

# **EL CONSEJO DE ORNITOLOGIA**

Aportando Información Científica sobre las Aves

Publicación Especial 1997  
Segunda Edición 1999



## **GUIA PARA LA UTILIZACION DE AVES SILVESTRES EN INVESTIGACION**

Editado por  
**Abbot S. Gaunt & Lewis W. Oring**

## GUIA PARA LA UTILIZACION DE AVES SILVESTRES EN INVESTIGACION

Abbot S. Gaunt<sup>1</sup>, Lewis W. Oring<sup>2</sup>, Kenneth P. Able<sup>3</sup>, Daniel W. Anderson<sup>4</sup>, Luis F. Baptista<sup>5</sup>,  
Jon C. Barlow<sup>6</sup>, y John C. Wingfield<sup>7</sup>

<sup>1</sup>Department of Zoology, The Ohio State University, 1735 Neil Avenue, Columbus, OH 43210

<sup>2</sup>Department of Environmental and Resource Sciences, University of Nevada, Reno, NV 89512

<sup>3</sup>Department of Biology, State University of New York, Albany, NY 12222

<sup>4</sup>Department of Wildlife, Fish and Conservation Biology, University of California, Davis, CA 95616

<sup>5</sup>California Academy of Science, Department of Birds and Mammals, Golden Gate Park, San Francisco, CA 94118

<sup>6</sup>Department of Ornithology, Royal Ontario Museum, 100 Queen's Park, Toronto, ON M5S 2C6, Canada

<sup>7</sup>Department of Zoology, Box 351800, University of Washington, Seattle, WA 98195

Copyright 1997 by THE ORNITHOLOGICAL COUNCIL

1725 K Street, Suite 212

Washington, D.C. 20006-1401

<http://www.nmnh.si.edu/BIRDNET>

## Tabla de Contenido

EL CONSEJO DE ORNITOLOGIA.....	v
MESA DIRECTIVA.....	v
Tabla I Abreviaciones Utilizadas en el Texto.....	vi
PROLOGO.....	vii
I. INTRODUCCION.....	1
A. Resumen.....	1
B. Relaciones Entre Organizaciones Interesadas.....	2
C. Consideraciones Generales.....	3
D. Comité para el Uso y Cuidado Institucional de los Animales.....	4
II. PERMISOS.....	6
A. Resumen.....	6
Tabla II-1. Varios Tipos de Permisos y las Agencias que los Otorgan.....	8
B. Permisos de Colecta.....	9
C. Permisos de Anillado y Salvamento.....	10
D. Permiso para Especies en Peligro de Extinción.....	11
E. Permisos de Importación/Exportación.....	11
F. Permisos de Refugios.....	12
G. Permisos y Acuerdos Misceláneos.....	12
H. Protocolos del IACUC.....	13
I. Registros.....	13
III. IMPACTO DE LOS INVESTIGADORES.....	13
A. Resumen.....	13
B. Consideraciones.....	13
C. Perturbaciones ocasionadas por Investigadores.....	13
D. Sugerencias para los Investigadores de Campo.....	15
E. Publicaciones.....	15
F. Conclusiones.....	15
IV. COLECTA Y TRAMPEO.....	16
A. Por que Colectan Especímenes los Ornitólogos.....	16
B. ¿Qué se considera una Muestra Adecuada?.....	16
C. Métodos para Colectar Especímenes.....	17
D. Consideraciones de Hábitat y Poblaciones.....	18
V. PROCEDIMIENTOS DE MARCAJE.....	18
A. Resumen.....	18
B. Anillos Metálicos.....	19
C. Anillos de Plástico o Celuloide de Colores.....	19
D. Tintes y Marcadores Ultravioleta.....	20
E. Collares.....	21
F. Discos Nasaes y tipo Silla de Montar.....	21
G. Marcadores Patagiales (Ala) y Etiquetado en Patas.....	21
H. Radio Transmisores.....	21
I. Marcadores Electrónicos.....	22
J. Responsabilidad del Anillador.....	23
VI. TRANSPORTE DE AVES SILVESTRES.....	23
A. Resumen.....	23
B. Transporte Aéreo.....	24
C. Transporte Terrestre.....	24
D. Cautiverio a Corto Plazo.....	25
VII. ALOJAMIENTO Y REPRODUCCION EN CAUTIVERIO.....	25
A. Resumen.....	25
B. Cuarentena y Aislamiento de Animales.....	26
C. Prevención, Diagnostico, Tratamiento y Control de Enfermedades Animales.....	26
D. Separación por Especie y Fuente.....	27
E. Cuidado Diario.....	27
F. Jaulas, Alojamiento y Mantenimiento General.....	28

G.	Consideraciones Especiales Para Aves Acuáticas .....	31
H.	Rapaces .....	32
I.	Identificación y Registros .....	32
J.	Disposición de las Aves después del Experimento .....	32
K.	Variaciones de los Procedimientos Estándar .....	33
L.	Zoonosis .....	33
VIII.	PROCEDIMIENTOS DE MANEJO MENORES .....	34
A.	Resumen .....	34
B.	Colecta de Muestras de Sangre .....	34
C.	Colecta de Otros Tejidos .....	36
D.	Colecta de Muestras de Bucle y Alimentación Forzada .....	36
E.	Lavado Cloacal .....	37
F.	Inyecciones e Inserción de Implantes .....	37
G.	Determinación de la Viabilidad de los Huevos .....	38
H.	Reproducción de Vocalizaciones Grabadas y la Utilización de Señuelos .....	38
I.	Huevos Artificiales .....	39
J.	Manipulación Experimental del Plumaje .....	39
IX.	MANIPULACIONES MAYORES .....	39
A.	Resumen .....	39
B.	Algunas Consideraciones Primarias .....	39
C.	Restricción de Movimiento .....	40
D.	Anestesia .....	40
E.	Cirugía .....	43
F.	Laparotomía y Otras Técnicas de Sexado .....	45
G.	Eutanasia .....	46
X.	RECONOCIMIENTOS Y EXENCIÓN DE RESPONSABILIDAD .....	47
XI.	BIBLIOGRAFIA .....	48
	ANEXO A .....	58
	Direcciones .....	58
	ANEXO B .....	61

## EL CONSEJO DE ORNITOLOGIA

El principio fundamental del Consejo de Ornitología, es que la habilidad para hacer reglamentos, y tomar decisiones de manejo sanas respecto a las aves y su hábitat depende de la aplicación de datos científicos imparciales y de la colecta continua de dichos datos. El Consejo trabaja para apoyar esta importante misión. Sirve como un conducto entre la ciencia de la ornitología y los legisladores, administradores de tierras, organizaciones de conservación e industria privada. Proporciona hechos científicos y análisis expertos en aves para aquellos que necesitan la información.

El Consejo fue fundado por siete sociedades ornitológicas en Norteamérica: American Ornithologists' Union (AOU), Association for Field Ornithology (AFO), Colonial Waterbird Society (CWS), Cooper Ornithological Society (COS), Pacific Seabird Group (PSG), Raptor Research Foundation (RRF) y Wilson Ornithological Society (WOS). Cada sociedad tiene dos representantes en la Mesa Directiva. En 1998 la Society for Caribbean Ornithology (SCO) y la Sección Mexicana del Consejo Internacional para la Preservación de las Aves (CIPAMEX) se unieron al Consejo de Ornitología. En 1999 la Colonial Waterbird Society cambio de nombre a la Waterbird Society, y la Society of Canadian Ornithologists/Société des Ornithologistes du Canada se convirtió en el décimo miembro del Consejo de Ornitología.

### MESA DIRECTIVA

**Directora Ejecutiva:** Ellen Paul, 3713 Chevy Chase Lake Drive, Apartment 3, Chevy Chase, MD, 20815 (301,986-8568 voice, email: epaul@dclink.com)

**Coordinador de la Mesa Directiva:** David E. Blockstein, Committee for the National Institute for the Environment, 1725 K St. NW, Suite 212, Washington, D.C. 20006 (202,530-5810 voice, e-mail: OC@cnie.org).

Para Comprar Copias de Esta Publicación, envíe un cheque por valor de \$8.00 dólares americanos (en los Estados Unidos esto incluye envío por correo), a nombre de Ornithological Council, a:

Dr. Max C. Thompson, Assistant Treasurer  
American Ornithologists' Union  
Dept. of Biology  
100 College Street  
Winfield, KS 67158-8382

**Tabla I Abreviaturas Utilizadas en el Texto.**

AAALAC	American Association for Accreditation of Laboratory Animal Care
ABA	American Birding Association
ABS	Animal Behavior Society
ASAB	Association for the Study of Animal Behaviour
AOU	American Ornithologists' Union
APHIS	Animal and Plant Health Inspection Service
AVMA	American Veterinary Medical Association
AWA	Animal Welfare Act
BBL	Bird-Banding Laboratory
BRD	Biological Resources Division (de USGS: antes NBS)
CCAC	Canadian Council on Animal Care
CFR	Code of Federal Regulations
CITES	Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Flora and Fauna
CWS	Canadian Wildlife Service
DVM	Doctor of Veterinary Medicine
ESA	Endangered Species Act
<i>Guide</i>	<i>Guidelines for the Care and Use of Laboratory Animals</i>
IACUC	Institutional Animal Care and Use Committee
IATA	International Air Transport Association
MTAB	Memorandum to Banders
MTBA	Migratory Bird Treaty Act
NBS	National Biological Survey (now BRD)
NIH	National Institutes of Health
NSF	National Science Foundation
NWHC	National Wildlife Health Center
OMA	Office of Management Authority (of USFWS)
OSNA	Ornithological Societies of North America
USDA	United States Department of Agriculture
USFWS	United States Fish and Wildlife Service
USGS	United States Geologic Survey

## PROLOGO

En 1988 la American Ornithologists' Union, la Cooper Ornithological Society, y la Wilson Ornithological Society, apoyados y financiados por la National Science Foundation, publicaron la primera edición de la Guía para la Utilización de Aves Silvestres en Investigación. Esa publicación resulto ser extremadamente útil para muchos ornitólogos y para la comunidad reguladora (ej. La American Association of Accreditation of Laboratory Animal Care y los Animal Care and Use Committees). Los avances en las técnicas durante la ultima década, hacen que sea apropiado actualizar esta valiosa referencia. La edición actual, publicada por el Consejo de Ornitología (consorcio de los publicadores originales mas varias otras sociedades de ornitología profesionales), amplía en mucho la edición previa, actualizan referencias, y agregan varias secciones nuevas. Entre las adiciones más importantes, está la discusión del papel de la AAALAC y la IACUCs, una descripción de las responsabilidades de tanto autoridades como científicos, información sobre permisos de investigación, y una sección en el cuidado y hospedaje de especies acuáticas. Las secciones están escritas completas en si mismas, de manera que no es necesario leer todo el documento para entender cualquiera de las secciones. También hemos incluido referencias cruzadas *[entre paréntesis con itálicas]*.

La mayoría de los autores de la primera edición, ayudaron con la revisión. Adicionalmente, cada sección ha sido revisada por un amplio rango de colegas en las comunidades tanto ornitológicas como veterinarias. Esta información pretende indicar a IACUCs u otros grupos reglamentarios sobre los procedimientos generales que son apropiados para las aves. Estos procedimientos pueden ser algo diferentes de aquellos que se utilizan para mamíferos. No pretende ser una referencia completa de técnicas y procedimientos, tampoco, excepto cuando se especifique, poner límites en cuales procedimientos son permitidos: estas son guías, no leyes. Los procedimientos discutidos aquí no son de ninguna manera exhaustivos. Las variaciones de procesos discutidos aquí pueden ser bien aceptadas, siempre y cuando el investigador presente una justificación adecuada del valor científico de la variante requerida. Es una responsabilidad profesional de todos los investigadores y autoridades, mantenerse informados de los nuevos desarrollos en sus campos de investigación. El Consejo de Ornitología solicita comentarios y recomendaciones sobre todos los aspectos de esta publicación.

Esta publicación ha sido revisada y endosada por las siguientes sociedades ornitológicas.

American Ornithologists' Union

Association of Field Ornithologists

Colonial Waterbird Society

Cooper Ornithological Society

Pacific Seabird Group

Raptor Research Foundation

Wilson Ornithological Society

## I. INTRODUCCION

### A. Resumen

El Consejo de Ornitología, constante con su interés permanente en conservación, educación, investigación, y el bienestar de las aves, respalda las siguientes Guías y principios para los científicos conduciendo investigaciones con aves silvestres. Estas Guías están formuladas considerando el bienestar de los animales y las necesidades de investigación. Las guías para el cuidado de mamíferos de laboratorio [ver I.B] a menudo no son apropiadas para los vertebrados silvestres, aun para aquellos en cautiverio. Por otro lado, la utilización de animales silvestres tiene aspectos que no se encuentran en situaciones de laboratorio. El primero de estos sería sobre las investigaciones que pueden afectar poblaciones. Las investigaciones a menudo incluyen, o necesitan, poner en riesgo la integridad física o la vida de los sujetos de investigación. Los riesgos a los animales individuales deben ser minimizados, pero no pueden ser eliminados en su totalidad. Los riesgos que amenazan la salud o la existencia de las poblaciones son mucho más serios. Son estos por los cuales la comunidad ornitológica y de conservación debe de estar más preocupada. Excepto bajo circunstancias extraordinarias, **los experimentos que amenazan la estabilidad o existencia de poblaciones, quedan eliminados.**

Una segunda diferencia entre la práctica de ornitología y la investigación biomédica, es que la última raramente involucra aficionados y no incluye un componente recreativo. En contraste, los ornitólogos principiantes a menudo se involucran en investigación, y los usos recreativos de las aves (incluyendo avicultura, observación de aves, cetrería y cacería) son disfrutados por millones de personas. Tales actividades están más allá del alcance de estas Guías, pero incluimos el Código de Ética de la ABA (Apéndice B).

El trato humanitario a los vertebrados silvestres en investigaciones de campo es esencial por razones éticas, científicas y legales (Young 1975; ASAB y ABS 1993; Peck y Simmonds 1995). Los animales traumatizados no se comportan normalmente y son más susceptibles a la depredación o a lesiones accidentales que sus conespecíficos no traumatizados. La perturbación de animales o microhábitats puede comprometer los cálculos de observaciones y sobrevivencia.

La adquisición de nuevos conocimientos y conclusiones constituye la mayor justificación para cualquier investigación. No todos los efectos posiblemente valiosos de procedimientos nuevos de investigación (o nuevas aplicaciones de procedimientos establecidos) pueden ser anticipados. La descripción y distribución geográfica de especies recientemente descubiertas a menudo justifica estudios de organismos que son poco conocidos. Algunas especies mejor conocidas de aves son ampliamente utilizadas para una gran cantidad de estudios de biología básica y aplicada. Es imposible predecir todas las oportunidades potenciales de observación y colecta al inicio de la mayoría de los trabajos de campo, no obstante la observación o adquisición de taxones inesperados puede ser de considerable valor científico. Los estudios de campo de aves frecuentemente involucran muchas especies, algunas de las cuales pueden no ser conocidas para la ciencia antes del inicio del estudio. Una consecuencia de estos puntos es que los investigadores frecuentemente deben referirse en sus protocolos de investigación, a los taxones sobre el nivel de especies, al igual que al de especies particulares.

Los investigadores que estudian vertebrados silvestres generalmente reconocen la necesidad de colaboración entre biólogos, conservacionistas, veterinarios, y otros preocupados por la sobrevivencia y el bienestar de la fauna. Las actuales guías se comparan con aquellas preparadas por el Canadian Council on Animal Care para vertebrados silvestres (última revisión 1991). Para aquellos que se adhieren a los preceptos de investigaciones de campo minuciosas, estas Guías pueden parecer simplemente una información formal de lo evidente.

Estas Guías han sido preparadas para incluir información actual sobre técnicas relevantes a las aves; los avances en los métodos requieren de enmiendas futuras. Debido a las diversidades anatómicas, fisiológicas y de comportamiento considerable de las muchas especies incluidas en estas Guías, y al hecho de que usualmente el investigador será una autoridad en los requisitos y tolerancias de las

especies estudiadas, la responsabilidad final para ciertas técnicas y procedimientos se deja a los investigadores.

## **B. Relaciones Entre Organizaciones Interesadas**

Más allá de las consideraciones éticas, el cuidado y uso adecuado de los animales en investigaciones tiene un marco de referencia más formal. La mayoría de las investigaciones en aves silvestres cae bajo el resguardo del Migratory Bird Treaty Act, el cual es impuesto por el USFWS, el CWS y las agencias de vida silvestre estatales y provinciales [ver 11, A]. Muchos de los antecedentes legales para las prácticas actuales que involucran animales de laboratorio en los Estados Unidos, se derivan del Animal Welfare Act de 1970 (P.L. 91-579) y de la Enmienda al Animal Welfare Act de 1976. Inexplicablemente la AWA no considera a las ratas, ratones, o aves como “animales”, y excluye los estudios de campo que “no alteran materialmente el comportamiento de los animales en estudio.” Sin embargo, tanto los Departamentos de Agricultura y del Interior de los Estados Unidos (por consiguiente el USFWS y BRD), junto con el NIH y la NSF, son firmantes de los Principios para la Utilización de Animales Vertebrados Utilizados en Experimentación, Investigación y Capacitación, del Comité Interagencial de Investigación Animal. Por lo tanto, todo el personal Federal, así como los que reciben dinero de financiamientos de estas u otras agencias gubernamentales, deben ajustarse a los criterios establecidos para animales de laboratorio. Los criterios se presentan en las *Guide for the Care and Use of Laboratory Animals (=Guide)*, del National Research Council, publicado por primera vez por el NIH en 1962 y revisada periódicamente, y de las cuales la última versión es de 1996. Esta publicación es una referencia esencial para todos los investigadores que tratan con animales vivos.

Varias organizaciones juegan papeles en la implementación de la Guía, pero el principal es el de la Asociación Norteamericana para la Acreditación del Cuidado de Animales de Laboratorio (AAALAC, por sus siglas en Inglés), la cual trata sobre la utilización de todos los vertebrados (excepto humanos) utilizados en investigación. La AAALAC es un grupo de supervisión al cual virtualmente todas las instituciones académicas y de investigación de los Estados Unidos de Norteamérica están suscritos de manera voluntaria. Esta asociación se responsabiliza de la acreditación de las instalaciones de investigación animal. La AWA requiere que toda institución que lleve a cabo investigaciones con animales vivos debe establecer un Comité Institucional para el Uso y Cuidado de los Animales de Laboratorio (IACUC, por sus siglas en inglés) que se responsabilice de proporcionar control institucional y asegurar el cumplimiento con AWA y cualquier otra reglamentación que se pueda aplicar.

La guía trata principalmente con animales de laboratorio y no analiza específicamente la reproducción y cuidado de aves silvestres. Se pretende que algunas áreas de la Guía que tratan asuntos amplios sobre programas e instalaciones, sean aplicadas con juicio profesional, ejercido por vía de la IACUC [ver D]. La nueva Guía enfatiza estándares basados en el desempeño para todas las especies, esto es, basados en juicios profesionales. En el caso de aves silvestres, tales juicios requieren familiaridad con las necesidades de las especies en cuestión. Las desviaciones de los procedimientos estándar pueden ser aceptadas *si el valor científico de la variante es adecuadamente justificado*. Es responsabilidad de cada investigador proporcionar tales justificaciones, junto con los documentos y datos que pueden ser aplicables. Muchas fuentes de información sobre vida silvestre (por ejemplo Friend *et al.* 1994, Orleans *et al.* 1987, Giron Penleton *et al.* 1987, o el detallado y aun útil *Manejo de Vida Silvestre: Aves Silvestres*, King *et al.* 1977), son, ya sea muy generales u orientadas hacia mamíferos o especies muy particulares de aves, o son antiguos. Por esta razón, las presentes Guías para el Uso de Aves Silvestres en Investigación, tratan de proporcionar información específica para aves y actual, tanto para la IACUC como para investigadores de manera que se facilite su interacción.

### **C. Consideraciones Generales**

Muchas solicitudes y propuestas para financiamiento de investigación, requieren ahora que cada investigador proporcione una garantía escrita de que su investigación de campo con aves cumplirá con los siguientes requisitos:

- a. Los procedimientos con animales deberán evitar o minimizar molestias y dolor para los animales, de acuerdo con el sano diseño de la investigación, [ver IX]
- b. Los procedimientos que puedan ocasionar más que una molestia o dolor ligero o momentáneo a los animales, deberán llevarse a cabo bajo sedación o analgesia adecuadas, excepto cuando se justifique por razones científicas que el investigador deberá presentar por escrito anticipadamente, [ver IX, C]
- c. No es ético permitir que el animal sufra dolor severo o crónico que no pueda ser aliviado. Si un procedimiento tiene probabilidad de inducir tal condición, al animal se le debe hacer eutanasia al final del procedimiento, [ver IX, E]
- d. Los métodos de eutanasia serán consistentes con las recomendaciones del Panel sobre Eutanasia de AVMA (Andrews *et al.* 1993) a menos que la desviación esté justificada por razones científicas que el investigador deberá presentar por escrito, [ver IX, E]
- e. Las condiciones de cautiverio de los animales en el área de estudio deben ser apropiadas para satisfacer los estándares de higiene, nutrición, composición del grupo y número de individuos, refugio requerido, y protección contra estrés por condiciones ambientales extremas, necesarias para mantener a esa especie con estado saludable y bienestar. El alojamiento, alimentación, y cuidados no-veterinarios de los animales, serán dirigidos por una persona (generalmente el investigador) entrenada y con experiencia en el cuidado adecuado, manejo, y uso de las especies que están siendo estudiadas. Algunos experimentos (p.e. estudios de competencia) requerirán el alojamiento de múltiples especies, posiblemente en las mismas instalaciones. El alojamiento mixto también es apropiado para mantener y exhibir ciertas especies, [ver VII]

Algunas otras consideraciones generales que deben ser incorporadas a cualquier diseño de investigación que involucre aves silvestres son las siguientes:

- f. El grupo de especies escogido debe ser apropiado para contestar la(s) pregunta(s) propuesta(s).
- g. El investigador debe tener conocimiento de todos los reglamentos referentes al animal bajo estudio, y debe obtener todos los permisos necesarios para llevar a cabo los estudios propuestos. Los investigadores que trabajen fuera de los Estados Unidos de Norteamérica, deberán asegurar que cumplen con todos los reglamentos para fauna silvestre del país en el cual se lleva a cabo la investigación. El transporte de muchas especies está regulado por las provisiones del CITES. Los reglamentos que afectan a una especie en particular pueden variar con el país. En ocasiones se aplican también reglamentos locales al nivel estatal, municipal o urbano, [ver II]. Al someter manuscritos o en presentaciones en congresos, los autores deben presentar evidencia de que la investigación reportada fue conducida bajo los auspicios de los permisos correspondientes, [ver II A].
- h. Los individuos de grupos amenazados o en peligro de extinción no deben ser extraídos de su estado natural (aun en colaboración con esfuerzos de conservación), ni importados o exportados, excepto en cumplimiento de los reglamentos aplicables, [ver II]
- i. Antes de iniciar la investigación de campo, los investigadores deben familiarizarse con la especie de estudio y sus reacciones a la perturbación, su sensibilidad a la captura y a la restricción, y si fuera necesario, sus requerimientos de mantenimiento en cautiverio hasta el punto que esos factores sean conocidos y aplicables a un estudio en particular. La extracción del área de individuos que puedan estar anidando o criando a sus polluelos debe ser, como principio general, evitada a menos que se justifique por razones científicas, [ver III].

- j. Antes de extraer cualquier animal, se deben hacer todos los esfuerzos para conocer el estado de la población (abundante, amenazada, rara, etc.) del grupo en estudio, y el número de animales que se extraiga de su estado natural, debe ser mantenido a un mínimo que el investigador determine como necesario para cumplir las metas del estudio. Lo anterior no debe interpretarse como un desaliento al estudio o colecta de especies poco comunes. La colecta científica puede ser crucial para entender el por qué una especie no es abundante.
- k. Los procedimientos que pudieran tener efectos perdurables en las poblaciones, deben de efectuarse con mucha precaución. **Los procedimientos que pudieran afectar la estabilidad o existencia de una población, están prohibidos excepto en circunstancias extraordinarias.** En tales casos, el investigador debe demostrar a la concurrencia de expertos reconocidos, que el procedimiento es necesario.
- l. El número de especímenes requeridos para una investigación variará mucho, dependiendo de las cuestiones a explorar. Tal como se discute más adelante [ver IV.B], ciertos tipos de investigaciones requieren la colecta de un número relativamente grande de especímenes, aunque el porcentaje extraído de cualquier población generalmente será muy pequeño. En caso de mortandad accidental, es deseable que los especímenes sean salvados para depositarlos en museos o colecciones didácticas. Los estudios deben utilizar el mínimo de animales necesarios para contestar confiadamente la pregunta expresada. El uso adecuado de las muestras en el estudio, evitará las repeticiones innecesarias que resulten en desperdicio y molestias mayores a las aves.
- m. La utilidad de los especímenes se debe maximizar al preservar no solo las pieles, sino también los cadáveres, esqueletos, muestras de DNA y tejidos específicos.
- n. El investigador principal debe asegurar que todo el personal asociado con el proyecto haya sido entrenado adecuadamente. Los estudiantes y técnicos están obligados a buscar asesoría en caso de duda. Cualquiera que desee utilizar una técnica distinta está obligado a buscar asesoría de un experto, y si es posible, visitar y practicar con los expertos. La experiencia apropiada puede existir fuera de las comunidades académicas o de manejo de fauna, por ejemplo tanto los avicultores privados (por hobby) y profesionales (en zoológicos) poseen habilidades e información útiles.

#### **D. Comité para el Uso y Cuidado Institucional de los Animales**

Cada institución de educación e investigación en los Estados Unidos que tenga programas de investigación que incluyan animales, debe tener un IACUC. Para una discusión extensa de estos comités, vea Orleans *et al.* (1987).

El papel legal de los IACUC con respecto a los estudios de campo es, hasta este momento un poco ambiguo, en parte porque en algunos contextos legales, las aves no son consideradas “animales”<sup>1</sup>, y legalidad de la definición de “animales”, o la autoridad de los IACUC en estudios de campo, son generalmente irrelevantes. En primer lugar, el tratamiento respetuoso y ético de los animales no depende de la legalidad. Segundo, casi todas las agencias de financiamiento requieren un protocolo aprobado por los IACUC como parte de la solicitud. Nosotros recomendamos que el protocolo de los IACUC se busque para cada experimento en el cual se manejen o manipulen aves, y más si involucra procedimientos invasivos.

---

<sup>1</sup> En una nota de Registro Federal, fechada el 28 de Enero de 1998 (64 FR 4356), el APHIS anunciaba que había una petición firmada por varias organizaciones privadas e individuos, buscando que APHIS enmendara la definición de “animal” en el AWA para eliminar la expresa exclusión de aves, ratas, y ratones. El 1 de Marzo de 1999, aun no había una decisión anunciada por APHIS. El Consejo de Ornitología está siguiendo este caso e informará a los ornitólogos de la decisión, cuando sea tomada por APHIS, en su pagina de Internet BIRDNET ([www.nmnh.si.edu/BIRDNET](http://www.nmnh.si.edu/BIRDNET)- vaya a las paginas “Ornithology and Society” o “All about Permits”). Se exhorta a los ornitólogos a consultar los APHIS.

El trabajo de campo, que por su sola naturaleza trata habitualmente con ambientes no controlados, es fundamentalmente diferente al trabajo en laboratorio en muchos aspectos. Por lo tanto los IACUC deberán considerar necesariamente los procedimientos y técnicas que sean prácticos para la porque la jurisdicción de los IACUC está supuestamente dirigida a animales de laboratorio. Adicionalmente, la definición de “estudios de campo” establecida en el Animal Welfare Act como “cualquier estudio conducido en animales libres en su hábitat natural, los cuales no incluyan procedimientos invasivos, y no dañen o alteran materialmente el comportamiento de los animales estudiados”, parece excluirlos de la jurisdicción de las IACUC<sup>2</sup>. Sin embargo, las discusiones sobre la implementación en el sitio de investigación. Sin embargo existe un consenso en cuanto a que la aprobación de procedimientos invasivos por parte de los IACUC, **no** requiere la inspección del sitio de cirugía!. Las condiciones prevalecientes pueden a veces prevenir a los investigadores de seguir aun estas Guías punto por punto. Sin embargo, los investigadores deben hacer un grán esfuerzo por seguir la esencia de estas Guías, y justificar las desviaciones cuando puedan ser previstas. La omisión en estas Guías de investigaciones o técnicas de cría específicas (o su aplicación a especies en particular) no debe ser interpretada como una prohibición de las mismas. Los IACUC deben saber que los vertebrados utilizados en investigaciones de laboratorio, representan generalmente un número pequeño de especies con requerimientos de cría bien conocidos. La clase Aves, contiene por lo menos 9,000 especies con características de comportamiento, fisiológicas y ecológicas muy diversas, y a veces poco conocidas. Esta diversidad, aunada a la diversidad de situaciones de estudios de campo, requiere que cada proyecto sea juzgado con sus propios méritos. Las técnicas que son útiles y apropiadas para un grupo de animales, experimento, o situación de campo, pueden ser menos útiles en otro tiempo, lugar o diseño. Por esto en la mayoría de los casos es imposible generar guías específicas para grupos que incluyan más que algunas pocas especies muy relacionadas. La estipulación prematura de guías específicas podría inhibir severamente tanto el cuidado humanitario, como la investigación. Adicionalmente, la determinación de estrés en situaciones de campo es un tema complejo. Los animales se comportan de manera que promueven su propia sobrevivencia o la de sus propios genes, a menudo en maneras que aparentan ser “cruels”. Mas aun, personas con buena voluntad podrían evaluar una situación de diferentes maneras (compare Bekoff, 1993 con Emlen, 1993).

Los IACUC deben tener en mente el uso frecuente de la palabra “debería”, a través de estas Guías, y saber que esto es un reconocimiento deliberado de la diversidad de animales y situaciones cubiertas por estas Guías. Los investigadores deben saber que el uso de la palabra “debería” denota la obligación ética de seguir estas Guías cuando sea realísticamente posible. Antes de aprobar solicitudes y propuestas o de proponer cambios significativos en actividades en curso, los IACUC deben llevar a cabo una revisión de aquellas secciones relacionadas al cuidado y uso de animales y determinar que la actividad propuesta está apegada a estas Guías, o que la justificación para un desapego a las mismas por razones científicas, sea requerida.

Cuando se revisen estudios en vertebrados silvestres, los IACUC deben incluir personal que pueda proporcionar información sobre la naturaleza e impacto de la investigación de campo propuesta, las instalaciones de confinamiento para las especies a estudiar, y conocimiento referente a los riesgos

---

<sup>2</sup> El 31 de Julio de 1998 (63 FR 40844) el APHIS propuso enmendar los reglamentos del Animal Welfare Act “clarificando la definición del término estudio de campo”. El propósito expreso del cambio de definición es aclarar que si un estudio incluye *cualquiera* de las tres condiciones – daño, procedimientos invasivos, o alteración material del comportamiento – el estudio no se considera “estudio de campo” y es por lo tanto sujeto a revisión por el IACUC. No es necesario que un estudio incluya las tres condiciones para ser sujeto a revisión por el IACUC. La definición también sería enmendada para agregar las palabras “con potencial de” dañar o alterar materialmente el comportamiento de un animal en estudio. Al 1 de Marzo de 1999, aun no se había anunciado una decisión final por parte de APHIS. El Consejo de Ornitología está siguiendo este caso e informará a los ornitólogos de la decisión, cuando sea tomada por APHIS, en su pagina de Internet BIRDNET ([www.nmnh.si.edu/BIRDNET](http://www.nmnh.si.edu/BIRDNET)- vaya a las paginas “Ornithology and Society” o “All about Permits”). Se exhorta a los ornitólogos a consultar los APHIS.

asociados con el mantenimiento de ciertas especies de aves silvestres en cautiverio. Cada IACUC deberá por lo tanto, incluir por lo menos un miembro designado por la institución quien tenga experiencia en investigaciones en el campo de la zoología. Tal personal puede ser designado para el comité con el propósito determinado que proporcione la experiencia necesaria. Cuando no haya suficiente personal con la experiencia necesaria disponible en una institución, se debe solicitar al IACUC un consultor calificado para que trate estos temas. La AWA estipula que tales consultores pueden proporcionar información que se les solicite, mas no podrán votar. Si la manipulación de los parámetros del ambiente natural (por ejemplo horas luz) no es parte del protocolo de investigación, las instalaciones para confinamiento de las aves silvestres por un periodo extendido de tiempo, deberán acercarse a las condiciones naturales lo más que se pueda, apegándose a los estándares apropiados de cuidado (p.e. Nace, 1974). Las jaulas y el mantenimiento deben proporcionar seguridad, asegurar salud y bienestar de los animales, permitiendo al mismo tiempo que se cumplan los objetivos del estudio, [ver VII].

El papel de los IACUCs en vigilar los usos de animales en los salones de clases varía un poco entre instituciones (Elliot 1995). Los ejercicios de campo en los cuales los animales son observados pero no manipulados, no deben requerir de un protocolo aprobado por el IACUC. El comportamiento ético para tales ejercicios ha sido desarrollado por la ABA (Apéndice B, especialmente sección 4). La mayoría de las instituciones requiere que cualquier ejercicio que incluya la manipulación de vertebrados vivos, sea pasado por el IACUC, y si la manipulación es extensiva, puede requerirse un protocolo aprobado. Ya que las reglas o guías para el uso de animales se encuentran en constante revisión, es responsabilidad del instructor, mantenerse al corriente, lo cual puede facilitarse consultando el correo electrónico y fuentes en la red.

## II. PERMISOS

### A. Resumen

A través de muchas y muy complejas leyes, reglamentos y políticas (por conveniencia llamadas “reglas” en este documento) entre las unidades administrativas en varios niveles (nacional, estatal, municipal, y aun campus), las aves silvestres se encuentran entre los grupos más rígidamente protegidos. Solo a las especies amenazadas o en peligro de extinción se les otorga mayor protección. Aunque la principal autoridad estatutaria en el ámbito nacional es el Migratory Bird Treaty Act (MBTA), el término “migratorio” no debe ser tomado literalmente. En términos legales, las aves “migratorias” son cualquiera de las especies mencionadas en los reglamentos (50 CFR 10). Para propósitos prácticos, la lista de MBTA incluye todas las especies nativas, excepto las galliformes, [ver abajo]. Los estatutos tales como el MBTA dan a las agencias la autoridad para hacer los reglamentos que dictan los requerimientos específicos para obtener los permisos, y los límites para trabajar con aves silvestres. Los reglamentos a niveles federal y estatal son ocasionalmente revisados y corregidos para clarificarlos y simplificarlos a los solicitantes. El USFWS y algunas agencias estatales están trabajando con el Consejo de Ornitología para asegurar que los cambios en los reglamentos sean diseminados rápidamente a los investigadores de aves silvestres tanto a través de la *Ornithological Newsletter*, como del Registro Federal (FR). El FR, que se publica cada día hábil, es la lista oficial de todos los cambios propuestos y adoptados al Código de Reglamentos Federales, el cual se publica anualmente. Cuando los cambios propuestos son declarados definitivos, se publica en el FR la fecha efectiva, que es generalmente 30 días posteriores a que se concluya la regla. Ya que una búsqueda en el FR puede consumir mucho tiempo, y es posible que aun así se pierda alguna noticia pertinente, es mejor solicitar al oficial que otorga el permiso una copia de la versión más reciente de las reglas que se aplican a los permisos que está solicitando.

Los manejadores de fauna y los conservacionistas toman en serio el trabajo de la preservación de los recursos naturales, por lo tanto, muchas reglas diseñadas para proteger las poblaciones silvestres de aves han sido promulgadas. Todos los investigadores deben saber de los reglamentos que protegen a las aves silvestres y obtener los permisos necesarios para su trabajo. Para hacer esto se requiere un

conocimiento de las reglas. Como los resultados de la investigación pueden tener una relación sobre los esfuerzos de conservación, y por lo tanto sobre las reglas, los investigadores y los oficiales de la ley, deben considerarse como un equipo. Las agencias reguladoras deben asegurar que la información concerniente a los requerimientos de los permisos está fácilmente disponible y es fácilmente interpretable por aquellos que no están acostumbrados al lenguaje regulador. La asistencia requerida por los investigadores debe ser proporcionada de manera amistosa y rápida por las agencias que hacen cumplir los reglamentos.

Debido a que no todos los proyectos de investigación tendrán una aplicación directa a la conservación y el manejo, las agencias que se encargan de hacer cumplir los reglamentos deben reconocer el valor y la necesidad tanto de investigaciones básicas como aplicadas. Las agencias deben buscar la asesoría de investigadores de campo reconocidos y de su experiencia profesional al tomar decisiones referentes a otorgar permiso a solicitudes poco usuales. El personal de la agencia debe ayudar a agilizar la investigación científica en aves silvestres, aunque la *conservación* de los recursos naturales debe recibir siempre prioridad en el otorgamiento de permisos, y en la conducción de investigación de campo o laboratorio en aves silvestres.

Cualquier posesión, captura, manejo, colecta (total o de partes), marcaje y perturbación de aves silvestres nativas, sus nidos o sus huevos, requiere de algún tipo especial de licencia o permiso. Casi todas las aves en Norteamérica están protegidas por una gran variedad de leyes (ver Lund 1980 para una revisión de la filosofía de este sistema legal de protección). El trabajo de organizaciones privadas en tierras públicas, o en tierras administradas por organizaciones privadas, puede requerir permisos. Algunos ejemplos de las agencias y organizaciones que deben ser consultadas incluye: U.S. National Park Service (Parques y Monumentos Nacionales), el USFWS (Refugios de Fauna Nacionales), el US Department of Defense (bases y tierras militares), US Forest Service (Bosques Nacionales), US Bureau of Land Management (tierras públicas), agencias y organizaciones estatales, y administradores de tierras privadas (The Nature Conservancy y la National Audubon Society en reservas naturales), y hasta el propietario de la tierra.

El trabajo en tierras públicas puede requerir el permiso a varios niveles administrativos (tales como oficinas regionales y locales). A veces el mejor procedimiento es empezar por el nivel más bajo de la burocracia e ir hacia arriba. Asumiendo que el investigador tiene todos los permisos necesarios, el administrador o propietario puede ser la única persona a quienes el investigador debe contactar para obtener permiso de usar varias tierras como área de estudio. Los investigadores deben mantenerse en contacto cercano con las autoridades locales y mantenerlos informados regularmente del progreso de la investigación.

Aquella investigación que requiera colecta, manejo, perturbación, mantener en cautiverio o cualquier tipo de manipulación de aves silvestres, generalmente requiere la aprobación de las organizaciones listadas en la Tabla II-1. Muchos detalles más referentes a la protección de la vida silvestre y a la solicitud de permisos puede encontrarse en Little (1993), que actualiza la información dada por Estes y Sessions (1983 y 1984) y por King y Schrock (1985). El investigador de campo debe consultar estas referencias para obtener detalles adicionales.

Las presentes guías, así como recomendaciones referentes a los permisos, pueden ser encontradas en Little (1993) y directamente a través de varias oficinas estatales y oficinas regionales de USFWS, o su equivalente en otros países. Los investigadores que pretendan manipular o coleccionar aves silvestres o sus partes, como huevos o nidos, deben ponerse en contacto con la agencia apropiada (Tabla II-1) por lo menos 6 meses previo a las actividades de campo propuestas. Para investigación dentro de los Estados Unidos, los investigadores deben contactar a la agencia estatal apropiada, la Oficina Regional del USFWS apropiada, la agencia administradora específica si la investigación se va a llevar a cabo en terrenos federales o estatales, y al propietario si la investigación está propuesta para una propiedad privada.

**Tabla II-1. Varios Tipos de Permisos y las Agencias que los Otorgan**

<u>Tipo de Permiso</u>	<u>Agencia Consultora</u>
Permiso Local Para Uso y Cuidado de Animales	IACUC, USDA
Permiso para Area Restringida (propiedades públicas y privadas)	Agencia o persona a cargo
Permiso Estatal/Provincial para Colecta o Anillado	Agencia Estatal/Provincial
Permiso Federal de Colecta	Sección de Aves Migratorias de USFWS u oficina de CWS
Permiso Federal de Anillado	BBL (USGS); CWS
Permiso Federal para Especies en Peligro	Oficina Regional de USFWS
Permiso de Colecta/Investigación en el Extranjero	El país a través de las Embajadas Norteamericana o Canadiense en ese país
Permiso de Inmigración para Extranjeros	Igual que el anterior; pasaporte, visa
Permiso de Uso de Equipo Extranjero	Igual que el anterior; agencia apropiada en ese país
Permiso para Exportación (de especímenes) al Extranjero	El país destinatario
Permiso de Importación (de especímenes) a los Estados Unidos de Norteamérica	USDA; USFWS; (OMA)
Permiso de Importación/Exportación de Especies en Peligro de Estados Unidos de Norteamérica (CITES)	USFWS (OMA)
Permiso para Material Restringido en Instalaciones de Estados Unidos de Norteamérica	USDA
Permiso para Museos como Depositarios	USFWS

Para permisos de investigación en el extranjero, sugerimos a los investigadores Estadounidenses que se pongan en contacto con el USFWS, el CWS, el Instituto Nacional de Ecología en México, para instrucciones en la solicitud de permisos en esos países o en países fuera del propio (ver Apéndice A para las direcciones). Las embajadas de cualquier país del que se desee obtener un permiso de investigación, a menudo pueden proporcionar fuentes de contacto adicionales y dar sugerencias sobre reglas y procedimientos para la solicitud de permisos en sus países. La embajada del país de origen del investigador, debe ser también contactada. Por ejemplo, el INE en México requiere que los investigadores Estadounidenses pasen por la Oficina de Asuntos Científicos en la embajada Estadounidense en la Ciudad de México, para solicitar los permisos. Esta oficina puede también facilitar la adquisición de permisos de manera adecuada y expedita (ver Apéndice A para las direcciones).

Las reglas para los permisos estatales y provinciales varían mucho, y los investigadores deben estar al tanto de estas diferencias. La colecta de algunas especies de aves (generalmente aquellas consideradas como “plagas”) está libre de reglamentación en algunos estados, pero no en otros. Todas las especies incluidas en el Migratory Bird Treaty Act de 1918, y sus enmiendas hasta 1972 (16 US Code 703-711; ver Código de Reglamentos Federales [50 CFR 10] para una lista actualizada de aves migratorias) requieren de permisos adicionales o acuerdos de cooperación (una forma de contrato de acuerdo de trabajo entre los investigadores y el USFWS) que delimite las actividades a llevarse a cabo. Algunos estados, sin embargo, también requieren un permiso especial para anillado y otras formas de perturbación potencial. La posesión de especímenes completos y “partes de” se interpreta de manera diferente en los diferentes estados y provincias. Por esto es crítico que el personal de las agencias de manejo de vida silvestre estatales y provinciales, los administradores de las unidades locales de manejo, y aun los IACUCs en campus y otras unidades de administración más pequeñas sean consultados antes de comenzar un proyecto.

**Publicaciones:** Muchas publicaciones biomédicas requieren que el número de protocolo del IACUC sea incluido en la sección de Agradecimientos de cualquier reporte de investigación con animales de laboratorio. Hasta la fecha, tales reglamentos no se han aplicado a la investigación con animales silvestres, ni se requiere un agradecimiento de los permisos a las agencias que los otorgan. Sin embargo, tales reconocimientos ayudan a asegurar al público en general que la investigación fue llevada a cabo legalmente y que los investigadores mantienen y apoyan los más altos estándares éticos en el uso de los recursos naturales y el cuidado de los animales. Mas aun, muchas agencias requieren reimpressiones de cualquier publicación de investigación llevada a cabo bajo los auspicios de sus permisos. El agradecimiento a las agencias que otorgan los permisos por su cooperación, es ampliamente reconocido, al igual que con las agencias que apoyan con financiamiento. Por esto alentamos a los autores de publicaciones científicas sobre aves silvestres a que reconozcan al IACUC por la aceptación de protocolos, así como cualquier otro permiso aplicable en la sección de agradecimientos de su manuscrito. De la misma manera, alentamos a los revisores de los escritos sometidos a revisión a que busquen estos agradecimientos y comenten de manera crítica cuando estos estén ausentes. Los editores podrán entonces, a discreción, opinar si la falta del investigador de producir evidencia de que la investigación en cuestión fue llevada a cabo legalmente, sea un factor en la decisión de publicar o no. De la misma manera, los encargados de programa de las sociedades ornitológicas, podrán de manera justificada, requerir una evidencia similar acompañe sus solicitudes de un lugar en el programa. Sin embargo, la responsabilidad final, radica en cada investigador.

#### **B. Permisos de Colecta**

Los Permisos de Colecta Científica permiten al que los posee coleccionar (matar), salvar (poseer especímenes que hayan muerto, ya sea por causas ajenas a sus actividades, por ejemplo atropellos, muertes por colisión con torres y ventanas; o muertes accidentales relacionadas a sus actividades), y poseer especímenes de aves silvestres. Se requiere un permiso de colecta si cualquiera de los especímenes de aves silvestres (o partes de especímenes tales como muestras de sangre y otros fluidos, biopsias, plumas y otras partes rígidas, frotis, etc.) ha de ser coleccionado, atrapado, transportado, o manipulado de alguna otra manera (algunos tejidos pueden ser coleccionados bajo los auspicios del Permiso de Anillado y Salvamento [ver II.C]). El permiso generalmente define el número de especímenes que pueden ser coleccionados, las áreas geográficas cubiertas, las maneras que pueden ser utilizadas para obtener los especímenes, y el (los) individuo(s) que están autorizados a coleccionar.

Un tema crítico es el término “posesión”, que puede ser interpretado ampliamente. Un investigador puede poseer especímenes para propósitos de investigación o de educación, mas no puede establecer una colección privada. Todos los especímenes que no sean destruidos en el proceso de la investigación, deberán ser donados eventualmente a un depósito designado. La posesión puede también determinar la legalidad de la actividad. Por ejemplo, el estado de Ohio permite que cualquier persona, con o sin permiso, mate cualquier número de individuos de ciertas especies, por ejemplo *Passer domesticus*, pero la posesión de un espécimen de esta especie requiere permiso.

Una excepción de la regla de que “posesión requiere permiso”, es el caso de especímenes prestados. Muchos museos y colecciones forman colecciones itinerantes que pueden prestar a personas involucradas en actividades educativas. Un maestro, un guardaparque, u otro individuo que desee utilizar tal colección, no necesita permiso de posesión o salvamento. Más bien, la institución debe proporcionar un documento (generalmente en forma de carta) para acompañar el préstamo, indicando los detalles de este. De manera similar, los individuos que busquen un préstamo de especímenes de investigación de colecciones reconocidas, no necesitan tener un permiso. Los préstamos de investigación están siempre acompañados por abundante documentación, la cual debe estar siempre disponible por si se suscita alguna cuestión.

**Permiso Federal:** Los permisos de colecta federales en los Estados Unidos (permisos de aves migratoria) son expedidos a los individuos (incluidos los que representan organizaciones) por la Oficina

Regional de USFWS: los permisos Canadienses por las Oficinas Regionales del CWS (Apéndice A). Estos permisos permiten la captura, manipulación, colecta y posesión de aves migratorias o sus partes, incluidos huevos y nidos. Algunas especies no migratorias, por ejemplo muchas aves cinegéticas, requieren solo un permiso estatal para colecta y estudio, a menos que el estudio se lleve a cabo en propiedad federal. En algunos estados, tanto el permiso de colecta federal como el estatal, se combinan en uno, pero el permiso combinado aun requiere de la aprobación de ambas agencias.

**Permisos Estatales o Provinciales:** México aun no requiere permisos estatales, pero los Estados Unidos y Canadá sí. Los investigadores individuales o en grupo, deben solicitar sus permisos a la división apropiada en los departamentos de Pesca y Caza o sus equivalentes, del estado o provincia. Usualmente, la división legal o su equivalente, proporciona las formas e instrucciones. El oficial local (guardia, etc.) del área en donde se propone la investigación, podrá ayudar. En todos los estados y provincias, se necesita una licencia de cacería regular con los sellos apropiados, para coleccionar especies cinegéticas durante la temporada de cacería regular.

**Permisos en el Extranjero:** La mayoría de los países requieren un permiso especial para llevar a cabo investigación, coleccionar especímenes, y exportarlos. Además, muchos países requieren de permisos especiales para el equipo (aeroplanos, vehículos, armas de fuego, etc.) de las oficinas apropiadas. Si el investigador no tiene contactos en el país donde se propone la investigación, el mejor lugar para empezar, es la embajada o consulado de ese país. Aquellos que trabajan con aves en países Latinoamericanos pueden consultar a Rosenberg y Wiendenfeld (1993). Muchos países requieren a una contraparte nacional para hacer investigación en su territorio. En algunos casos el investigador puede coleccionar y hacer investigación cubierto por el permiso de su contraparte, siempre y cuando las actividades propuestas y el nombre del investigador esté incluido en ese permiso. El investigador contraparte puede a veces ayudar de manera significativa en la obtención de cualquier otro permiso que su país requiera. Los permisos de investigación en el extranjero a veces tienen un costo asociado. Es una cortesía (y a veces un requerimiento) que las agencias que autorizan los permisos sean informadas de los avances de la investigación con reportes y reimpresiones.

Si el investigador pretende coleccionar especímenes, es probable que requiera también permiso de portación de arma de fuego y permiso de trampear. Un permiso para arma de fuego se emite generalmente por la fuerza militar del país y requiere de una solicitud especial y frecuentemente también un pago. Generalmente el mejor lugar para iniciar esto es la embajada o consulado de ese país en los Estados Unidos o Canadá. Adicionalmente, la sola estancia en un país extranjero, requiere de un pasaporte y probablemente una visa o tarjeta de turista, y permisos para botes y vehículos. Un comprobante de ciudadanía se requiere para regresar a los Estados Unidos, aun desde Canadá o México.

El procedimiento para obtener la documentación adecuada, es siempre tardado y a veces frustrante. Sin embargo, los investigadores que recuerdan que son invitados en un país extraño, y que se conducen de acuerdo a la situación, encuentran el sistema menos intimidante, y a las agencias y personal más serviciales.

### **C. Permisos de Anillado y Salvamento**

Un permiso de anillado y salvamento (a veces llamado simplemente Permiso de Anillado) le permite al que posee el permiso anillar y salvar aves, pero no coleccionar (matar) especímenes. El permiso también permite la posesión a corto plazo de aves. Para el permiso federal en los E.U., esto es 24 horas para aves vivas, y seis meses para especímenes salvados, pero puede ser más corto en los permisos estatales. Estos permisos también se encuentran restringidos geográficamente.

**Permiso Federal:** Existen tres tipos de permisos de anillado, el maestro (personal en Canadá), el de estación, y el subpermisionario. Muchos estudiantes de E.U. y la mayoría de los anilladores en Canadá, serán subpermisionarios, trabajando bajo la dirección de un Permisionario Maestro (el director de la investigación, o a veces un asesor de graduados), o de un Permiso de Estación. Canadá otorga dos

tipos de permisos individuales. Uno autoriza el uso de trampas vivas comunes y el anillado de polluelos que aun no vuelan; el otro autoriza la utilización de redes de seda, marcadores adicionales, etc. tales condiciones de uso se incluyen directamente en los permisos de los E.U.

Los permisos en los Estados Unidos son expedidos por la BBL, los permisos Canadienses por la CWS (Tabla II-1; Apéndice A). Un anillador de aves debe ser mayor de edad, calificar como un biólogo establecido y tener una buena razón para anillar aves. El propósito de un programa de anillado es proporcionar varios tipos de datos científicos sobre aves. Los datos de todas las aves anilladas en los E. U. Y Canadá, y la información de su recuperación son procesados por un sistema combinado del USGS (BDR), y el CWS. Si las aves serán marcadas con color, se les colocará un radio transmisor, o se manipularán de alguna otra manera además del anillado, se necesitará otra autorización. Algunos estados también coordinan las frecuencias de radio telemetría utilizadas en aves silvestres, de manera que los oficiales apropiados sean notificados de todas las actividades y frecuencias. Algunos estados requieren permisos adicionales para aprobar las radio-frecuencias.

Muchos investigadores buscan obtener muestras de sangre o plumas al anillar. Tales muestras pueden ser colectadas con un permiso federal de anillado y salvamento de aves modificado, ya que actualmente la BBL tiene un acuerdo interno con la división legal del USFWS para permitir la autorización de tales actividades bajo guías específicas. El permiso requiere una cláusula agregada al permiso de anillado. La petición de tal cláusula debe ser dirigida por la BBL.

Los investigadores de campo que no necesiten colectar, pueden desear utilizar la porción de salvamento de sus permisos. Los especímenes salvados pueden proporcionar información científica valiosa y pueden minimizar la necesidad de colectar. Cualquier investigador que se encuentre con una fuente potencial de especímenes valiosa, pero que no tenga el permiso de colecta o salvamento que le autorice la adquisición de tales especímenes, debe tratar de asegurar que estos especímenes no sean perdidos para la ciencia y requerir ayuda de agencias estatales y federales. Tales acciones pueden ser de importancia cuando existe amenaza o mortandad en masa (como aquellas relacionadas a condiciones climáticas, enfermedades, o muertes por electrocución en torres de alta tensión) de las especies involucradas. Los departamentos de ornitología en algunos museos, son depositarios legales para especímenes y pueden también proporcionar ayuda.

**Permisos estatales o provinciales:** Los requisitos estatales y provinciales para el permiso de anillado y salvamento varían. Un estado puede requerir el permiso de anillado, o requerirlo solo si el investigador no posee un permiso estatal de colecta, y puede o no separar el permiso de salvamento como un permiso aparte.

#### **D. Permiso para Especies en Peligro de Extinción**

Cualquier actividad que incluya una especie listada en el ámbito federal como en peligro de extinción, requiere de un permiso expedido por la oficina regional del USFWS (la cual posee un Permiso Maestro para Especies en Peligro de Extinción), [ver F]. Muchos estados y provincias tienen su propia lista de especies en peligro, la cual puede incluir especies no listadas en la lista federal. Los investigadores deben determinar el estado de la especie en el ámbito federal y estatal o provincial, para determinar cuales permisos son necesarios.

#### **E. Permisos de Importación/Exportación**

El movimiento de especímenes biológicos, especialmente vivos, a través de fronteras internacionales es un procedimiento complejo, en parte porque las leyes de más de un país están involucradas, y en parte porque algunas leyes pertinentes pueden tener poca relevancia para la investigación o conservación. Otras consideraciones incluyen si el espécimen era o no silvestre, o criado en cautiverio, si la especie está cubierta por el MBTA, si la especie está en peligro, amenazada, y/o en la lista del CITES, o si la especie está sujeta a observaciones de salud o agrícolas. Ya que la mayoría de los museos y zoológicos mueven especímenes rutinariamente a través de fronteras, generalmente están

familiarizados con los procedimientos. Se alienta a los investigadores a trabajar a través de tales instituciones cuando sea posible. Aun así, es mejor empezar consultando al USFWS o al CWS en sus oficinas corporativas nacionales (Apéndice A).

Asumimos que la mayoría de los investigadores individuales que colectan especímenes en países en el extranjero, lo harán en contacto con alguna colección institucional establecida. Muchas instituciones mantienen permisos APHIS y Certificados de Intercambio Científico bajo el CITES, y/o múltiples permisos de especies amenazadas/en peligro, de manera que pueden cubrir las actividades de investigadores individuales. Aunque un contacto institucional puede probablemente facilitar la adquisición de los documentos apropiados, continua siendo responsabilidad del investigador individual asegurarse de que está familiarizado con los requisitos y que tiene todos los permisos apropiados. Mucho de lo que sigue está dirigido al investigador individual que pueda desear importar ya sea especímenes individuales o sus partes (incluyendo muestras de tejido), y cuyas actividades no estén cubiertas por permisos institucionales.

*Cualquier* importación de aves, sus partes (incluyendo sangre y muestras de tejido), huevos, o nidos, requiere declaraciones específicas que declaren que los especímenes fueron colectados bajo permisos validos en el lugar desde donde están siendo importados. Si el espécimen es de especies en peligro, seguramente requerirá de un permiso de CITES. Adicionalmente, en los E.U. un permiso de importación de APHIS es requisito (Apéndice A). Si la especie importada está listada en el Migratory Bird Treaty Act, se requerirá un permiso de colección que cubra la importación y posesión.

Los permisos de CITES se requieren para la exportación o importación de especímenes, tejidos o productos hechos con las especies listadas en la Convención, las cuales no son necesariamente las mismas listadas en la ESA. Si uno de los países no es signatario de la Convención, se puede anexar al embarque un documento “en vez de”, el cual contenga la misma información que un permiso de CITES. Ya que los E.U., Canadá y México son todos signatarios, los permisos serán requeridos a cualquier investigador en estos países, sin importar si el otro país es signatario. Debe quedar claro que la Convención contiene ciertas excepciones para instituciones educativas y de investigación que rutinariamente se involucran en el intercambio de especímenes a través de las fronteras.

#### **F. Permisos de Refugios**

Cualquier investigación que involucre aves silvestres en un Refugio de Fauna Nacional u otras propiedades públicas, requiere de un permiso de esboce las actividades propuestas y las áreas donde la investigación se llevara a cabo. Estos permisos son extendidos por el administrador del refugio en particular.

#### **G. Permisos y Acuerdos Misceláneos**

Algunos estados requieren un permiso adicional extendido a un individuo o unidad para otras actividades, tales como trampear, manipular, hacer un muestreo, marcar, pintar, inyectar marcadores radiactivos, etc. La utilización de marcadores radiactivos también requiere de un permiso especial. Algunos estados combinan todos estos permisos (incluida la colecta) en un permiso (una práctica que endosamos). Un permiso por escrito se requiere usualmente para llevar al cabo actividades especiales tales como las listadas arriba, así como la investigación en Especies en Peligro o aves silvestres que están protegidos de alguna otra manera (tal como las águilas protegidas por el Acto de Protección del Aguila Calva, 16 USC 668). La mayoría de los estados tiene sus propias listas de especies restringidas. La lista federal de especies en peligro (Flora y Fauna En Peligro y Amenazada, 50 CFR 17.11) es generalmente utilizada como guía básica. Los reglamentos locales que protegen a las aves migratorias o en peligro, pueden ser más, no menos, restrictivos. En muchos casos, el trabajo con especies en peligro o con protección especial, es generalmente permitido por un “memorando de entendimiento” entre la agencia estatal y el individuo o unidad de investigación.

## **H. Protocolos del IACUC**

La investigación en aves puede requerir la aprobación institucional en forma de un protocolo de IACUC. Las excepciones a esta regla incluyen algunas investigaciones en aves de corral y actividades que no incluyen la manipulación, como la simple observación, [ver I.D]. Nosotros recomendamos que se busque la aprobación para cualquier experimento que requiera manipulación de individuos o poblaciones, aun cuando la institución del investigador no requiere formalmente de este. La mayoría de las agencias de financiamiento requieren un protocolo aprobado por el IACUC como parte de la solicitud de recursos financieros, y el hacerlo manifiesta la intención que tiene el investigador de tener un comportamiento ético.

## **I. Registros**

Una de las lecciones aprendidas más rápido, y a veces de la manera más dura por cada investigador, es que uno no puede tomar demasiadas notas, o hacer registros demasiado detallados. Este principio es especialmente cierto para la investigación que requiera permisos. Las investigaciones de campo permitidas, siempre requieren reportes regulares de actividades. Estos reportes a veces requieren de formas o formatos especiales. Más aun, los registros que incluyan la actividad permitida, deben estar disponibles a la investigación en cualquier momento. Por lo tanto bien vale la pena mantener los registros más actualizados en el formato adecuado.

# **III. IMPACTO DE LOS INVESTIGADORES**

## **A. Resumen**

Los ornitólogos tienen la obligación de evaluar el potencial que tenga su investigación de ocasionar efectos negativos tanto en la población estudiada como en el ambiente en general, y minimizar esos efectos. Aun cuando la investigación pueda avanzar el conocimiento científico, los investigadores deben sopesar cualquier ganancia potencial de conocimiento contra las consecuencias de la perturbación (ABS 1986). Sin embargo, al evaluar las consecuencias de la perturbación, se debe tener en mente que aunque puedan haber efectos adversos en el corto plazo como resultado de las actividades de investigación, las poblaciones usualmente se recuperan rápidamente, y las investigaciones a menudo ofrecen efectos positivos a largo plazo para las poblaciones afectadas.

## **B. Consideraciones**

Se pueden reconocer dos aspectos importantes de perturbación ocasionados por los observadores. En primer lugar, las perturbaciones pueden ocasionar sesgos que afecten tanto la colecta como el análisis de los datos. En segundo lugar, las actividades de investigación pueden tener efectos en el estado actual y el bienestar de los sujetos de estudio. Ambos efectos varían a lo largo de un continuo desde lo obvio hasta lo sutil (por ejemplo, MacArthur *et al.* 1982; Jordan y Burghardt 1986). Aunque algo antiguo y en el tema de rapaces, la revisión que hicieron Fyfe y Olendorf (1986) sobre este tópico, vale la pena el esfuerzo para encontrarla y leerla cuidadosamente.

## **C. Perturbaciones ocasionadas por Investigadores**

Muchos efectos de las investigaciones de campo son similares a los efectos más directos causados por actividades humanas no científicas tales como el turismo, actividades recreativas en general, etc., pero casi siempre ocurren en un grado mucho menor y son generalmente locales. Aunque las actividades científicas pueden ocasionalmente tener severos efectos (ver las revisiones de Duffy 1979; Anderson y Keith 1980; y Fetterolf 1983), en otras ocasiones los efectos negativos son insignificantes (Willis 1973). Las variaciones pueden depender de las condiciones locales, incluyendo la estructura del hábitat (Brown y Morris 1995), el punto preciso en el ciclo reproductivo (Fyfe y Olendorff 1976; Griere y Fyfe 1987). En la ornitología de campo, los efectos adversos son más comúnmente asociados a las

visitas a los nidos, monitoreo en avión, el trabajo o el tránsito por áreas sensibles, la aproximación cercana a las aves, y su manipulación [ver IV; V]. Una vez más, las reacciones hacia cualquier actividad varía entre especies, y lo que puede ser un anatema para una, no ocasiona consecuencias para otra. Por lo tanto, no son apropiadas las reglas de cubierta total por parte de las autoridades, como los protocolos universales de investigación de parte de los investigadores.

**Visitas a los Nidos:** Los efectos potencialmente perjudiciales de visitas a los nidos son conocidos desde hace tiempo (por ejemplo, Evans y Wolfe 1967). Los problemas con las visitas a los nidos han resultado en datos potencialmente sesgados y disminución en el éxito reproductivo tanto en aves terrestres (por ejemplo Willis 1973; Mayfield 1975; Howe 1979; Lenington 1979; Westmoreland y Best 1985) como en aves acuáticas (por ejemplo Hunt 1972; Gillett *et al.* 1975; Robert y Ralph 1975; Kury y Gochfeld 1975; Fetterolf y Blokpoel 1983; Rodway *et al.* 1996; ver también las revisiones de Manuwal 1978; Anderson y Keith 1980; Burger 1981a,b; Hockey y Hallinan 1981). Igualmente en esta ocasión, hay casos en los cuales la visita a los nidos no ocasionó efectos adversos evidentes (Schreiber 1994, 1996, Skagen *et al.* 1999). Los nidos bajos o a nivel del suelo deben ser aproximados de manera tangencial, con una desviación hacia el nido de 3 a 4 metros. Los investigadores deben regresar hacia el camino tangencial por la desviación y continuar en la misma dirección. Los depredadores terrestres pueden ser desalentados colocando cristales de naftalina a lo largo del segmento de desviación. Si se utilizan banderolas para marcar el lugar del nido, se debe tener cuidado de que estas no impidan el acceso del ave al nido, ni que atraigan la atención de los depredadores.

**Sobrevuelo en Aeronaves:** Las aeronaves de vuelo bajo pueden ser utilizadas para censar aves. Aunque tales vuelos tienen el potencial de perturbar las actividades de las aves, especialmente aquellas que anidan en colonias y al descubierto. Dunnet (1977) demostró que los movimientos regulares aeronaves de alas fijas o rotatorias en actividades distintas a la investigación, no tenían efectos observables en aves marinas que anidan en riscos, y Kushlan (1979) observó que los helicópteros conducidos de manera cuidadosa en censos de aves vadeadoras, ocasionaban solo efectos mínimos. Burger (1981 a) demostró que *Larus argentatus* respondía de manera diferente a estímulos distintos relacionados con varios tipos de aeronaves, y que parecieron estar más sensibles al estar fuera de la colonia que dentro de ellas. En el otro extremo de la perturbación, los *Pelecanus erythrorhynchos* se vieron severamente afectados por aeronaves de vuelo bajo, indicando que el estado de su población podría ser afectado por perturbaciones crónicas (Bunnell *et al.* 1981)

Kushlan (1979) recomienda los siguientes procedimientos para los sobrevuelos en aeronaves: la aproximación gradual por medio de circular a los sujetos del estudio a distancia, volando alrededor de la periferia del área sensible más que sobre la misma, con un vuelo lento y quieto, y poniendo atención a cualquier tipo de perturbación.

**Aproximación y cercanía a áreas sensibles:** Puede ser que otras especies que no se encuentran bajo estudio se vean dañadas. Hockey y Hallinana (1981) encontraron que tanto la aproximación al área, y el tránsito de personas tuvo un efecto perjudicial en las colonias de pingüinos. Burgey y Gochfeld (1981) demostraron que *Larus argentatus* y *L. marinus* pueden discriminar entre aproximaciones directas y tangenciales de los investigadores, y que estas aves abandonan los nidos más rápidamente cuando los investigadores las observaban directamente. Esto sugiere que la actitud de los investigadores y la presentación pueden tener efectos en hacer o minimizar la perturbación.

Los investigadores deben de estar al tanto de que sus actividades, si son observadas, pueden atraer la atención de personas curiosas. Desgraciadamente pueden ocurrir perturbaciones considerables a partir de intentos inocentes del público en general de averiguar a que se dedica el investigador. Los turistas y fotógrafos pueden especialmente significar problemas. Cuando sea fácil que las actividades sean observadas, los investigadores deberán considerar medidas diplomáticas para desalentar la invasión al área de estudio.

#### **D. Sugerencias para los Investigadores de Campo**

Los investigadores deberán monitorear sus estudios para efectos adversos de perturbación. Cuando sea posible, se deberán tomar acciones para aliviar o minimizar estas actividades dañinas. Las actividades de investigación deberán ser consistentes en la colecta de muestras adecuadas para obtener resultados válidos en la investigación, y aun así deben ser balanceadas para minimizar efectos adversos.

Mineau y Weseloh (1981) resumieron un sistema general para inspeccionar los nidos en colonias de anidación de manera que se minimiza la perturbación ocasionada por los investigadores, al mismo tiempo que se maximizan los datos producidos. Safina y Burger (1983) recomiendan minimizar las visitas utilizando observaciones telescópicas para ver colonias o áreas sensibles, en vez de entrar a ellas. Tales métodos pueden incluir el uso de lentes poderosos, algún otro aparato de percepción remota, y si fuera necesario, escondites que proporcionen entradas que no perturben (ver Shugart *et al.* 1981). Otros investigadores sugieren visitas programadas (durante y entre días) por ejemplo, para minimizar la pérdida de alimento regurgitado por los polluelos, para evitar la perturbación de los nidos en su etapa fenológica más sensible (como la postura de huevos), y para evitar acciones que puedan ocasionar que un polluelo sea separado de sus padres (Parsons y Burger 1982).

Las diferentes reacciones de las especies a la perturbación, requieren que los investigadores de campo estén familiarizados con la especie que estudian (aunque la experiencia personal sería deseable, la habituación con la literatura disponible y la consulta con otros investigadores puede ser suficiente en el caso de principiantes), de tal manera que puedan de manera razonable predecir las reacciones hacia ciertas actividades de campo. Ya que es posible que se dé cierta habituación a las perturbaciones de los investigadores (ver Parsons y Burger 1982), la consistencia en el horario y la intensidad de las visitas puede aliviar algunos problemas. La selección para el estudio de una población que ya esté habituada a las actividades humanas, puede a veces eliminar efectos secundarios indeseables de la investigación científica (Burger y Gochfeld 1981).

Finalmente, los investigadores deben monitorear los efectos de sus actividades de manera continua. Estos efectos pueden cambiar con el tiempo, probablemente en respuesta a condiciones distintas a las actividades del investigador por sí mismo.

#### **E. Publicaciones**

Los investigadores pueden dudar si publicar evidencia de efectos negativos inducidos por el investigador en sus propios estudios. Sin embargo es esencial, tanto práctica como éticamente, que la falla en un procedimiento sea conocida. De otra manera la acción remedial se vuelve más difícil, y otros investigadores se pueden topar con el mismo problema. De igual manera, es esencial que los editores publiquen estos efectos negativos.

#### **F. Conclusiones**

La eliminación de daños a largo plazo a las poblaciones o el ambiente, requiere la confianza en la ética del investigador. Por esto, se espera que todos los ornitólogos observen una ética de conservación y que transmitan estos principios a aquellas personas con quienes trabajan (especialmente a estudiantes). Ya que la meta final de toda investigación es aumentar el entendimiento del mundo natural, no existe justificación para tomar parte en la destrucción a largo plazo de lo que se desea entender. El estudio de los impactos de la investigación en aves silvestres, es en sí mismo, un campo que bien merece atención científica adicional.

## IV. COLECTA Y TRAMPEO

### A. Por que Colectan Especímenes los Ornitólogos

La investigación ornitológica a menudo incluye la colecta razonable de aves en el campo. La información obtenida de estos especímenes permite la identificación correcta de especies, y la comprensión de su relación evolutiva, genética de poblaciones silvestres, estructura y dinámica de las poblaciones, anatomía y fisiología comparativa, comportamiento, parásitos y enfermedades, importancia económica, distribución geográfica y microhábitat, y ecología de aves en hábitats naturales y perturbados (AOU 1975). Los conocimientos que provienen de la ornitología promueven el conocimiento en otras ciencias biológicas y afectan los reglamentos sobre especies cinegéticas y no cinegéticas, especies en peligro de extinción, especies de importancia económica, conservación de hábitat, análisis de ecosistemas, control de plagas y enfermedades, control de depredadores, y domesticación.

La mayoría de los especímenes tomados en el campo son depositados en colecciones de museos de historia natural, o bancos de datos biológicos para su estudio posterior. Las colecciones de museos son depositarias administradoras de especímenes completos o sus partes, mientras que los bancos biológicos son colecciones de órganos, tejidos (incluyendo tejidos vivos), células (incluyendo esperma y óvulos), o embriones preservados de manera criobiónica o histológica. Ambos tipos de depositarios permiten a investigadores calificados estudiar sus colecciones. El valor más grande de estas colecciones se demuestra por el financiamiento sustancial que les proveen para su mantenimiento diferentes agencias federales, estatales y privadas, así como por la gran cantidad de escritos científicos basados en especímenes colectados. Los especímenes colectados como comprobantes deben ser retenidos al finalizar las investigaciones de campo, y depositados en colecciones que cumplan con los estándares mínimos de mantenimiento establecidos por la AOU y que tengan programas activos de prestamos, para que los especímenes se encuentren disponibles para el uso de investigadores en el futuro (Remsen 1991, 1995; Winker et al 1996).

### B. ¿Qué se considera una Muestra Adecuada?

*“Las agencias reguladoras son a menudo demasiado entusiastas al restringir la colecta científica, lo que la constituye en el único tipo de mortalidad que está altamente controlado, y del cual, sin embargo, las especies de aves pueden derivar beneficios; mientras que las mismas agencias o sus similares, a veces permiten e incluso promueven actividades que son responsables por la mortalidad masiva en poblaciones de aves. Ya que (1) la meta de los científicos, agencias de conservación y gobiernos, es la protección de poblaciones y no de aves individuales; (2) que la colecta científica no tiene impactos mensurables en la gran mayoría de poblaciones de aves; (3) que los especímenes científicos representan una fuente importante de información en biología y conservación de aves; y (4) que las colecciones científicas existentes son muchas veces inadecuadas para contestar dudas que podrían ser resueltas de estar mejor representadas en número, por estación, y geografía; se concluye que la colecta científica continúa beneficiaría a la ornitología y a la conservación y debería por tanto ser promovida por las agencias gubernamentales y de conservación” J.V. Remsen, Jr. (1995)*

Una muestra adecuada es el número mínimo de especímenes u otros datos necesarios para asegurar la validez estadística y de investigación. El tamaño de la muestra requerida por un estudio, depende de la naturaleza de la investigación y del rango de variación en los parámetros estudiados. Los estudios de campo requieren muestras más grandes que los estudios de laboratorio, ya que los

investigadores de campo tienen menos control sobre las condiciones que producen variación, y muchos estudios que requieren especímenes son estudios de variación en sí, y por lo tanto requieren muestras más grandes. Los modelos de simulación en computadora pueden ayudar a definir y algunas veces reducir el tamaño de muestra requerido.

La colecta de especímenes científicos típicamente no tiene efectos perdurables en las poblaciones de aves. Pocos ornitólogos colectan más de 100 individuos en un año dado, y el total de especímenes colectados para investigación en Norteamérica es menor a 10,000. En contraste, un estimado de 140 millones de aves mueren por colisión con vehículos, y ventanas; y más de 100 millones son tomados por cazadores (Banks 1979). Los gatos domésticos matan varios millones de aves por año (George, 1974; Mitchell, 1992; Jurek, 1994).

### **C. Métodos para Colectar Especímenes**

Métodos científicos de trapeo y tiro humanitarios son aquellos que sacrifican al ave de manera instantánea pero evitan daño a partes del cuerpo que se requieren para la investigación. El tiro es la manera más efectiva de colectar varias especies. Los ornitólogos que colectan aves con escopeta, deben tener experiencia en el uso adecuado y seguro de armas de fuego, y cumplir con las leyes y reglamentos que gobiernan su uso. El uso humanitario de armas de fuego obliga a que las aves sean colectadas de inmediato, para que el arma de fuego y la carga de municiones sea apropiada para las especies colectadas. Se deben hacer todos los esfuerzos posibles para evitar herir a las aves, no solo para minimizar su sufrimiento, sino también para maximizar la probabilidad de cobrar el individuo y no perder el espécimen. Las aves heridas deben ser sacrificadas de inmediato, [ver IX. G]. La técnica de compresión torácica (cardio-pulmonar) utilizada frecuentemente, no se encuentra entre las técnicas recomendadas por la AMVA, pero puede ser utilizada cuando otras técnicas puedan dañar partes del cuerpo que sean críticas para el estudio. Esta técnica no es apropiada para su uso en laboratorio, para aves grandes, o para aves zambullidoras. Sin embargo, si el ave se encuentra inconsciente por la administración de anestésicos tales como la ketamina con xylazina, entonces la manera en que se lleva a cabo la eutanasia no es importante. La administración previa de un anestésico puede ser útil cuando se realiza eutanasia en aves grandes bajo cualquier condición. De manera ideal, el colector llevaría una cantidad de complemento para eutanasia, pero no es práctico (y podría ser ilegal) en muchos casos. Los métodos de eutanasia son revisados por el Panel sobre Eutanasia de la AVMA (Andrews *et al.* 1993), pero pueden no ser prácticos en la mayoría de las condiciones de campo, [ver IX. G].

Las redes finas de seda se utilizan cada vez más para colecta de especímenes en vegetación densa donde el tiro es menos efectivo, cuando los hoyos del disparo puedan dañar al espécimen para su estudio, y cuando el uso de armas de fuego está prohibido. Las redes deben de ser revisadas frecuentemente; por lo tanto el número de redes colocadas debe reflejar la mano de obra disponible para revisarlas. Las redes colocadas para especies diurnas, deben ser recogidas al ocaso para evitar la captura accidental de especies nocturnas, y viceversa. Las aves son muy sensibles a la exposición al calor o frío, a la sed y hambre, y consecuentemente no deben ser dejadas en las redes por más tiempo del necesario. Si el sustrato bajo la red se calienta por exposición al sol, las temperaturas pueden volverse letales en un corto tiempo para aves pequeñas. Igualmente, el frío extremo presenta un problema particular, especialmente para especies pequeñas. Las redes deben sombreadarse o colocarse de manera que se evite la exposición total al sol, y cuando sea posible el trapeo con redes debe evitarse si la temperatura ambiental se encuentra por debajo de los 0°C, por encima de los 35°C, o cuando hace mucho viento o en tiempo lluvioso. Las redes y trampas deben ser revisadas por lo menos cada 20 minutos durante la temporada de anidación, o cuando el clima es desfavorable (sol intenso o clima riguroso), y por lo menos cada 30 minutos (por lo menos una vez por hora) durante el resto del año. Las aves capturadas pueden lastimarse a sí mismas al tratar de escapar, aun en trampas metálicas de acceso; estos daños reducen el valor científico del espécimen y causan traumas innecesarios. Estos

métodos humanitarios se aplican con más rigor en el trapeo y redada de aves con propósitos de marcaje y liberación.

Animales vivos son a veces utilizados como señuelos para atraer aves a trampas o redes. Las palomas, estorninos, y otras especies no protegidas pueden ser utilizadas para atraer rapaces. Asimismo, algunas rapaces pueden ser utilizadas para atraer especies que se defienden en grupo. Estas prácticas son invaluable para atraer aves difíciles de capturar (Bloom 1986). Sin embargo, aquellos que utilicen estos procedimientos son responsables ética y legalmente del bienestar de todos los animales involucrados, no solo de la especie a estudiar. Aunque los señuelos en estas situaciones se encuentran obviamente sujetos a estrés o aun a la muerte, se debe de hacer todo lo posible para reducirles el estrés al nivel mínimo posible de esta técnica. Por ejemplo, se debe proporcionar agua y alimento a los señuelos en una trampa “dho-ghaza”, pero no así en una trampa “bal-chatri” [ver VIII. H].

#### **D. Consideraciones de Hábitat y Poblaciones**

Cada investigador deberá observar y transmitir a sus estudiantes y compañeros de trabajo una ética estricta de conservación de hábitat. Ya que muchos detalles esenciales de la historia natural pueden permanecer desconocidos hasta que el estudio ya esté en marcha, la colecta debe de realizarse de manera que el hábitat quede lo menos perturbado posible. La remoción permanente de un gran número de animales de un grupo reproductivo o dormidero, debe de ser evitada a menos que se justifique por razones científicas. De manera similar, la colecta de gran número de hembras grávidas anidantes de cualquier población para muestreo destructivo, debe de ser evitada a menos que se justifique por razones científicas. Los encargados de la sistemática deben buscar especímenes apropiados en colecciones existentes antes de conducir el trabajo de campo. Si el propósito de un experimento es alterar el comportamiento, el potencial reproductivo, o la sobrevivencia, la interferencia no debe ser más que la necesaria para probar la hipótesis de manera correcta. Los investigadores que trabajan con poblaciones que estén experimentando mortandad a corto plazo, o disminución de su población a largo plazo, deben de ser muy sensibles al coleccionar.

### **V. PROCEDIMIENTOS DE MARCAJE**

#### **A. Resumen**

Todas las investigaciones de laboratorio, y muchas de las de campo que involucren aves silvestres, requieren que los individuos sean marcados de alguna manera para su identificación futura. Es esencial, no solo para el bienestar de las aves, sino también para la integridad de los resultados de la investigación, que el procedimiento de marcaje no afecte de manera adversa el comportamiento, fisiología o sobrevivencia del individuo. Debido a la dificultad de proveer controles adecuados para los métodos de marcaje, los estudios sistemáticos de posibles efectos adversos de los procedimientos de marcaje son pocos, y muchas de las precauciones mencionadas aquí se basan en observaciones anecdóticas. En general los investigadores no deben de asumir que el procedimiento de marcaje no tendrá efectos adversos en los sujetos de investigación, y deberán hacer esfuerzos para evaluar tales influencias. En vez de eso, debe asumirse que, si el anillado se hace cuidadosamente con anillos del tamaño apropiado, el daño a las aves será minimizado. Los investigadores no deben permitir que personas sin experiencia y sin supervisión manipulen aves, hasta que las personas hayan sido entrenadas de manera apropiada para coleccionar aves de redes o trampas, sostenerlas, manipularlas y liberarlas. Finalmente, esta forma proporcionará beneficios no solo para los sujetos de investigación, sino también para la calidad de la investigación. Las referencias generales incluyen a Marion y Shamis 1977; Stonehouse 1978; Schemnitz 1980, las cuales incluyen bibliografía útil sobre técnicas de marcaje de aves; Calvo y Furness 1992. Young y Kochert (1987) hacen una revisión de las técnicas más comúnmente utilizadas en rapaces, pero también utilizadas en otras especies.

Para que un procedimiento de marcaje sea efectivo, debe cumplir con la mayor parte de los siguientes puntos como sea posible (Marion y Shamis 1977):

- a. El ave no debe padecer impedimentos o irritación ni de inmediato ni a largo plazo.
- b. El marcado debe de ser rápido y fácil de aplicar.
- c. El código del marcaje (dígitos o colores) debe de ser visible y distinguible.
- d. La marca debe de permanecer en el ave hasta que los objetivos de la investigación sean alcanzados.
- e. El ave no debe sufrir efectos adversos en su comportamiento, longevidad o vida social.
- f. Se deben registrar cuidadosamente todos los aspectos del procedimiento de marcaje. Estos registros deben mantenerse en un lugar seguro y accesible.

En casos especiales puede ser posible identificar a los individuos sobre la base de marcas únicas o vocalizaciones (ver Pennycuik, 1978; Gilbert *et al.* 1994), sin necesidad de manipular o marcar a los individuos.

## **B. Anillos Metálicos**

El anillado ha sido considerado el mayor avance en el estudio de las aves en el presente siglo (Coulxon 1993). Anillos metálicos numerados (generalmente de aluminio, pero a veces se utilizan aleaciones para propósitos especiales) expedidos por el Bird Banding Laboratory (BBL) del USGS, o por el CWS, constituyen el método más ampliamente utilizado de marcaje individual de aves. Los animales deben generalmente ser vueltos a capturar para que los números en el anillo puedan ser leídos. Es necesario que los anillos que se utilizan sean del tamaño correcto; los anillos demasiado pequeños para la especie en cuestión pueden ocasionar daños severos o aun la pérdida de la pata anillada. Pueden encontrarse los tamaños de anillos recomendados para cada especie de aves de Norteamérica en el Bird Banding Manual (USFWS 1991) y en noticias periódicas que se envían a los anilladores (MTAB) que publica el BBL. Cuando se utilizan los tamaños de anillo adecuados, existen pocos indicios de que la aplicación del anillo metálico produce efectos adversos en los sujetos (las referencias están citadas en Marion y Shamis 1977). Marion y Shamis (1977), Henckel (1976), Salzert y Schelshorn (1979), Reed y Oring (1993), Gratto-Trevor (1994), y el MTAB del BBL, discuten problemas específicos de las especies. Los anilladores deben conocer bien a los sujetos de investigación, de manera que minimicen la probabilidad de daños. Los daños pueden resultar de la deficiencia del anillador de predecir el crecimiento futuro en aves jóvenes, de considerar adecuadamente el dimorfismo al escoger el tamaño del anillo, o el riesgo de que un anillo grande se salga de la pata, o de reconocer cuantos anillos se pueden poner efectivamente en una pata. Dos o más anillos de aluminio no pueden ponerse en una misma pata, ya que pueden atorarse entre sí y dañar la pata.

## **C. Anillos de Plástico o Celuloide de Colores**

Uno o más anillos de colores son a menudo colocados en una o ambas patas de un ave. Estos proveen una manera de reconocer individualmente a las aves en el campo sin necesidad de volver a capturarlos. Estos son utilizados cada vez más en estudios de ecología y comportamiento que frecuentemente involucran a un gran número de individuos. La utilización de anillos de color requiere un permiso especial del BBL. Cuando se utilizan en combinación con anillos de aluminio, los anillos de plástico deben de ser del mismo tamaño. Se han reportado pocos casos de daño cuando los anillos son del tamaño adecuado (cf. Nisbet 1991). Sin embargo, algunos estudios han demostrado que ciertos anillos de color, especialmente aquellos que son similares al color del plumaje o al de partes blandas que se utilizan para enviar señales sociales, pueden afectar la atracción de pareja, la condición dominante, o agresiones (p.e. Burley 1981, 1985, 1986a,b; Burley, *et al.* 1982; Johnson *et al.* 1993; Holder y Montgomerie 1993) en algunas especies. Dependiendo de la duración del estudio, puede ser importante considerar que algunos colores de anillos de celuloide disponibles comercialmente, se deslavan con el tiempo. Después de dos años más o menos, pueden no ser reconocibles (Anderson 1980; Hill 1992;

Lindsey *et al.* 1995). Anillos estables a los rayos UV se encuentran con algunos distribuidores. La mayor parte de los colores de plástico estables a UV, se mantienen brillantes por varios años a menos que sean cubiertos por sustancias tales como tierra o algas. Los anillos azules se deslavan con relativa facilidad. En años recientes, los estudiantes de aves migratorias de grandes distancias, especialmente aves playeras, han empleado banderolas de plástico con colores únicos para representar diferentes países, p.e. verde para los E.U., y diferentes posiciones se utilizan para determinar el punto de origen. Las banderolas son más grandes y conspicuas que los anillos, permitiendo por lo tanto su visualización a grandes distancias. Dada la filosofía de que la manipulación de animales debe de ser la mínima necesaria para el estudio, las banderolas deben de ser utilizadas solo cuando proporcionen una ventaja sustancial sobre anillos de colores normales. La utilización de banderolas en polluelos recién salidos del huevo no es recomendable.

Una alternativa barata a los anillos de color comerciales, fue descrita por Hill (1992). Una técnica para el anillado con color en passeriformes se describe en Harper y Neill (1990).

El uso de números constantes y posiciones relativas de los anillos, puede ayudar a verificar la exactitud de los reportes de anillos marcados.

#### **D. Tintes y Marcadores Ultravioleta**

Los tintes aplicados al plumaje son ampliamente utilizados en aves, especialmente en aves acuáticas coloniales y en aves vadeadoras. Para propósitos de marcaje a corto plazo, se pueden utilizar marcadores de punta de fieltro resistentes al agua, tintas para tatuaje, crayones para marcar ganado, y pintura sin plomo. El Acido pícrico, Rhodamina B y el Verde de Malaquita son tintes frecuentemente utilizados. El Acido Pícrico (ácido picronítrico; trinitrofenol; ácido nitroxántico; ácido carbazotico; fenoltrinitrato) constituye una amenaza de explosión. Durante periodos extendidos de tiempo de almacenamiento, puede perder agua y volverse inestable. Nunca abra o toque una botella de ácido pícrico seco o contaminado, ya que podría ocurrir una explosión como resultado de la fricción. El ácido pícrico cristalizado es sumamente peligroso ya que puede explotar, y reacciona especialmente con metales o sales metálicas, y es también tóxico si se inhala o se absorbe por la piel. Por todas estas razones, se **exhorta enérgicamente a no** utilizar el ácido pícrico. Otros métodos de tinte son discutidos por Kennard (1961), Taber y Cowan (1986), y Day *et al.* (1980). Belant y Seamans (1993) dan recomendaciones sobre el uso de fijadores para mejorar la retención de los tintes en las plumas. Debe tenerse precaución al aplicar el tinte, especialmente cuando se pintan abundantes plumas del contorno. El alcohol o detergente base que se utiliza, puede remover el aceite de las plumas, y al humedecerse estas puede ocurrir una pérdida de calor. Hay que cuidar que las aves marcadas estén perfectamente secas antes de liberarlas. El método de poner tinte en los huevos de aves incubando para colorearlas (Paton y Pank 1986; Cavanagh *et al.* 1992), puede resultar en altas tasas de mortalidad en el huevo, y deberá utilizarse solamente con las precauciones adecuadas (Belant y Seamans 1993). Las aves marcadas con tinte algunas veces son tratadas de manera diferente por sus conespecíficos, y podrían estar sujetas a mayores riesgos a los depredadores (Frankel y Basket 1963). Los investigadores deberán hacer intentos sistemáticos de evaluar tales efectos posibles ya que podrían influenciar no solo el bienestar del sujeto, sino también de los resultados de la investigación. La pintura de cualquier tipo debe de ser utilizada solo ocasionalmente sobre las plumas, debido a su impacto en la estructura de las plumas y su función.

Las técnicas de aspersion desde el aire o desde tierra, desarrolladas para marcaje en masa de aves en sus dormideros o sus colonias de anidación, emplean varios colores con partículas fluorescentes (suspendidas en un líquido adherente) que son rociadas desde sistemas de aspersion agrícolas (Jaeger *et al.* 1986; Otis *et al.* 1986). La marca es visible bajo luz UV de onda amplia, cuando un ave se examina de cerca, y es retenida por varios meses o hasta que el ave muda el plumaje. No han sido reportados efectos adversos y los cambios en el comportamiento no son comunes ya que la pintura no es visible en la luz de día. Al igual que con cualquier aspersion, la naturaleza del hábitat y la composición del líquido

deben de ser examinadas para la prevención riesgos ambientales. Los tintes fluorescentes también son utilizados para localizar y seguir a especies de coloración críptica (Steketee y Robinson 1996). Las aplicaciones de agentes para marcaje en masa deben ser coordinadas con el BBL.

#### **E. Collares**

Las bandas de plástico para el cuello, o collares, han sido utilizadas ampliamente para el marcaje de aves acuáticas. Aldrich y Steenis (1955) concluyeron que los collares puestos adecuadamente son marcadores efectivos con pocos efectos adversos en gansos. En general, los collares parecen ser mejores que los discos nasales para el marcaje de aves acuáticas (Sherwood 1966; Raveling 1976; Helm 1955; Lensink 1968; Ankney 1975; Hawkins y Simpson 1985; Abraham *et al.* 1983; Macinnes y Dunn 1988; Ely 1990). Al igual que todas las técnicas de marcaje, las reacciones son diferentes entre las especies, y los investigadores deben evaluar sistemáticamente cualquier posible influencia del marcador.

#### **F. Discos Nasales y tipo Silla de Montar**

Los discos nasales son discos de plástico de color o numerados que se colocan en ambos lados del pico del ave, y se aseguran a través de los orificios nasales de varias maneras (Bartonek y Dane 1964; Sugden y Poston 1968; Doty y Greenwood 1974; Alison 1975). Estos se colocan principalmente en aves acuáticas. Se han reportado varios resultados indeseables, entre ellos las altas tasas de pérdida de los discos con una alta incidencia de daño a los orificios nasales (Sherwood 1966), una mayor tasa de mortalidad que se atribuye a que los discos se enredan con vegetación sumergida (Sugden y Poston 1968), mortalidad debido a acumulación de hielo (Byers 1987), y disminución en el éxito de conseguir pareja (Koob 1981). Los datos sugieren que los discos nasales son más adecuados para aves más grandes que no se zambullen. Se recomienda precaución en su uso, y cuando existan maneras prácticas de utilizar otros métodos de marcaje, debe ser sustituido.

#### **G. Marcadores Patagiales (Ala) y Etiquetado en Patas**

Las etiquetas para las alas se han aplicado a muchas especies de aves. La ventaja principal es que las etiquetas son muy visibles, pueden ser codificadas para la identificación individual, y se mantienen en las aves por periodos de tiempo relativamente largos. Se utilizan frecuentemente con éxito en estudios de comportamiento social, migración, y fidelidad al sitio de nacimiento y de invernación. Se pueden encontrar descripciones y evaluaciones de efectividad de los diferentes tipos de etiquetas en Hester (1963), Anderson (1968), Hewitt y Austin-Smith (1966), Southern (1971), Stiehl (1983), Curtis *et al.* (1983), Sweeney *et al.* (1985), y Cummings (1987). Algunos reportes indican que la mayoría de las aves aceptan las etiquetas de inmediato, y los efectos adversos parecen ser mínimos (p.e. Maddock y Geering 1994). Por otro lado, Kinkel (1989) reportó que la sobrevivencia y el comportamiento y habilidades reproductoras de las gaviotas de pico anillado se vieron afectadas adversamente por hasta 4 años después del etiquetado. Los efectos desaparecieron cuando las etiquetas fueron sustituidas por anillos de color. Las etiquetas a veces ocasionan callosidades en las alas, y las plumas en esa área pueden no reponerse después de la muda. Los investigadores deben de estar alertas ante la posibilidad de efectos de comportamiento negativos (H. Blokpoel, *com. pers.*, W.H. Drury, *com. pers.*) y aumento en la depredación (D. Lank, *com. pers.*).

Una etiqueta para la pata hecha de Velcro fue desarrollada para polluelos de gaviota (Wiltstead y Fetterolf 1986), pero puede no ser adecuada para todas las especies debido a las diferentes tasas de crecimiento que requerirían ajustes frecuentes a la etiqueta (Cavanagh y Griffin 1993).

#### **H. Radio Transmisores**

Durante las últimas tres décadas se ha vuelto un procedimiento rutinario el colocar pequeños radio transmisores en aves silvestres, como manera de monitorear su ubicación y movimientos individuales.

Los transmisores se colocan con más frecuencia en especies grandes (>100 gr.), pero el desarrollo de unidades que pesan 2gr. o menos ha hecho posible su aplicación a especies pequeñas (< 50gr.). Es obvio que la aplicación de una masa adicional a la del cuerpo del ave, tendrá algunos efectos sobre su energética y aerodinámica. Ese efecto presuntamente se incrementa en proporción al porcentaje de la masa corporal que el transmisor representa, y se ve influenciada por la parte del cuerpo en donde se coloca. Los efectos son evidentes aun en aves medianas y fuertes tales como las palomas mensajeras (Gessaman y Nagy 1988). En aves grandes, donde el transmisor representa menos del 1% de su masa corporal, los efectos son insignificantes. En especies pequeñas, los transmisores frecuentemente representan del 5 al 10% de la masa corporal. Los transmisores que pesen más del 10% de la masa corporal, no deberán de ser colocados en aves para liberar, y cuando sea posible los transmisores no deberán exceder el 5% de la masa corporal (Caccamise y Hedin 1985). En algunas aves, incluyendo algunas pequeñas passerinas, que acumulan grasa migratoria que puede representar hasta el 50% de la masa corporal, y en casos específicos y a corto plazo (p.e. cuando las aves serán recuperadas en corto tiempo y el exceso de peso eliminado), la regla del peso puede ser relajada. El uso de exceso de peso puede necesitar una justificación específica. La aplicación de radio transmisores puede tener efectos adversos significativos en la supervivencia, el éxito reproductivo, la energía y el comportamiento del ave (Boag 1972; Ramakka 1972; Boag *et al.* 1973; Greenwood y Sargeant 1973; Gilmer *et al.* 1974; McCrary 1981; Nesbitt *et al.* 1982; Morris *et al.* 1981; Hooge 1991 y muchas referencias citadas ahí; Foster *et al.* 1992; Gammonley y Kelley 1994; Ward y Flint 1995; Robb, 1997). Por lo tanto, la utilización de transmisores debe de ser tomada con precaución y es más apropiada para estudios en los cuales los datos no pueden ser obtenidos de ninguna otra manera, o en los cuales la adquisición de datos se vería mejorada significativamente. Amianer y Macdonald (1980), Cochran (1980), y Kenward (1980) hacen un estudio excelente sobre los métodos utilizados en estudios de radio localización.

Una gran variedad de métodos de sujeción se encuentran actualmente en uso, incluidos los arneses, adhesiones en la piel del dorso con sustancias adhesivas y/o suturas, collares, sujetos a las plumas rectrices, sujetos a las patas, y los implantes abdominales y subcutáneos. Asumiendo que los transmisores son del tamaño adecuado, la mayoría de los efectos negativos de los radiotransmisores se deben a la manera de sujetarlos. Robb (1997) encontró que patos de collar a los que se les había sujetado el radio transmisor en arneses de Dwyen, sobrevivían más, pero se comportaban diferentes del resto de la población, incluidos de aquellos a los que se les había puesto radio-collar. Los investigadores que desean utilizar la telemetría, deben de consultar una fuente relevante a la especie para métodos de fijar los transmisores. En general la observación de los individuos en cautiverio, debe de ser empleada para evaluar la eficacia del método de sujeción. Muchas especies reaccionan de manera negativa a los arneses, que en algunos casos se colocan alrededor de las alas. Cuando sea posible, deberán emplearse métodos alternativos (p.e. sujeción a la cola en especies grandes, sutura y fijación subcutánea en especies grandes; y por adherencia o con arneses de diseños alternativos para aves playeras más pequeñas y passerinas). El montaje de radio transmisores en collares, no es apropiado para al menos una especie de ave acuática (Sorenson 1989). Se debe prestar atención especial al método de sujeción que se usa en especies que viven en vegetación densa, y a aquellas que pernoctan o anidan en cavidades. Debe tenerse en consideración el riesgo que tienen las aves de lastimarse si el transmisor se enreda con la vegetación (Karl y Clout 1987). La remoción del transmisor al final del experimento no es mandatoria, y de hecho puede no ser posible, pero los investigadores deben considerar si un dispositivo que se “auto-remueve” al final de la vida útil del transmisor, cumple con el diseño del experimento. La “auto-remoción” debe ser rápida, ya que un transmisor flojo, que aletea, puede convertirse en un impedimento para la locomoción y un atractivo para los depredadores.

### **I. Marcadores Electrónicos**

Pequeños “chips”, que contienen cada uno una clave digital individual, han sido desarrollados para ser inyectados bajo la piel (Bio Medic Data Systems, Maywood, N.J.). La clave puede ser detectada con

un “escáner” cuando este se pasa sobre el cuerpo del animal. Aunque se desarrolló para animales de laboratorio, estos chips han estado siendo utilizados en cigüeñas silvestres (Michard *et al.* 1995) y en petrel cavador (Mauck *et al.* 1995). Los chips y los escáner son caros, pero ofrecen la enorme ventaja de que si el animal marcado puede ser inducido a entrar al radio de acción del escáner (p.e. sitio de alimentación o de anidamiento), varios datos pueden ser colectados de manera automática y asignados a individuos específicos, eliminando completamente la necesidad de manipulación adicional. El fijar el chip con adhesivo a las plumas, permite su recuperación al final del experimento, y se reducen así los costos (Mauck *et al.* 1995).

#### **J. Responsabilidad del Anillador**

La principal responsabilidad para el marcaje ético, radica en la persona a la cual se le expide el permiso, y bajo cuyos auspicios se realiza el marcaje. De manera similar, el propietario principal de los datos de avistamiento, es el permisionario. Al mismo tiempo, el permisionario tiene la responsabilidad de informar a las personas que reportan avistamientos, si así lo solicitan, sobre la naturaleza de la investigación y el estado de las aves que ellos están reportando.

## **VI. TRANSPORTE DE AVES SILVESTRES**

#### **A. Resumen**

Frecuentemente es necesario transportar aves, ya sea como parte de un protocolo de experimento (p.e. en estudios de comportamiento de regreso a casa) o para mover aves en investigación desde el sitio de captura hasta el laboratorio u otras instalaciones de cautiverio. El transporte de animales de sangre caliente, está cubierto por las provisiones de AWA [ver I.B]. La autoridad reguladora bajo AWA está establecida en el USDA e implementada por los APHIS. Las reglas relativas al transporte de aves pueden ser encontradas en el Código de Reglamentos Federales Título 9, Subcapítulo A, Parte 3, Subparte F, y en el 50 CFR Ch. 1, Parte 14. Estos reglamentos contienen requerimientos muy específicos (p.e. el área de la superficie total de las ventilas en contenedores de transporte). Cualquiera que transporte aves silvestres debe estar perfectamente familiarizado con estos reglamentos, [ver II.C]. El USDA tiene un sitio en Internet el cual contiene información actualizada y un Servicio de Voz (01-800-345-USDA) referente a los reglamentos por estado. La información también se encuentra disponible en el Centro de Información sobre el Bienestar Animal (AWIC, 301-504-6212) Biblioteca Nacional Agrícola, 10301 Baltimore Bldg, Beltsville, MD 20705), y en el website de la Universidad de Washington (St. Louis, Anexo A).

El transportista es responsable de proporcionar un contenedor apropiado para transporte y un certificado de salud, firmado por un veterinario del USDA. Los contenedores para transporte y el empaque de las aves varía mucho entre especies. La Asociación Internacional del Transporte Aéreo (IATA) publica reglamentos específicos para cada especie sobre los contenedores utilizados en el transporte aéreo de aves (Reglamentos sobre Animales Vivos, 22ava. Edición, efectiva el 1 de octubre de 1995: puede obtenerse con ellos mismos en 2000 Peel St., Montreal, Quebec H3A 2R4, Canadá; tel. 1-800-716-6323). Contenedores similares pueden ser apropiados para el transporte terrestre de aves. La resistencia estructural del contenedor debe de ser suficiente para contener a las aves y soportar los rigores normales del transporte. El interior debe de estar libre de cualquier saliente que pueda ocasionar lesiones. Las aberturas deben de ser fácilmente accesibles en todo momento para movimientos rápidos en caso de emergencia.

De manera ideal, las aves deben estar aisladas individualmente en celdas separadas dentro del contenedor de transporte. Los individuos de la misma especie pueden ser transportados en el mismo espacio primario, pero debe determinarse anteriormente que no ocurrirán peleas frecuentes. Cada individuo debe de tener suficiente espacio para asumir sus posturas normales y establecer actividades

de confort y mantenimiento sin ser obstruidos por otras aves. Las tapas de los contenedores deben de estar acolchadas cuando se transporten aves fácilmente excitables o de estructura ósea muy frágil, y el piso debe ser acolchado para el transporte de aves con patas suaves. No se recomienda dar espacio suficiente para volar, debido a que se incrementan las oportunidades de lesiones. Además, puede ser necesario restringir el movimiento de alas en aves grandes, pero esto debe de ser hecho de manera que las aves no sufran sobrecalentamiento. La ventilación debe de ser adecuada; el interior de los contenedores debe de ser lo más oscuro posible, pero permitir a las aves la ubicación de agua y alimentos, y el movimiento. Para viajes más largos, se debe proporcionar agua en forma de esponjas húmedas, o manzana, naranja o rebanadas de pepino. Dependiendo de la especie involucrada y en la duración del viaje, puede esparcirse alimento dentro del contenedor. Esta práctica debe de ser evitada si hay posibilidades de que ensucie las plumas o críe hongos, [ver VII.F,G]. Cuando se transporten polluelos, debe proporcionarse una fuente de calor protegida (esto es, una que no ocasione quemaduras a los polluelos), y espacio para que se alejen de ella.

Las aves rapaces deben de ser transportadas en cajas cerradas y oscuras (no en transportadores de mascotas grandes) y con suficiente ventilación. El piso y si es posible, otras superficies de la caja, deben de estar tapizados con alfombra u otro acolchado. No es necesaria una percha. Si se le proporciona al ave alimento y agua justo antes de partir, e inmediatamente al llegar, pueden hacerse viajes de hasta 36 horas sin provisiones.

En general, los animales deben de ser transportados lo más pronto posible después de su captura. Deben de hacerse los arreglos adecuados para asegurar que las aves lleguen a su destino durante horas normales de trabajo, y no en fines de semana o días feriados. Puede ser necesaria la coordinación de la fecha y hora de captura para facilitar el horario de transporte y llegada.

## **B. Transporte Aéreo**

Las aves silvestres pueden ser transportadas en aerolíneas comerciales. Los reglamentos son complejos y varían entre aerolíneas. Algunas aerolíneas permitirán el transporte de aves como equipaje en cabina, mientras que otras no permiten el transporte de aves de ninguna manera. Los agentes locales a veces no están familiarizados con los procedimientos necesarios, por lo tanto el transporte en aerolíneas comunes, requiere de arreglos detallados hechos con anticipación. Los Reglamentos para Animales Vivos de la IATA contienen toda la información necesaria para envíos aéreos tanto nacionales como internacionales, y deben de ser consultados por cualquier persona que pretenda enviar aves por aire. Los reglamentos de IATA han sido adoptados por los Estados Unidos y Canadá (junto con muchos otros países) y por el CITES y la Office International des Epizooties. El manual contiene capítulos que resumen los reglamentos específicos de algunos gobiernos por país, los requerimientos de aerolíneas específicas, los documentos y formas necesarias, la lista de especies protegida por CITES, los requerimientos de contenedores para todo tipo de aves (adoptados por el USFWS), descripciones detalladas de los contenedores y su construcción con ilustraciones, y mucho más. Para el transporte, se requieren permisos estatales de posesión de los estados en donde se captura el ave, y del estado al cual se transportará, [ver IIB].

## **C. Transporte Terrestre**

En los vehículos de motor, los contenedores de aves deben de ser ubicados en áreas bien ventiladas, protegidos de los rayos de sol directos, y aislados visualmente de pasajeros y vista por las ventanas. Los viajes largos deben de ser divididos con periodos de descanso en los cuales las aves puedan alimentarse y beber sin interrupciones. Si es posible, deben de transportarse las aves diurnas durante la noche, cuando puedan mantenerse en la obscuridad, estén inactivas, y las temperaturas puedan ser más favorables. Bocetti (1994) describe técnicas para el confinamiento y transporte de pequeñas passerinas insectívoras, y para la evaluación de sus condiciones por medio del análisis de heces fecales.

El transporte terrestre interestatal requiere de autorización federal y estatal para el estado de origen, el de destino, y el de los estados atravesados durante el viaje, además de un certificado de salud animal. La información referente a estos reglamentos se puede solicitar por teléfono en la Red [ver A].

#### **D. Cautiverio a Corto Plazo**

Las guías para el mantenimiento de aves silvestres por periodos cortos de tiempo (menos de 30 días) serán similares a lo descrito en Alojamiento y Reproducción en Cautiverio [ver VII]. La inspección de los envíos debe de ser al llegar. Las aves lesionadas o visiblemente enfermas deben de ser aisladas y tratadas de inmediato, y las aves muertas deben de ser sometidas a necropsia y consultar a un veterinario. Las aves deben de ser marcadas para su identificación individual, y examinadas cuidadosamente para parásitos externos e indicios de enfermedad. Los procedimientos para la auscultación inicial están descritos en el Laboratory Animal Management: Wild Birds (National Research Council 1977) y textos de medicina aviar [ver IX.A]

Las aves recientemente capturadas pueden experimentar dificultad en adaptarse a las condiciones de cautiverio. Los problemas potenciales serán específicos para cada especie, y los investigadores tendrán que confiar en su buen juicio y la experiencia de aquellos que han manejado a la taxa en cuestión. La observación frecuente y cuidadosa de las aves durante el periodo de ajuste es necesaria para asegurar la aclimatación. Cuando las aves se albergan de manera individual en jaulas pequeñas, y se cubren estas con un paño o periódico, frecuentemente se reducen los golpes e intentos de fuga que pueden resultar en lesiones. Debido a que las jaulas de paneles rígidos pueden incrementar el riesgo de lesiones por choques contra las paredes, debe considerarse la utilización de jaulas con costados suaves (de red) en casos donde sea práctico. Sin embargo las jaulas de red constituyen un problema de limpieza. Se debe considerar el tamaño de la red, o la distancia entre barrotes de las jaulas pequeñas. Muchas especies de aves pequeñas se lastiman durante los intentos repetidos de meter el pico o cabeza entre la red en su intento por escapar. El agua y alimento deben de ser conspicuos, y desparramado para facilitar ser descubiertos por las aves. Las aves que se introducen a una situación social deben de ser vigiladas estrechamente para efectos adversos de agresión. Se puede esperar una gran variabilidad intraespecífica. La agresión se puede minimizar a veces por medio de proporcionar agua, alimento y refugio en varias ubicaciones del aviario.

## **VII. ALOJAMIENTO Y REPRODUCCION EN CAUTIVERIO**

### **A. Resumen**

El mantenimiento de aves vivas en cautiverio es caro, consume tiempo, y requiere de experiencia especial. Esta experiencia puede ser encontrada fuera de la comunidad académica u ornitológica del gobierno. Los zoológicos son una fuente obvia de ayuda en información. Los avicultores privados frecuentemente comparten sus conocimientos con gusto. Los investigadores que deseen establecer colonias de aves en cautiverio a largo plazo, necesitan ponerse en contacto con las sociedades locales de avicultores. La revista mensual de la Federación Americana de Avicultores (AFA) *The Watchbird*, contiene artículos sobre la reproducción en cautiverio de una gran variedad de aves, discute problemas de salud y sus tratamientos, y anuncia muchos productos y servicios.

Es muy importante escoger la asistencia veterinaria apropiada. Claramente, se prefiere un veterinario con experiencia en medicina aviar. Las fuentes de información referentes a los veterinarios de fauna silvestre incluyen el zoológico local, la Asociación Americana de Veterinarios de Fauna Silvestre (AAWV), la Asociación Americana de Veterinarios de Zoológicos (AAZV), y la Wildlife Health Information Palmership. Los miembros de la Asociación Americana de Veterinarios de Aves (AAAV) pueden también ser útiles, pero están más dedicados a las aves mascota. [ver Anexo A para Sitios de Internet] los veterinarios que trabajan rutinariamente con aves silvestres, pueden necesitar un permiso de Rehabilitación otorgado por el USFWS, y permisos equivalentes en el estado, pero no requieren

permisos especiales, dependiendo de la naturaleza exacta de su trabajo. Para el cuidado de rutina y mantenimiento, existe una clara ventaja en tener disponible los servicios de un Técnico en Salud Animal Registrado, o su equivalente (el título varía entre estados) a sueldo.

Las condiciones de alojamiento de las aves deben de ser apropiadas para la especie, y contribuir a su bienestar y confort. El alojamiento, alimentación, y cuidados no-veterinarios, deben de estar dirigidos por una persona (generalmente el investigador) entrenado y con experiencia en el cuidado adecuado, manipulación y uso de las especies que se mantienen. Los investigadores que mantienen parvadas de aves silvestres en cautiverio, deben estudiar a King *et al.* (1977) o a Ritchie *et al.* (1994) para obtener una lista completa de las necesidades para reproducción en cautiverio de especies particulares. El siguiente extracto se aplica a las aves que se mantienen en cautiverio por 30 días o más.

### **B. Cuarentena y Aislamiento de Animales**

Generalmente todos los animales adquiridos recientemente deben de ser mantenidos aislados de otras poblaciones en cautiverio por lo menos durante 30 días. Los cuidadores deben de atender a estas aves al final del día y no regresar a las instalaciones de alojamiento. Las aves en cuarentena deben de ser observadas para síntomas de enfermedades; y se les deben realizar exámenes de heces fecales para descartar parásitos intestinales, y exámenes externos para parásitos externos. Los procedimientos de diagnóstico para enfermedades importantes tales como la *Salmonella*, *Chlamidia*, tuberculosis y otras deben de ser considerados. Un especialista en salubridad de fauna silvestre debe ser consultado para la evaluación y auscultación de los animales. Los reglamentos de cuarentena para aves importadas (excepto para aves migratorias entre los Estados Unidos y Canadá) se encuentran definidos por la AWA. Existen reglamentos especiales para psitacines y ratites.

Los protocolos específicos pueden requerir algunas modificaciones de estricta cuarentena. Por ejemplo, en experimentos de aprendizaje del canto, los polluelos o volantones de edad conocida que se colecten en el campo, puede que necesiten ser transferidos directamente al experimento en el laboratorio, tal como una cámara “anechoic”, la cual puede servir como espacio de cuarentena.

### **C. Prevención, Diagnóstico, Tratamiento y Control de Enfermedades Animales**

El investigador u otra persona calificada, debe observar a todas las aves en el laboratorio para señales clínicas de enfermedad, lesión, o comportamiento anormal. Todas las desviaciones de lo normal y las muertes por causas desconocidas deben de ser reportadas de inmediato al investigador y a la persona responsable del cuidado veterinario. Los investigadores deben de estar al tanto de que para cuando las aves se vean enfermas, la enfermedad se encuentra generalmente bien avanzada. Por lo tanto se requiere una respuesta inmediata a la enfermedad aparente. Un ave potencialmente enferma, debe de ser separada (aislada) de inmediato del resto de las aves sanas.

Algunas señales comunes de enfermedad son:

- a. Renuencia a moverse; indiferencia
- b. Plumas “esponjadas” – un ave que aparenta tener frío cuando las otras están bien
- c. Ojos cerrados o medio cerrados; un ave anormalmente somnolienta
- d. Alas caídas
- e. Cojera o renuencia a apoyar peso en una pata
- f. Cualquier cambio en la consistencia de las heces
- g. Heces adheridas a las plumas alrededor de la cloaca [*ver F*]: aves enfermas o achacosas]

Si la enfermedad es contagiosa, para cuando se detecta, es probable que otras aves hayan sido expuestas y puede ser necesario un tratamiento adicional. Consulte inmediatamente a un veterinario.

Todas las aves de laboratorio o aviario que mueren por razones diferentes al diseño del experimento, deben de ser sometidas a una necropsia por el veterinario.

#### **D. Separación por Especie y Fuente**

Rutinariamente puede haber varias especies alojadas en las mismas instalaciones, siempre y cuando los requerimientos o hábitos de las mismas no entren en conflicto; p.e. especies nerviosas o estridentes deben de ser separadas. Aunque algunos experimentos puedan requerir separación física de las especies, otros pueden requerir alojamiento mixto de especies (p.e., un estudio de parasitismo de nidadas de viduinos en estrildidos, o un estudio de adquisición interespecífica de canto).

Los estudios de comportamiento social de especies que viven en grupos, pueden requerir que las aves sean alojadas en grupos en las mismas instalaciones. Debido a las diferentes necesidades de alojamiento, el método de alojamiento debe ser confiado a la experiencia del investigador. Se debe tener cuidado de no mezclar especies si una de ellas puede portar alguna enfermedad que pueda ser fatal a la otra especie, p.e. periquitos y guacamayas.

#### **E. Cuidado Diario**

**Alimento básico.** A los animales se les debe de alimentar diariamente con alimento succulento, y nutricionalmente adecuado de acuerdo a sus requerimientos particulares, a menos que el protocolo del experimento especifique de otro modo (*Guía*). Ya que las dietas son altamente especializadas, deben de ser formuladas para la especie en cuestión. Un nutriólogo o veterinario del zoológico puede ser consultado antes de formular la dieta o de agregar grava, vitaminas o suplementos a una dieta existente.

La forma y presentación del alimento es importante para muchas especies. Algunas especies se vuelven “adictas” a ciertos alimentos, p.e. semillas de girasol, y rehusan cualquier otra cosa, llegando incluso al punto de desnutrición severa. Es por esto que es importante establecer una dieta sana y variada desde temprano en la vida de aves criadas a mano.

**Grava:** Muchas aves pueden requerir grava en la molleja para procesar sus alimentos, o como una fuente de minerales. La grava para aves comercial esterilizada, puede ser obtenida en forrajeras o tiendas para mascotas al granel. Concha de ostras quebrada, o cascarones de huevo de gallina triturados y esterilizados, puede ser mezclado con la grava como fuente de calcio y otros minerales. La grava puede prevenir el problema de “huevo retenido” durante la temporada reproductiva. Algunos investigadores pueden preferir incorporar el calcio y minerales directamente en la dieta básica. El cascarón de huevo se esteriliza en un horno a 175 °C por 40 minutos antes de triturarlo y darlo a las aves.

**Vitaminas:** Estas deben de ser incluidas dependiendo de la calidad de la ración de las aves; evite la toxicidad por vitaminas. Las vitaminas se encuentran disponibles en forma de polvo soluble en agua (p.e. Avitron o Vitapol) en tiendas de mascotas o forrajeras. El polvo multivitaminico (especialmente Avia) es utilizado por algunos investigadores. Algunos suplementos están diseñados para ponerse en el agua de baño, para ser ingeridos durante el acicalamiento. Esta es una técnica buena para usarse con aves melindrosas al comer.

**Agua:** Se debe proporcionar agua fresca diariamente a las aves que requieren agua [*cf. J*]. Para especies que normalmente se bañan, se debe de proporcionar agua en un recipiente abierto que permita el baño. Algunas aves pueden ser asperjadas con agua para mantenimiento de sus plumas. El agua de beber puede también ser proporcionada en un bebedero de tubo comercial (p.e. Edstrom Industries, Inc.). Los bebederos para pequeños mamíferos (bebederos de pezón) pueden ser utilizados si las aves se adaptan a utilizarlos, ya que algunas aves se rehusan a beber de ellos. Los sistemas automáticos de tubo reducen el goteo en el suelo, reduciendo así el crecimiento de hongos, y la fuente principal de agua puede limpiarse sin necesidad de abrir la jaula. Los contenedores de agua deben de ser lavados diariamente [*cf. J*] con jabón y agua, y con blanqueador doméstico diluido por lo menos dos veces por semana. Los contenedores deben de ser de materiales no porosos tales como el vidrio, la porcelana vitrificada, plástico o acero inoxidable. Las perchas no deben de ser colocadas directamente encima de los recipientes de agua.

**Limpieza:** Las cubiertas del piso de la jaula deben de ser cambiadas con suficiente frecuencia como para mantener una buena higiene. Las aves que se alimentan de semillas, generalmente tienen heces relativamente secas, y los pisos de la jaula pueden ser cubiertos con periódicos y cambiados dos veces por semana. Las aves insectívoras y frugívoras tienden a tener heces más húmedas (y olorosas) y deben tener el piso de la jaula aseado por lo menos un día si y otro no, dependiendo de que tan sucia sea la especie en particular [cf. JJ].

#### **F. Jaulas, Alojamiento y Mantenimiento General**

**Jaulas:** Jaulas de acero inoxidable, acero galvanizado, fibra de vidrio, o plástico, permiten la limpieza fácil ya que pueden ser colocadas en una máquina de limpieza al vapor cuando sea necesario. Las jaulas nuevas que contengan acero galvanizado o malla galvanizada deben de ser cepilladas con un cepillo de alambre y solución de vinagre, antes de ser utilizadas por primera vez, para reducir la posibilidad de intoxicación con zinc (Howard 1992). De igual manera, todas las uniones soldadas deben de tener una cubierta protectora para prevenir la intoxicación con plomo.

Si las aves son transferidas frecuentemente de jaulas, entonces las jaulas deben de ser limpiadas cada tres meses (cuatro veces al año). Las jaulas deben de ser perfectamente lavadas con un desinfectante después de sacar un ave, y antes de introducir la siguiente. El acero (simple o galvanizado) que muestre óxido en las superficies, debe de ser perfectamente lavado, cepillado, preparado y pintado con pintura epóxica para prevenir óxido. Si el diseño del experimento requiere de la utilización de jaulas de madera y alambre, estas deben de ser revisadas para ácaros. Las piretrinas asperjadas en grietas y rincones, eliminará a estas plagas. Las jaulas que hayan sido infestadas con ácaros, pueden ser tratadas con agua hirviendo. Las jaulas, tramos y corrales deben de estar bien reparados y no tener proyecciones afiladas que puedan lesionar a las aves.

**Tamaño Mínimo de la Jaula:** Las jaulas deben de proveer suficiente espacio para el comportamiento normal de mantenimiento y aleteo. El tamaño mínimo depende de si las aves son mantenidas en el laboratorio, o si se desea que se reproduzcan. Debido a la diversidad de especies de aves, los investigadores deben asumir responsabilidad por determinar el tamaño adecuado de la jaula.

**Piso de la Jaula:** Papel, arena fina, aserrín de madera o (idealmente) periódico, puede ser utilizado para forrar el fondo de la jaula. Evite el olote (zuro, carozo, tusa) seco y quebrado (Sanicel®), cáscara de nuez, o cualquier otro sustrato que pueda promover el crecimiento de hongos, especialmente *Thizopus* e *Isospora*. La probabilidad de infecciones fungales se acumula con el tiempo, así que aun jaulas de vuelo grandes o aviarios, necesitan ser desinfectados a intervalos regulares. Bocetti y Swayne (1995) recomiendan la desinfección de aviarios con una combinación de A-33®(Ecolab, Inc), 5% hipoclorito de sodio, y un fumigante de metil bromido. Las jaulas con fondo de alambre y trampa, pueden ser utilizada por algunas especies (p.e., algunas galliformes), pero deben de ser evitadas para aves canoras granívoras ya que algunos individuos pueden tumbar su porción de semillas a través del alambre.

**Perchas:** Los tipos de percha deben de ser apropiados para la especie. Las perchas deben de proporcionar buena base con un mínimo de trauma. Deben de estar hechas de materiales durables y fáciles de higienizar, tales como metal, plástico o PVC, o de materiales desechables y económicos, tales como la madera. Las perchas de madera son preferibles para aves pequeñas; de manera ideal, se deben utilizar ramas naturales de diferentes tamaños. Ya que el uso de perchas metálicas o plásticas incrementa la incidencia de “patas torpes” debido a resbalones, puede ser necesario forrar la percha con un material no abrasivo y no resbaloso; p.e. los cetreros frecuentemente forran las perchas con cuerda. Las perchas no deben ser cubiertas con papel de lija. Las uñas y picos deben de ser reducidos de manera rutinaria para evitar el sobrecrecimiento. Los investigadores deben de saber que las perchas de tamaño inadecuado pueden ocasionar hinchazón en las patas. Se recomienda variedad en el tamaño de las perchas.

**Limpieza:** Los platos para el agua deben de ser lavados diariamente, y los platos para las semillas deben de ser lavados dos veces por semana, utilizando un desinfectante seguro y efectivo, tal como el hipoclorito de sodio (blanqueador casero diluido 1/10; Smith 1990) [cf.K]. Los compuestos de amonía cuaternarios pueden ser utilizados para desinfectar jaulas, mesas de laboratorio, y pisos. Los limpiadores de aspiradora seco/húmedo, son útiles para el mantenimiento del piso. Las pequeñas aspiradoras manuales son útiles para limpiar puntos. Los investigadores no deben de utilizar estas cuando las aves se están reproduciendo, ya que la perturbación puede ocasionar arruinar el nido [ver 111.C]. Las botellas de agua deben de ser lavadas dos veces por semana.

**Cajas para Nidos y Anidación:** Aunque las cajas metálicas pueden ser utilizadas en algunas especies (p.e. psitácidos grandes), muchas especies prefieren (o requieren) cajas de anidación de mimbre o de madera, en las que puedan introducir zacates, fibra de coco, viruta de madera o plumas. Los loros y periquitos también se reproducen en cajas de madera en la cual se introduce una capa de aserrín de madera. Los pinzones de la subfamilia Emberizinae pueden construir sus nidos en grupos de ramas atadas juntas que simulen un matorral, o en macetas de zacates ornamentales o helechos de Boston.

**Aviarios Interiores y Exteriores:** Cuando el clima y las instalaciones lo permiten, las aves pueden ser alojadas en aviarios exteriores. Por lo menos un extremo del aviario y parte del techo debe de estar cubierto para proteger a las aves del viento y la lluvia. Los aviarios grandes exteriores pueden contener una parte permanentemente cubierta que sirva para este propósito. Se deben proporcionar perchas de diferentes tamaños. Los árboles y arbustos en macetas o cajas de siembra, o plantados en el suelo del aviario, permitirá a las aves esconderse de depredadores potenciales (gatos, rapaces, humanos extraños) si son vistos. Esto da a las aves una sensación de seguridad y promueve el bienestar. Los grupos de ramas con hojas atados juntos con soga o alambre y colgados del techo del aviario, producen el mismo efecto. Se puede sembrar zacate en el piso del aviario si se desea. Las plantas pueden atraer insectos gustados por muchas aves. Las semillas de zacate medio maduras son también un alimento favorito. También se podría proporcionar una trampa electrónica de luz, instalada para atraer insectos vivos.

Se debe tener mucho cuidado con las jaulas exteriores para prevenir el acceso de los depredadores. Los depredadores trepadores son especialmente peligrosos. Se sabe de mapaches solitarios que han matado aves confinadas tan grandes como grullas. Más aun, las heces fecales de los mapaches pueden portar parásitos (*Baylissascaris procyonotis*), que pueden atacar el sistema nervioso central de las aves (Ritchie *et al.* 1994).

El piso de los aviarios interiores puede ser cubierto con papel periódico, arena (disponible comercialmente), o aserrín de madera. La arena y el aserrín deben ser reemplazados regularmente para reducir el acumulamiento de bacterias entéricas y hongos. El aserrín de madera puede también requerir un prefiltrado para prevenir el atascamiento de los sistemas de filtración de aire. Tales sistemas pueden acumularse rápidamente y convertirse en fuentes de esporas de hongos. El aserrín debe de ser cambiado mensualmente (Bocetti y Swayne 1995). Es deseable el enriquecimiento del ambiente con ramas y/o vegetación. Para algunas especies se puede utilizar piso de alambre. Las paredes de jaulas grandes, rejillas y mesas u otros muebles construidos de material poroso, deben de ser cubiertos con sustancias durables, repelentes a la humedad, y sin uniones (p.e. pintura epóxica, barniz de espató, etc.) estas pinturas y barnices deben ser resistentes a los agentes limpiadores, desinfectantes y al tallado.

**Iluminación:** Muchos avicultores creen que es ventajoso utilizar fuentes de luz de espectro completo (UV) en las instalaciones interiores. Estos faros deben de ser reemplazados cada seis meses. La práctica, sin embargo, es controversial, lo cual indica que la consulta con un veterinario puede ser útil. Una pequeña luz de noche colocada cerca de la fuente de alimento, es deseable para el uso en aviarios exteriores durante el clima frío; y también para aliviar el estrés en aves recientemente capturadas, y en ciertos protocolos experimentales.

A menos que los protocolos experimentales indiquen otra cosa, las aves normalmente deberán ser mantenidas en fotoperiodos naturales para la especie. Esto puede variar con la especie, y los horarios de fotoperiodos largos y cortos deben ser determinados a discreción por el investigador, ya que los horarios a veces están ligados a una tabla de tiempo experimental y pueden variar de acuerdo a la especie.

**Temperatura:** Un rango de temperatura apropiado para la especie debe de ser mantenido con una fuente de calor controlada por un termostato. Muchas aves se aclimatan fácilmente a una gran variedad de temperaturas, sin embargo, los cambios extremos de temperatura pueden ser letales, y estresantes para el sistema inmunológico del ave, y las aves deben de ser mantenidas lejos de áreas con fluctuaciones de temperatura evidentes. Normalmente, la temperatura del cuarto debe de ser revisada diariamente. En aviarios exteriores, una fuente de calor puede ser necesaria. Los faros infrarrojos, que no interfieren con los ciclos de iluminación/obscuridad, o los calentadores de radiantes, se encuentran disponibles comercialmente en tiendas de mascotas.

**Humedad:** La humedad debe de ser mantenida dentro del rango normal al ambiente natural de la especie, si se espera obtener comportamiento normal y éxito reproductivo. El éxito de la nidada de algunas especies, es sensible a la humedad.

**Almacenamiento de Alimento y Provisiones:** Las provisiones y el equipo deben de ser almacenados en gabinetes o cuartos que puedan ser fumigados y que no sean utilizados por animales de casa. Estos gabinetes o cuartos pueden estar dentro o adyacentes al aviario. Todo el alimento debe de ser almacenado en contenedores cubiertos y libres de roedores. Los encargados de los animales pueden mantener convenientemente un poco de alimento en el laboratorio. Los contenedores deben de ser de plástico o metal, pero no de vidrio; y pueden mantenerse en las proximidades de la colonia o aviario. Idealmente, la temperatura de almacenamiento debe de ser  $<22^{\circ}\text{C}$ , o refrigerada a  $<4^{\circ}\text{C}$ . La vida de almacenamiento recomendada por los fabricantes debe de ser revisada, y anotar en los contenedores la fecha de caducidad.

**Disposición de material de desecho:** Todos los botes de basura que contengan desechos (p.e. de la limpieza de jaulas) deben mantenerse afuera del área del laboratorio. Se recomienda el uso de bolsas en los basureros y su cambio diario.

**Animales muertos:** Las aves muertas deben de ser etiquetadas como especímenes salvados, colocadas en bolsas plásticas y refrigeradas (o congeladas si el almacenamiento es mayor a 24 horas) lejos de las instalaciones de alojamiento. La jaula debe de ser lavada con agua y desinfectante después de que el cadáver haya sido sacado. Nosotros recomendamos que todos los animales muertos sean sometidos a una necropsia. Las necropsias en "Fresco" son preferibles, pero si esto no es posible, el animal debe de ser asperjado con solución de agua con detergente, refrigerado en una bolsa de plástico sellada (después de enfriado), y llevado al veterinario tan pronto como sea posible. Si esto tarda más de 24 horas, el cadáver puede ser congelado.

**Trapeado de pisos:** Los pisos del laboratorio deben de ser barridos regularmente, y mantenidos en condiciones limpias. [cf. J] Una solución de hipoclorito de sodio (blanqueador casero) diluida 1/10, o algún otro desinfectante apropiado pueden ser utilizados para higienizar los pisos.

**Provisiones para cuidados de emergencia:** Los nombres, direcciones y teléfonos de los veterinarios a cargo, y de los individuos responsables de los animales, deben de estar colocados en lugar visible. Se deben tomar provisiones para la observación y cuidado de los animales diariamente, incluidos fines de semana y días feriados, para asegurar el bienestar de las aves y satisfacer los requisitos de la investigación.

**Aves enfermas o delicadas:** Un ave enferma estará generalmente con las plumas esponjadas, y los ojos cerrados o medio cerrados. Las heces pueden parecer acuosas, y las plumas alrededor de la cloaca pueden estar sucias de heces. Un ave enferma debe de ser llevada a un cuarto designado temporalmente como cuarto de tratamiento. Debe de proporcionarse una lámpara de calor, pero solo debe calentarse un rincón de la jaula, y la lámpara no debe estar tan cerca, que sea molesto para

nuestra propia mano. El ave debe tener oportunidad de alejarse de ella si tiene demasiado calor, o de otra manera moriría de un choque térmico. Busque la ayuda de un veterinario. Las incubadoras pequeñas o comerciales son ideales para mantener a las aves débiles, pero debemos asegurar que la unidad pueda ser desinfectada posteriormente. El aumento o pérdida de peso es un buen indicador de la salud general. Una pérdida de más del 10% del peso, debe de ser evaluada por un veterinario.

### **G. Consideraciones Especiales Para Aves Acuáticas**

Las especies acuáticas tienen necesidades distintas que el resto de las aves; éstas tienen que ver principalmente con la anatomía de sus patas, y la importancia de impermeabilizar sus plumas. Las especies difieren mucho entre ellas, así que no existe una sola disposición que se aplique a todas las aves acuáticas. Sin embargo algunas reglas generales si se aplican.

**Impermeabilización del plumaje:** El mantenimiento del plumaje impermeabilizado es fundamental para el confort y salud de todas las aves acuáticas, y requiere de acceso a agua perfectamente limpia. Las aves acuáticas deben de poder bañarse cuando menos una vez al día. Las aves zambullidoras o pelágicas requieren de jaulas o recintos en los cuales puedan nadar y salir del agua.

**Acceso al agua:** En general, no es aceptable el solo proporcionar recipientes con agua en la jaula, a menos de que el recipiente sea lo suficientemente grande para permitir el baño, y el agua sea cambiada frecuentemente. La frecuencia dependerá de que tan pronto se forma en la superficie una capa de tierra, heces, o restos de alimentos. Aun las capas muy ligeras, interfieren con el impermeabilizado. En la mayoría de los casos, los recipientes de agua deben de ser cambiados dos veces al día. Si fuera posible proporcione un sistema de flujo de agua, ya que requiere menos mano de obra, es más efectivo, y perturba mucho menos a las aves. Tales sistemas deben de tener un ingreso de agua limpia constante, y drenar constantemente de la superficie.

El drenaje a nivel superficial puede ser realizado con el uso de un tubo regulador de agua, o por desbordamiento del recipiente/estanque/contenedor. Se pueden crear sistemas muy sencillos colocando una manguera abierta en una pila de plástico para niños, que se consigue fácilmente, y dejar que el agua se desborde. Cuando se utilizan los tubos reguladores, la parte superior del tubo debe de estar cubierta con malla o mosquitero lo suficientemente cerrado para que excluya las patas y dedos de las aves. Si el agua de drenaje es filtrada en vez de desechada, la filtración debe de eliminar patógenos bacterianos y virales al igual que partículas que causan la capa en la superficie. Rubega y Oring (*obs.pers.*) reportaron resultados excelentes en sistemas de filtración que utilizan carbón activado, un esterilizador de luz UV, y filtros de hasta 2F. En sistemas de flujo continuo, las heces y alimentos tienden a acumularse en el fondo. Estos deben de ser removidos por medio de un sifón o una aspiradora de agua por lo menos dos veces por semana, pero tan frecuentemente como sea requerido, 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 las heridas e infecciones de las patas y piernas. Estas provienen principalmente de las llagas que se desarrollan cuando el ave debe permanecer de pie en suelo duro y por periodos largos. Estas llagas eventualmente se infectan cuando las aves caminan sobre heces fecales o alimento derramado en el suelo. Las infecciones de este tipo son dolorosas y debilitantes, y pueden ocasionar la pérdida de dedos o patas. Las infecciones que no se tratan ocasionalmente llevan a una muerte lenta y dolorosa, y siempre ocasionan pérdidas en alguna función.

Para las aves que van a ser mantenidas en cautiverio por más de 2 o 3 días, los pisos de la jaula o aviario deben de ser cubiertos con material adaptable. La arena es utilizada comúnmente, pero debe de ser rastrillada frecuentemente para eliminar heces. La arena también debe de ser reemplazada completamente de manera frecuente para evitar crear un depósito de bacterias [*ver F: Piso de la Jaula*]. Rubega (*obs.pers.*) reportó buenos resultados con aves playeras y gaviotas, utilizando colchonetas ahuladas comerciales, o acolchado plástico para alfombras, reemplazado y lavado diariamente. Se consiguen mejores resultados si las colchonetas se lavan con un flujo de agua constante. Rubega y

Oring (*com.pers.*) han tenido excelentes resultados recientemente en aves playeras, al utilizar un piso antiderrapante, ahulado e impermeable, que se consigue comercialmente con el nombre de Tufflex®, y lavado constantemente con flujo de agua.

Independientemente del tipo de piso utilizado, los investigadores deben estar al tanto de las infecciones potenciales. Cualquier ave que muestre cojera, o se rehuse a poner peso en alguna pierna o pata, o tenga enrojecimiento o hinchazón en la pata o pierna, deberá ser examinada minuciosamente de inmediato. La presencia de llagas en las patas requiere de tratamiento inmediato y repetido con un desinfectante tópico, que el ave sea aislada de otras aves, y la modificación del piso. En general, a menos de que el investigador tenga mucha experiencia, los casos avanzados de esto deben de ser referidos a un veterinario para su tratamiento.

## **H. Rapaces**

Por mucho tiempo, las rapaces han sido mantenidas en cautiverio en relación con el deporte de la Cetrería. La discusión de las técnicas asociadas con esta actividad no es apropiada en este espacio. Sin embargo, en años recientes, ha sido establecido un programa para la reproducción de varias especies de rapaces, con fines de manejo, y la investigación con rapaces puede involucrar la utilización de aves en cautiverio. La mayoría de los procedimientos detallados en este documento se aplican a estos programas. Los procedimientos aplicables específicamente a rapaces son discutidos por Carpenter *et al.* (1987) y Redig *et al.* (1993) [*ver también VI.A*].

## **I. Identificación y Registros**

Todas las jaulas experimentales deberán tener una etiqueta impermeable que contenga la siguiente información.

- a. Identificación y número de animales;
- b. Fecha de inicio del experimento, y fecha aproximada de terminación;
- c. Cualquier instrucción especial de alimentación (puede estar en clave);
- d. Nombre del investigador responsable.

Los registros deben de incluir la fuente y la manera eventual en que se dispondrá de cada animal. Se recomienda que las aves sean anilladas con anillos plásticos o metálicos para facilitar la identificación individual. Los números de permisos y protocolos deberán de estar expuestos en un lugar sobresaliente del cuarto de alojamiento de los animales. El investigador es responsable del mantenimiento de los registros concernientes a la historia y disposición de todas las aves individuales, como es requerido por leyes locales, estatales y federales.

## **J. Disposición de las Aves después del Experimento**

Al término del estudio, los investigadores deberán liberar los especímenes capturados en campo cuando esto sea práctico y ecológicamente apropiado; con excepción de cuando las leyes nacionales, estatales o locales lo prohíban, o la liberación pueda tener efectos perjudiciales sobre el banco genético existente en un área geográfica específica, o si los especímenes han sido expuestos a patógenos potenciales que pudieran ser liberados a las poblaciones silvestres.

Como regla general, las aves capturadas en campo deben de ser liberadas solamente:

- a. En el sitio de captura original, a menos que los esfuerzos de conservación o las consideraciones de seguridad especifiquen otra manera. Para estas últimas circunstancias excepcionales, debe de obtenerse un permiso de reubicación en las agencias estatales y/o federales apropiadas, y la reubicación aprobada debe de ser referida en la publicación subsecuente sobre los resultados de la investigación.
- b. Si su habilidad para sobrevivir en condiciones naturales no ha sido afectada irreversiblemente por daños estructurales o fisiológicos (p.e. ensordecimiento quirúrgico). Las aves que han sido afectadas

de esta manera, pero están sanas, pueden ser donadas a zoológicos u otro tipo de organizaciones apropiadas [ver IX.G]

c. Cuando las condiciones locales y estacionales sean apropiadas para su sobrevivencia.

d. Si no existe posibilidad de que hayan sido expuesta a enfermedades contagiosas.

Antes de la liberación, cada ave deberá de ser examinada para señales de lesiones o enfermedades; las aves que se crea que no sobrevivirán, no deberán de ser liberadas. Las aves deberán de ser liberadas temprano en la mañana, y en condiciones climatológicas favorables de manera que puedan encontrar alimento y un lugar apropiado para pernoctar antes de que oscurezca. Las aves liberadas no deberán llevar anillos con las secuencias de colores asignadas a algún permiso de anillado de aves. Se debe establecer la manera en que se dispondrá de las aves en cautiverio que no puedan ser liberadas, ya sea distribuyéndolas entre colegas para estudios posteriores, donadas a zoológicos o aviarios (es ilegal disponer de aves migratorias como mascotas, y generalmente no se recomienda distribuir estas especies aun cuando sean comunes en el mercado de mascotas, a menos que sea a avicultores serios), o preservándolas y depositándolas en colecciones de investigación como especímenes para enseñanza o en custodia.

Tanto en el campo como en laboratorio, el investigador debe de ser cuidadoso y asegurarse de que los animales sacrificados estén realmente muertos antes de disponer de ellos. En aquellos casos raros en que los especímenes no son aceptables para propósitos de enseñanza o custodia, la disposición de los cadáveres debe de estar de acuerdo con las prácticas requeridas o los reglamentos aplicables. Los animales que contengan sustancias tóxicas o drogas (incluyendo agentes de eutanasia como los barbitúricos) no deben de ser dispuestos en áreas donde puedan convertirse en eslabones de la cadena alimenticia.

#### **K. Variaciones de los Procedimientos Estándar**

En la mayor parte de los protocolos experimentales es deseable mantener al mínimo las perturbaciones ocasionadas por las inspecciones rutinarias, el mantenimiento y las actividades de alimentación. Las aves en reproducción en cautiverio pueden abandonar los nidos si son perturbadas frecuentemente, y los patrones de comportamiento pueden interrumpirse por varias horas (y aun permanentemente) si los sujetos pueden detectar intromisiones reales o potenciales (ruido/observaciones por parte del investigador o encargado de los animales). En estos casos, la rutina diaria de inspección debe de ser suspendida, y establecerse un horario para alimentación, suministro de agua, y limpieza, simultáneo con la colecta de datos, de manera que se minimice la intromisión pero se asegure la salud y bienestar de los sujetos del experimento. Por ejemplo, si las jaulas se limpian dos veces por semana en vez de diariamente, las condiciones pueden ser verificadas por medio de observaciones con monitores de video o a través de filtros de cristal unilateral. El agua limpia y alimento pueden ser proporcionados para que duren varios días. Los platos se sacan entonces, se lavan y esterilizan dos veces por semana. En algunas circunstancias el investigador podría reducir la intrusión aun más utilizando métodos mecánicos para proporcionar alimento y agua, p.e. alimentadores mecánicos de llenado automático, tubos de goteo de agua, etc. La frecuencia de las perturbaciones debe de ser definida por el investigador, siempre y cuando no se involucre el bienestar de los sujetos y que el procedimiento haya sido incluido en el protocolo experimental aprobado.

#### **L. Zoonosis**

Mas allá de las consideraciones éticas del manejo de aves, los investigadores deben de estar informados que el manejo rutinario de animales implica ciertos riesgos personales. Obviamente se deben de tomar precauciones para proteger a las personas que manipulan especies peligrosas, o aun especies agresivas que pudieran atacar y ocasionar lesiones dolorosas aunque no serias. [ver IX.C] más aun, una gran variedad de enfermedades pueden ser transmitidas de aves a humanos (Evans y

Carey 1986); siendo las más comunes campylobacteriosis, histoplasmosis, ornithosis, tuberculosis, salmonelosis y *Yersinia* spp. (enterocolitis y pseudotuberculosis).

La más conocida de las enfermedades mencionadas es una forma de clamidiosis conocida como ornithosis, comúnmente, aunque erradamente, llamada psitacosis o fiebre de pericos. De hecho, el agente causal de esta enfermedad altamente contagiosa, *Chlamydia psittaci*, es encontrado en más de 120 especies de aves no-psitacidas y algunos mamíferos domésticos (Gerlach 1986). Sus síntomas son parecidos a los de la influenza (gripe), y por esto a veces se diagnostica de manera equivocada. Las personas que manejan aves y sufran de neumonía atípica, fiebre recurrente, algún tipo de dolor de pecho inexplicable, anorexia, disnea, o transpiración profusa, deben de informar a sus médicos sobre la posibilidad de padecer ornithosis. Contemple que la prueba estándar de anticuerpos sea sujeta a una reacción cruzada con *Chlamydia trachomatis*, una enfermedad venérea humana. Revise la publicación de la AVMA "Zoonoses Updates" para información más actualizada.

## VIII. PROCEDIMIENTOS DE MANEJO MENORES

### A. Resumen

La colecta de muestras de tejidos, la manipulación experimental utilizando inyecciones e implantes de hormonas/drogas, la reproducción de vocalizaciones grabadas, y utilización de señuelos, son herramientas fundamentales para los ornitólogos. La mayoría, si no es que todas estas actividades, requieren permisos de las agencias federales y/o estatales [ver II].

Evidentemente, las aves silvestres, utilizadas en estudios de cautiverio, deben de estar tan sanas y libres de traumas como sea posible. Algunas excepciones a esta regla incluyen las investigaciones relacionadas a los efectos del estrés ambiental. Se ha demostrado que las aves passeriformes requieren de 3 a 4 semanas para aclimatare al cautiverio antes de que empiece el experimento. Generalmente la masa corporal disminuye después de la captura, y los niveles de hormonas metabólicas y reproductivas en el plasma son frecuentemente anormales. Después de 3 a 4 semanas, la masa corporal se recupera, y los niveles hormonales se estabilizan (Wingfield *et al.* 1982). Obviamente, las condiciones de alojamiento en cautiverio son importantes y dependen de la especie investigada. Aun una sobrepoblación ligera puede retardar la aclimatación al cautiverio por varias semanas (Wingfield *et al.* 1982).

### B. Colecta de Muestras de Sangre

Los métodos para colectar muestras de sangre en aves, son revisados por Morton *et al.* (1993) y Campbell (1994). Existe un video disponible en la NWHC, demostrando la técnica adecuada de colecta de sangre. [ver Anexo A] Las técnicas comunes incluyen la utilización de una jeringa para obtener sangre de la vena yugular, los senos venosos occipitales, o punción cardiaca (ver también Dorrestein *et al.* 1978; Vuillaume 1983). Sin embargo muchos investigadores prefieren obtener pequeñas cantidades de sangre a partir de la vena ulnar (ala) o de vasos en el tibio-tarso. La punción cardiaca por vía furcular, puede resultar en un severo debilitamiento o muerte, especialmente entre aves pequeñas. Utter *et al.* (1971) encontraron que la punción cardiaca por vía del esternón, era mucho menos severa, y aun aves silvestres en libertad tenían buena sobrevivencia. Sin embargo, el potencial de debilitamiento aun permanecía. El corte de dedos es aceptable en el campo en aves muy pequeñas tales como colibríes. Generalmente es necesario cortar solo la uña (Leonard 1969). (N.B. Aunque el corte de dedos puede tener un efecto secundario positivo, ya que las aves muestreadas pueden ser identificadas, no es un procedimiento aprobado para marcar aves).

En la mayoría de los casos, una muestra de sangre aceptable puede ser colectada de la vena ulnar o de los vasos tibiotarsales. En especies mayores, el uso de jeringa y aguja es apropiado. Para especies pequeñas (p.e. <100gr) se recomienda que la vena sea punzada con agujas calibre 26 o menores, y que la sangre sea colectada directamente en tubos capilares de micro-hematocrito. Si el animal no es sacrificado o incapacitado como parte del experimento, entonces el volumen de sangre que se extrae es

un tema importante (McGuill y Rowan 1989). Una regla general, es que no se debe extraer más del 2% del peso del animal en un periodo igual o menor a 14 días, o no más del 1% por sesión (McGuill y Rowan 1989). Para un ave de 10 gr., lo máximo que se puede extraer serán de 2 a 3 tubos capilares (100F de sangre completa) y aproximadamente 10 tubos capilares (500F) en aves de 50 gr. Estos límites se aplican ya sea cuando la sangre se colecte para análisis de ADN, o cuando se colecte plasma para estudios hormonales, de metabolitos, etc. sin embargo, ya que los eritrocitos de las aves tienen núcleo, no se necesita mucha sangre para la mayoría de los estudios de ADN. Por esto recomendamos cantidades de 1/3 a 1/2 tubos capilares para aves >7 gr, 1 tubo capilar para aves de 7 a 15 gr, y 2 tubos capilares para aves más grandes. Una vez que se extrae, las muestras de sangre (y otros tejidos) deben de ser conservados adecuadamente para su sobrevivencia bajo condiciones de campo (Seutin *et al.* 1991).

En años recientes las investigaciones sobre las reacciones de las hormonas adrenocorticoides a estresores estandarizados, han estado siendo utilizados para estudiar las adaptaciones al ambiente y para monitorear las especies en hábitats potencialmente perturbados (Wingfield 1994). El procedimiento puede tener aplicaciones útiles adicionales en biología de la conservación, para comparar individuos criados en cautiverio con sus similares libres. Para hacer eso se requiere mantener al individuo por periodos de 30 a 60 minutos y colectar una pequeña muestra de sangre a intervalos para medir las hormonas. El estrés inicial es la captura, manipulación y limitación de movimiento – se asume que todos los individuos de todas las especies experimentan estrés durante la captura y manipulación iniciales (Wingfield 1994). Entre muestras, muchas aves pueden ser mantenidas en sacos de tela, lo que permite una ventilación adecuada, pero previene lesiones si el ave forcejea. Estos sacos deben de ser colocados en sitios seguros, a la sombra, y protegidos de los efectos directos de las condiciones climatológicas. Los sacos no son una manera apropiada de confinamiento o restricción de especies para aves de cuello o pico largos. [ver IX.C] El volumen combinado de sangre extraída durante una serie de estrés, no debe exceder el 1% de la masa corporal. Con cuidado, las muestras de sangre secuenciales pueden tomarse del mismo sitio, tal como la vena ulnar, sin crear punciones múltiples. No debe realizarse la colecta serial de muestras de sangre por punción cardiaca. Este protocolo de estrés seriado proporciona información muy útil sobre cambios hormonales en respuesta al estrés, y las aves son liberadas sin daño. Debe tenerse cuidado para asegurar que no se mantienen capturadas aves reproductoras por periodos demasiado largos. En otras ocasiones, la captura temporal por 30 a 60 minutos no constituye un problema, a menos que los individuos sean separados de una parvada, o puedan potencialmente perder su territorio. En estos casos se requiere la discreción del investigador.

En especies semi cautivas o libres, la colecta de sangre no afecta la sobrevivencia (Raveling 1970); Bigler *et al.* 1977; Wingfield y Farner 1976; Gowaty y Karlin 1984; Frederick 1986). Más aun, las actividades normales de alimentación y cría, muda de plumas, y habilidad para migrar tampoco se afectan (Wingfield y Farner 1976; Frederick 1986). Brown (1995) encontró que la colecta de muestras de sangre de la vena yugular en polluelos de 9 días de *Larus delawarensis*, no tenía efecto en su sobrevivencia hasta los 21 días. La tasa de deserción del nido por parte de los adultos, tampoco se vio afectada. En cautiverio, las aves silvestres tienen buenas tasas de sobrevivencia después de muestreos repetidos de sangre (aun a intervalos de 3 a 7 días), y la masa corporal y el hematocrito permanecieron normales (Wingfield *et al.* 1982) Lanctot (1994) determinó que la extracción de sangre de la vena yugular en polluelos de *Tryngites subruficollis* dentro de las primeras 24 horas después de la eclosión, no tuvo efecto en el crecimiento ni en la sobrevivencia al abandonar el nido. Se colectaron hasta 0.05 ml de sangre, y aun la ocurrencia de hematomas en la yugular de algunos polluelos no perjudicó la sobrevivencia. Oring (*obs.pers.*) encontró pocos problemas al extraer sangre de polluelos de *Charadrius vociferus* en cantidades de 100F/10 gr. Con los polluelos, el riesgo de deshidratación excede al de la pérdida de sangre, por esto los investigadores deben de tener la precaución de proporcionar fluidos a estas aves. En resumen, la colecta de muestras de sangre en venas de las alas y patas, no daña los patrones de comportamiento, reproducción y sobrevivencia de las especies silvestres.

### **C. Colecta de Otros Tejidos**

Las técnicas en fisiología y genética modernas, a veces requieren biopsias de algunos tejidos. Los más comúnmente muestreados (además de la sangre) son tejidos adiposos, músculos, hígado y gónadas. El tiempo de manejo debe minimizarse, especialmente en aves reproductoras. Si fueran rutinariamente necesarios periodos mayores a varios minutos, como puede ser cuando el procedimiento de muestreo es complejo, se debe incluir una justificación en los protocolos del IACUC.

Varios estudios (p.e. Baker 1981; Westneat 1986; Westneat et al. 1986; y Frederick 1986) demuestran que las biopsias tienen efectos muy pequeños en las condiciones corporales o la sobrevivencia de aves invernantes o reproductoras. Después de un rápido manejo y liberación, las aves a veces regresan a su actividad normal de forrajeo y reproducción. Los machos frecuentemente cantan a los pocos minutos de ser liberados, y aun polluelos a quienes se les toman biopsias en el nido, no mostraron debilidad, pidieron alimento, y fueron alimentados normalmente. Debe notarse también que la biopsia de los músculos pectorales mayores no afecta el vuelo. Las muestras recogidas deben de ser del mínimo tejido necesario para validez científica. Se recomienda ampliamente la aprobación de IACUC de los procedimientos de muestreo de tejidos, cuando no se utiliza anestesia [ver IX.D].

La pulpa de las plumas se colecta también para investigaciones científicas. El procedimiento de arrancar algunas pocas plumas es relativamente inocuo, pero debe de tenerse cuidado de no sacar tantas plumas como para afectar el vuelo u otras funciones esenciales (esto es mucho menos problemático en sujetos en cautiverio). Hay que notar también, que la remoción de plumas en crecimiento pueden ocasionar sangrado, y la liberación debe de hacerse hasta que este haya cesado.

Dependiendo de la naturaleza de los datos buscados, puede ser posible hacer ciertas colectas de tejidos sin tocar animales vivos. Por ejemplo, el ADN puede ser extraído de plumas o membranas del huevo encontradas en los nidos, al igual que de especímenes de museos (Ellegren 1991; Morin *et al.* 1994; Pierce *et al.* 1997).

### **D. Colecta de Muestras de Buche y Alimentación Forzada**

La obtención de información sobre la dieta de especies en el campo, es a veces un componente importante de estudios ecológicos y nutricionales. La utilización de ligaduras en el cuello para obtener muestras de buche en polluelos en el nido puede a veces justificarse. En tales casos, el investigador debe ser cuidadoso y asegurar que existe circulación normal de sangre, y funciones traqueales. Deben de tomarse más consideraciones a la posibilidad de que el procedimiento resulte en la pérdida de alimentos no garantizada.

En algunos casos, las aves son sacrificadas para observar directamente los contenidos estomacales. En muchos casos no obstante, esto no es necesario, y la colecta de muestras fecales y material regurgitado, puede proporcionar la mayoría, si no es que toda, la información que se necesita. Sin embargo, en algunas especies las muestras fecales no son útiles (p.e. los frugívoros). En otros casos, tales como las aves marinas en el mar, no es posible coleccionar muestras fecales, aunque muchas regurgitan los contenidos estomacales en seguida de ser capturadas. Algunos otros no regurgitan, y puede ser necesario utilizar técnicas de palpación y ser necesario el uso de eméticos. Cabe notar que los eméticos son potentes en su acción, y que pueden ocasionar mortalidad por asfixia, trauma severo y choque (Prys-Jones *et al.* 1974). Wilson (1984) y Ryan y Jackson (1986) han desarrollado una bomba estomacal que puede ser utilizada como alternativa al uso de eméticos y al sacrificio. Ellos demostraron que la bomba dio resultados cuantitativos y cualitativos (por lo menos en aves mayores) comparables a aquellos resultantes de aves sacrificadas. Adicionalmente el bombeo estomacal no ocasionó molestias aparentes. Sin embargo, la mortalidad potencial por el uso de eméticos ha sido reducida considerablemente administrando pequeñas cantidades de emético a través de un tubo pequeño insertado por el esófago hasta el proventrículo (Gionfriddo *et al.* 1995).

Una vez más se hace énfasis en que el conocimiento de la especie es esencial para determinar si puede reaccionar de manera adversa. Los zambullidores, por ejemplo, no deben de ser sometidos a ningún tipo de técnica de regurgitación, debido a las plumas en la molleja (Jehl, *com.pers.*)

Las investigaciones sobre nutrición pueden requerir la alimentación forzada de los sujetos de experimento (generalmente en cautiverio). La alimentación por tubo utilizando sondas de hule suave o metálicas (que no ocasionan traumas) del tamaño correcto y los volúmenes de alimento que sean adecuados para el tamaño de la especie, es efectiva y segura. Murphy y King (1986) encontraron que la alimentación forzada insertando un tubo por el esófago, en ocasiones causaba lesiones. El alimento que se proporcione debe de ser una pasta aguada, y la regurgitación puede ocasionar asfixia (especialmente en especies pequeñas). La entubación puede lesionar también las paredes esofágicas. Como alternativa, Murphy y King (1986) sugieren la alimentación con pellas de alimento que se colocan con un fórceps directamente en la faringe, induciendo el reflejo de deglución. Esto reduce la mortalidad a cerca de cero, y las pellas regurgitadas no ocasionan asfixia, aunque el uso de pellas toma mucho más tiempo que el alimento por sonda.

#### **E. Lavado Cloacal**

Los estudios sobre la manera y el momento oportuno de inseminación son importantes para el análisis de las tendencias poblacionales, la transferencia de información genética y los sistemas de apareo. El lavado cloacal, tanto en machos como en hembras, es una técnica para obtener información relativa a la producción y transferencia de esperma (Quay 1984, 1986 a, b, 1989). La técnica a veces se extiende a la implantación de microesferas cloacales (Quay 1988). Al igual que el bombeo estomacal, el lavado no es invasivo en el sentido que no requiere la penetración de una barrera epidérmica. Como en el bombeo estomacal, el lavado cloacal, cuando es efectuado por una persona con experiencia, no debe producir más que una molestia pequeña y pasajera.

#### **F. Inyecciones e Inserción de Implantes**

En los Estados Unidos de Norteamérica, todas las drogas y medicamentos que se administran a las aves, deben de utilizarse de acuerdo con las especificaciones del Animal Medical Drug Use Clarification Act, el cual requiere que los usos más allá de lo especificado por el fabricante deben de hacerse bajo la supervisión de un veterinario.

La inyección de sustancias experimentales se lleva a cabo ampliamente en aves. La inyección subcutánea e intramuscular es sencilla en el laboratorio y ocasiona lesiones mínimas. Las inyecciones intravenosas requieren de práctica adquirida. Las inyecciones intraperitoneales requieren de justificación ya que algunas drogas pueden irritar las vísceras y porque existe la posibilidad de ocasionar daños mecánicos o químicos a las mismas.

Bajo condiciones de campo, la mayoría de las inyecciones (especialmente las subcutáneas) parecen no tener efecto (independientemente de la sustancia inyectada) en la sobrevivencia o actividades normales (p.e. Reyer 1984). En estudios de largo plazo, sin embargo, a veces se requiere de inyecciones repetidas, requiriéndose la recaptura múltiple a intervalos frecuentes. Esto por si mismo puede ocasionar interrupción de las actividades normales. Por estas razones, los implantes en tubos de silicón, pellas, o bombas miniosmóticas deben de utilizarse para proporcionar administración a largo plazo de la sustancia experimental (hasta por varias semanas). Cuando sea posible, tales implantes deben de hacerse subcutáneos porque los implantes intraperitoneales frecuentemente se encapsulan con tejido conectivo. Los implantes insertados bajo la piel del flanco o en un lado del tórax son los más efectivos, y fáciles de remover después de terminado el experimento. Los implantes **no deben** de ser colocados en el dorso ya que frecuentemente rompen la piel, dando lugar a infecciones. Los implantes bajo la piel del cuello tampoco se recomiendan: pueden penetrar a la cavidad torácica, ocasionando alteraciones en la respiración. Hay bombas mini-osmóticas hechas a la medida para animales de tamaño poco común, o para la administración de sustancias por periodos prolongados de tiempo. (Alza

Corporation, en Palo Alto California, es una compañía que proporciona un vídeo de entrenamiento gratuitos para el uso de estas bombas en roedores; lo que debe ser aplicable a aves) Al igual que otros procedimientos invasivos, el área de la operación debe de estar tan estéril como sea posible.

El momento del implante es también importante en algunos casos. El tratamiento de aves en libertad con hormonas, usualmente no tiene efectos debilitantes, pero algunos tratamientos, tales como esteroides sexuales, pueden interrumpir el progreso normal de la reproducción y eventos asociados. La muda de plumas y la migración puede ser evitada con implantes de esteroides sexuales. Por esto, deben de hacerse todos los esfuerzos posibles para remover los implantes después del experimento. En aquellas especies que se reproducen en altitudes o latitudes altas, la temporada reproductiva corta permite solo un corto tiempo para la muda. Si estas funciones son interrumpidas por los implantes, puede conducir a la muerte debido al escaso plumaje y el retraso en la migración. Se recomienda que cuando sea posible, se remuevan todos los implantes de las aves experimentales y las de control. Sin embargo, los sujetos con implantes de control, o implantes donde la hormona ya se diseminó, sobreviven el invierno en la misma proporción que los individuos sin implantes (Wingfield 1984). Más aun, el estrés de la recaptura puede ocasionar más problemas que los que soluciona. Un elemento crucial en la determinación de las acciones apropiadas en todo esto, es determinar si el riesgo inducido por el experimento se aplica principalmente a los individuos experimentales, o a toda la población [ver I.A].

#### **G. Determinación de la Viabilidad de los Huevos**

Ciertos procedimientos experimentales requieren de la estimación del número de huevos con embriones viables y su edad, dentro de una postura. La técnica común utilizada es la transiluminación (candlear o lamparear) para detectar la presencia de un embrión, pero muchas especies tienen los cascarones tan gruesos o tan pigmentados, que este procedimiento no es útil. El quebrar el huevo, con sus obvios efectos desfavorables para el éxito reproductivo, se justifica en algunos casos, pero la técnica del ultrasonido es la preferida. Equipos electrónicos tales como el estetoscopio doppler, el cual puede detectar latidos cardíacos o movimiento del embrión dentro del huevo, son también muy útiles. Algunas de estas técnicas están siendo adaptadas para su utilización en campo (p.e. Mineau y Pedrosa 1986). La prueba de flotación del huevo es útil en algunas especies, ya que cuando el huevo tiene más de 10 días y no flota, significa que no tiene embrión viable.

#### **H. Reproducción de Vocalizaciones Grabadas y la Utilización de Señuelos**

La reproducción de vocalizaciones grabadas causa poca perturbación o trauma en especies en libertad, si la duración de la reproducción se mantiene dentro de los límites razonables (normalmente menos de 30 minutos). Prolongar este periodo podría distraer a los sujetos de actividades que son esenciales para el éxito reproductivo. A menos que el experimento lo requiera, las bocinas **no deben** de ser colocadas cerca de los nidos, etc. la actividad en ese territorio debe de mantenerse al mínimo para evitar la destrucción del hábitat local (Johnson *et al.* 1981; Marion *et al.* 1981; Baptista y Gaunt 1997).

Los señuelos vivos se utilizan frecuentemente junto con la reproducción de vocalizaciones. Los mismos conceptos se aplican: minimizar la actividad del investigador, y evitar colocar el señuelo cerca del nido. Los señuelos vivos requieren atención particular en el campo. Las aves utilizadas de esta manera deben de ser entrenadas por un día o más antes del inicio del experimento. Las aves no entrenadas tienen a golpearse alrededor de la jaula cuando son introducidas en territorio de otra ave. Un señuelo habituado a estar en una jaula en el campo, proporciona un estímulo experimental más apropiado, y también está sujeto a menor estrés. Hay que advertir que el señuelo necesita que se le proporcione alimento y agua todo el tiempo. Evite colocar el señuelo en situaciones expuestas, especialmente en días calientes. Nunca exponga el señuelo a los rayos del sol sin algún tipo de protección [ver IV.C].

La reproducción de vocalizaciones grabadas se utiliza a menudo en el uso recreativo de las aves. La ABA reconoce que su uso, al igual que otras prácticas como la fotografía, pueden afectar adversamente a las aves, y ha tratado el tema [Anexo B].

### **I. Huevos Artificiales**

El uso de huevos artificiales es invaluable para muchos estudios de ornitología, reduciendo el riesgo durante la captura y proporcionando un valor especial al desarrollo de huevos (p.e. en el mantenimiento de poblaciones amenazadas). Los huevos artificiales compuestos de una variedad de materiales, incluidos la madera, papel mache, plástico y arcilla, han producido respuestas de anidación normales. Sin embargo el reconocimiento de los huevos varía ampliamente entre especies. En algunas especies, los individuos reconocen el patrón único de sus propios huevos. Para otros los mecanismos de reconocimiento de huevos pueden ser muy generales. Cuando los huevos se utilizan brevemente, p.e. durante la captura, una aproximación general a los huevos reales deberá de ser suficiente. Sin embargo, cuando se pretende que los huevos artificiales sean incubados por días o semanas, debe de darse cuidado extremo hasta mimetizar la forma, tamaño, patrón y pesos de los huevos originales. Las aves pueden abandonar huevos sustituidos si se sienten incómodas al posarse en ellos.

### **J. Manipulación Experimental del Plumaje**

La alteración de la apariencia externa de un ave por manipulación del tamaño y coloración de las plumas, carnosidades, etc. ha resultado ser una poderosa herramienta experimental en ecología del comportamiento. El injerto, una técnica para la identificación de individuos por medio del trasplante de una o más plumas de un ave de diferente color, se puede rastrear hasta la antigüedad. Bajo condiciones de cautiverio, tales manipulaciones no son traumáticas, a menos que como resultado, el sujeto experimental tenga dificultades para alimentarse y beber. Bajo condiciones naturales, sin embargo, es importante asegurar que tales manipulaciones no afectan el vuelo u otro tipo de locomoción.

## **IX. MANIPULACIONES MAYORES**

### **A. Resumen**

La avicultura es uno de los pasatiempos más comunes en Norteamérica, y la práctica veterinaria dedicada a las aves es actualmente muy extensa (Johnson 1982). Como resultado de esto, las técnicas de anestesia y cirugía en aves se están desarrollando rápidamente. Las técnicas modernas se encuentran bien representadas en varios textos recientes, p.e. Harrison & Harrison 1986; Ritchie *et al.* 1994 (enciclopedia); Altman *et al.* 1997 (organizado como un simposium con varios temas generales cubiertos por estudios específicos). Cada año aparecen nuevos textos, y los laboratorios que incluyen estudios invasivos en aves no deben quedarse sin uno. Sin embargo nada que aparezca en los textos, ni el seguir estas guías, constituye en sí un manual de auto enseñanza. Al igual que todos los procedimientos complejos, la cirugía no debe de ser realizada por novatos. Es responsabilidad del investigador, obtener el entrenamiento de un experto, ya sea un investigador principal con mucha práctica y experiencia, o un veterinario. Aquí se presenta material detallado relativo a los procedimientos utilizados comúnmente y a los problemas que se presentan comúnmente, para facilitar la comunicación entre los investigadores y sus IACUCs, muchos de los cuales están más familiarizados con mamíferos que con aves, y con condiciones de laboratorio más que condiciones de campo.

Ya que el campo no es estático, nosotros no pretendemos presentar un catalogo de técnicas aceptables, más bien, pretenderemos establecer una filosofía que ayude a todos los involucrados a determinar si una propuesta es apropiada. Las técnicas discutidas deben de ser consideradas como ejemplos. También trataremos de indicar las limitaciones y los procedimientos inaceptables.

### **B. Algunas Consideraciones Primarias**

- a. Un animal angustiado proporciona datos insuficientes.

b. En casos de duda, o en la ausencia de justificación específica para estándares laxos, se debe adoptar el régimen más estricto de analgesia y antisepsia.

c. Las técnicas apropiadas para un experimento o en un momento dado, pueden ser contraproducentes en otro.

Cualquier técnica invasiva es potencialmente molesta y aun peligrosa. Algunas sutilezas (p.e. el ángulo de introducción de una aguja hipodérmica, la posición del sujeto, la posición de las manos del investigador) que permiten a los expertos llevar a cabo estos procedimientos suavemente, rápidamente, y con un mínimo de molestia para el sujeto, han sido desarrolladas tras largos años de práctica, a veces de manera inconsciente, y pueden no estar bien expresados en los libros de texto o manuales de instrucción. Por esto, un investigador que desee adoptar una técnica nueva, debe buscar instrucciones directas de un experto y debe practicar en modelos apropiados hasta que tenga destreza.

### **C. Restricción de Movimiento**

Los procedimientos invasivos requieren obviamente de restricción del movimiento y algunas veces de inmovilización. La restricción puede ser necesaria durante el examen previo al procedimiento y preparación, y durante la recuperación de la anestesia. Cada evento de restricción debe de ser precedido por una necesidad. Todo el equipo y provisiones para el procedimiento, formas de datos o libretas, iluminación, o cualquier cosa que pueda ser necesaria, debe de estar en su lugar antes de restringir al animal, de manera que se tenga acceso inmediato a ellos. Las aves de patas y cuellos largos, deben de ser restringidas de una manera especial, particularmente durante la recuperación de la anestesia o en otros momentos cuando la coordinación puede estar afectada. Algunas especies pueden ser peligrosas para el manejador. Una restricción adecuada incluye la protección del manejador al igual que la del ave, o el ave puede lastimarse durante sus movimientos defensivos. Los guantes gruesos son apropiados para el manejo de rapaces, pero deben de ser lavados y desinfectados o podrían promover el contagio de enfermedades. Una toalla limpia, desde papel delgado hasta tela gruesa, puede ser utilizada como primera barrera, y como método de restricción. La misma toalla puede entonces ser utilizada para dar a las rapaces algo que sostener. Las gafas de seguridad (goggles) deben de ser utilizadas cuando se manejan aves de pico largo; protectores auditivos o tapones cuando se trabaja con aves capaces de vocalizaciones estruendosas. La disminución de estímulos externos, tales como vocalizaciones, cambios rápidos de iluminación y temperatura, tacto, etc. ayudan a asegurar el éxito en la manipulación. Es necesario el entrenamiento para aquellas personas que desean manejar aves grandes como rapaces, grullas, flamencos, ratites, patos grandes y galliformes, etc.

La manera de restricción del movimiento depende del procedimiento que se va a realizar y de la especie (Fowler 1978, 1995). Para algunos procedimientos, especialmente aquellos que utilizan poca o ninguna anestesia, se pueden utilizar variaciones de las técnicas del manejo para anillado (Donovan 1958). Para tales procedimientos relativamente inocuos, las especies grandes pueden a veces ser tranquilizadas cubriéndoles la cabeza con un capuchón opaco. Los capuchones también son útiles para reducir el forcejeo durante la evaluación pre-operatoria y la recuperación postoperatoria. Las aves medianas pueden ser encerradas en cajas de cartón o tubos de tela, o artefactos comparables. Se debe cuidar que la restricción del movimiento no: 1) interfiera con los movimientos ventiladores del abdomen y tórax o impidan el flujo de aire respiratorio; 2) encierre al ave de manera que se induzca hipertermia; 3) exponga al ave de manera que se induzca hipotermia; o 4) se dañen indebidamente las plumas de vuelo. Puede ser necesaria la utilización de equipo para controlar la temperatura, tal como hielo, abanicos, o cojines calientes (químicos para calentar el agua).

### **D. Anestesia**

Un anestésico es un agente que produce: 1) analgesia (reducción del dolor), 2) inmovilización, y 3) pérdida de la conciencia, para que el individuo no tenga respuesta a un estímulo. La anestesia idealmente minimiza el estrés en la administración de la droga y elimina el dolor durante el procedimiento

de la investigación. También proporciona seguridad y la restricción de movimiento adecuada al individuo durante el procedimiento. La anestesia general lleva a cabo todas estas funciones, pero no necesariamente al mismo nivel, y los efectos de varias de estas funciones dependen de la dosis. Por esto es importante reconocer el nivel del efecto. La anestesia local induce analgesia en áreas o regiones del cuerpo específicas, pero no produce inconsciencia ni sedación.

La selección del agente anestésico se basa en la condición general del animal, y en las condiciones de trabajo en el laboratorio o campo. La droga seleccionada para una especie puede no ser efectiva en otra, aunque estas se encuentren relacionadas. La dosis para una droga puede variar entre taxones. Dentro de las especies, la dosis puede variar con la edad, sexo, estación, o contenido de grasa del ave. El tiempo prolongado de recuperación o la necesidad de equipo especial, puede hacer que un anestésico seleccionado para su uso en laboratorio, sea totalmente inapropiado en el campo. Cada agente anestésico tiene sus ventajas y desventajas. El investigador debe de tener completo conocimiento sobre las características fisiológicas y farmacológicas de la especie de ave que se investiga, y de las características farmacológicas de la o las drogas que serán utilizadas en el proyecto de investigación. La AWA dictamina la consulta con un veterinario para animales de laboratorio, y la AAALAC sostiene esta práctica para todos los vertebrados. El mensaje más importante sobre este tema es que no existen respuestas fáciles y no hay un solo agente anestésico que sea ideal para todos los casos. El investigador, consultando con un veterinario de aves practicante o veterinario anesthesiólogo, debe tomar el tiempo para determinar cual agente o combinación de agentes es apropiada para el estudio, y justificar esta decisión.

Los efectos de drogas específicas han sido determinados para muchas, pero no todas, las especies, y la respuesta puede variar entre especies. El investigador debe conocer las características anatómicas fisiológicas, y farmacológicas de las especies con las cuales trabaja, al igual que el perfil farmacológico de la o las drogas que pretende utilizar en su investigación. Por ejemplo, la respuesta de las aves es diferente a la de los mamíferos, especialmente con respecto a los opioides y morfina (por esta razón, cuando se utiliza un opioide, el investigador debe de utilizar un agonista kappa en vez de morfina). Cuando no esté disponible la información respecto al efecto de una droga en la especie bajo estudio, se recomienda un examen pre-experimental con bajas dosis del agente [ver X.F, J]. Un buen punto de partida para aquellos trabajando con especies exóticas se encuentra en Samur *et al.* 1984, el cual investiga los efectos de CT-1341, ketaminas y ketamina mas xylazina en 154 especies de 15 ordenes. Genevois *et al.* (1983) también considera varios agentes en 35 especies. En Fedde (1978), Sinn (1994), cap. 23 de Muir *et al.* (1995), Heard (1997) y varios capítulos de Redig *et al.* (1993) resumen varias técnicas. El estado del conocimiento de la medicina y anestesiología de aves se esta desarrollando rápidamente, así que aun los investigadores con experiencia deben tomarse el tiempo para revisar la literatura reciente antes de seleccionar un agente específico. Entre los textos recientes en medicina de aves están; Ritchie *et al.* (1994), Samour (1999), Heard (1999), Rupiper *et al.* (1999), y Muir (1995).

Los anestésicos generales se administran ya sea en forma de gas o como inyección. Los anestésicos gaseosos tienen la gran ventaja que la dosificación puede cambiarse durante el procedimiento, y, debido a las propiedades estructurales de lisura peculiares del sistema respiratorio de las aves, la recuperación puede ser extremadamente rápida. Muchos de los mejores anestésicos requieren o son mejor administrados con equipo especial para dosificación precisa. Existen sistemas portátiles de bajo peso disponibles para su utilización en el campo (Exotic Animal Medical Products). Para una referencia práctica sobre la utilización de anestésicos gaseosos en el campo, vea Olsen *et al.* 1992. Los anestésicos inyectados pueden ser colocados en la masa muscular (IM), en la vena (IV), o intra-oseo con entrenamiento apropiado en la técnica (Heard 1999). La administración intravenosa proporciona reacciones más predecibles, inducción más rápida, y recuperación más rápida generalmente, y debe de ser utilizado cuando sea posible, pero requiere de habilidades aun en el caso de especies grandes, y es inapropiado para especies pequeñas. La dosis de la mayoría de anestésicos inyectados, varia inversamente con el peso (Boever y Wright 1975). Por ejemplo, las aves pequeñas

requieren relativamente más agente. Por esto, el peso del sujeto debe de ser medido adecuadamente antes de la administración de la droga, y la droga puede necesitar dilución.

Los anestésicos pueden ser combinados con otros u otras drogas para efectos sinérgicos o antagónicos. Los relajantes musculares como el diazepam o el midazolam pueden utilizarse en aves, pero solo en conjunción con un agente analgésico. La ketamina, que es el anestésico inyectable seleccionado más frecuentemente en aves, se utiliza frecuentemente como sedante para continuar con un anestésico gaseoso utilizando intubación endotraqueal. La recuperación de la ketamina es a veces violenta. La relajación muscular es pobre y la analgesia puede ser inadecuada para el agente como para utilizarse solo en procedimientos dolorosos. Una práctica común es mezclar la ketamina con otros productos (Heard 1999, Rupiper *et al.* 1999, Muir y Hubbell 1995). Estos procedimientos complejos requieren de aptitudes especiales. Los investigadores que deseen utilizarlas deben consultar, o practicar con, un veterinario con experiencia en trabajo con especies de aves<sup>3</sup>.

Dadas las dificultades de administrar algunos de los anestésicos comunes generales, el uso de anestesia local es atractivo, especialmente si el procedimiento es sencillo y si el ave será liberada rápidamente. Sin embargo, las ventajas pueden ser más aparentes que reales. Las dosis son inciertas, y los efectos pueden ser generales y prolongados (Graham-Johnes 1965). Hasta cierto punto, el problema es de tamaño (Gandal 1969; Klide 1973), con las especies pequeñas susceptibles a sobredosis. Hay que ser extremadamente cuidadosos al calcular las dosis. Una dosis tan pequeña como 0.1 ml de lidocaína al 2% es una sobredosis gruesa (y letal) para un ave de 30 gr. Los estudios en mamíferos, indican que varios de los anestésicos locales comunes, incluso 1% procaína, 0.2% tetracaína, 0.5% lidocaína (con o sin epinefrina), 2% cloroprocaína, 0.25% dibucaína, 2% mepivacaína, y 2% piprocaína, tienen efectos miotóxicos temporales pero severos (Basson y Carlson 1980; Foster y Carlson 1980; Carlson y Rainin 1985). La dilución de anestésicos locales (con solución salina estéril y libre de preservativos) incrementaría el margen de seguridad. El uso intramuscular de anestésicos locales debe de ser efectuado con precaución. Generalmente, el agente preferido de acción corta es la lidocaína, y el de acción larga es la bupivacaína.

El enfriamiento ha sido utilizado para analgesia tópica en algunas ocasiones. El cloruro de etilo puede temporalmente desensibilizar áreas pequeñas para realizar incisiones rápidas tales como laparotomía (Risser 1971). Los refrigerantes, tales como el diclorodifluorometano pueden también utilizarse para criocirugía. Sin embargo, debido a la dificultad de controlar el grado de enfriamiento local, y a que el tejido congelado puede quedar permanentemente dañado o volverse inoperable, y porque la relación entre la inmovilidad producida por hipotermia y la analgesia no ha sido establecida con claridad, el uso de enfriamiento como anestésico general se desaprueba enérgicamente.

Para ver una discusión sobre el tema complejo del dolor en animales, refiérase a Bateson, 1991; Elzanowski y Abs, 1991; Gentle, 1992; Andrews *et al.* 1993. El evidente componente psicológico es usualmente agravado por el miedo. De manera similar, varias especies responden a experiencias traumáticas de maneras diferentes, y tanto la restricción de movimiento o la desorientación pueden ocasionar más estrés evidente que el que ocasiona una lesión física como una punción o pequeña incisión. Desafortunadamente, el miedo de un animal a lo desconocido no puede ser disminuido con

---

<sup>3</sup> En 1999, la ketamina fue reclasificada como una sustancia controlada Clase III. Los no-veterinarios que se registran con la Drug Enforcement Administration (DEA) pueden obtener sustancias controladas Clase II-V. Los investigadores individuales y los departamentos institucionales pueden registrarse con la DEA. Los "Practicantes de Nivel Medio", definidos como "aquellos que no son médicos, dentistas, veterinarios o podiatras" se les permite conducir investigación utilizando Sustancias Controladas, solo si esta expresamente permitido por la ley estatal. Las Formas 224 de la DEA pueden obtenerse en cualquier oficina de la Administración en el área, o escribiendo a la Registration Unit, Drug Enforcement Administration, Department of Justice, P.O.Box 28083, Central Station, Washington, DC 20005. Las Formas de la DEA 224a, 225a, y 363a serán enviadas, como se aplique, a cada persona registrada, aproximadamente 60 días antes de la fecha de expiración de su registro. Hay que cumplir con ciertos registros e inventarios. Los ornitólogos fuera de los Estados Unidos de Norteamérica deben consultar con sus propias autoridades sobre el acceso a estas sustancias.

palabras de confianza. Por esto, los anestésicos pueden ser utilizados no solo para disminuir el dolor, sino para reducir totalmente el estrés de un procedimiento. Anteriormente se pensaba que en algunos casos el estrés de un procedimiento se incrementaría y/o que las oportunidades de sobrevivencia del ave se disminuirían con la administración de anestésicos. Actualmente se conoce que sucede lo contrario. Numerosos estudios demuestran que la cirugía es mucho más estresante que la anestesia, por lo menos en condiciones de laboratorio. Las aves a las que se les hace laparotomía bajo anestesia, recuperan su conducta normal más rápido, y comienzan a comer más pronto que las que no fueron anestesiadas. Sin embargo, en condiciones silvestres, cuando las aves deben de poder evitar a sus depredadores, encontrar refugio para la noche, y sobrevivir las inclemencias del tiempo, los efectos aplazados de la anestesia pueden ser una desventaja para la sobrevivencia del ave. Si la anestesia se utiliza, el ave no debe ser liberada hasta que los efectos de la anestesia hayan desaparecido completamente.

### **E. Cirugía**

La cirugía en aves es considerablemente diferente de la cirugía en mamíferos (Ritchie *et al.* 1994; Altman *et al.* 1997). La diferencia se debe en parte a la estructura de las aves, especialmente los sacos aéreos y el sistema respiratorio de flujo de aire, y/o a su fisiología, p.e. el pH sanguíneo y la propensión a caer en hipotermia. Esto amerita una alteración de las técnicas. Sin embargo dos diferencias merecen ser comentadas más ampliamente. Primero, las aves no muestran la misma respuesta inflamatoria a las infecciones asociadas con heridas o punciones que los mamíferos. Esto no quiere decir que las aves no están sujetas a infección. La respuesta fisiológica es simplemente diferente de la de los mamíferos, así que los estándares de antisepsia no pueden ser laxos. Segundo, muchas aves muestran poca evidencia al dolor o a las molestias por punciones o incisiones sobre gran parte del cuerpo, especialmente en el apterium (área de piel de la cual no crecen plumas) (Green 1979; Steiner y Davies 1981). La cabeza y el pico, las porciones escamosas de las patas, y el área de la cloaca son excepciones. Sin embargo, la mayoría de las aves muestran fuerte evidencia de molestia si se pellizca de la piel o se le arrancan plumas. Debido a esta carencia de respuesta, ya que la anestesia puede ser estresante para las aves, y a que las aves pueden verse severamente estresadas por el manipuleo continuo (Gandal 1969), muchos avicultores e investigadores realizan algunos procedimientos quirúrgicos, incluida la laparotomía y biopsia de músculos, con poca o ninguna anestesia, y cierran las incisiones sin suturas (Risser 1971; Wingfield y Farner 1976; Baker 1981). Tales procedimientos no deberían afectar la supervivencia o potencial reproductivo del sujeto (Ketterson y Nolan 1986; Westneat 1986; Westneat *et al.* 1986). Dadas la disponibilidad de analgésicos locales y la rapidez con la cual las aves se recuperan de anestesia general por gas como el isoflurano, la práctica de técnicas invasivas sin el uso de anestesia requiere de una justificación especial, p.e. que el ave va a ser liberada inmediatamente después [ver D]. Estos procedimientos no deben de ser efectuados en ningún caso por personal que no ha desarrollado el entrenamiento necesario.

La conveniencia del procedimiento varía con la experiencia y habilidades del investigador. Cualquier procedimiento invasivo más complicado que una simple inyección, debe de ser ensayado con un modelo apropiado (modelo a escala, cadáver, sujeto con anestesia general), y deben mantenerse los límites más conservadores en las técnicas hasta que puedan ser efectuadas rápida y delicadamente. Ya que gran parte del trauma quirúrgico en muchas aves es la restricción del movimiento necesaria, un procedimiento rápido, pero no precipitado, puede reducir notoriamente las molestias. Se recuerda de nuevo que los individuos que no estén familiarizados con una técnica, deben de aprenderla directamente bajo la tutela de un experto.

Las condiciones que rigen la adopción de procedimientos pueden depender del destino del ave. Podemos distinguir cuatro categorías de sujetos:

- a. Aves silvestres en el campo que serán liberadas inmediatamente después de su recuperación.
- b. Aves silvestres que han sido llevadas a un laboratorio y serán liberadas después de su recuperación en instalaciones de cautiverio.

c. Aves silvestres o en cautiverio que permanecerán en cautiverio permanente o por periodos largos indefinidos después del procedimiento.

d. Aves que serán sacrificadas (con eutanasia) sin recuperación.

Para cualquier animal que será liberado, la primera consideración debe de ser que el procedimiento tenga efectos mínimos en su sobrevivencia y potencial reproductivo futuros. Si el propósito del experimento es alterar la supervivencia o el potencial reproductivo del individuo, entonces la interferencia no debe ser más que la necesaria para probar el tema en cuestión, según lo juzgue y justifique el investigador.

Deben de mantenerse estándares de antisepsia altos rutinariamente durante los procedimientos invasivos. Algunos procedimientos pueden necesitar solo la desinfección de los instrumentos. Ningún procedimiento de esterilización es apropiado para todos los materiales en todas las circunstancias. Los procedimientos para la desinfección química y la esterilización, han sido revisados por la Asociación Dental Americana (Council on Dental Therapeutics *et al.* 1985). Deben tomarse precauciones para reducir la posibilidad de transmisión de enfermedades. Las navajas y agujas desechables deben de ser utilizadas, y los instrumentos inmersos en un desinfectante fuerte entre sujetos (blanqueador casero o etanol 90% y flameado). Los instrumentos deben de ser enjuagados con agua destilada y esterilizada después de la inmersión en cloro o etanol (salvo cuando son flameados) u otro desinfectante previo a su uso. Los diferentes desinfectantes requieren diferentes periodos de inmersión para ser efectivos. Existe también una variedad de desinfectantes en frío, disponibles comercialmente, y convenientemente empacados en pequeñas cantidades. Muchos de estos pueden dañar menos el instrumental que el cloro o la flama. Una pieza de plástico duro puede servir como mesa quirúrgica temporal y portátil. Esta también debe de ser esterilizada con blanqueador o etanol entre usos.

Las condiciones asépticas no se requieren en el laboratorio, pero el área de cirugía, la cual debe de estar diseñada específicamente y utilizada para ese propósito solamente, debe de ser tallada con un desinfectante fuerte, p.e. hipoclorito de sodio diluido (blanqueador casero al 1/10), compuestos de amonio cuaternario, o compuestos de yodoformo (seguido de alcohol para remover los residuos), antes y después de los procedimientos. Todo material orgánico resultado de procedimientos previos debe de ser eliminado o esterilizado. Se deben tomar precauciones especiales, tales como utilizar diferentes colores para las diferentes áreas de almacenamiento, para asegurar que todos los instrumentos quirúrgicos sean utilizados para ese propósito solamente. No deben mezclarse los instrumentos para autopsia, disección, o desolle. El investigador debe utilizar guantes quirúrgicos estériles desechables durante el procedimiento.

Los reglamentos de la AAALAC requieren que se mantenga un campo estéril tan efectivamente como sea posible –aun en el campo. Es posible utilizar planchas de plástico para procedimientos quirúrgicos. Estas pueden ser desinfectadas con soluciones de 1/10 (o hasta 1/32) de blanqueador casero, compuestos de amonio cuaternario, esterilizante con base de dióxido de cloro (Clidox®), o clorhexidina (Nolvasan®). Alternadamente, la plancha puede ser forrada con lienzos pre-esterilizados, o con cubiertas de papel desechables. La esterilización de los instrumentos bajo condiciones de campo es un procedimiento tedioso. Existe una variedad de soluciones químicas esterilizantes, pero estas pueden requerir que los instrumentos sean enjuagados con agua estéril antes de utilizarlas. Las técnicas que pueden ser apropiadas en una situación específica, pueden ser reunidas de cualquiera de las publicaciones mencionadas anteriormente y de estudios en roedores (Cunliffe-Beamer 1993; Callahan *et al.* 1995). La mejor solución general, es utilizar instrumentos y navajas desechables. Mientras no estén contaminados con sangre u otros tejidos, los instrumentos no-desechables pueden ser remojados en etanol al 70% entre usos. El investigador debe de utilizar guantes quirúrgicos estériles, los cuales pueden adquirirse en tiendas proveedoras de instrumental medico; son ligeros y comprimidos en un espacio pequeño para su uso en campo. Cuando sea posible, los procedimientos deben de ser llevados a cabo en algún tipo de cobertizo que reduzca el flujo de aire y la posibilidad de contaminantes traídos por el viento.

Se desaprueba la repetición de cirugías en un mismo individuo, a menos que sean parte de un mismo experimento y tengan justificación científica. Aunque las cirugías repetidas pueden ser deseables para reducir el número de individuos que son extraídos de las poblaciones silvestres, especialmente si la investigación incluye especies importantes, ese argumento no se reconoce para primates, y se debe obtener un permiso del USDA.

La manera de cerrar las incisiones puede ser, requiriendo de habilidades y los materiales de sutura apropiados. Los pegamentos de tejidos cianoacrilícos (p.e. Tissu- Glu®, Ellman International, o Vetbond®, 3M Corp. ; N.B. los super pegamentos domésticos son tóxicos para los tejidos) pueden ser utilizados. Una desventaja es que el tiempo necesario de secado, aumenta considerablemente el tiempo de manipulación. Sin embargo, tales procedimientos pueden ser útiles para proteger la limpieza de la herida si el ave va a ser regresada a un ambiente relativamente sucio como un nido o humedal. Las grapas quirúrgicas son un método efectivo y rápido para cerrar incisiones grandes en aves medianas y grandes. Sin embargo, ya que deben de ser removidas mecánicamente, no se recomiendan para uso en el campo.

Otros temas específicos para las aves:

- a. Debido a las tasas altas de metabolismo características de las aves, el ayuno preoperatorio no se recomienda en aves pequeñas, y en aves grandes, solo debe durar lo necesario para vaciar el buche (una noche en aves grandes, de 4 a 6 horas en aves pequeñas).
- b. La hipotermia es una respuesta común a la anestesia general en aves. Por lo tanto, las áreas de recuperación quirúrgica deben de estar tibias, y se deben hacer arreglos especiales para recuperaciones prolongadas.
- c. Si la recuperación es prolongada, las aves deben de ser rotadas para descansar alternadamente en los dos costados cada pocos minutos. Un ave anestesiada no debe de descansar en su dorso, a excepción de cuando sea necesario para la cirugía. La jaula debe de estar cubierta para reducir el estrés.
- d. Algunos anestésicos, especialmente la ketamina mas xylazina, no inducen que se cierren los ojos. En estos casos los ojos abiertos deben de ser humedecidos con un agente humectante óptico cada pocos minutos o protegidos con una pomada oftálmica.

## **F. Laparotomía y Otras Técnicas de Sexado**

La laparotomía penetra la cavidad corporal y, por lo tanto, es considerada como un procedimiento de cirugía mayor. La laparotomía exploratoria tiene varios usos. Puede proporcionar información sobre el sexo de especies monomórficas, y el estado de desarrollo de sus gónadas, y también indicar la presencia de parásitos, condición total, y actividad de otros órganos. La aplicación tópica de xylocaina en crema, puede reducir la molestia en aves con laparotomía (Ritchie *et al.* 1994). Muchos expertos llevan a cabo este procedimiento con solo anestesia tópica o sin anestesia, especialmente en el campo, donde la rapidez de la operación es importante para que el ave pueda ser liberada rápidamente y en una condición que pueda evitar a sus depredadores [ver E]. Dicho procedimiento **no se recomienda** para cualquier persona que carezca de abundante práctica en aves anestesiadas o fallecidas recientemente. Aun los practicantes hábiles, deben de practicar después de cualquier hueco en su desempeño. Varios reportes demuestran que la laparotomía no tiene efectos en la supervivencia y no interrumpe la actividad reproductiva o el forrajeo de invierno (Bailey 1953; Miller y Miller 1968; Wingfield y Farner 1976; Ketterson y Nolan 1986). En el laboratorio y en el campo cuando sea posible, el isoflurano es un anestésico ideal para este procedimiento [ver D].

Cualquier herida no cerrada puede ser una ruta de infección y herniar los tejidos y órganos abdominales. Excepto por las punciones pequeñas (2-4 mm) del laparoscopio, todas las heridas de laparotomía deben cerrarse. Los pegamentos quirúrgicos cumplen bien este propósito. Las heridas en aves acuáticas deben de ser suturadas para reducir la infección. En aquellas especies zambullidoras, la herida debe de ser sellada para evitar la penetración de agua en la cavidad corporal, ya que la presión

se incrementa con la profundidad del agua [ver E]. Un estudio sin publicar, revela que después de la laparotomía en especies de álcidos, y cerrar su herida con pegamento no tóxico, los adultos regresaron a la colonia de anidación y anidaron normalmente. La masa corporal no se redujo, sugiriendo que las aves pudieron zambullirse y alimentarse normalmente.

Recientemente, varias técnicas menos invasivas se han hecho disponibles para el sexado de aves. Estas son resumidas por Halverson (1997). La técnica que utiliza ADN para estimar la presencia del cromosoma W, es especialmente prometedora, p.e. Quinn *et al.* 1990, ya que esta se puede realizar para sexar polluelos en el nido, y aun en huevos (Langenberg *et al.* 1997; Nuechterlein y Buitron 1997). Estas técnicas parecen ser muy seguras y efectivas, sin embargo, las técnicas más fáciles y económicas de reacción a la cadena de polimerasa, son específicas para especies (Griffiths y Tiwari 1993). La preparación y prueba de un examen puede tomar varios ensayos, aun para un experto (P. Parker, *com.pers.*). Por lo tanto, uno debe estar seguro de que la prueba adecuada está disponible, *antes* de utilizar la técnica en especímenes críticos. De manera similar, la citometría de flujo es relativamente fácil, pero puede no proporcionar datos totalmente precisos (Tiersch *et al.* 1991; McLain y Roth 1997). Los esteroides sexuales en las heces también pueden proporcionar una alternativa al sexado quirúrgico, cuando puede asegurarse que la muestra es de un solo sujeto. Todas estas técnicas requieren el regreso de las muestras de tejido al laboratorio, y algo de tiempo para procesarlas. Sin embargo, se exhorta a los investigadores a explorar lo apropiado de estas nuevas técnicas para sus estudios.

### **G. Eutanasia**

La técnica para la eutanasia no debe interferir con los análisis postmortem, y debe de ser tan rápida e indolora como sea posible. Las técnicas adoptadas estarán muy influenciadas por lo que uno desea hacer con el cadáver (esto es, utilizarlo como espécimen de museo o para química de tejidos, o solo deshacerse de él). Muchas técnicas de eutanasia han sido revisadas por la American Veterinary Medical Association (Andrews *et al.* 1993). Relativamente pocas son apropiadas para aves, y ninguna considera las necesidades de los estudios en el campo. Por esto, hacemos algunos comentarios generales sobre la naturaleza de lo que puede hacerse, y listamos solo aquellos procedimientos que no son aceptables. Esta es otra área en la cual es útil el trabajo cercano con un veterinario de aves.

Las técnicas generalmente aceptables incluyen la sobredosis de anestésico, ya sea inyectado o gaseoso (incluido el dióxido de carbono), o la administración de algún compuesto específico para eutanasia (generalmente basado en barbituratos). Tales procedimientos producen pocos problemas en estudios de laboratorio, pero pueden no ser prácticos en el campo. Los investigadores de campo que normalmente incluyen jeringas hipodérmicas como parte de su equipo, p.e. para muestras de tejido, probablemente encontrarán que cargar un pequeño frasco de anestésico o de compuesto para eutanasia no es mucho problema.

Es necesario determinar la dosis correcta. Otros podrán encontrar atractivas las ventajas de una técnica que produzca mínimos daños y que pueda fácilmente ajustarse a cualquier tamaño de espécimen. Sin embargo, quedan aun condiciones en el campo en las cuales el llevar el equipo para administrar una droga es impráctico, o aun ilegal. Tales situaciones requieren métodos mecánicos para la eutanasia. La técnica tradicional de compresión cardíaca (torácica) se acerca a los límites de los estándares actuales de rapidez y mínimo estrés, y *puede* no ser aceptada por el IACUC del investigador. Entonces, aunque la técnica se permite para uso en el campo, nosotros recomendamos el uso de una alternativa cuando sea práctico. Una alternativa mecánica es la dislocación cervical en la cual el cuello se estira (no se tuerce) rápidamente, hasta que la espina dorsal truena. Esta técnica es fácilmente aprendida y puede ser utilizada en aves tan grandes como faisanes o pequeños gansos.

Los métodos inaceptables incluyen el curare, decametonio, galamina, sales de magnesio o potasio, nicotina, pancoronio, estricnina, y succinilcolina. Estos químicos son estresantes y no inducen una analgesia rápida. El curare, decametonio, galamina, y las sales de magnesio producen parálisis muscular en animales conscientes, ocasionando la muerte por asfixia. La nicotina y la estricnina

ocasionan convulsiones dolorosas y protactas, llevando a una muerte por asfixia. Las sales de potasio detienen las contracciones del corazón en animales conscientes, ocasionando angustia hasta que llega la inconsciencia. Las sales de potasio son aceptables para la eutanasia solo cuando se administran a un animal profundamente anestesiado. El monóxido de carbono y el éter son indeseables por el daño que pueden ocasionar al personal. Por otro lado, si un animal ha sido anestesiado, o está inconsciente por trauma, el método mecánico de la eutanasia es de menor consideración. Es importante recordar que el propósito primario de la eutanasia es terminar el sufrimiento. Por esto la rapidez es importante. Un animal que está agonizando debido a un trauma severo, p.e. disparo de arma de fuego, debe de ser sacrificado con el método más rápido posible, tratando de preservar las porciones necesarias del espécimen.

Finalmente, la eutanasia no es una técnica para deshacerse de los animales al final de un experimento, sino un procedimiento para terminar una molestia o dolor crónicos. Los investigadores deben de buscar métodos para proporcionar a los sujetos sanos del experimento, la oportunidad para continuar una vida cómoda.

## **X. RECONOCIMIENTOS Y EXENCIÓN DE RESPONSABILIDAD**

Hemos recibido información y guía de una gran variedad de fuentes. Entre nuestros colegas, aquellos que proporcionaron ayuda especial incluyen: Richard Banks, Jim Bednarz, Fred Cooke, Sandra Gaunt, Jerry Jackson, Fred Quimby, J. Van Remsen, Margaret Rubega, y Elizabeth Ann Schreiber. Estamos especialmente agradecidos con los siguientes especialistas: Carol Anderson (USFWS), August Battles (DVM), Rich Benardski (DVM), Christopher Brand y varios revisores anónimos (NWHC), Donald Burton (DVM), Mary Gustafson (BBL), Buddy Fazio (USFWS), James M. Harris (DVM), Bill Kurrey (USFWS), Sharron Martin (DVM), Diana McClure (DVM), Dan Petit (USFWS), y Steve Wentz (CWS). La American Birding Association, amablemente nos proporcionó una versión actualizada de su Código de Ética en la Observación de Aves, aun antes de que esta fuera distribuida a sus miembros. Varios veterinarios nos proporcionaron su tiempo y experiencia como contribución con la Segunda Edición: Pauline Wong, D.V.M., John Ludders, D.V.M., Glenn H. Olsen, D.V.M., Ph.D., David Brunson, D.V.M., and F. Joshua Dein, V.M.D.

Estamos muy agradecidos con la Fundación Summerlee de Dallas Texas, por los fondos para la producción de este documento, y a la División de Recursos Biológicos del U.S. Geologic Survey por los fondos para apoyar su publicación.

Cuando mencionamos marcas, son como ejemplos. Algunos productos mencionados nos fueron indicados por investigadores o veterinarios quienes, de manera individual, los han encontrado útiles, pero en ningún caso es éste un respaldo implícito del Consejo de Ornitología o de ninguna otra de las sociedades ornitológicas.

## XI. BIBLIOGRAFIA

- Abraham, K.F., C.D. Ankney, and H. Boyd. 1983. Assortative mating by Brant. *Auk* 100:201-203.
- Aldrich, J.W., and J.G. Steenis. 1955. Neck banding and other colormarking of waterfowl; its merits and shortcomings. *J. Wildl. Manage.* 19:317-318.
- Alison, R.M. 1975. Capturing and marking Oldsquaws. *Bird-Banding* 46:248-250.
- Airman, R.B., S.L. Clubb, G.M. Dorrestein, and K. Quesenberry. 1997. *Avian medicine and surgery*. W. B. Saunders, Philadelphia. Pp. 117-121.
- American Ornithologists' Union. 1975. Report of the ad hoc committee on scientific and educational use of wild birds. *Auk* 92 (3, Suppl.):1A-27A. American Ornithologists' Union. 1986. Report of the ad hoc committee on Guidelines for the use of wild birds in research. *Auk* 105 (1, Suppl.):1A-41A.
- Amlaner, C.J., Jr., and D.W. MacDonald (eds.). 1980. *A handbook of biotelemetry and radio tracking*. Pergamon Press, Oxford.
- Anderson, A. 1968. Patagial tags for waterfowl. *J. Wildl. Manage.* 27:284-288.
- Anderson, A. 1980. The effects of age and wear on color bands. *J. Field Ornithol.* 51:213-219.
- Anderson, D.W., and J.O. Keith. 1980. The human influence on seabird nesting success: conservation implications. *Biol. Conserv.* 18:65-80.
- Andrews, E.J., B.T. Bennett, J.D. Clark, K.A. Houpt, P.J. Pasco, G.W. Robinson and J.R. Boyce. 1993. Report of the AVMA panel on euthanasia. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 202:229-249
- Animal Behavior Society. 1986. Guidelines for the use of animals in research. *Anim. Behav.* 34:315-318.
- Ankney, C.D. 1975. Neck bands contribute to starvation in female lesser snow geese. *J. Wildl. Manage.* 39:825-826.
- Association for the Study of Animal Behaviour and the Animal Behavior Society. 1993. *Ethics in research on animal behaviour* (M. S. Dawkins and L. M. Gosling, eds.). Academic Press, London. [Available from: L. M. Gosling, Secretary, ASAB Ethical Committee, Central Science Laboratory, MAFF, London Road, Slough SL3 7HJ England, £10].
- Bailey R.E. 1953. Surgery for sexing and observing gonad condition in birds. *Auk* 70:497-499.
- Baker, M.C. 1981. A muscle biopsy procedure for use in electrophoretic studies of birds. *Auk* 98:392-393.
- Banks, R.C. 1979. Human related mortality of birds in the United States. *U.S. Fish and Wildl. Serv. Rep. Wildl.* 215.
- Baptista, L.F., and S.L. Gaunt. 1997. Bioacoustic as a tool in conservation studies. *In: Behavioral approaches to conservation in the wild.* (R. Buchholz and J. Clemmons, eds.) Cambridge University Press, Cambridge. Pp. 212-242.
- Bartonek, J.C., and C.W. Dane. 1964. Numbered nasal discs for waterfowl. *J. Wildl. Manage.* 28:688-692.
- Basson, M.D., and B.M. Carlson. 1980. Myotoxicity of single and repeated injections of mepivacaine (Carbocaine) in the rat. *Anes. Anal.* 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.
- Bear, A. 1995. An important method for collecting bird ectoparasites. *J. f. Ornithol.* 66:212-214.
- Bekoff, M. 1993. Experimentally induced infanticide: the removal of birds and its ramifications. *Auk* 110:404-406.
- Belant, J.L., and T.W. Seamans. 1993. Evaluation of dyes and techniques to color-mark incubating herring gulls. *J. Field Ornithol.* 64:440-451.
- Bigler, W.J., G.L. Hoff, and L.A. Scribner. 1977. Survival of mourning doves unaffected by withdrawing blood samples. *Bird-Banding* 48:168.
- Bloom, P.H. 1987. Capturing and handling raptors. *In: Raptor management techniques manual.* (B.A. Giron Pendleton, B.A. Millsap, K.W. Cline, and D.M. Bird, eds.) National Wildlife Federation, Washington, D.C. Pp. 99-123.
- Boag, D.A. 1972. Effect of radio packages on behavior of captive red grouse. *J. Wildl. Manage.* 36:511-518. Boag, D.A., A. Watson, and R. Parr. 1973. Radio-marking vs. back-tabbing red grouse. *J. Wildl. Manage.* 37:410-412.
- Bocetti, C.I. 1994. Techniques for prolonged confinement and transport of small insectivorous passerines. *J. Field Ornithol.* 65:232-236.

- Bocetti, C.I. and D.E. Swayne. 1995. Suggested aviary design and procedures to reduce mortality in captive warblers. *Wildl. Soc. Bull.* 23:723-725.
- Boever, W.J., and W. Wright. 1975. Use of ketamine for restraint and anesthesia of birds. *Vet. Med./SAC* 70:86-88.
- Brown, K.M. 1995. Does blood sampling ring-billed gulls increase parental desertion and chick mortality? *Colonial Waterbirds* 18:102-104.
- Brown, K.M. and R.D. Morris. 1995. Investigator disturbance, chick movement, and aggressive behavior in ring-billed gulls. *Wilson Bull.* 107:140-152.
- Bunnell, F.L., D. Dunbar, L. Koza, and G. Ryder. 1981. Effects of disturbances on the productivity and numbers of white pelicans in British Columbia--observations and models. *Col. Waterbirds* 4:2-11.
- Burger, J. 1981a. Behavioral responses of herring gulls *Larus argentatus* to aircraft noise. *Environ. Pollution Ser. A* 24:177-184.
- Burger, J. 1981 b. Effects of human disturbance on colonial species, particularly gulls. *Col. Waterbirds* 4:28-36.
- Burger, J., and M. Gochfeld. 1981. Discrimination of the threat of direct versus tangential approach to the nest by incubating herring and great black-backed gulls. *J. Comp. Physiol. Psych.* 95:676-684.
- Burley, N. 1981. Sex-ratio manipulation and selection for attractiveness. *Science* 211:721-722.
- Burley, N. 1985. Leg-band color and mortality patterns in captive breeding populations of zebra finches. *Auk* 102:647-651.
- Burley, N. 1986a. Comparison of band-colour preferences of two species of estrildid finches. *Anim. Behav.* 34:1732-1741.
- Burley, N. 1986b. Sexual selection for aesthetic traits in species with biparental care. *Am. Nat.* 127:415-445.
- Burley, N., G. Krantzenberg, and P. Radman. 1982. Influence of colour-banding on the conspecific preferences of zebra finches. *Anim. Behav.* 30:444-455.
- Byers, S.M. 1987. Extent and severity of nasal saddle icing on mallards. *J. Field Ornithol.* 58:499-504.
- Caccamise, D.F. and R.S. Hedin. 1985. An aerodynamic basis for selecting transmitter loads in birds. *Wilson Bull.* 97:306-318.
- Callahan, B.M., K.A. Hutchinson, A.L. Armstrong, and L.S.F. Keller. 1995. A comparison of four methods for sterilizing surgical instruments for rodent surgery. *Contemporary Topics* 34(2):57-60.
- Calvo, B., and R.W. Furness. 1992. A review of the use and effects of marks and devices on birds. *Ringling and Migration* 13:129-151.
- Campbell, T.W. 1994. Hematology. *In: Avian medicine: principles and application.* (Ritchie, B. W., G. J. Harrison and L. R. Harrison, eds). Wingers Publication, Inc., Lakeworth, FL. Pp. 176-198.
- Canadian Council on Animal Care. 1980, 1984, 1991. Guide to the care and use of experimental animals, Vol. 1. Canadian Council on Animal Care, Ottawa.
- Canadian Wildlife Service and U.S. Fish and Wildlife Service. 1991. North American bird-banding manual, Vol. I and II (and Supplements). U.S. Fish and Wildlife Service, Washington, D.C.
- Carlson, B.M., and E.A. Rainin. 1985. Rat extraocular muscle regeneration. *Arch. Ophthalmol.* 103:1373-1377.
- Carpenter, J.W., R.R. Gabel, S.N. Wiemeyer, W.C. Crawford, Jr., W.A. Burnham, J.D. Weaver, T.J. Cade, and D.M. Bird. Captive breeding: eagles, hawks and harriers, large falcons, and small falcons. *In: Raptor management techniques manual.* (B.A. Giron Pendleton, B.A. Millsap, K.W. Cline, and D.M. Bird, eds.) National Wildlife Federation, Washington, D.C. Pp. 349-370.
- Cavanagh, P.M., and C.R. Griffin. 1993. Suitability of Velcro™ leg tags for marking herring and great black-backed gull chicks. *J. Field Ornithol.* 64:195-198.
- Cavanagh, P.M., C.R. Griffin, and E.M. Hoopes. 1992. A technique to color-mark incubating gulls. *J. Field Ornithol.* 63:264-267.
- Cochran, W.W. 1980. Wildlife telemetry. *In: Wildlife management techniques*, 4th ed. (S.D. Schemnitz, ed.) The Wildlife Society, Washington. Pp. 507-520
- Code of Federal Regulations. 1980. Food and drugs. Part 1300 to end. U.S. Government Printing Office, Washington.
- Code of Federal Regulations. 1984. Standards for protection against radiation. Title 10, Part 20. U.S. Government Printing Office, Washington.
- Cooperband, L.R. 1985. Ornithology in the neotropics: a directory. American Ornithologists' Union, Baltimore, MD.

- Coulson, J. 1993. Bird ringing: the greatest advance in the study of birds in the 20th century. *Alauda* 61:5-8.
- Council on Dental Therapeutics and Council on Prosthetic Services and Dental Laboratory Relations. 1985. Guidelines for infection control in the dental office and commercial dental laboratory. *J. Am. Dent. Assoc.* 110:969-972.
- Cummings, J.L. 1987. Nylon fasteners for attaching leg and wing tags to blackbirds. *J. Field Ornithol.* 58:265-269.
- Cunliffe-Beamer, T.L. 1993. Applying principles of aseptic surgery to rodents. *AWIC Newsletter* 4(2):3-6.
- Curtis, P.D., C.E. Braun, and R.A. Ryder. 1983. Wing markers: visibility, wear, and effects on survival of band-tailed pigeons. *J. Field Ornithol.* 54:381-386.
- Day, G.I., S.D. Schemnitz, and R.D. Taber. 1980. Capturing and marking wild animals. *In: Wildlife management techniques manual* (S.D. Schemnitz, ed.). The Wildlife Society, Washington, D.C. Pp. 61-88
- Donovan, C.A. 1958. Restraint and anaesthesia of cage birds. *Vet. Med.* 53:541-543.
- Dorrestein, G.M., B.J. Blaauboer, N.A. Miltenburg, and P.P. Deley. 1978. A modified method of blood sampling from birds. *Lab. Anita.* 12:193-194.
- Doty, H.A., and R.J. Greenwood. 1974. Improved nasal-saddle marker for mallards. *J. Wildl. Manage.* 38:938-939.
- Duffy, D.C. 1979. Human disturbance and breeding birds. *Auk* 96:815-816
- Dunnet, G.M. 1977. Observations on the effects of low-flying aircraft at seabird colonies on the coast of Aberdeenshire, Scotland. *Biol. Conserv.* 12:55-63.
- Ellegren, H. 1991. DNA typing of museum birds. *Nature* 354:113.
- Elliot, C.L. 1995. Meeting animal care obligations in wildlife education. *Wildl. Soc. Bull.* 23:631-634.
- Ellison, L.N., and L. Cleary. 1978. Effects of human disturbance on breeding of double-crested cormorants. *Auk* 95:510-517.
- Elzanowski, A. and M. Abs (coveners). 1991. Pain and stress in birds. *In: Acta XX Congressus Internationalis Ornithologici*. Christchurch, New Zealand, 1990. *Ornithol. Congr. Trust Board, Wellington.* Pp. 1901-1940.
- Ely, C.R. 1990. Effects of neck bands on the behavior of wintering greater white-fronted geese. *J. Field Ornithol.* 61:249-253.
- Emlen, S.T. 1993. Ethics and experimentation: hard choices for the field ornithologist. *Auk* 110:406-409.
- Estes, C., and K.W. Sessions (compilers). 1983. *Controlled wildlife, Vol.2: Federally controlled species.* Museum of Natural History, University of Kansas, Lawrence.
- Evans, R.D., and C.W. Wolfe, Jr. 1967. Effects of nest searching on fates of pheasant nests. *J. Wildl. Manage.* 31:754-759.
- Evans, R.H., and D.P. Carey. 1986. Zoonotic diseases. *In: Clinical avian medicine and surgery.* (Harrison, G.J., and L.R. Harrison, eds). W.B. Saunders Co., Philadelphia. Pp. 537-540.
- Fedde, M.R. 1978. Drugs used for avian anesthesia: review. *Poult. Sci.* 57:1376-1399.
- Fetteroil, P.M. 1983. Effects of investigator activity on ring-billed gull behavior and reproductive performance. *Wilson Bull.* 95:23-41.
- Fetterolf, P.M., and H. Blokpoel. 1983. Reproductive performance of Caspian terns at a new colony on Lake Ontario, 1979-1981. *J. Field Ornithol.* 54:170-186.
- Foster, A.H., and B.M. Carlson. 1980. Myotoxicity of local anesthetics and regeneration of the damaged muscle fibers. *Anes. Anal.* 59:727-735.
- Foster, C.C., E.D. Forsman, E.C. Meslow, G.S. Miller, J.A. Reid, F.F. Wagner, A.B. Carey, and J.B. Lint. 1992. Survival and reproduction of radio-marked adult spotted owls. *J. Wildl. Manage.* 56:91-95.
- Fowler, M.E. 1978. *Zoo and wild animal restraint.* W.B. Saunders Co., Philadelphia.
- Fowler, M.E. (ed.). 1986. *Zoo and wild animal medicine.* W.B. Saunders Co., Toronto.
- Fowler, M.E. 1995. *Restraint and handling of wild and domestic animals.* 2nd ed. Iowa State University Press, Ames.
- Frankel, A.I., and T.S. Baskett. 1963. Color-marking disrupts pair bonds of captive mourning doves. *J. Wildl. Manage.* 27:124-127.
- Frederick, P.C. 1986. Parental desertion of nestlings by white ibis (*Eudocimus albus*) in response to muscle biopsy. *J. Field Ornithol.* 57:168-169.

- Friend, M., D.E. Towell, R.L. Brownell, Jr., V.F. Nettles, D.S. Davis, and W.J. Foreyt. 1994. Guidelines for the proper care and use of wildlife in field research. *in: Research and management techniques for wildlife and habitats*. 5th ed. (T. Bookhoudt, ed.). The Wildlife Society, Bethesda, MD. Pp. 96-105.
- Fyfe, R.W. and R.R. Olendorff. 1976. Minimizing the dangers of nesting studies to raptors and other sensitive species. *Can. Wildl. Serv. Occas. Paper* 23.17 p.
- Gammonley, J.H., and J.R. Kelley, Jr. 1994. Effects of back-mounted radio packages on breeding wood ducks. *J. Field Ornithol.* 65:530-533.
- Gandal, C.P. 1969. Avian anesthesia. *Fed. Proc.* 28:1533-1534.
- Genevois, J.P., P. Fayolle, A. Autefage, A. Cazieux, and P. Bonnenaison. 1983. L'anesthésie des espèces insolites en pratique vétérinaire courante. 2. L'anesthésie des oiseaux. *Rev. Med. Vet.* 134:601-607.
- Gentle, M.J. 1992. Pain in birds. *Anim. Welfare* 1:235-247.
- George, W.G. 1974. Domestic cats as predators and factors in winter shortages of raptor prey. *Wilson Bull.* 86:384-396.
- Gerlach, H. 1986. Chlamydia. *In: Clinical avian medicine and surgery*. (Harrison, G.J., and L.R. Harrison, eds). W.B. Saunders Co., Philadelphia. Pp. 457-463.
- Gessaman, J.A. and K.A. Nagy. 1988. Transmitter loads affect the flight speed and metabolism of homing pigeons. *Condor* 90:662-668.
- Gilbert, G., P.K. McGregor, and G. Tyler. 1994. Vocal individuality as a census tool: practical considerations illustrated by a study of two rare species. *J. Field Ornithol.* 65:335-348.
- Gillett, W.H., J.L. Hayward, Jr., and J.F. Stout. 1975. Effects of human activity on egg and chick mortality in a glaucous-winged gull colony. *Condor* 77:492-495.
- Gilmer, D.S., I.J. Ball, L.M. Cowardin, and J.H. Reichmann. 1974. Effects of radio packages on wild ducks. *J. Wildl. Manage.* 38:243-252.
- Gionfriddo, J.P., L.B. Best, and B.J. Giesler. 1995. A saline-flushing technique for determining the diet of seed-eating birds. *Auk* 112:780-781.
- Giron Pendleton, B.A., B.A. Millsap, K.W. Cline, and D.M. Bird (eds.) 1987. Raptor management techniques manual. National Wildlife Federation, Washington, D.C.
- Giroux, J.-F., D.V. Bell, S. Percival, and R.W. Summers. 1990. Tail-mounted radio transmitters for waterfowl. *J. Field Ornithol.* 61:303-309.
- Gowaty, P.A., and A.A. Karlin. 1984. Multiple maternity and paternity in single broods of apparently monogamous eastern bluebirds (*Sialia sialis*). *Behav. Ecol. Sociobiol.* 15:91-95.
- Graham-Jones, O. 1965. Restraint and anaesthesia of small cage birds. *J. Small Anita. Pract.* 6:31-39.
- Gratto-Trevor, C.L. 1994. Banding and foot loss: an addendum. *J. Field Ornithol.* 65:133-134.
- Green, C.J. 1979. Animal anesthesia. *Laboratory animal handbook* No. 8. Lab. Anita. Ltd., London.
- Greenwood, R.J., and A.B. Sargeant. 1973. Influence of radio packs on captive mallards and blue-winged teal. *J. Wildl. Manage.* 37:3-9.
- Grier, J.W. and R.W. Fyfe. 1987. Preventing research and management disturbance. *In: Raptor management techniques manual*. (B.A. Giron Pendleton, B.A. Millsap, K.W. Cline, and D.M. Bird, eds.) National Wildlife Federation, Washington, D.C. Pp. 173-182.
- Griffiths, R. and B. Tiwari. 1993. The isolation of genetic markers for the identification of sex. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 90:8324-8326.
- Halverson, J. 1997. Nonsurgical methods of avian sex identification. *In: Avian medicine and surgery*. (Altman, R.B., S.L. Clubb, G.M. Dorrestein, and K. Quesenberry, eds). W. B. Saunders, Philadelphia. Pp. 117-121.
- Harper, R.G., and A.J. Neill. 1990. Banding technique for small nestling passerines. *J. Field Ornithol.* 61:212-213.
- Harrison, G.J., and L.R. Harrison. 1986. *Clinical avian medicine and surgery*. W.B. Saunders Co., Philadelphia.
- Hawkins, L.L., and S.G. Simpson. 1985. Neckband a handicap in an aggressive encounter between tundra swans. *J. Field Ornithol.* 56:182-184.
- 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.

- Heaton, J.T. and S.E. Brauth. 1992. Effects of yohimbine as a reversing agent for ketamine-xylazine anesthesia in budgerigars. *Lab. Animal Science* 42:54-56.
- Heard, D. 1999. Avian Anesthesia. Ch.22 in Olsen, G.H. and S. Orosz. (Eds.) *Handbook of Avian Medicine*. St. Louis, Mosby. (in press)
- Helm, L.G. 1955. Plastic collars for marking geese. *J. Wildl. Manage.* 19:316-317.
- Henckel, R.E. 1976. Turkey vulture banding problem. *N. Am. Bird Bander* 1:126.
- Hester, A.E. 1963. A plastic wing tag for individual identification of passerine birds. *Bird-Banding* 34:213-217.
- Hewitt, O.H., and P.J. Austin-Smith. 1966. A simple wing tag for field-marking birds. *J. Wildl. Manage.* 30:625-627.
- Hill, G.E. 1992. An inexpensive source of colored leg bands. *J. Field Ornithol.* 63:408-410.
- Hiraldo, F., J.A. Donazar, and J.J. Negro. 1994. Effects of tail-mounted radio-tags on adult lesser kestrels. *J. Field Ornithol.* 65:466-471.
- Hockey, P.A.R., and J. Hallinan. 1981. Effect of human disturbance on the breeding behavior of jack-ass penguins *Spheniscus demersus*. *S. Afr. J. Wildl. Res.* 11:59-62.
- Holder, K., and R. Montgomerie. 1993. Red colour bands do not improve the mating success of male rock ptarmigan. *Ornis. Scand.* 24:53-58.
- Hooge, P.N. 1991. The effects of radio weight and harnesses on time budgets and movements of acorn woodpeckers. *J. Field. Ornithol.* 62:230-238.
- Howard, B.R. 1992. Health risks of housing small psitticines in galvanized wire mesh cages. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 200:1667-1674.
- Howe, H.F. 1979. Evolutionary aspects of parental care in the common grackle, *Quiscalus quiscalus* L. *Evolution* 33:41-51.
- Hsu, W. 1985. Xylazine-pentobarbital anesthesia in dogs and its antagonism by yohimbine. *Am. J. Vet. Res.* 46:852-858.
- Hunt, G.L. 1972. Influence of food distribution and human disturbance on the reproductive success of herring gulls. *Ecology* 53:1051-1061.
- International Air Transport Association. 1995. Live animals regulations. International Air Transport Assoc., Montreal.
- Jaeger, M.M., R.L. Bruggers, B.E. Johns, and W.A. Erickson. 1986. Evidence of itinerant breeding of the red-billed quelea *Quelea quelea* in the Ethiopian Rift Valley. *Ibis* 128:469-482.
- Johnson, G.D., J.L. Pebworth, and H.O. Krueger. 1991. Retention of transmitters attached to passerines using a glue-on technique. *J. Field Ornithol.* 62:486-491.
- Johnson, K., R. Dalton, and N. Burley. 1993. Preferences of female American goldfinches (*Carduelis tristis*) for natural and artificial male traits. *Behav. Ecol. Sociobiol.* 4:138-143.
- Johnson, N.K., R.M. Zink, G.F. Barrowclough, and J.A. Marten. 1984. Suggested techniques for modern avian systematics. *Wilson Bull.* 96:543-560.
- Johnson, R.R., B.T. Brown, L.T. Height, and J.M. Simpson. 1981 Playback recording as a special avian censusing technique. In: C.J. Ralph and J.M. Scott (eds.) *Estimating Numbers of Terrestrial Birds*. Cooper Ornith. Soc. Studies Avian Biol., 6. Allen Press, Lawrence, KS. pp.68-75.
- Johnston, B.A. 1982. Avian practice comes of age. *Mod. Vet. Pract.* 63:852-855.
- Jordan, R.H., and G.M. Burghardt. 1986. Employing an ethogram to detect reactivity of black bears (*Ursus americanus*) to the presence of humans. *Ethology* 73:89-115.
- Jurek, R. 1994. A bibliography of feral, stray, and free-roaming domestic cats in relation to wildlife conservation. Calif. Dept. Fish and game, Nongame Bird and Mammal Report No. 94.5.
- Karl, B.J. and M.N. Clout. 1985. An improved radio transmitter harness for birds, with a weak link to prevent snagging. *J. Field Ornithology* 58:73-77.
- Kennard, J.H. 1961. Dyes for color marking. *Bird-Banding* 32:228-229.
- Kenward, R.E. 1987. *Wildlife radio tagging*. Acad. Press, London.
- Keriin, R.E., and O. Sussman. 1963. Capture, processing and venipuncture of wild birds. *Proc. Am. Vet. Med. Assoc.*
- Ketterson, E.D., and V. Nolan, Jr. 1986. Effect of laparotomy of tree sparrows and dark-eyed juncos during winter on subsequent survival in the field. *J. Field Ornithol.* 57:239-240.
- King, J.R., T.J. Cade, W.G. Conway, M.R. Fedde, J.P. Hailman, W.O. Wilson. 1977. Laboratory animal management: wild birds. National Academy of Sciences. Washington, D.C.

- King, S.T., and R.S. Schrock. 1985. Controlled wildlife, Vol. 3: State regulations. Museum of Natural History, University of Kansas, Lawrence.
- Kinkel, L.A. 1989. Lasting effects of wing tags on ring-billed gulls. *Auk*: 106:619-624. Klide, A.H. 1973. Avian anesthesia. *Vet. Clin. N. Am.* 3:175-185.
- Koob, M.D. 1981. Detrimental effects of nasal saddles on male ruddy ducks. *J. Field Ornithol.* 52:140-143.
- Kury, C.R., and M. Gochfeld. 1975. Human interference and gull predation in cormorant colonies. *Biol. Conserv.* 8:23-34.
- Kushlan, J.A. 1979. Effects of helicopter censuses on wading bird colonies. *J. Wildl. Manage.* 43:756-760.
- Lañcot, R.B. 1994 Blood sampling in juvenile buff-breasted sandpipers: movement, mass change and survival. *J. Field Ornithol.* 65: 534-542.
- Langenberg, J.A., K.J. Macquire, and E.A. Anderson. 1997. A technique for sex identification of *in ovo* avian embryos. *Proc. Amer. Assoc. Zoo. Vet.*
- Lenington, S. 1979. Predators and blackbirds: the "uncertainty principle" in field biology. *Auk* 96:190- 192.
- Lensink, C.J. 1968. Neckbands as an inhibitor of reproduction in black brant. *J. Wildl. Manage.* 32:418-420.
- Leonard, J.L. 1969. Clinical laboratory examinations. *In: Diseases of cage and aviary birds* (M.L. Petrack, ed.). Lea and Febiger, Philadelphia. Pp. 189-215.
- Lindsey, G.D., K.A. Wilson, and C. Herrmann. 1995. Color changes in Hughes's celluloid leg bands. *J. Field Ornithol.* 66:289-295.
- Little, R. 1993. Controlled Wildlife. Vol. I. Federal permit procedures; Vol. II. Federally protected species; Vol. III. State permit procedures. Association of Systematic Collections, Washington D.C.
- Lund, T.A. 1980. American wildlife law. Univ. California Press. Berkeley.
- MacArthur, R.A., V. Geist, and R.H. Johnston. 1982. Cardiac and behavioral responses of mountain sheep to human disturbance. *J. Wildl. Manage.* 46:351-358.
- Macinnes, C.D., and E.H. Dunn. 1988. Effects of neck bands on Canada geese nesting at the McConnell River. *J. Field Ornithol.* 59:239-246.
- Maddock, M.N., and D.J. Geering. 1994. Effects of patagial tags on cattle egrets. *Corella* 18:1-7.
- Manuwal, D.W. 1978. Effects of man on marine birds: a review. *In: Wildlife and people.* Coop. Ext. Serv., Purdue University. Pp. 140-160.
- Marion, W.R., T.E. O'Meare, and D.S. Maehr. 1981 Use of playback recordings in sampling elusive or secretive birds. *In: Estimating numbers of terrestrial birds.* (C.J. Ralph and J.M. Scott, eds.). Cooper Ornith. Soc. Studies Avian Biol., 6. Allen Press, Lawrence, KS. Pp. 81-85.
- Marion, W.R., and J.D. Shamis. 1977. An annotated bibliography of bird marking techniques. *Bird-Banding* 48:42-61.
- Mauck, R.A., C.E. Huntington, and T.C. Grubb. 1994. Sex-specific reproductive effort in Leach's storm petrel *Oceanodroma leucorhoa*. *J. Ornithol.* 134:114.
- Mayfield, H.F. 1975. Suggestions for calculating nesting success. *Wilson Bull.* 87:456-466.
- McLain, R., and R. Roth. 1997. Flow cytometry as a tool for sexing wood thrushes. A)U 115 Meeting Abstract 215.
- McCrary, M.D. 1981. Effects of radio-tagging on the behavior of red-shouldered hawks. *N. Am. Bird Bander* 6:138-141.
- McGuill, M.W., and A.N. Rowan. 1989. Biological effects of blood loss: implications for sampling volumes and techniques. *ILAR News* 31 (4):5-18.
- Michard, D., A. Ancel, J-P. Gendner, J. Lage, Y. Le Maho, T. Zorn, L. Gangloff, A. Schierer, K. Struyf, and G. Wey. 1995. Non-invasive bird tagging. *Nature* 376:649.
- Miller, A.H., and V.D. Miller. 1968. The behavioral ecology and breeding biology of the Andean sparrow, *Zonotrichia capensis*. *Caldasia* 10:83-154.
- Mineau, P., and M. Pedrosa. 1986. A portable device for nondestructive determination of avian embryonic viability. *J. Field Ornithol.* 57:53-56.
- Mineau, P., and D.V.C. Weseloh. 1981. Low-disturbance monitoring of herring gull reproductive success in the Great Lakes. *Col. Waterbirds* 4:138-142.
- Mitchell, J.C. 1992. Free ranging domestic cat predation on native vertebrates in rural and urban Virginia. *Virginia J. Science* 43:197-207.

- Morin, P.A., J. Messeir, and D.S. Woodruff. 1994. DNA extraction, amplification, and direct sequencing from hornbill feathers. *J. Sci. Thailand* 20:30-41.
- Morris, R.D., M.C. Benkel, A. Biernacki, and J.M. Ross. 1981. A new transmitter package assembly for adult herring gulls. *J. Field Ornithol.* 52:242-244.
- Morton, D.B., D. Abbot, R. Barclay, B.S. Close, R. Ewbank, D. Gash, H. Heath, S. Mattic, T. Poole, J. Seamer, J. Southee, A. Thompson, B. Trussell, C. West, and M. Jennings. 1993. Removal of blood from laboratory mammals and birds. *Lab. Anim.* 27:1-22.
- Muir, W.W., III, J.A.E. Hubbell, R.S. Skada and R.M. Bernardski (eds.) 1995. *Handbook of veterinary anesthesia*. C. V. Mosby, St. Louis.
- Muir, W.W. III and J.A.E. Hubbell. 1995. *Handbook of Veterinary Anesthesia*, 2d Ed. St. Louis, Mosby.
- Murphy, M.E., and J.R. King. 1986. A safe and accurate method for force feeding small granivorous birds. *Auk* 103:429-431.
- Nace, G.W., *et al.* 1974. *Amphibians: guidelines for the breeding, care and management of laboratory animals*. Natl. Acad. Sci., Washington.
- National Institutes of Health. 1985. *Guide for grants and contracts, special edition: laboratory animal welfare, plus supplement*. U.S. Government Printing Office, Washington.
- National Research Council. 1965, 1968, 1972, 1978, 1985, 1991, 1996. *Guide for the care and use of laboratory animals*. National Institute of Health, Bethesda.
- Nesbitt, S.A., B.A. Harris, R.W. Repenning, and C.B. Brownsmith. 1982. Notes on red-cockaded woodpecker study techniques. *Wildl. Soc. Bull.* 10:160-163.
- Nisbet, I.C.T. 1991. Problems with Darvic color-bands on common terns: band losses and foot injuries. *N. Amer. Bird Bander* 16:61-63.
- Nuechterlein, G.L., and D. Buitron. 1997. A minimal disturbance method for extracting blood for DNA analysis from bird embryos. *AOU 115 Meeting Abstract* 216.
- Olsen, G.H., F.J. Dein, G.M. Haramis, and D.G. Jorde. 1992. Implanting radio transmitters in wintering canvasbacks. *J. Wildl. Manage.* 56:325-328.
- Orlans, F.B., R.C. Simmonds, and W.J. Dodds. 1987. *Effective animal care and use committees*. *Lab. Anim. Sci. Special Issue*. Published in cooperation with Scientists Center for Animal Welfare, Bethesda, MD.
- Otis, D.L., C.E. Knittie, and G.M. Linz. 1986. A method for estimating turnover in spring blackbird roosts. *J. Wildl. Manage.* 50(4):567-571.
- Parker, J.L., and H.R. Adams. 1978. The influence of chemical restraining agents on cardio-vascular function: a review. *Lab. Anim. Sci.* 28:575.
- Parsons, K.C., and J. Burger. 1982. Human disturbance and nestling behavior in black-crowned night herons. *Condor* 84:184-187.
- Paton, P.W., and L. Pank. 1986. A technique to mark incubating birds. *J. Field Ornithol.* 57:232-233.
- Paton, P.W., C.J. Zabel, D.L. Neal, G.N. Steger, N.G. Tilghman, and B.R. Noon. 1991. Effects of radio tags on spotted owls. *J. Wildl. Manage.* 55:617-622.
- Pearce, J.M., R. Fields, and K.T. Scribner. 1997. Nest materials as a source of DNA for avian ecological studies. *J. Field Ornithol.* 68:471-481.
- Pearson, D. 1985. United States biologists in foreign countries: the new ugly Americans? *Bull. Ecol. Soc. Amer.* 66:333-337.
- Peck, F.R., and R.C. Simmonds. 1995. Understanding animal research regulations: obligations of wildlife departments and field researchers. *Wildl. Soc. Bull.* 23:279-282.
- Pennycuik, C.J. 1978. Identification using natural markings. *In: Animal marking*. (B. Stonehouse, ed.). University Park Press, Baltimore. Pp. 147-159.
- Pettingill, O.S. 1985. *Ornithology*, 5th ed. Academic Press, Orlando.
- Pietz, P.J., D.A. Brandt, G.L. Krapu, and D.A. Buhl. 1995. Modified transmitter attachment for adult ducks. *J. Field Ornithol.* 66:408-417.
- Poole, A. 1981. The effects of human disturbance on osprey reproductive success. *Col. Waterbirds* 4:20-27.
- Prys-Jones, R.P., L. Schifferly, and D.W. MacDonald. 1974. The use of an emetic in obtaining food samples from passerines. *Ibis* 116:90-94.
- Quay, W.B. 1984. Cloacal lavage of sperm: a technique for evaluation of reproductive activity. *N. Am. Bird Bander* 9:2-7.

- Quay, W.B. 1986a. Cloacal protuberance and cloacal sperm in passerine birds: comparative study of quantitative relations. *Condor* 88:160-168. Quay, W.B. 1986b. Timing and location of spring sperm release in northern thrushes. *Wilson Bull.* 98:526-534.
- Quay, W.B. 1988. Marking of insemination encounters with cloacal microspheres. *N. Am. Bird Bander* 13:36-40.
- Quay, W.B. 1989. Insemination of Tennessee warblers during spring migration. *Condor* 91:660-670.
- Quinn, T.W., F. Cooke, and B.N. White. 1990. Molecular sexing of geese using a cloned z chromosome sequence with homology to the W chromosome. *Auk* 107:199-202.
- Ramakka, J.M. 1972. Effects of radio-tagging on breeding behavior of male woodcock. *J. Wildl. Manage.* 36:1309-1312.
- Rappole, J.H., and A.R. Tipton. 1991. New harness design for attachment of radio transmitters to small passerines. *J. Field Ornithol.* 62:335-337.
- Raveling, D.G. 1970. Survival of Canada geese unaffected by withdrawing blood samples. *J. Wildl. Manage.* 34:941-943.
- Raveling, D.G. 1976. Do neckbands contribute to starvation of lesser snow geese? *J. Wildl. Manage.* 40:571-572.
- Remsen, J.V., Jr. 1991. Por que colectar especimenes de aves, con recomendaciones para la otorgacion de permisos de colecta. *Ecol. de Bolivia* 18:52-68.
- Redig, P.T., J.E. Cooper, J.D. Reinpie and D.B. Hunter (eds). 1993. *Raptor biomedicine*. Univ. Minnesota Press, Minneapolis.
- Reed, J.M., and L.W. Oring. 1993. Banding is infrequently associated with foot loss in spotted sandpipers. *J. Field Ornithol.* 64:145-148.
- Remsen, J.V., Jr. 1995. The importance of continued collecting of bird specimens to ornithology and bird conservation. *Bird Conserv. Intern'l.* 5:145-180.
- Reyer, H.-U. 1984. Investment and relatedness: a cost/benefit analysis of breeding and helping in the pied kingfisher (*Ceryle rudis*). *Anim. Behav.* 32:1163-1178.
- Risser, A.C., Jr. 1971. A technique for performing laparotomy on small birds. *Condor* 73:376-379.
- Ritchie, B.W., G.J. Harrison, and L.R. Harrison (eds.). 1994. *Avian medicine: principles and application*. Wingers Publication, Inc., Lakeworth, FL. pp 1066-1095.
- Robert, H.C., and C.J. Ralph. 1975. Effects of human disturbance on the breeding success of gulls. *Condor* 77:495-499.
- Robb, J.R. 1997. *Physioecology of staging American black ducks and mallards in autumn*. Ph.D. Thesis, Ohio State Univ., 267 Pp.
- Rodway, M.S., W.A. Montevecchi, and J.W. Chardine. 1996. Effects of investigator disturbance on breeding success of Atlantic puffins *Fratricula arctica*. *Biol. Conserv.* 76:311-319.
- Rosenberg, K.V., and D.A. Wiedenfeld. 1993. *Directory of neotropical ornithology*. 2nd ed. American Ornithologists' Union.
- Rupiper, D.J., J.W. Carpenter, and T.Y. Mashima. 1999. Formulary, Ch.26 in Olsen, G.H. and S. Orosz, (Eds.). *Handbook of Avian Medicine*. St. Louis, Mosby (*in press*)
- Ryan, P.G., and S. Jackson. 1986. Stomach pumping: is killing seabirds necessary? *Auk* 103:427- 428.
- Safina, C., and J. Burger. 1983. Effects of human disturbance on reproductive success in the black skimmer. *Condor* 85:164-171.
- Salzert, W., and D. Schelshorn. 1979. Maintaining and breeding avocets at the Rheine Zoo. *Internat. Zoo Yearbook* 19:143-145.
- Samour, J.H., D.M. Jones, J.A. Knight, and J.C. Howlett. 1984. Comparative studies of the use of some injectable anesthetic agents in birds. *Vet. Rec.* 115:6-11.
- Samour, J.H. (ed.). 1999. *Avian Medicine*. London, Harcourt-Brace.
- Schreiber, E.A. 1994. El Niño-southern oscillation effects on provisioning and growth in red-tailed tropicbirds. *Colonial Waterbirds* 17:105-119.
- Schreiber, E.A. 1996. Experimental manipulation of feeding in red-tailed tropicbird chicks. *Colonial Waterbirds* 19: 45-55.
- Schemnitz, S.D. (ed.). 1980. *Wildlife management techniques manual*. The Wildlife Society, Washington, D.C.
- Seutin, G., B.N. White, and P. Boag. 1991. Preservation of avian blood and tissue samples for DNA analysis. *Can. J. Zool.* 69:82-90.

- Sherwood, G.A. 1966. Flexible plastic collars compared to nasal discs for marking geese. *J. Wildl. Manage.* 30:853-855.
- Shugart, S.W., M.A. Fitch, and V.M. Shugart. 1981. Minimizing investigator disturbance in observational studies of colonial birds: access to blinds through tunnels. *Wilson Bull.* 93:565-569.
- Sinn, L. C. 1994. Anesthesiology. *In: Avian medicine: principles and application.* (Ritchie, B. W., G. J. Harrison and L. R. Harrison, eds). Wingers Publication, Inc., Lakeworth, FL
- Skagen, S.K., T.R. Stanley, and M.B.Dillon. 1999. Do mammalian predators follow human scent trails in the shortgrass prairie? *Wilson Bull.* 111(3):415-420.
- Smith, A.C. and M.M. Swindle (eds.). 1994. *Research animal anesthesia, analgesia and surgery.* Scientists Center for Animal Welfare, Greenbelt, MD.
- Smith, B.P. 1990. *Large animal internal medicine.* C.V. Mosby Co., St. Louis.
- Sorenson, M.D. 1989. Effects of neck collar radios on female redheads. *J. Field Ornithol.* 60:523-528.
- Southern, W.E. 1971. Evaluation of a plastic wing-marker for gull studies. *Bird-Banding* 42:88-91.
- Stangel, P.W. 1986. Lack of effects from sampling blood from small birds. *Condor* 88:244-245.
- Steiner, C.V., Jr., and R.B. Davis. 1981. *Selected topics in cage bird medicine.* Iowa State University Press, Ames.
- Steketee, A.K. and W.L. Robinson. 1995. Use of fluorescent powder for tracking American woodcock broods. *Auk* 112:1043-1045.
- Stiehl, R.B. 1983. A new attachment method for patagial tags. *J. Field Ornithol.* 54:326-328.
- Stonehouse, B. (ed.) 1978. *Animal marking.* University Park Press, Baltimore.
- Sugden, L.G., and H.J. Poston. 1968. A nasal marker for ducks. *J. Wildl. Manage.* 32:984-986.
- Sweeney, T.M., J.D. Fraser, and J.S. Coleman. 1985. Further evaluation of marking methods for black and turkey vultures. *J. Field Ornithol.* 56:251-257.
- Taber, R.D., and I.McT. Cowan. 1969. Capturing and marking wild animals. *In: Wildlife management techniques*, 3rd ed. (R.H. Giles, ed.). The Wildlife Society, Washington. Pp. 277-317.
- Thomas, R.A. 1977. Selected bibliography of certain vertebrate techniques. *USDI/BLM Tech. Note* 306:1-88.
- Tiersch, T.R., R.L. Mumme, R.W. Chandler, and D. Nakamura. 1991. The use of flow cytometry for rapid identification of sex in birds. *Auk* 108:206-2
- U.S. Fish and Wildlife Service. 1976. *North American bird banding manual.* U.S. Fish and Wildlife Service, Laurel, MD.
- Valverde, A.V. Honeyman, and D.H. Dyson. 1990. Determination of sedative dose and influence of midazolam on cardiopulmonary function in Canada geese. *A. J. Vet. Res.* 51: 1071-1074.
- Vuillaume, A. 1983. A new technique for taking blood samples from ducks and geese. *Avian Pathol.* 12:389-391.
- Wallach, J.D., and W.J. Boever. 1983. *Diseases of exotic animals: medical and surgical management.* W.B. Saunders Co., Philadelphia.
- Wanless, S. 1992. Effects of tail-mounted devices on the attendance behavior of kittiwakes during chick rearing. *J. Field Ornithol.* 63:169-176.
- Ward, D., and P. Flint. 1995. Effects of harness-attached transmitters of premigration-reproduction of brant. *J. Wildl. Manage.* 59:39-46.
- Warnock, N., and S. Warnock. 1993. Attachment of radio-transmitters to sandpipers: review and methods. *Wader Study Group Bull.* 70:28-30.
- Watt, D.J. 1982. Do birds use color bands in recognition of individuals? *J. Field Ornithol.* 53:177-179.
- Westmoreland, D., and L.B. Best. 1985. The effect of disturbance on mourning dove nesting success. *Auk* 102:774-780.
- Westneat, D.F. 1986. The effects of muscle biopsy on survival and condition in white-throated sparrows. *Wilson Bull.* 98:280-285.
- Westneat, D.F., R.B. Payne, and S.M. Doehlert. 1986. Effects of muscle biopsy on survival and breeding success in indigo buntings. *Condor* 88:220-227.
- Wheeler, W.E. 1991. Suture and glue attachment of radio transmitters on ducks. *J. Field Ornithol.* 62:271-278.
- Willis, E.O. 1973. Survival rates for visited and unvisited nests of bicolored antbirds. *Auk* 90:263-267.

- Willsteed, P.M., and P.M. Fetterolf. 1986. A new technique for individually marking gull chicks. *J. Field Ornithol.* 57:310-313.
- Wilson, R.P. 1984. An improved stomach pump for penguins and other seabirds. *J. Field Ornithol.* 55:109-112.
- Wingfield, J.C. 1984. Androgens and mating systems: testosterone induced polygyny in normally monogamous birds. *Auk* 101:665-671.
- Wingfield, J.C. 1994. Modulation of the adrenocortical response to stress in birds. *In: Perspective in comparative endocrinology* (K.G. Davey, R.E/Peter and S.S. Tobe, eds.). National Research Council Canada, Ottawa. Pp. 520-528.
- Wingfield, J.C., and D.S. Farner. 1976. Avian endocrinology--field investigations and methods. *Condor* 78:570-573.
- Wingfield, J.C., J.P. Smith, and D.S. Farner. 1982. Endocrine responses of white-crowned sparrows to environmental stress. *Condor* 84:399-409.
- Young, E. (ed.). 1975. *The capture and care of wild animals*. Ralph Curtis Books, Sanibel, FL.
- Young, L.S. and M.N. Kochert. 1987. Marking techniques. *In: Raptor management techniques manual*. (B. A. Giron Pendleton, B. A. Millsap, K.W. Cline, and D.M. Bird, eds.) National Wildlife Federation, Washington, D.C. Pp. 125-156.

**ANEXO A**  
**Direcciones**

Nota: Las oficinas gubernamentales cambian de dirección y número telefónico con una frecuencia sorprendente. Es probablemente mejor, empezar por llamar por teléfono a la oficina en cuestión, para asegurar que su petición de solicitud sea enviada a la dirección correcta.

**CANADA**

Canadian Bird Banding Office  
Canadian Wildlife Service  
Environment Canada  
Ottawa, Ontario  
K1A 0H3

**Regional Offices**

Atlantic Region

Regional Director: Dr. George Finney  
Environmental Conservation Service  
Environment Canada  
P.O. Box 1590 - 63 East Main St.  
SACKVILLE, New Brunswick  
E0A 3C0  
(506)-364-5011; fx: 364-5062  
Exec. Assistant: Lorraine Wheaton  
e-mail: WHEATONL@CPDAR.AM.DOE.CA

Region du Quebec:

Directeur régional: Monsieur Michel Lamontagne  
Conservation de l'environnement  
Environnement Canada  
1141 route de l'Église, 9e étage  
Case postale 10 100 Sainte-Foy (Quebec)  
G1V 4H5  
(514) 283-5869; fx: 283-1719  
e-mail: LAMONTAGNM@CPQUE.AM.DOE.CA  
Exec. Assistant: Jocelyne Séguin  
(418) 648-7808; fx: 649-6591  
e-mail: SEGUINJ@CPCSL.AM.DOE.CA

Ontario Region:

Regional Director: Mr. Simon Llewellyn  
Environmental Conservation Service  
Environment Canada  
4905 Dufferin Street  
DOWNSVIEW, Ontario  
M3H 5T4  
(416)-739-5839/5840; fx: 739-4408  
e-mail: LLEWELLYNS@AESTOR.AM.DOE.CA  
Exec. Assistant: Lana Birmann

Prairie & Northern Region

Regional Director: Mr. Gerald McKeating  
Environmental Conservation Service  
Environment Canada  
Twin Atria Building, 2nd Floor, 4999 - 98 Avenue  
EDMONTON, Alberta  
T6B 2X3  
(403)-951-8853; fx: 495-2615  
e-mail: MCKEATING@EDM.AB.DOE.CA  
Exec. Assistant: Vi Jespersen

Pacific & Yukon Region

Regional Director: Mr. Brian Wilson  
Environmental Conservation Service  
Environment Canada  
1200 West 73rd Avenue  
VANCOUVER, British Columbia  
Z6P 6H9  
(604) 664-4065/067; fx: 664-4068  
e-mail: WILSONB@AESVAN.AM.DOE.CA  
Exec. Assistant: Kim Colavecchia

**MEXICO**

Instituto Nacional de Ecología  
Dirección General de Aprovechamiento Ecológico de los Recursos Naturales  
Río Elba No. 20, 10E Piso  
Col. Cuauhtemoc, 06500 Mexico D. F.  
MEXICO

Scientific Affairs Office  
American Embassy  
Reforma 305 06500  
Mexico, D. F.  
MEXICO

**UNITED STATES**

USDA, APHIS-VS  
4700 River Road, Unit 38  
Riverdale, MD 20737-1231

U.S. Geologic Survey  
Bird Banding Office  
12100 Beech Forest Rd-4037  
Laurel, MD 20708-4037  
(301) 497-5790; e-mail: BBL@nbs.gov; fx: 497-5717

U.S. Geologic Survey  
National Wildlife Health Center  
6006 Schroeder Road  
Madison, WI 53711-6223  
(608) 264-5411; e-mail: NWHC@nbs.gov; fx: 264-5431

U.S. Fish and Wildlife Service  
Office of Management Authority  
4401 N. Fairfax Drive, Room 430  
Arlington, VA 22203  
800-358-2104 (in U.S.); (703) 358-3210 (outside U.S.); fx: 358-2281

<u>Region</u>	<u>U.S. Fish and Wildlife Service, Migratory Birds Permits Office</u>	<u>U.S. Fish and Wildlife Service Endangered Species Office</u>
1: California, Hawaii, Idaho, Nevada, Oregon, Washington, Guam, America Samoa	Eastside Federal Complex 911 N.E. 11th Avenue Portland, OR 97232-4181 (503) 872-2715 fx: (503) 231-2364	(503) 231-2063 fx: (503) 872-2716
2: Arizona, New Mexico, Oklahoma, Texas	P.O. Box 709 Albuquerque, NM 87103-709 (505) 248-7882 fx: (505) 248-7885	P.O. Box 1306 Albuquerque, NM 87103-1306 (505) 248-6649 fx: (505) 248-6922

- |  |   |   |
|--|---|---|
| 3. Illinois, Indiana, Iowa,<br>Michigan, Ohio, Wisconsin   | 1 Federal Drive<br>BHW Federal Building<br>Fort Snelling, MN 55111<br>(612) 725-3775/3776<br>fx: (612) 725-3013 | (612) 725-3276/3250<br>(612) 725-3501   |
| 4: Alabama, Arkansas, Florida,<br>Georgia, Kentucky, Louisiana,<br>Mississippi, North Carolina,<br>South Carolina, Tennessee                                     | P.O. Box 49209<br>Atlanta, GA 30359<br>(404) 679-7070<br>fx: (404) 679-7285                                     | 1875 Century Blvd.<br>Atlanta, GA 30345<br>(404) 679-7110<br>fx: (404) 679-4006           |
| 5: Connecticut, Delaware,<br>Maine, Massachusetts, New<br>Hampshire, New Jersey, New<br>York, Pennsylvania, Rhode<br>Island, Vermont, Virginia, West<br>Virginia | P.O. Box 779<br>Hadley, MA 01035-0079<br>(413) 253-8698<br>fx: (413)253-8482                                    | 300 Westgate Center Drive<br>Hadley, MA 01035-9589<br>(413) 253-8628<br>fx: (413)253-8482 |
| 6: Colorado, Kansas, Montana,<br>Nebraska, North Dakota, South<br>Dakota, Utah, Wyoming  | Box25486<br>Denver Federal Center<br>Denver, CO 80225<br>(303) 236-7890<br>fx: (303) 236-7901                   | (303) 236-7400<br>fx: (303) 236-0027  |
| 7: Alaska  | 1011 East Tudor Road<br>Anchorage, AK 99503<br>(907) 786-3300<br>fx: (907) 786-3313                             |   |

### **RECURSOS DE INTERNET**

American Association of Wildlife Veterinarians:  
[www.emtc.nbs.gov/http\\_data/whip/aawvnet.html](http://www.emtc.nbs.gov/http_data/whip/aawvnet.html)

American Association of Zoo Veterinarians: [www.worldzoo.org/aazv/aazv.htm](http://www.worldzoo.org/aazv/aazv.htm)

American Zoo and Aquarium Association, grupo de asesoria en Nutrition:  
[www.aza.org/aza/advisory/NUTRI96.htm](http://www.aza.org/aza/advisory/NUTRI96.htm); una lista de otros grupos asesores puede ser obtenida borrando NUTRI96.htm99

Association of Avian Veterinarians: [www.aav.org](http://www.aav.org)

Association for Assessment and Accreditation of Laboratory Animal Care International: [www.aaalac.org](http://www.aaalac.org)

National Academy of Sciences, Institute of Laboratory Animal Research, Guide for the Care and Use of Laboratory Animals: <http://www.nap.edu/readingroom/books/labrats/>

National Institutes of Health Office for Protection from Research Risk:  
[http://grants.nih.gov/grants/oprr/library\\_animal.htm](http://grants.nih.gov/grants/oprr/library_animal.htm) (incluye instrucciones para los IACUC, las Politicas del Servicio de Salud Publica sobre el Cuidado y Uso Humanitario de Animales de Laboratorio, Marzo,

1996, y la Guía para el Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio de 1996 (ILAR), National Academy of Sciences.

Ornithological Council: [www.nmnh.si.edu/BIRDNET](http://www.nmnh.si.edu/BIRDNET) (para actualizaciones de los reglamentos y políticas que afectan la investigación ornitológica, por favor visite la página “Ornithology and Society” o la página “All about Permits”).

U.S. Fish and Wildlife Service: [www.fws.gov](http://www.fws.gov) (incluye la Oficina para el Manejo de las Aves Migratorias, División de Especies en Peligro, División de Refugios, y la Oficina de la Autoridad Administradora del CITES)

U.S. Department of Agriculture, Animal and Plant Health Inspection, Animal Care Division  
[www.aphis.usda.gov](http://www.aphis.usda.gov) (para información concerniente a reglamentos y leyes del Animal Welfare Act)

Washington University, St. Louis (para información sobre reglamentos del transporte del Animal Welfare Act) <http://netvet.wustl.edu/e-zoo.htm>

Wildlife Health Information Partnership: [www.emtc.nbs.gov/http\\_data/whip/whiphmpg.html](http://www.emtc.nbs.gov/http_data/whip/whiphmpg.html)

## **ANEXO B**

### **American Birding Association**

### **Código de Ética en la Observación de Aves**

#### **1. Promover el bienestar de las aves y su ambiente**

**1 (a)** Apoyar la protección de hábitat importante para las aves.

**1 (b)** Para evitar estrés a las aves o exponerlas al peligro, ejercite su precaución y moderación durante la observación, fotografía, grabación de sonidos o imágenes. Límite el uso de grabaciones u otros métodos de atracción de aves, y nunca utilice estos métodos en áreas densamente pobladas de aves, o para atraer especies consideradas En Peligro, Amenazadas, o con Protección Especial, o que sean raras en su área local. Manténgase bien alejado de nidos y colonias de anidación, dormitorios, áreas de exhibición, y sitios importantes de alimentación. En tales áreas sensibles, si hay necesidad de hacer observaciones prolongadas, fotografiar, filmar o grabar, trate de utilizar un escondite, y aproveche la cubierta natural.

Utilice luz artificial lo mínimo necesario para filmar o fotografiar, especialmente acercamientos.

**1 (c)** Antes de publicar la presencia de un ave rara, evalúe el potencial de perturbación del ave, sus alrededores, y otras personas en el área, y proceda solo si el acceso puede ser controlado, la perturbación minimizada, y si se ha obtenido el permiso de los propietarios en tierras privadas. Los sitios de anidación de aves raras, deben de ser comunicados solo a las autoridades de conservación adecuadas.

**1 (d)** Manténgase en caminos, senderos, brechas donde existan; cuando no, mantenga la perturbación al hábitat a un mínimo.

#### **2. Respete la ley y los derechos de los demás.**

**2 (a)** No entre en propiedades privadas in permiso explícito del dueño.

**2 (b)** Cumpla las leyes, reglas y reglamentos que regulan el uso de los caminos en áreas públicas, tanto en casa como en el extranjero.

**2 (c)** Sea cortés en sus contactos con otras personas. Su conducta ejemplar generará amabilidad tanto con los observadores de aves como con los no-observadores.

#### **3. Asegúrese que los comederos, estructuras de nidos, y otros ambientes artificiales para aves son seguros.**

**3 (a)** Mantenga los surtidores, agua y alimentos limpios, y libres de material en descomposición y enfermedades. Es importante alimentar a las aves continuamente durante periodos de clima severo.

**3 (b)** De mantenimiento y limpie regularmente las estructuras de nidos.

- 3 (c)** Si usted está atrayendo aves a un área, asegúrese que las aves no estarán expuestas a depredación de gatos y otros animales domésticos, o a peligros ocasionados por riesgos artificiales.
- 4. La observación de aves en grupo, ya sea organizada o de improviso, requiere de cuidados especiales. Cada individuo en el grupo, además de las obligaciones especificadas en #1 y 2, tiene responsabilidades como miembro de un Grupo.**
- 4 (a)** Respete los intereses, derechos, y habilidades de sus compañeros observadores, al igual que de las personas participantes en otras actividades legales al aire libre. Comparta libremente su conocimiento y experiencia, excepto cuando se aplica 1 (c).
- 4 (b)** Si usted observa un comportamiento de observación de aves no ético, evalúe la situación, e intervenga si lo considera prudente. Cuando interceda, informe a la(s) persona(s) de lo inapropiado de la acción, e intente dentro de lo razonable, de detenerla. Si la conducta continua, documéntela e informe a los individuos u organizaciones apropiadas.
- Responsabilidades del Líder del Grupo (viajes y excursiones de aficionados y profesionales).**
- 4 (c)** Sea un modelo ético ejemplar para el grupo. Enseñe a través de la palabra y el ejemplo.
- 4 (d)** Mantenga los grupos de un tamaño tal que limite los impactos al ambiente y no interfiera con otras personas que utilicen la misma área.
- 4 (e)** Asegure que todos en el grupo conozcan lo especificado en este código.
- 4 (f)** Estudie e informe al grupo qué compañías profesionales de expediciones anteponen el bienestar de las aves y el beneficio del conocimiento público antes de los intereses comerciales de la compañía. De manera ideal, los líderes deben de mantener un registro de sus avistamientos, documentar ocurrencias inusuales, y someter sus registros a las organizaciones apropiadas.
- ABA: (800) 850-2473; Fax: (800)247-3329; e-mail: [member@aba.org](mailto:member@aba.org)