dar preferencia a las técnicas menos invasivas sobre las laparotomías.

Implantación de transmisores: una de las técnicas más comunes de cirugía de campo incluye la implantación de transmisores o biomonitores (Korschgen et al. 1984, 1996; Olsen et al. 1992; Harms et al. 1997; Hatch et al. 2000; Machin y Caulkett 2000). La mayoría de los estudios actualmente siguen las técnicas de Korschgen et al. (1984, 1996), y Olsen et al. (1992). Korschgen et al. fueron los primeros en explorar la factibilidad y utilidad de colocar radiotransmisores dentro de las cavidades corporales del ave. Utilizando varias especies de patos criados en cautiverio y silvestres, los autores primero evaluaron la efectividad de varios anestésicos, incluyendo pentobarbital, ketamina, y xilacina, y descubrieron que el uso del hidrocloreto de lidocaína al 2% era suficiente para el procedimiento. Aunque las condiciones no eran asépticas, los autores utilizaron guantes estériles y mantuvieron el equipo de cirugía previo a la operación, en una charola de esterilización fría que contenía cloruro de zefiran. Los autores hicieron incisiones de 2 cm, insertaron el transmisor, cerraron la incisión con suturas, y administraron antibióticos a todas las aves. Incluyendo el tiempo de la anestesia, la operación tardó 25 min por sujeto. De un total de 31 sujetos, las únicas complicaciones reportadas fueron la infección sistémica de una hembra particular de pato coacoxtle y una infección alrededor de la antena enrollada en un macho de pato de collar. Posteriormente, Korschgen et al. (1996) modificaron su técnica previa y cambiaron a

isoflurano, reportando reacciones fisiológicas menores a la cirugía, pero no efectos importantes adversos.

Olsen et al. (1992) utilizaron una técnica similar para implantar los transmisores en patos coacoxtle, pero utilizaron isoflurano como anestésico. Los investigadores utilizaron guantes, y el equipo y los transmisores se mantuvieron en esterilización fría; las incisiones se cerraron con sutura absorbible. En tres años de estudio, se colocaron 253 transmisores; cinco individuos (2%) murieron durante o inmediatamente después de la cirugía: uno de hemorragia en las vías aéreas, uno de congestión pulmonar, y tres de complicaciones respiratorias debidas a trematosis del pulmón. Los autores no reportaron complicaciones postoperatorias en los 248 individuos restantes. Corchen et al. (1996) modificaron su técnica previa cambiando a isoflurano, reportando reacciones fisiológicas menores a la cirugía, pero no efectos adversos mayores.

Mulcahy y Esler (1999) implantaron transmisores en 307 patos arlequín (*Histrionicus histrionicus*). Inicialmente se anestesió a los patos con isoflurano, se efectuó la cirugía en un área cubierta pero sin calefacción en un bote de motor y se permitió que las aves se recuperaran al menos una hora antes de liberarlas. En el primer año de estudio el 10.3% (11 de 103) individuos murieron durante la cirugía o en los 14 días posteriores. Como resultado los autores hicieron los siguientes cambios en sus procedimientos quirúrgicos: las aves fueron intubadas, colocadas en cojinetes de espuma de manera que sus cabezas quedaran más bajo que su cuerpo durante la operación, y los investigadores monitorearon y mantuvieron la temperatura corporal de las aves utilizando sensores de temperatura, electrocardiogramas y bolsas de agua caliente. Posterior a estos cambios en el procedimiento, la mortalidad cayó al 2.9% (6 de 204). Se pueden consultar ejemplos adicionales de procedimientos quirúrgicos para implantación de transmisores en Schultz et al. (1998, 2001).

F. Post quirúrgico

La mayoría de las aves padecen delirio postoperatorio (o de emergencia) durante la recuperación de la anestesia general, independientemente del agente anestésico que se utilice (Curro 1998). Si un sujeto fue intubado durante la cirugía, la extubación debe efectuarse cuando el individuo esté lo suficientemente alerta para rechazar la presencia del tubo (p.e. tiene reflejo de tragar); y la glotis debe revisarse para descartar daño u obstrucción después de la extubación (Curro 1998). Durante el delirio postoperatorio, los sujetos deben de ser restringidos con suficiente fuerza para prevenir que se lesionen a sí mismos (p.e. debido al aleteo descontrolado) pero la restricción no debe de interferir con la

ventilación ni termorregulación. Anteriormente se creía que mecer a las aves de lado a lado durante la recuperación de anestesia general minimizaba la aparición del delirio, sin embargo este procedimiento no se recomienda más debido a su potencial interferencia con el flujo normal de la sangre y la respiración durante la recuperación (Gunkel y Lafortune 2005). Los sujetos deben de tener acceso a un lugar tibio y con poca luz u obscuro, en el cual se puedan recuperar, y no deben ser liberados hasta que estén lo suficientemente alertas para percharse y mantenerse en pie por sí mismos. Una técnica para passeriformes es enredarlas suavemente en una toalla de papel después de la cirugía, y colocarlas sobre su costado en la jaula de recuperación. Esto las restringe suavemente hasta que están lo suficientemente despiertas para liberarse solas.

G. Eutanasia

El tema de la eutanasia surge principalmente cuando un animal padece dolor y sufrimiento que no puede ser aliviado, o que no se reducirá con el tiempo, o sufre un deterioro que afectará sus probabilidades de sobrevivencia. La eutanasia también es un componente esencial para las colectas científicas (vea Colectas Científicas). Sin importar el propósito de la eutanasia, la técnica que se utilice debe antes que nada, producir inconsciencia rápida y sin dolor. Además, la técnica de eutanasia utilizada no debe interferir con el análisis post-mortem y debe de estar de acuerdo con el propósito que el investigador desee dar al cadáver (p.e., utilizarlo como espécimen de museo o para química de los tejidos). La Asociación Norteamericana de Médicos Veterinarios (AVMA) ha revisado muchas técnicas de eutanasia (2007); dichas técnicas se revisaron en 2009 y la AVMA planea publicar la actualización en 2010. La AVMA reconoce que los modos de eutanasia recomendados para animales en cautiverio no siempre son factibles en campo. Sin embargo los retos presentados en campo no liberan al investigador de la responsabilidad de minimizar el dolor y molestia de los animales que serán sometidos a eutanasia.

La AVMA (2007) considera las siguientes técnicas como aceptables para utilizarse en aves silvestres: barbitúricos (inyectados idealmente de manera IV), anestésicos inhalados, dióxido de carbón inhalado, monóxido de carbón inhalado. Se considera condicionalmente aceptado utilizar un disparo en la cabeza cuando no pueden utilizarse otros métodos. Sin embargo esos cadáveres no tendrían valor como especímenes si la cabeza es destruida por el disparo, de manera que ese método es inapropiado a menos que no se pretenda retener el cadáver como espécimen. Las siguientes técnicas se consideran condicionalmente aceptadas: inhalación de nitrógeno y argón, dislocación cervical, y compresión torácica. El uso de agentes inyectables, tales como los barbitúricos, en el campo puede influenciar la

manera que se disponga del cadáver ya que puede haber efectos adversos en los carroñeros. La manera más rápida y humanitaria ocurre si el fármaco se inyecta directamente en la vena. Por lo tanto, el calibre de la aguja debe de ser considerado cuidadosamente para que no sea tan grande que dañe la vena al insertarla o al inyectar el producto. Cuando se cree que la aguja ha entrado a la vena, antes de la inyección del fármaco, el embolo de la jeringa se debe jalar ligeramente hacia atrás, confirmando la punción de la vena al aparecer sangre. Generalmente se aceptan las técnicas que involucren una sobredosis de anestésico, ya sea inyectado o inhalado, seguido de la administración de un compuesto para eutanasia específico. Tales procedimientos no presentan problemas en el laboratorio, pero pueden ser imprácticos en el campo. Los investigadores de campo que normalmente incluyen agujas hipodérmicas como parte de su equipo (p.e. muestreo de tejidos) encuentran que los frascos pequeños de anestésicos o compuestos para eutanasia no les aumentan mucho la carga. Aquellos investigadores que deseen considerar esta opción deben consultar con su veterinario para determinar lo apropiado –especialmente las dosis—y legalidad del uso de ciertos químicos en condiciones de campo. Si los químicos para pre-eutanasia no están disponibles, la AVMA (2007) determina que la inyección intraperitoneal de pentobarbital sódico es aceptable si la inyección IV es impráctica o imposible. Aunque las inyecciones intraperitoneales son más lentas para producir la pérdida de la conciencia, no requieren el mismo nivel de manejo y restricción del sujeto y pueden minimizar la molestia del animal. Las inyecciones intramuscular, subcutánea, intratorácica, intrapulmonar, intrahepática, intrarenal, dentro del bazo, dentro de las membranas de la columna, y otras inyecciones no vasculares, no son métodos aceptables para la administración de agentes de eutanasia inyectables. La eutanasia vía inhalada (p.e. dióxido o monóxido de carbono) también es generalmente aceptado como método de eutanasia, pero puede ser de uso y administración complicado en el campo. Una solución portátil es llevar un frasco pequeño bien sellado, con una torunda de algodón empapada en isoflurano. La eutanasia es rápida y se hace colocando la cara del ave en la boca del frasco. Las realidades de la situación en campo en ocasiones ameritan un método mecánico de eutanasia. Esta técnica conocida como compresión torácica, ocasiona una pérdida muy rápida de la conciencia, y muerte subsecuente. Es fácil de aprender, por ende minimiza las posibilidades de error y molestia al sujeto. La técnica también maximiza la utilidad científica de los especímenes, lo que minimiza la cantidad de individuos que deben colectarse para investigación científica. La AVMA (2007) considera la compresión torácica como aceptable con condiciones. El Consejo de Ornitología ha preparado una hoja técnica revisada por pares sobre compresión torácica que se encuentra disponible por solicitud.

La AVMA (2007) considera inaceptables bajo cualquier condición los siguientes métodos químicos: cloroformo, cianuro, formol, solventes domésticos (p.e., acetona), agentes bloqueadores neuromusculares y estricnina. El cloroformo, cianuro y formol son inaceptables tanto por el peligro que representa para el personal, como por los efectos perturbadores de la acción química en el cuerpo del sujeto de investigación. Los agentes bloqueadores neuromusculares (p.e. nicotina, sales de magnesio y potasio, y todos los agentes curariformes) producen parálisis muscular en animales conscientes, causando muerte por asfixia. Las sales de potasio detienen las contracciones cardíacas en animales conscientes, ocasionando molestia hasta que llega la inconsciencia. Las sales de potasio se aceptan para eutanasia solo si se utilizan en animales profundamente anestesiados. La estricnina ocasiona convulsiones dolorosas y prolongadas, previo a la muerte por asfixia. La AVMA (2007) considera los siguientes métodos físicos como inaceptables bajo cualquier condición: inyección de aire (embolismo aéreo), golpe en la cabeza, quema, descompresión, ahogamiento, desangrado completo, hipotermia, congelación rápida y asfixia.

REFERENCIAS

- AK, N.O., D.O.CLIVER, Y C.W.KASPAR. 1994. Decontamination of plastic and wooden cutting boards for kitchen use. *Journal of Food Protection*. 57: 23-30.
- ALTMAN, R.B., S.L. CLUBB, G.M. DORRESTEIN, Y K. QUESENBERRY. 1997. *Avian medicine and surgery*. W. B. Saunders, Philadelphia, PA.
- AMERICAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION (AVMA). 2007. AVMA guidelines on euthanasia. American Veterinary Medical Association.
- ATALAN, G., M. UZUN, I. DEMIRKAN, S. YILDIZ, Y M. CENESIZ. 2002. Effects of medetomidine-butorphanol-ketamine and atipamezole on heart and respiratory rate and cloacal temperature of domestic pigeons. *Journal of Veterinary Medicine A* 49:281-285.
- BAILEY, R.E. 1953. Surgery for sexing and observing gonad condition in birds. *Auk* 70:497-499. Revision date August 2010 190
- BAKER, M.C. 1981. A muscle biopsy procedure for use in electrophoretic studies of birds. *Auk* 98:392-393.
- BASSON, M.D., Y B.M. CARLSON. 1980. Myotoxicity of single and repeated injections of mepivacaine (Carbocaine) in the rat. *Anesthesia & Analgesia* 59:275-282.
- BATESON, P. 1991. Assessment of pain in animals. In: *Ethics in research on animal behaviour*. (M.S. Dawkins and M. Gosling, eds.) Academic Press for the Association for the Study of Animal Behaviour and the Animal Behavior Society. Pp. 13-25

- BOEDEKER, N.C., J.W. CARPENTER, Y D.E. MASON. 2005. Comparison of body temperature of pigeons (*Columba livia*) anesthetized by three different anesthetic delivery systems. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 19:1-6.
- BOEVER, W.J., Y W. WRIGHT. 1975. Use of ketamine for restraint and anesthesia of birds. *Veterinary Medicine* 70:86-88.
- BOLEN, E.G., J.S. LOVEN, Y B.W. CAIN. 1977. A holding sleeve for waterfowl. *Journal of Wildlife Management* 41:789-790.
- CURRO, T.G. 1998. Anesthesia of pet birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 7:10-21.
- DEGERNES, L.A., C.A. HARMS, G.H. GOLET, Y D.M. MULCAHY. 2002. Anesthesia and liver biopsy techniques for pigeon guillemots (*Cepphus columba*) suspected of exposure to crude oil in marine environments. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 16:291-299.
- DONOVAN, C.A. 1958. Restraint and anaesthesia of cage birds. *Veterinary Medicine* 53:541-543.
- DURRANI, U.F., A. KHAN, Y S.S. AHMAD. 2008. Comparative efficacy (sedative and anaesthetic) of detomidine, ketamine, and detomidine-ketamine cocktail in pigeons (*Columba livia*). *Pakistan Veterinary Journal* 28:115-118.
- ELLEGREN, H. 1996. First gene on the avian W chromosome (CHD) provides a tag for universal sexing of non-ratite birds. *Proceedings of the Royal Society of London B* 263:1635-1641. Revision date August 2010 191
- ELZANOWSKI, A., Y M. ABS (conveners). 1991. Pain and stress in birds. In: *Acta XX Congressus Internationalis Ornithologici*. Christchurch, New Zealand, 1990 Ornithological Congress Trust Board, Wellington. Pp. 1901-1940.
- FIALA, K.L. 1979. A laparotomy technique for nestling birds. *Bird-banding* 50:366-367.
- FOSTER, A.H., and B.M. Carlson. 1980. Myotoxicity of local anesthetics and regeneration of the damaged muscle fibers. *Anesthesia & Analgesia* 59:727-735.
- FOWLER, M.E. 1978. *Zoo and wild animal restraint*. W.B. Saunders, Philadelphia, PA.
- FOWLER, M.E. 1995. *Restraint and handling of wild and domestic animals*. 2nd ed. Iowa State University Press, Ames, IA.
- FRIDOLFSSON, A.K., Y H. ELLEGREN. 1999. A simple and universal method for molecular sexing of non-ratite birds. *Journal of Avian Biology* 30:116-121.
- GANDAL, C.P. 1969. Avian anesthesia. *Federation Processes* 28:1533-1534.

- GENTLE, M.J. 1992. Pain in birds. *Animal Welfare* 1:235-247.
- GOYMANN, W. 2005. Noninvasive monitoring of hormones in bird droppings: Physiological validation, sampling, extraction, sex differences, and influence of diet on hormone metabolite levels. *Annals of the New York Academy of Sciences* 1046:35-53.
- GRAHAM-JONES, O. 1965. Restraint and anaesthesia of small cage birds. *Journal of Small Animal Practice* 6:31-39.
- GREEN, C.J. 1979. Animal anesthesia. *Laboratory animal handbook No. 8. Laboratory Animals Ltd., London, UK.*
- GREENACRE, C.B., Y A.L. LUSBY. 2004. Physiologic responses of Amazon parrots (*Amazona* species) to manual restraint. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 18:19-22.
- GRIFFITHS, R., Y B. TIWARI. 1993. The isolation of genetic markers for the identification of sex. *Proceedings of the National Academy of Sciences USA* 90:8324-8326.
- GRIFFITHS, R., M.C. DOUBLE, K. ORR, Y R.J.G. DAWSON. 1998. A DNA test to sex most birds. *Molecular Ecology* 7:1071-1075. Revision date August 2010 192
- GUNKEL, C., Y M. LAFORTUNE. 2005. Current techniques in avian anesthesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 14:263-276.
- HAN, J-I., J-H KIM, S. KIM, S-R PARK, Y K-J NA. 2009. A simple and improved DNA test for avian sex determination. *Auk* 126:779-783.
- HARMS, C.A., W.J. FLEMING, Y M.K. STOSKOPF. 1997. A technique for dorsal subcutaneous implantation of heart rate biotelemetry transmitters in Black Ducks: Application in an aircraft noise reduction study. *Condor* 99:231-237.
- HARRISON, G.J., Y L.R. HARRISON. 1986. *Clinical avian medicine and surgery.* W.B. Saunders Co., Philadelphia, PA.
- HATCH, S.A., P.M. MYERS, D.M. MULCAHY, Y D.C. DOUGLAS. 2000. Seasonal movements and pelagic habitat use of murre and puffins determined by satellite telemetry. *Condor* 102:145-154.
- HAWKINS, P., D.B. MORTON, D. CAMERON, I. CUTHILL, R. FRANCIS, R. FREIRE, A. GOSLER, S. HEALY, A. HUDSON, I. INGLIS, A. JONES, J. KIRKWOOD, P. MONAGHAN, C. SHERWIN, Y P. TOWNSEND. 2001. Laboratory birds: Refinements in husbandry and procedures. *Laboratory Animals* 35 (Supplement 1):3-163.
- HEARD, D.J. 1997. Anesthesia and analgesia. In: *Avian medicine and surgery.* (Altman, R.B., S.L. Clubb, G.M. Dorrestein, and K. Quesenberry, eds). W. B. Saunders, Philadelphia. Pp. 807-827.

- HOCKING, P.M., G.W. ROBERTSON, Y M.J. GENTLE. 2001. Effects of anti-inflammatory steroid drugs on pain coping behaviours in a model of articular pain in the domestic fowl. *Research in Veterinary Science* 71:161-166.
- HOOD, L.C., P.D. BOERSMA, Y J.C. WINGFIELD. 1998. The adrenocortical response to stress in incubating Magellanic Penguins (*Spheniscus magellanicus*). *Auk* 115:76-84.
- HOPPE, S., K. FLAMMER, K. HOERSCH, Y J. PAUL-MURPHY. 2003. Disposition and analgesic effects of fentanyl in White Cockatoos (*Cacatua alba*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* 17:124-130.
- ILAR, INSTITUTE FOR LABORATORY ANIMAL RESEARCH (1996). *Guide for the Use and Care of Laboratory Animal*. National Research Council, Washington, DC. Revision date August 2010 193
- JOHNSTON, B.A. 1982. Avian practice comes of age. *Modern Veterinary Practice* 63:852-855.
- LANGLOIS, I., R.C. HARVEY, M.P. JONES, Y J. SCHUMACHER. 2003. Cardiopulmonary and anesthetic effects of isoflurane and propofol in Hispaniolan Amazon parrots (*Amazona ventralis*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* 17:4-10.
- LEWIS, J.C.M. 2004. Field use of isoflurane and air anesthetic equipment in wildlife. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 35:303-311.
- LUDDERS, J.W. 1998. Respiratory physiology of birds: considerations for anesthetic management. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 7:3-9.
- KABAT, A.P., T.M. BLACKBURN, A.E. MCKECHNIE, Y P.J. BUTLER. 2008. Phylogenetic analysis of the allometric scaling of therapeutic regimes for birds. *Journal of Zoology* 275:359-367.
- KETTERSON, E.D., Y V. NOLAN, Jr. 1986. Effect of laparotomy of tree sparrows and dark-eyed juncos during winter on subsequent survival in the field. *Journal of Field Ornithology* 57:239-240.
- KILANDER, K., Y H. WILLIAMS. 1992. Yohimbine reduces neuropathology induced by ketamine/xylazine anesthesia. *Physiology & Behavior* 51:657-659.
- KLAPHAKE, E., J. SCHUMACHER, C. GREENACRE, M.P. JONES, Y N. ZAGAYA. 2006. Comparative anesthetic and cardiopulmonary effects of pre- versus postoperative butorphanol administration in Hispaniolan Amazon parrots (*Amazona ventralis*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* 20:2-7.
- KLIDE, A.H. 1973. Avian anesthesia. *Veterinary Clinics of North America* 3:175-185.

- KORSCHGEN, C.E., S.J. MAXSON, Y V.B. KUECHLE. 1984. Evaluation of implanted radio transmitters in ducks. *Journal of Wildlife Management* 48:982-987.
- KORSCHGEN, C.E., K.P. KENOW, A. GENDRON-FITZPATRICK, W.L. GREEN, Y F.J. DEIN. 1996. Implanting intra-abdominal radiotransmitters with external whip antennas in ducks. *Journal of Wildlife Management* 60:132-137.
- LANGAN, J.N., E.C. RAMSAY, J.T. BLACKFORD, Y J. SCHUMACHER. 2000. Cardiopulmonary and sedative effects of intramuscular medetomidine-ketamine and Revision date August 2010 194
- intravenous propofol in ostriches (*Struthio camelus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* 14:2-7.
- LAWSON, P.T., Y E.L. KITTLE. 1973. Sex determination in birds of prey by laparotomy. *Raptor Research News* 5:132-135.
- LUMEIJ, J.T., Y J.W. DEENIK. 2003. Medetomidine-ketamine and diazepam-ketamine anesthesia in racing pigeons (*Columba livia domestica*) – A comparative study. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 17:191-196.
- MACDOUGALL-SHACKLETON, S.A., E.A. MACDOUGALL-SHACKLETON, Y T.P. HAHN. 2001. Physiological and behavioural responses of female mountain white-crowned sparrows to natal- and foreign-dialect songs. *Canadian Journal of Zoology* 79:325-333.
- MACDOUGALL-SHACKLETON, S.A., M. KATTI, Y T.P. HAHN. 2006. Tests of absolute photorefractoriness in four species of cardueline finch that differ in reproductive schedule. *Journal of Experimental Biology* 209:3786-3794.
- MACHIN, K.L. 2004. Waterfowl anesthesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 13:206-212.
- MACHIN, K.L. 2005. Avian analgesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 14:236-242.
- MACHIN, K.L., Y N.A. CAULKETT. 2000. Evaluation of isoflurane and propofol anesthesia for intraabdominal transmitter placement in nesting female Canvasback ducks. *Journal of Wildlife Diseases* 36:324-334.
- MACHIN, K.L., L.A. TELLIER, S. LAIR, Y A. LIVINGSTONE. 2001. Pharmacodynamics of flunixin and ketoprofen in mallard ducks (*Anas platyrhynchos*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 32:222-229.
- MAECHTLE, T.L. 1998. The Aba: A device for restraining raptors and other large birds. *Journal of Field Ornithology* 69:66-70.

- MARION, J.L., Y J.P. MYERS. 1984. A description and evaluation of two techniques for sexing wintering sanderlings. *Journal of Field Ornithology* 55:336-342. Revision date August 2010 195
- MERCADO, J.A., R.S. LARSEN, R.F. WACK, Y B.H. PYPENDOP. 2008. Minimum anesthetic concentration of isoflurane in captive thick-billed parrots (*Rhynchopsitta pachyrhyncha*). *American Journal of Veterinary Research* 69:189-194.
- MOSTACHIO, G.Q., L.D. DE-OLIVIERA, A.C. CARCIOFI, Y W.R.R. VICENTE. 2008. The effects of anesthesia with a combination of intramuscular xylazine-diazepam-ketamine on heart rate, respiratory rate and cloacal temperature in roosters. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 35:232-236.
- MUELLER, N. 1982. Hypothermia used instead of anesthesia for surgery on nestling passerines. *Journal of Field Ornithology* 53:60
- MUIR, W.W., III, J.A.E. HUBBELL, R.S. SKADA Y R.M. BERNARDSKI (eds.). 1995. *Handbook of veterinary anesthesia*. C. V. Mosby, St. Louis, MO.
- MULCAHY, D.M., Y D. ESLER. 1999. Surgical and immediate postrelease mortality of harlequin ducks (*Histrionicus histrionicus*) implanted with abdominal radio transmitters with percutaneous antennae. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 30:397-401.
- MULCAHY, D.M., P. TUOMI, Y R.S. LARSEN. 2003. Differential mortality of male spectacled eiders (*Somateria fischeri*) and king eiders (*Somateria spectabilis*) subsequent to anesthesia with propofol, bupivacaine, and ketoprofen. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 17:117-123.
- MYERS, D. 2005. Tramadol. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 14:284-287.
- NEVAREZ, J.G. 2005. Monitoring during avian and exotic pet anesthesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 14:277-283.
- OLSEN, G.H., F.J. DEIN, G.M. HARAMIS, Y D.G. JORDE. 1992. Implanting radio transmitters in wintering canvasbacks. *Journal of Wildlife Management* 56:325-328.
- PALME, R. 2005. Measuring fecal steroids: Guidelines for practical application. *Annals of the New York Academy of Sciences* 1046:75-80.
- PAUL-MURPHY, J., J.C. HESS, Y J.P. FIALKOWSKI. 2004. Pharmacokinetic properties of a singular intramuscular dose of buprenorphine in African Grey Parrots (*Psittacus erithacus erithacus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* 18:224-228. Revision date August 2010 196

- PIPER, W.H., Y R.H. WILEY. 1991. Effects of laparotomies on wintering White-throated Sparrows and the usefulness of wing chord as a criterion for sexing. *Journal of Field Ornithology* 62:40-45.
- POLLOCK, C.G., J. SCHUMACHER, S.E. OROSZ, Y E.C. RAMSAY. 2001. Sedative effects of medetomidine in pigeons (*Columba livia*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* 15:95-100.
- QUINN, T.W., F. COOKE, Y B.N. WHITE. 1990. Molecular sexing of geese using a cloned Z chromosome sequence with homology to the W chromosome. *Auk* 107:199-202.
- RAHAL, S.C., C.R. TEIXERIA, O.C.M. PEREIRA-JUNIOR, L.C. VULCANO, A.J. AGUIAR, Y F.B. RASSY. 2008. Two surgical approaches to fracture malunion repair. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 22:323-330.
- REDIG, P.T. 1998. Recommendations for anesthesia in raptors with comments on Trumpeter Swans. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 7:22-29.
- REMBERT, M.S., J.A. SMITH, G. HOSGOOD, S.L. MARKS, Y T.N. TULLY, Jr. 2001. Comparison of traditional thermal support devices with the forced-air warmer system in anesthetized Hispaniolan Amazon Parrots (*Amazona ventralis*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* 15:187-193.
- RIGGS, S.M., M.G. HAWKINS, A.L. CRAIGMILL, P.H. CASS, S.D. STANLEY, Y I.T. TAYLOR. 2008. Pharmacokinetics of butorphanol tartrate in red-tailed hawks (*Buteo jamaicensis*) and great horned owls (*Bufo virginianus*). *American Journal of Veterinary Research* 69:596-603.
- RISSER, A.C., Jr. 1971. A technique for performing laparotomy on small birds. *Condor* 73:376-379.
- RITCHIE, B.W., G.J. HARRISON, Y L.R. HARRISON. 1994. *Avian medicine: principles and application*. Wingers Publication, Inc., Lake Worth, FL.
- RITCHIE, B.W., G.J. HARRISON, L.R. HARRISON, Y D.W. ZANTOP. 1997. *Avian medicine: principles and application (Abridged edition)*. Wingers Publication, Inc., Lake Worth, FL.
- ROTELLA, J.J., Y J.T. RATTI. 1990. Use of methoxyflurane to reduce nest abandonment of Mallards. *Journal of Wildlife Management* 54:627-628. Revision date August 2010
197
- SAMOUR, J.H. (ed.). 2008. *Avian Medicine*, 2ndEd. Mosby, New York, NY.
- SAMOUR, J.H., D.M. JONES, J.A. KNIGHT, Y J.C. HOWLETT. 1984. Comparative studies of the use of some injectable anesthetic agents in birds. *Veterinary Record* 115:6-11.

- SANDMEIER, P. 2000. Evaluation of medetomidine for short-term immobilization of domestic pigeons (*Columba livia*) and Amazon parrots (*Amazona* species). *Journal of Avian Medicine and Surgery* 14:8-14.
- SCHULTZ, J.H., A.J. BERMUDEZ, J.L. TOMLINSON, J.D. FIRMAN, Y Z. HE. 1998. Effects of implanted radiotransmitters on captive mourning doves. *Journal of Wildlife Management* 62:1451-1460.
- SCHULTZ, J.H., A.J. BERMUDEZ, J.L. TOMLINSON, J.D. FIRMAN, Y Z. HE. 2001. Comparison of radiotransmitter attachment techniques using captive mourning doves. *Wildlife Society Bulletin* 29:771-782.
- SCHWAB, R.G. 1978. Unilateral laparotomy as a technique to assay avian gonadal cycles. *Condor* 80:446.
- SLADKY, K.K., L. KRUGNER-HIGBY, E. MEEK-WALKER, T. D. HEATH, Y J. PAUL-MURPHY. 2006. Serum concentrations and analgesic effects of liposome-encapsulated and standard butorphanol tartrate in parrots. *American Journal of Veterinary Research* 67:775-781.
- SMALL, M.F., J.T. BACCUS, Y G.L. WAGGERMAN. 2004. Mobile anesthesia unit for implanting radiotransmitters in birds in the field. *Southwestern Naturalist* 49:279-282.
- SMITH, L.M., J.W. HUPP, Y J.T. RATTI. 1980. Reducing abandonment of nest-trapped Gray Partridge with methoxyflurane. *Journal of Wildlife Management* 44:690-691.
- STEINER, C.V., JR., Y R.B. DAVIS. 1981. Selected topics in cage bird medicine. Iowa State University Press, Ames, IA.
- TEARE, J.A. 1987. Antagonism of xylazine-hydrochloride-ketamine-hydrochloride immobilization in guineafowl (*Numida meleagris*) by yohimbine hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases* 23:301-305. Revision date August 2010 198
- THIL, M.A., Y R. GROSCOLAS. 2002. Field immobilization of King Penguins with tiletamine-zolazepam. *Journal of Field Ornithology* 73:308-317.
- TIERSCH, T.R., R.L. MUMME, R.W. CHANDLER, Y D. NAKAMURA. 1991. The use of flow cytometry for rapid identification of sex in birds. *Auk* 108:206-208.
- TULLY, T.N., G.M. DORRESTEIN, Y M. LAWTON. 2000. Handbook of avian medicine. Butterworth-Heinemann, Oxford, UK.
- UNDERWOOD, R.M., R.J. CROCKETT, R.R. ROTH, C.L. KEELER, JR., Y M.S. PARCELLS. 2002. A comparison of flow cytometry and polymerase chain reaction as sexing techniques for the Wood Thrush. *Journal of Field Ornithology* 73:239-245.

- VESAL, N., Y M.H. ESKANDARI. 2006. Sedative effects of midazolam and xylazine with or without ketamine and detomidine alone following intranasal administration in Ring-necked Parakeets. *Journal of the American Veterinary Medicine Association* 228:383-388.
- VESAL, N., Y P. ZARE. 2006. Clinical evaluation of benzodiazepines, α -agonists and their antagonists in canaries. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 33:143-148.
- WESTNEAT, D.F. 1986. The effects of muscle biopsy on survival and condition in white-throated sparrows. *Wilson Bulletin* 98:280-285.
- WESTNEAT, D.F., R.B. PAYNE, Y S.M. DOEHLERT. 1986. Effects of muscle biopsy on survival and breeding success in indigo buntings. *Condor* 88:220-227.
- WINGFIELD, J.C., Y D.S. FARNER. 1976. Avian endocrinology – field investigations and methods. *Condor* 78:570-573.