

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL  
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS



Técnicas de manejo y sexaje de aves ornamentales

Por:

**JESUS DE LA PAZ RODRIGUEZ**

MONOGRAFIA

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

Torreón, Coahuila, México  
Noviembre 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL  
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

Técnicas de manejo y sexaje de aves ornamentales

Por:

**JESÚS DE LA PAZ RODRÍGUEZ**

MONOGRAFÍA

Que se somete a la consideración del honorable jurado examinador como requisito parcial para obtener el título de:

**MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

Aprobada por:

  
MVZ. JOSÉ LUIS FRANCISCO SANDOVAL ELÍAS  
Presidente

  
MVZ. EDMUNDO GUZMÁN RAMOS  
Vocal

  
IZ. HÉCTOR MANUEL ESTRADA FLORES  
Vocal

  
MVZ. RAÚL CARLOS RODRÍGUEZ VILLA  
Vocal Suplente

  
MC. J. GUADALUPE RODRÍGUEZ MARTÍNEZ  
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal

Torreón, Coahuila, México  
Noviembre 2019



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL  
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

Técnicas de manejo y sexaje de aves ornamentales

Por:

**JESÚS DE LA PAZ RODRÍGUEZ**

MONOGRAFÍA

Que se somete a la consideración del honorable jurado examinador como requisito parcial para obtener el título de:

**MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

Aprobada por:

  
MVZ. JOSÉ LUIS FRANCISCO SANDOVAL ELÍAS  
Presidente

  
MVZ. EDMUNDO GUZMÁN RAMOS  
Vocal

  
IZ. HÉCTOR MANUEL ESTRADA FLORES  
Vocal

  
MVZ. RAÚL CARLOS RODRÍGUEZ VILLA  
Vocal Suplente

  
MC. J. GUADALUPE RODRÍGUEZ MARTÍNEZ  
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal

Torreón, Coahuila, México  
Noviembre 2019



## **AGRADECIMIENTOS**

Primeramente quiero dar gracias Dios por haberme dado salud y conocimientos para concluir mi carrera profesional de forma satisfactoria.

A mis padres el Sr. Jesús De La Paz Cueto y la Sra. Julieta Rodríguez Terrazas por haber apoyado incondicionalmente mi trayectoria académica desde inicio hasta el fin muchas gracias.

Agradezco grandemente a mi mejor amigo el MVZ. Ricardo Esparza Cano por su compañía y apoyó mutuo e incondicional durante toda la carrera, gracias hermano.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por haberme abierto sus puertas al conocimiento.

A todos los maestros y maestras que me acompañaron durante el trayecto y me brindaron sus conocimientos y valores.

Al MC. MVZ. José Luis Sandoval Elías, al MVZ Edmundo Guzmán Ramos y al I.Z. Héctor Estrada Flores por haberme apoyado durante toda la carrera y asesorado en este mi trabajo final de monografía.

## **DEDICATORIAS**

Este trabajo de monografía lo dedico a mis padres ya que se esforzaron para que yo pudiera concluir mis estudios.

Este trabajo es dedicado a mi amigo el MVZ. Ricardo Esparza Cano por el impulso y palabras de fortaleza y ánimos que me brindaba cuando pensaba ya no poder más, con las inolvidables frases como “siempre salimos de los líos”.

Dedico este trabajo a mi persona por el esfuerzo realizado durante toda la carrera.

## RESUMEN

La ausencia de dimorfismo sexual en los estadios juveniles y durante la edad adulta de gran cantidad de especies de aves, dificulta o imposibilita la determinación del sexo basados en el fenotipo. El empleo de marcadores moleculares para determinar el sexo de las aves es una herramienta útil debido a la exactitud y rapidez de los resultados y a su vez se constituye en un método que minimiza el estrés durante la toma de muestra, comparado con otras técnicas invasivas que pudieran afectar la salud o estabilidad biológica del animal. La determinación temprana del sexo en aves resulta de especial relevancia cuando se consideran programas de conservación, producción, explotación y estudios de ecología de poblaciones. Esta revisión presenta las metodologías usadas para determinar el sexo, haciendo especial énfasis en herramientas moleculares, presentando sus ventajas y limitaciones.

Las aves de ornato son capturadas por diferentes razones, incluyendo evaluaciones clínicas y tratamientos, liberaciones o reintroducciones, investigaciones científicas o control de plagas, entre otras. La captura de los animales está especialmente asociada con su protección, conservación y bienestar, lo cual es regulado por las autoridades ambientales encargadas.

No hay una captura ideal, ni técnica de sistemas de contención que pueda ser utilizada con éxito en todas las ocasiones para una especie particular, porque el éxito depende de factores biológicos y ecológicos y de factores prácticos como la topografía, la temporada, el clima, edad, condición, sexo, los costos y la logística. La restricción física es la forma más eficiente y segura de manejar los animales, y para aplicarla correctamente las personas involucradas deben ser conocedoras del comportamiento del animal a manipular.

**Palabras clave:** Manejo, Sexaje, Alimentación, Aves ornamentales

# INDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS.....	I
DEDICATORIAS.....	II
RESUMEN .....	III
INDICE DE TABLAS Y FIGURAS.....	VI
INTRODUCCION.....	1
OBJETIVOS.....	2
ANTECEDENTES.....	3
I CAPTURA Y MANEJO DE AVES.....	4
1.1 Cautiverio, Cría y Comercio.....	4
1.2 Captura física.....	4
1.3 Captura Química .....	5
II HERRAMIENTAS Y EQUIPOS.....	6
2.1 Guantes.....	6
2.2 Redes.....	7
2.3 Bolsas de tela, lonas o mantas .....	8
III TÉCNICAS DE MANEJO .....	12
IV MÉTODOS DE MANEJO E INMOVILIZACIÓN DE VARIOS GRUPOS DE AVES.....	17
V EQUIPO QUE PUEDE FACILITAR EL MANEJO Y LA INMOVILIZACIÓN DE LAS AVES.....	18
VI TRANSPORTE.....	19
6.1 Transporte Aéreo.....	19
6.2 Transporte Terrestre .....	19
VII METODO DE TRANSPORTE.....	20
VIII ALOJAMIENTO.....	22
8.1 Jaula.....	22
IX ALIMENTACIÓN.....	24
9.1 Dieta completa .....	24
9.2 Técnica.....	24
X REPRODUCCIÓN DE AVES.....	25
10.1 Tasa de cambio de la duración del día .....	25
10.2 Efectos de la luz .....	25
10.3 Material.....	25

XI CUIDADOS.....	27
11.1 condiciones naturales.....	27
11.2 Baños .....	27
XII TECNICAS DE SEXAJE EN AVES.....	28
12.1 Laparotomía .....	28
12.2 Citogenética aviar.....	30
12.3 Sexaje por hormonas sexuales .....	31
12.4 Solubilización de metabolitos.....	32
12.5 Medición de metabolitos .....	33
12.6 Sexado molecular.....	33
12.7 Laparoscopia.....	34
12.8 Sexaje por comportamiento.....	35
LITERATURA CITADA.....	36

## INDICE DE TABLAS Y FIGURAS

Figura 1-. Guantes para manipular fauna silvestre.....	6
Figura 2-. Red para la captura de diferentes aves ornamentales.....	7
Figura 3-. Contención para exploración física en paciente aviario.....	9
Figura 4-. Contención para exploración física en paciente aviario.....	9
Figura 5-. Gafas de visión nocturna del ejército para capturar aves.....	11
Figura 6-. Red para capturar aves medianas.....	11
Figura 7-. Inmovilización de una avutarda con arnés corporal.....	12
Figura 8-. Método correcto para sujetar palomas.....	13
Figura 9-. Método correcto para sujetar un loro yaco.....	14
Figura 10-. Método correcto para sujetar un periquito.....	15
Figura 11-. Sujeción de loro cacique.....	15
Figura 12-. Sujeción de loro recién nacido para alimentarlo a mano.....	15
Figura 13-. Dispositivo adaptado para cirugía de patas de aves.....	16
Figura 14 -. Mesa de operación de aves.....	16
Tabla 1 -. Métodos de manejo e inmovilización de varios grupos de aves..	17
Tabla 2-. Equipo que puede facilitar el manejo e inmovilización de las aves.	18
Figura 15-. Caja de cartón para transportar aves de tamaño mediano.....	21
Figura 16-. Caja con 3 niveles para transportar aves de tamaño mediano....	21
Figura 17-. Jaula sencilla de forma rectangular espaciosa.....	23
Figura 18-. Nidos para diferentes aves en cautiverio.....	26
Figura 19-. Laparotomía incisión del último espacio intercostal.....	29
Figura 20-. Dimorfismo marcado en loros eclectos.....	35

Figura 21-. Pericos australianos en plena copula..... 35

## INTRODUCCION

Durante muchos años se ha tenido la tradición de criar aves de ornato algunas se capturan y son criadas en casa otras provienen de criaderos establecidos, el punto es que en la práctica diaria de manejo y mantenimiento de aves se causa mucho estrés al momento de intentar manipularlas por eso es que en este apartado se explican las técnicas de manejo y sexaje para que los propietarios de criaderos puedan tener idea de cómo manejar a sus animales causando el mínimo estrés que puede ser fatal, Causar la muerte del ejemplar por mal sujeción o por estrés y se explican las principales enfermedades que se pueden dar en el manejo del diario y que tratamientos puede aplicar el especialista de la salud animal así también se muestran los signos de enfermedad para poder identificar las diferentes patologías en las aves de ornato.

Se explicaran las diferentes técnicas de sexado en aves ornamentales para que pueda ser certero el diagnóstico del sexo esto para seguir reproduciendo y conservando algunas especies que ya están en el libro rojo de especies amenazadas en México.

El dimorfismo sexual es definido como la diferencia de formas, coloración y tamaños entre machos y hembras de una misma especie. El conjunto de dichos caracteres es lo que permite distinguir las llamadas características sexuales primarias (genitales externos) y las características sexuales secundarias, las cuales no son estrictamente necesarias para la reproducción pero tienen alguna función durante la misma, ya que la expresión de caracteres como tamaño, fuerza y colorido son un conjunto de aspectos que juegan un papel fundamental al garantizar el éxito en los procesos de apareamiento; es así como el tamaño de los machos en determinadas especies es importante porque les permite competir con otros machos por el apareamiento con las hembras; el plumaje vistoso está asociado con la elección por parte de la hembra.

## **OBJETIVOS**

Dar a conocer los diferentes métodos de manejo, en las diferentes especies de psitácidos para que la manipulación, tanto en la crianza como en consulta sea lo más apropiado y lo menos estresante para las aves y sobre todo salvaguardar la integridad de quien los manipula.

Poner en prueba las técnicas de sexaje en aves para que la reproducción se lleve con éxito y preservar las especies, sobre todo las que están en peligro de extinción.

## ANTECEDENTES

Las fuentes históricas, creadas en el siglo XVI por clérigos y naturalistas españoles nos ofrecen un buen ejemplo de este conocimiento podemos constatar que para los antiguos mexicanos los psitácidos eran aves que podían encontrarse en el campo y en calidad de mascotas, pues se les describe como fácilmente manejables, incluso amigables, se indica que comían lo que se les ofreciera y, lo más importante, podían aprender palabras y hacer uso de ellas, incluso palabras de diversos idiomas. Aunque dentro de estas obras se indica que se les amansaba, se les educaba, se les criaba, incluso que algunos eran domesticables, también encontramos datos referidos a que se reproducían en el campo, en riscos o árboles muy altos y que era de los nidos de donde se obtenían las crías, que después eran amansadas, situación que lleva a pensar que la reproducción en cautiverio, elemento clave dentro del proceso de domesticación, no fue algo tan simple o sencillo como lo podríamos suponer (Gómez *et al.*, 2005).

Comentarios importantes para comprender mejor este aspecto se refieren a que eran aves que siempre anidaban en los mismos árboles, algunos de ellos ubicados dentro de las áreas de actividad humana y que esto era de provecho para la gente, pues les permitía hacerse de crías y de las plumas que caían alrededor de los nidos, las cuales eran altamente apreciadas. La conducta de estas aves, unida a los numerosos intereses humanos, pudieron favorecer una situación en la cual hombres y pericos compartieran territorio y recursos, hasta el punto de que el conocimiento acumulado, el desarrollo de las habilidades para manipularlos y la presencia de nidos junto a los asentamientos humanos, llevó a un tipo de relación pericos-hombres equivalente a la domesticación (Gómez *et al.*, 2005).

## I. CAPTURA Y MANEJO DE AVES

### 1.1 Cautiverio, Cría y Comercio.

Pese a ser habitual encontrar loros en cautividad, no están clasificados como especie doméstica; antes bien, su cría tiene una historia relativamente corta, no están evolutivamente adaptados a desarrollarse en condiciones de cautiverio y por lo general su cría no está dirigida a obtener aquellos rasgos que caracterizan a los animales domesticados o que los distinguen de un modo significativo de sus homólogos en libertad. En comparación con otros animales criados en cautividad y de compañía, cuya cría lleva practicándose durante miles de años, la cría de fauna silvestre (loros incluidos) a gran escala existe desde hace muy poco tiempo (Bradshaw & Engebretson, 2013).

### 1.2 Captura Física

En la captura física se utiliza el conocimiento de las especies, de los individuos y del comportamiento animal, así como la fuerza física y trucos sencillos como como los gustos, las aversiones, los temores y las características físicas de los animales, para controlarlos apropiadamente (Fowler & Miller, 2003).

Si las aves se encuentran en jaulas pequeñas, antes de intentar cogerlos hay que quitar todas las perchas, comederos y bebederos. Si las puertas de las jaulas son relativamente pequeñas es preferible retirarlas, y realizar la captura en una habitación cerrada para evitar fugas. Para facilitar la captura es necesario utilizar guantes de carnaza, de tela, o una toalla (Aguilar *et al.*, 2010; Samour, 2010).

Por regla general, se debe reducir el tiempo de manejo con la finalidad de evitar el estrés y la hipertermia provocada por la manipulación, así como evitar todos los ruidos extraños, como música y voces. Si el tamaño del ave es de mediano a pequeño, se la puede sujetar con una sola mano. Se debe sujetar la parte de atrás de la cabeza para controlar el pico y apoyar el cuerpo con el resto de la mano. Se sugiere emplear bolsas de tela o toallas para cubrir los ojos y reducir la visibilidad del ave (Serford, 2016).

### 1.3 Captura Química

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. 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 (Gante & Lewis, 1997).

Existen sistemas portátiles de bajo peso disponibles para su utilización en el campo. 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 (Gante & Lewis, 1997).

## II. HERRAMIENTAS Y EQUIPOS

### 2.1 Guantes

Son implementos muy importantes para la sujeción. El material de éstos puede variar desde un algodón fino para sujetar aves pequeñas, hasta el cuero duro necesario para manipular ciertas aves de mayor tamaño. Los guantes de cuero (fig.1) para soldadores son adecuados para usos generales, sin embargo, se debe tener presente que el uso de guantes gruesos y pesados disminuye la sensibilidad táctil, por lo cual impiden determinar cuan fuerte se está sujetando al animal, a la vez que sentir la respuesta del mismo, es necesario tener en cuenta, por una parte, que la de fuerza aplicada debe ser apropiada a la especie y al tamaño del individuo y, por otra, que una presión muy fuerte puede provocarle al animal sofocación, fractura de una costilla o de algún miembro. Por esta razón muchas personas prefieren evitarlos (Fowler & Miller, 2003).



Figura 1.- Fotografía: Guantes para manipular fauna silvestre (Fowler & Miller, 2003).

## 2.2 Redes

Son implementos más efectivos y adecuados para la captura y sujeción de aves ornamentales. Las redes son muy efectivas si se utilizan del tamaño y diseño adecuado, de tal manera que sean profundas, de materiales resistentes y con agujeros que impidan al animal forzar su cabeza a través de ellos, ya que podría asfixiarse redes con aro. fig. 2 (Fowler & Miller, 2003).

El tamaño de la red debe corresponder al tamaño del animal; es importante tener en cuenta que algunas aves grandes pueden morder y crear perforaciones que les permitan escapar. Ningún tipo de red debe ser utilizada para manipulaciones o traslados de larga duración (Fowler & Miller, 2003).



Figura 2. Red para la captura de diferentes aves ornamentales

(Fowler & Miller, 2003).

### **2.3 Bolsas de tela, lonas o mantas**

La sujeción de aves pequeñas puede ser llevada a cabo mediante el empleo de bolsas de tela. Algunos animales pueden sujetarse con toallas gruesas si se trata de manipulaciones de corta duración. En el caso de aves grandes se puede usar una lona suave, para lo cual hay que arrojarla sobre el animal para tratar de cubrirlo por completo, luego ejercer una ligera presión sobre el ave para inmovilizarla. Posteriormente se levanta suavemente la lona y con una mano se sujeta firmemente la cabeza del ave por detrás, y con la otra mano se bloquean sus alas. Para aves pequeñas se recomienda la misma metodología pero con mantas livianas. Si se usa el método descrito con psitácidos (guacamayas, loras, pericos) es conveniente mantenerlos cubiertos hasta que se introduzcan en la jaula. En el caso de que sean psitácidos grandes y difíciles de manejar, se les puede sujetar por detrás de la cabeza con una mano, justo en la base de su mandíbula, o tratar de mantener toda su cabeza sujeta. Específicamente para el caso, se ubica un dedo a cada lado de la mandíbula y otro sobre su cabeza evitando mantener los dedos cerca del pico, mientras que con la otra mano se sujetan las patas junto con las alas (Fowler & Miller, 2003).

Los psitácidos más grandes pueden cubrirse con delicadeza con una toalla mientras están sobre una percha. La cabeza del ave debe controlarse a nivel de la base de la mandíbula inferior y, de inmediato, se deben controlar las patas y alas con la otra mano (Aguilar *et al.*, 2010; Orjuela, 2009).

Los animales pequeños se sujetan con una sola mano. Esto implica sostener el cuerpo del individuo en decúbito dorsal sobre a palma de la mano, con la base de la cabeza asegurada entre los dedos medios e índice, junto con el pulgar; este y los otros dedos sostienen además las alas en su lugar (Aguilar *et al.*, 2010).



Figura 3 y 4. contención para exploración física en paciente aviario (Aguilar *et al.*, 2010)

Para poder realizar una exploración física a un paciente aviario, primero hay que capturarlo (figs.3 y 4). El método de captura depende de la especie, la edad, el nivel de mansedumbre, el tamaño de la jaula/recinto y el entorno. Muchos pacientes se presentan en jaulas pequeñas, y antes de intentar cogerlos hay que quitar todas las perchas y los comederos y bebederos. Las puertas de las jaulas pequeñas no permiten un acceso fácil y puede ser más práctico quitar la parte superior de la jaula en una habitación oscura. Para facilitar la captura, puede utilizarse una toalla de papel o de tela como barrera visual (Samour, 2010).

Muchos pájaros de jaula domésticos pueden estar entrenados para saltar al dedo o a la mano cuando se les empuja desde atrás. Es mejor colocar una caperuza a las aves rapaces entrenadas antes de cogerlas. Pueden utilizarse gafas de visión nocturna del ejército (fig. 5) para capturar a las aves y manejarlas en habitaciones oscuras o pajareras por la noche. Las aves que viven en pajareras más grandes pueden escaparse volando o corriendo y hay que utilizar redes o rediles para capturarlas (Samour, 2010).

Una sola persona puede coger un pájaro manso con la mano si está en una pajarera pequeña; si el pájaro tiene un temperamento nervioso, puede utilizarse una red y pueden participar una o más personas. Las redes pueden utilizarse con o sin mango. La decisión sobre si utilizar o no un mango depende del espacio disponible dentro de la pajarera. La persona que va a coger al ave debe empujarla hasta una esquina antes de encerrarla en la red. Si el ave intenta correr o sobrevolar a la persona, la red debe colocarse enfrente de ella, para que el ave corra o vuele hacia ella. Cuando se utilizan redes para capturar aves que vuelan hay que tener cuidado para que no se hagan daño (Samour, 2010).

En todos los casos, si la persona tiene dudas, debe dejar que el ave se escape. Una vez que el ave está en la red, hay que sacarla con cuidado y sujetarla con las manos o colocarla en una caja o en un trasportín. Cuando se saca al ave de la red debe prestarse una atención especial a las patas, la cabeza y las articulaciones carpo metacarpianas para asegurarse de que no están enredadas en la red. En las pajareras más grandes, las bandadas o las aves pueden cogerse haciendo un redil con tela oscura, que debe extenderse o sujetarse con pértigas metálicas extensibles dándole forma de túnel con un extremo ciego y una entrada ancha y con una zona de captura circular pequeña en el extremo ciego. Algunas especies más grandes, como la avutarda kori (*Ardeotis kori*), puede capturarse mejor si se arrinconan y se sujetan firmemente con la mano. Sin embargo, incluso para estas aves grandes, una red colocada por encima de la cabeza y la parte superior del cuerpo facilita la captura y, por lo tanto, es menos estresante para el ave. Para capturar ratites deben consultarse libros de texto especializados (Samour, 2010).

A continuación se ofrecen algunos ejemplos de dispositivos para capturar a las aves que viven en libertad:

- Trampas para aves que andan o nadan (aves salvajes).
- Redes en cañón o proyectil (aves salvajes, de caza y avestruces).
- Balchatri (rapaces).
- Boma (ratites).
- Redil emergente (avestruces).
- Doghaza rapaces (Samour, 2010).

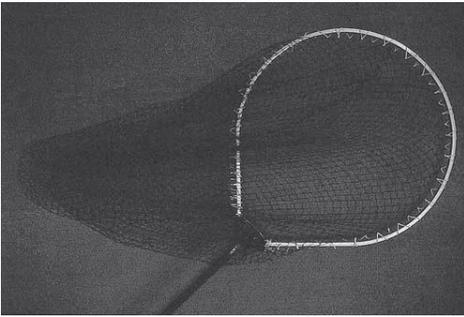


Figura 6. Red para capturar aves de tamaño mediano (Samour, 2010).



Figura 5. Las gafas de visión nocturna del ejército pueden utilizarse Para capturar aves, como este pavo común (*Meleagris gallopavo*), manteniéndolas en habitaciones oscuras o en pajareras por la Noche (Samour, 2010).

### III. TÉCNICAS DE MANEJO

Los objetivos principales cuando se sujeta a las aves son inmovilizar las alas y controlar las patas y la cabeza en las especies que tienen picos y patas potentes (figs. 7 y 8). Dedicar tiempo a practicar las técnicas, además de una gran paciencia, son requisitos previos fundamentales para reducir al mínimo la posibilidad de lesionar y estresar tanto al ave como al que la maneja. Las estrategias para defenderse del manejo humano varían entre las distintas especies de aves. Los gavilanes generalmente tienden a utilizar las patas para resistirse al manejo, mientras que los halcones, las aves de presa, los buitres, algunas águilas y algunos búhos pueden picar y dar patadas a la persona que los maneja. Los pájaros más grandes, como los cisnes, pueden causar lesiones con las alas, y las ratites dan patadas peligrosas. Conociendo las estrategias que pueden utilizar las aves, la persona que las maneja puede tomar decisiones necesarias para sujetarlas con seguridad en medio segundo. Puede obtenerse información más especializada sobre las técnicas de manejo para diferentes especies de aves en los textos enumerados en la bibliografía (Samour, 2010).



Figura 7. Inmovilización de una avutarda hubara (*Chlamydotis Undulata*) utilizando un arnés corporal. Existen arneses fabricados con tela de lona de grosor medio y bandas de Velcro R. Estos dispositivos se utilizan habitualmente para sujetar a las aves acuáticas grandes, como los cisnes, y algunas aves de presa (Samour, 2010).



Figura 8. Método correcto para sujetar una paloma domestica (Samour, 2010).



Figura 9. Método correcto para sujetar a un loro yaco *Psittacus erithacus* (Samour, 2010).



Figura 10. Me e todo correcto para sujetar a un periquito (*Melopsittacus undulatus*) para su exploración (Por cortes i a de Mr. A. Jones.) (Samour, 2010).



Figura 11. Loro cacique (*Deroptyus accipitrinus*) sujeto con una toalla (Por cortesía de Mr. A. Jones.) (Samour, 2010).



Figura 12. Sujeción de un loro recién nacido para alimentarlo a mano (Por cortes i a de Mr. A. Jones.) (Samour, 2010).



Figura 13. (a) Dispositivo de sujeción adaptado para cirugía de las patas de las aves. (b) El dispositivo utilizado para inmovilizar las patas de un halcón antes de la cirugía debido a la infección de las patas (Samour, 2010).



Figura 14. Mesa de operaciones (20 \_ 15 \_ 10 cm) usada para Realizar intervenciones quirúrgicas en aves pequeñas (\_ 50 g). Obsérvese que los lados son de aluminio y la parte superior es de Perspex adaptable para acomodarse a la forma del cuerpo. La mesa Puede colocarse sobre una almohadilla caliente para mantener Una temperatura adecuada durante la cirugía (Samour, 2010).

## IV. MÉTODOS DE MANEJO E INMOVILIZACIÓN DE VARIOS GRUPOS DE AVES

Grupo de aves	Técnica de manejo	Otros comentarios
Paseriformes pequeñas	Se coloca la cabeza entre dos dedos para que el cuerpo se quede en la palma de la mano, o puede restringirse las sujetándoles la cabeza suavemente entre el pulgar y el dedo índice	Pueden picar o morder con el pico; los guantes finos ayudan a minimizar el efecto. Puede utilizarse una banda elástica o una cinta adhesiva para cerrar el pico
Paseriformes grandes	Se sujetan con dos manos, alrededor de las alas	
Psitácidas pequeñas	Como para las paseriformes pequeñas	
Psitácidas grandes	Como para las paseriformes grandes	
Aves de presa de pequeño y mediano tamaño.	Como para las paseriformes grandes. Las caperuzas de ceterría son muy útiles para bloquear los estímulos visuales y tienen un efecto calmante	Las rapaces suelen dar patadas al aire cuando se las sujeta y es importante no dejar que se hagan daño a sí mismas con las garras (para ello se utilizan paños para patas)
Aves de presa grandes	Como para las aves de presa pequeñas y medianas. Puede colocarse una toalla de tela alrededor de las alas para sujetarlas. Otra alternativa es inmovilizarlas mientras están posadas sujetándoles las patas y girando rápidamente al ave para ponerla boca abajo: generalmente extiende a las alas pero pueden plegarse fácilmente sobre el cuerpo	Utilizar guantes gruesos y un equipo adecuado de ceterría. Los buitres pueden regurgitar alimentos del buche cuando se les toca
Palomas y tórtolas	Como para las paseriformes pequeñas y grandes. Los criadores de palomas prefieren sujetar a las aves con una mano alrededor de la base de la cola	No suelen picar ni arañar. Se inclinan para defecar cuando se les maneja. Pierden plumas fácilmente
Aves acuáticas pequeñas	Pueden sujetarse por las alas o por la espalda y las alas, utilizando los dedos para sujetarles las patas	Las especies que pesan mucho no deben transportarse sujetándoles las alas o las patas
Aves acuáticas grandes	Debe sujetarse la base de ambas alas con una mano mientras que con la otra mano y el brazo se sujeta el cuerpo. Estas aves pueden transportarse debajo del brazo, con la cabeza hacia la espalda. El brazo se enrolla alrededor de las alas y se utiliza una mano para sujetar el cuerpo y controlar las patas	Algunos gansos tienen uñas afiladas y patas potentes y causan arañazos. Los cisnes y los gansos pueden mover las alas y dar aleteos dolorosos, y es difícil sujetarlos. Estas especies no deben transportarse sólo por las alas, puesto que puede producirse parálisis braquial temporal o permanente
Aves de caza	En las especies más grandes, la base de las alas se fija con una mano y las patas se controlan con la otra. El abdomen debe sujetarse desde abajo	Nunca debe sujetarse a las aves de caza sólo por las plumas: todo el cuerpo debe fijarse para evitar que pierdan las plumas de forma traumática. Los gallos con espolones pueden lesionar a los operadores, y el pico también puede servirles como arma
Aves zancudas, garzas, cigüeñas, flamencos, grullas	Como se ha indicado antes, dependiendo del tamaño. Sujetar primero el cuello de las garzas, cigüeñas y grullas con el fin de sujetar la cabeza. Cuando el ave levanta las patas debe extenderse paralela al suelo. Es importante colocar uno o dos dedos o enrollar una toalla entre los tarsos para prevenir las lesiones	Pueden picar: hay que protegerse los ojos y la piel expuesta. Manejar con cuidado, porque las patas largas y las alas son propensas a lesionarse. Las cigüeñas y las grullas tienen las patas fuertes y dan coces. Los bordes del pico de los flamencos son serrados y pueden lacerar los dedos o los brazos. Las cigüeñas pueden regurgitar alimentos cuando se las maneja

(Samour, 2010).

## V. EQUIPO QUE PUEDE FACILITAR EL MANEJO Y LA INMOVILIZACIÓN DE LAS AVES

Equipo	Finalidad	Comentarios
Tubo de cartón	En el que se coloca al ave para minimizar el forcejeo y facilitar pesarla y otras intervenciones	Los biólogos de campo suelen utilizarlo. El ave parece más tranquila y es más difícil que se estrese
Una bolsa de tela, un saco, una media o una funda de almohada	Como se ha indicado arriba	Hay que tener cuidado para no asfixiar o lesionar al ave.
Un tubo de corcho o de caucho	Puede colocarse en el pico si tiene la punta cortante para evitar que lesione la cara de la persona que maneja al animal	
Protectores para los oídos	Para prevenir la pérdida de audición que puede producirse por el contacto repetido con pacientes que chillan	
Bandas elásticas y cinta adhesiva	Para cerrarles el pico y proteger al operador	Hay que recordar que el ave todavía puede clavar el pico, y que hay que quitarle la cinta o la banda antes de liberarla
Cubregarras	Para inmovilizar las garras de las aves de presa	Colocar una bola de algodón o una gasa en las almohadillas y envolver las patas con una envoltura no adhesiva para inmovilizar las garras
Horquilla o manillar	Para separar con cercas a los avestruces grandes y otras ratites	
Guantes	Para reducir las lesiones del operador	Evitarlo a no ser que sea imprescindible. No deben utilizarse para sujetar a las psitácidas o a las Paseriformes.
Arneses y otros dispositivos	Para sujetar a las aves con el fin de minimizar el forcejeo y facilitar las intervenciones	El « Guba » es un diseño que se utiliza para sujetar a las aves de cetrería
Caperuzas	Para cubrir la cabeza de las aves diurnas con el fin de minimizar el forcejeo y facilitar las intervenciones	Es un método estándar para tranquilizar y sujetar a las aves de cetrería y pueden ser útiles en muchas otras Especies.
Mesa de exploración Almohadillada	Las aves deben explorarse en una superficie blanda con el fin de prevenir los traumatismos cuando el ave forcejea	Pueden usarse sábanas, toallas, cobertores o espuma
Hojas almohadilladas de contrachapado o de plexiglás	Se utilizan para que los operadores puedan protegerse mientras mueven a las ratites grandes discolas	El operador debe estar preparado para los impactos fuertes sobre la tabla
Toallas de papel o de tela	Para envolver al ave y facilitar el manejo y la inmovilización	Las toallas de papel son mejores, porque pueden Desecharse tras el uso.
Gafas de seguridad	Para proteger la cara y los ojos del operador	Puede considerarse su uso cuando hay que tratar con aves agresivas como cigüeñas o garzas
Soportes o « cajas de desplumar »	Se utilizan para sujetar a los avestruces mientras se les quitan las plumas	

(Samour, 2010).

## **VI. TRANSPORTE**

### **6.1 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 de Epizootias (Gante & Lewis, 1997).

### **6.2 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 (Gante & Lewis, 1997).

## VII. METODO DE TRANSPORTE

Las aves deben transportarse en un contenedor seguro, oscuro y bien ventilado. Los contenedores deben tener orificios de ventilación en la parte inferior de las paredes (para reducir al mínimo la luz a nivel de los ojos) y hay que colocar un trozo nuevo de moqueta, una esterilla de caucho (que tiene la ventaja de que puede desinfectarse y volver a utilizarse) o un material parecido en el suelo para que el ave pueda sujetarse adecuadamente (Samour, 2010).

Poner almohadillas en el techo y los lados del contenedor puede disminuir las lesiones. Las aves deben mantenerse a una temperatura ambiente de 21,1-26,6 °C y nunca debe dejárseles sin atención. El tamaño del contenedor no debe permitir que el ave agite las alas, pero debe poder estar de pie en una posición natural y darse la vuelta (Samour, 2010).

Las aves rapaces que viven en libertad pueden transportarse en cajas de cartón duras, pequeñas. Las aves de cetrería pueden transportarse con la caperuza puesta en una caja o en el puño del cetrero (Samour, 2010).

Las aves paseriformes y psitácidas pueden transportarse en sus jaulas, pero con el bebedero vacío. Deben retirarse todos los juguetes, las perchas y todos los elementos, y puede colocarse una manta sobre la jaula para que quede a oscuras.

Las cajas para transportar aves salvajes tienen que tener buena ventilación y un receptáculo para el agua (si van a viajar más de unas pocas horas). Los contenedores que se han utilizado para transportar aves deben limpiarse y desinfectarse antes de volver a utilizarse. Los transportines de madera no son adecuados para transportar aves porque es difícil desinfectarlos.

La International Air Transporte Asociación (IATA 1998) ha establecido las especificaciones del transporte aéreo internacional de aves (Samour, 2010).

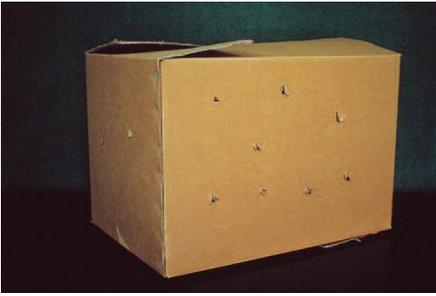


Figura 15. Caja de cartón para transportar aves de tamaño mediano. Una de las principales ventajas de las cajas de cartón (o de materiales parecidos) es que son relativamente baratas y pueden incinerarse después de su uso (Samour, 2010).



Figura 16. En Oriente Medio suelen utilizarse cajas con tres niveles para transportar aves de corral, avutardas hubaras, patos, perdices y muchas otras especies de aves. Las aves se transportan largas distancias en estos cajones en condiciones de hacinamiento y pueden llegar en un estado muy debilitado (Samour, 2010).

## VIII. ALOJAMIENTO

### 8.1 Jaula

La jaula debe ser sencilla, de forma rectangular y espaciosa a tal grado que le permita al animal ejercitarse lo suficiente (Figura 17). Es importante buscar jaulas con barras horizontales para que el ave pueda escalar fácilmente. Debe contar en la base con una bandeja extraíble, para que los excrementos y restos de alimento puedan recogerse con facilidad; asimismo conviene forrar la bandeja con papel periódico o cualquier otro, para que se pueda mantener limpia más fácilmente. Se recomienda que la jaula sea nueva, si ya ha sido utilizada debe lavarse, de preferencia con un desinfectante avícola, para evitar que el ave pueda contaminarse. Debe tener una o varias perchas, las cuales deben estar hechas de ramas naturales que no resulten tóxicas, por ejemplo del árbol del manzano, y éstas deben lavarse y tallarse previamente; dichas perchas pueden sustituir a las de plástico que poseen la jaulas tradicionales, que no son recomendables ya que los animales gustan de picotearlas constantemente. A los lados opuestos de la jaula deben situarse recipientes de ser posible metálicos y fuertemente atornillados a los barrotes destinados al comedero y bebedero; aunque los psitácidos acostumbran remojar el alimento antes de ingerirlo, es preferible que el bebedero sea de sifón para evitar que el alimento húmedo se contamine y ocasione alguna infección intestinal al animal (Gómez *et al.*, 2005).

La jaula debe situarse en un lugar aireado pero carente de corrientes, pues el frío afecta estas aves, la temperatura debe ser constante. Es preferible que se ubique alejada de ventanales donde entren los rayos solares directamente, ya que éstos pueden ocasionar daños en el plumaje (Gómez *et al.*, 2005).

Es importante colocarla lejos de la cocina, no sólo por motivos de higiene, sino porque los sartenes de teflón, al calentarse, desprenden gases tóxicos que pueden ser dañinos para las aves. Los psitácidos son susceptibles de aburrirse o deprimirse, lo cual puede ocasionar que su comportamiento se altere provocando chillidos excesivos o que se arranquen las plumas, por lo que la jaula debe situarse en un lugar donde le permita al ave interrelacionar fácilmente con la gente con la

cual convive. También es conveniente, para ayudar a su entretenimiento, que la jaula se equipe con diversos juguetes, como cajas y cilindros de cartón, trozos de madera blanda y no tratada, columpios, campanas o cualquier juguete de plástico que haga ruido (Gómez *et al.*, 2005).



Figura 17. Jaula sencilla, de forma rectangular y espaciosa a tal grado que le permita al animal ejercitarse lo suficiente (Gómez *et al.*, 2005).

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 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 (Samour, 2010).

## IX. ALIMENTACIÓN

### 9.1 Dieta completa

En realidad dietas generales para las psitácidas no existen, se han creado patrones más comerciales que reales con la infinidad de mezclas y productos que existen en el mercado tomando como patrón la alimentación de algunas especies y llevándolos a otras. Solo se han creado dietas específicas para las especies más comunes tenidas en cautiverio por esta razón vemos en el mercado aparecer nuevos productos específicos según van ganando en difusión una especie como mascota. Si no tenemos un alimento específico para la especie que criamos lo correcto es aconsejarnos con un conocedor y tratar de adecuar lo más posible la alimentación del ave a sus necesidades naturales tratando de suplir los posibles déficit nutricionales con una buena variabilidad de alimentos en la dieta en la cual el ave tenga la oportunidad de seleccionar los nutrientes más necesarios (Soto & Bert, 2011)

### 9.2 Técnica

Suelen comer verduras de hoja u otras que se ofrezcan de una forma apetecible, por ejemplo las zanahorias que no son comidas en rodajas o cubos serán aceptadas rayadas. No se debe incluir en la dieta aguacate y col, ya que pueden resultar nocivos. La principal dieta son granos y semillas, como son alpiste, mijo blanco, mijo rojo, avena, maíz, sorgo, nabo, chía y semillas de girasol. Es recomendable que los alimentos se ofrezcan por separado, debido a que de esta manera se identificará cuál de ellos es más apetitoso para el animal. No se deben dar sobras de comida, frituras y chocolate, ni tampoco alimentos que contengan sal, como semillas de botanas caseras. De acuerdo con el ciclo natural de estas aves, es conveniente proporcionar una buena comida al empezar el día, para que esta pueda ser digerida mientras el propietario se encuentra en el trabajo, y otra ración por la tarde. Como parte de su adiestramiento serán convenientes los horarios de comida regulares. Asimismo es deseable ofrecerle alimentos que le ayuden a prevenir el aburrimiento y las malas costumbres; las mazorcas de maíz y los frutos secos con cáscara serán bien aceptados (Gómez *et al.*, 2005).

## **X. REPRODUCCIÓN DE AVES**

### **10.1 Tasa de cambio de la duración del día**

Cada año, constituye una señal confiable para los animales que viven en estas latitudes en la predicción de recursos y otras condiciones necesarias para una reproducción exitosa. Hay sin embargo, otros factores que son usados como señales adicionales en diferentes estados de la reproducción como ajustadores de dichas actividades; por ejemplo, temperatura, humedad, señales de los con específicos y otros. En especies de pájaros que viven cerca a (las regiones tropicales) y en los desiertos, la foto periodo no es relevante como un factor proximal asociado con la reproducción (Gutiérrez, 1999).

### **10.2 Efectos de la luz**

La mayor parte de la investigación sobre los efectos de la luz sobre la conducta sexual de las aves se ha llevado a cabo en las especies de paserinos y en especies domésticas como aves de ornato. Usualmente se estudia a los machos porque sus respuestas fisiológicas y conductuales son más fácilmente observables. En las latitudes medias y altas la reproducción ocurre durante la primavera y el verano para la mayor parte de las especies. Cuando la duración del día alcanza cierto nivel, ocurren algunos cambios asociados con la reproducción (Gutiérrez, 1999).

### **10.3 Material**

En condiciones naturales los psitácidos utilizan ramas huecas o troncos de árboles para poner sus huevos; generalmente el macho selecciona el nido y lo prepara para la hembra que está esperando, sacando con el pico tiras de madera del árbol para ponerlo de base en el nido. Pueden incubarlos huevos uno y en ocasiones los dos padres. En cautiverio todos estos factores son extremadamente difíciles de observar, por lo cual la reproducción de los psitácidos y en general de cualquier ave, es un evento que requiere instrumentos y cuidados especiales que sólo pueden darse en criaderos especializados y difícilmente en el hogar de quien los tiene como

animales de compañía. Se puede afirmar que la única excepción al respecto la constituye el peri-quito de Australia, *Melopsittacus undulatus*, el cual es de las pocas especies de aves de ornato cuya domesticidad es completa, ya que puede cumplir la totalidad de su ciclo vital en cautiverio con requerimientos mínimos (Gómez *et al.*, 2005).

De acuerdo con lo anterior, es importante enfatizar que reunir todas las condiciones para la reproducción de estas aves sólo se logra a través de un trabajo profesional, pues implica no sólo alimentación y relación con otros individuos, sino incluso el objeto que se empleará como nido, el cual generalmente es una caja de madera de dimensiones específicas, entrada de cierto diámetro y acolchonada con viruta y trozos del mismo material (Figura 18). Por consiguiente, resulta claro que la promesa de quienes los venden, de que comprando la pareja y un poco de esfuerzo es posible obtener crías, es sólo una maniobra para lograr la venta y no es, en modo alguno, algo probable de lograr (Gómez *et al.*, 2005).



Figura 18. Nidos para diferentes aves en cautiverio (Gómez *et al.*, 2005).

## **XI. CUIDADOS**

### **11.1 condiciones naturales**

Las uñas de estos animales se desgastan debido a las fricciones de los dedos en los lugares de percha. En cautiverio, donde el ave no tiene la misma movilidad, las uñas crecen excesivamente; para mantenerlas con un tamaño adecuado se deben cortar únicamente las puntas utilizando un cortaúñas para evitar dolor, si existe sangrado se debe frotar con una pastilla de jabón y después ofrecer una golosina para contrarrestar el estrés. En el caso del pico, para preservar su tamaño y forma es necesario ofrecerle suficientes trozos de madera, para que el ave continuamente los mordisquea, de esta forma se evita realizar cortes que pueden resultar contraproducentes (Gómez *et al.*, 2005).

### **11.2 Baños**

Los baños frecuentes mantienen el plumaje en buenas condiciones para regular su temperatura de forma más eficiente. Algunas especies gustan de que se les rocíe agua estando perchados; lo mismo puede intentarse cuando se trate del primer baño, e ir incrementando la cantidad de agua a medida que se vayan acostumbrando. Si no les gusta este procedimiento, se puede probar bañarlas en un recipiente fuera de la jaula, mojando por completo el plumaje, de preferencia por la mañana para que éste se seque más fácilmente. Se recomienda el baño mínimo una vez por semana, con el aguade 21 a 24° C (Gómez *et al.*, 2005).

## XII. TECNICAS DE SEXAJE EN AVES

Ante el peligro de extinción que amenaza a gran cantidad de aves autóctonas y exóticas, de un tiempo a esta parte hemos asistido a la proliferación de centros de reproducción en cautividad de estos animales (Carrillo & Pascal, 1991).

### 12.1 Laparotomía

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 mono mórficas, y el estado de desarrollo de sus gónadas, y también indicar la presencia de parásitos, condición total, y actividad de otros órganos (Carrillo & Pascal, 1991).

La aplicación tópica de xylocaina en crema, puede reducir la molestia en aves con laparotomía. 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. 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 (Gante & Lewis, 1997).

Varios reportes demuestran que la laparotomía no tiene efectos en la supervivencia y no interrumpe la actividad reproductiva o el forrajeo de invierno. En el laboratorio y en el campo cuando sea posible, el isoflurano es un anestésico ideal para este procedimiento. 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 laparoscopia, 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.

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 sexaje de aves (Gante & Lewis, 1997).

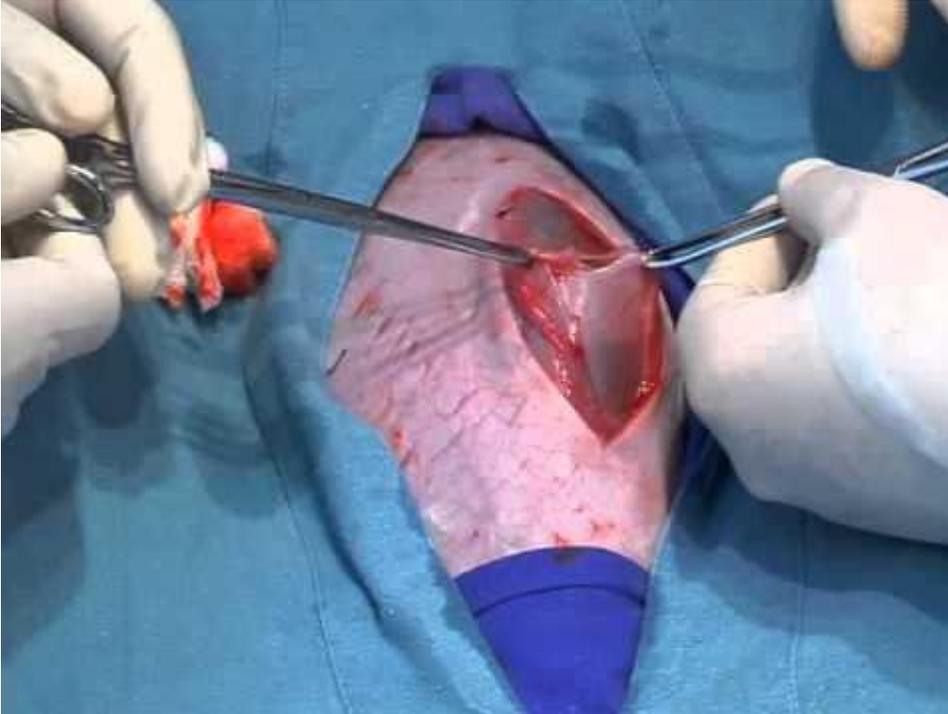


Figura 19. Laparotomía Incisión del último espacio intercostal (Gante & Lewis,1997).

## 12.2 Citogenética aviar

Los estudios cromosómicos en aves quizás presenten inconvenientes al análisis, debido a las dificultades para el conteo de los micro cromosomas (los cuales constituyen una gran parte del cariotipo), esto hace que no haya certeza total acerca del número diploide exacto de las especies analizadas. Otro problema, son los cultivos de células aviares, los cuales no han sido tan efectivos como los cultivo en células mamíferas. Adicional-mente no hay reglas específicas para la separación entre macro y micro cromosomas y en ocasiones el pequeño tamaño de los micro cromosomas ha hecho difícil su análisis al microscopio de luz. Los cromosomas sexuales juegan un papel importante en los estudios comparativos entre especies aviares. En las aves los dos sexos están claramente diferenciados desde el punto de vista genético. El sexo de las aves está determinado por la presencia del cromosoma W (Stelle *et al.*, 2005).

Esto permitió establecer que en las aves hay dimorfismo cromosómico sexual, dentro del cual el macho es homogamético (ZZ) y la hembra es heterogamética (ZW). Posibles dificultades en el estudio de estos cromosomas se atenuaron con la introducción de nuevas técnicas (bandeo C). La técnica de bandeo C señala por medio de una tinción especial la presencia de heterocromatina constitutiva en un cromosoma (regiones condensadas e inactivas). Esta técnica demostró ser la más útil para identificar el cromosoma W de las aves comunes, por cuanto estos se teñían más que las otras estructuras (Stelle *et al.*, 2005).

Inicialmente se pensó que estas características, que habían sido observadas en el W de especies comunes como el *Gallus domesticus*, eran propias de todas las aves, y que siempre el cromosoma W era pequeño y totalmente heterocromático. Sin embargo, estudios posteriores mostraron que este no era el caso. Este cromosoma mostraba variaciones significativas entre las aves comunes y las paleognatas conformadas por ñandúes, avestruces y otras aves corredoras. Estas diferencias permitían separar nítidamente a estas aves primitivas de sus congéneres más recientes, las especies de aves neognatas (Stelle *et al.*, 2005).

### 12.3 Sexaje por hormonas sexuales

Se utilizan muestras de excretas cloacales de pájaros de la familia Psittacidae, previamente sexados. Andrógenos y Los estrógenos fecales se extrajeron con tampón de fosfato salino (PBS) y con una solución de PBS: alcohol etílico (4: 1) y medición hormonal se realizó en kits comerciales de radioinmunoensayo en el Laboratorio de Dosificación de Hormonas (LDH) del Departamento de Reproducción Animal (VRA) de la Facultad de Medicina Veterinaria Ciencia Animal (FMVZ) de la Universidad de São Paulo (USP). El sexo de cada ave se confirmó utilizando como parámetro el intervalo de confianza (95%) de la media de los valores transformados del factor de testosterona y sus metabolitos. Setenta por ciento de las aves confirmaron su sexo mediante la técnica de radioinmunoensayo. El Estos resultados demuestran la necesidad de Otros estudios para la determinación del sexo de aves monomórficas por Técnicas no invasivas (Stelle *et al.*, 2005).

El estudio endocrinológico ha proporcionado una nueva forma de identificar el sexo de pájaros e incluso por perfiles hormonales de estos. La búsqueda inicia a medir los niveles de esteroides en plasma mediante radioinmunoensayo (RIA). Posteriormente, buscando un enfoque no invasivo, menos estresante y menos traumático, el trabajo se centró en dosis de estos esteroides a través de excretas cloacales A través de medición de metabolitos esteroideos comportamiento sexual en pájaros, la relación entre hormonas femeninas y masculinas expresadas por la razón estrógenos: andrógenos. Estas las hormonas se utilizan como parámetro por de gran importancia durante el desarrollo y maduración sexual. Si el resultado de esta relación tiene valores altos, debido a la alta concentración de estrógenos y baja concentración de andrógenos, el pájaro será sexado como una mujer. Si el resultado es bajo (el inverso del primero) se sexuará como macho (Stelle *et al* 2005).

Algunos factores pueden influir en los resultados como la temporada reproductiva y la maduración sexual. Loros de un año y medio aún no han alcanzado la madurez sexual y social Varios estudios demuestran que los niveles de esteroides principales las gonadal aumentan durante el desarrollo sexual y durante la temporada reproductivo (Stelle *et al.*, 2005).

#### **12.4 Solubilización de metabolitos.**

En el laboratorio de dosificación (LDH), las muestras fueron liofilizadas en una centrífuga enfriada al vacío ("Speedvac") y almacenado a temperatura ambiente. - 20 ° C hasta la solubilización. Esto se debe a la necesidad de eliminar la influencia de la presencia de agua en las muestras, dependiendo de la variedad de especies estudiadas, y aumentar el tiempo conservación La excreta cloacal presentó el contenido promedio de humedad de aproximadamente el 80%. Estos fueron entonces Tampón de fosfato salino (PBS) con gelatina (0.0874 g de fosfato de sodio dibasic 12 H<sub>2</sub> O 0,0216 g de fosfato sodio monobásico 1 H<sub>2</sub> O 0,004 g de acida sodio 0,036 g de cloruro de sodio; 0.004 g agarosa; 4 ml de agua ultra pura; pH 7.0) en una relación peso: volumen de 1: 8 (en 0,5 ga 4 ml) y macerado con el uso de una varilla de vidrio, evitando contaminación entre estos. Después de esto fueron vórtices por 1 minuto y llevado a un homogeneizador muestras de sangre donde se quedaron en ese proceso nocturno. Luego se agitaron agitar durante 1 minuto más y centrifugado a 1.155 x g durante 20 minutos a 5 ° C. El sobrenadante estaba reservado y el sedimento fue descartado. El sobrenadante se centrifugó nuevamente (1.155 x g por 20 minutos a 5 ° C), evitando así partículas que han persistido al principio centrifugación Los metabolitos de las muestras. Fueron medidos por la técnica de radioinmunoensayo y el resultado fue expresado en pg / g heces secas (estrógeno) o ng / g heces secas (andrógenos) (Antúñez y Alvarega, 2006).

### **12.5 Medición de metabolitos**

Los Metabolitos de estrógenos y los andrógenos se midieron por duplicado a través de kits comerciales de Radioinmunoensayo de testosterona - fase sólido (ICN Pharmaceuticals, Inc. Diagnóstico División, Costa Mesa, CA 92626) y Estrógenos totales - Anticuerpo doble (CIE Pharmaceuticals, Inc. División de diagnóstico, Costa Mesa, CA 92626). Las pruebas fueron de acuerdo con el protocolo del fabricante (Antunes y Alvarega, 2006).

### **12.6 Sexado molecular**

El sexaje basado en el análisis de ADN (sexaje molecular) ha evolucionado rápida y positivamente en especies aviares, habiéndose empleado diferentes marcadores para establecer diferencias entre hembras y machos. Inicialmente, se buscó un marcador ligado al sexo para el ave *Parus major* mediante la técnica del RAPD (Random Amplified Polymorphic DNA), donde se amplificaba una secuencia de ADN del cromosoma W. Esta técnica, sin embargo, amplificaba secuencias de ADN no codificante altamente variable que hacía de la prueba poco confiable, incluso en especies bien relacionadas (Lessells y Mateman, 1998). Posteriormente, informaciones de secuenciamiento de ADN en esta misma especie permitió encontrar un segmento similar al gen *chd-1* (Chromodomain helicase DNA binding protein) descrito previamente en ratones. Este gen homólogo, designado en aves como *chd-W*, fue inicialmente utilizado como un marcador molecular para sexaje de aves hembras (Antúnez y Alvarega, 2006).

Es así que se planteó el presente estudio a fin de poder sexar guacamayos por ADN a partir de una muestra de sangre, el uso de este método facilitará la formación de parejas para reproducción en cautiverio y programas de reintroducción y/o repoblación silvestre, especialmente de aves en peligro de extinción. Se extrajo el ADN genómico de las muestras de sangre con él Se determinó la cantidad y calidad de ADN (tamaño del fragmento y la cantidad o concentración) comparando diluciones seriadas de la muestra con un marcador de peso molecular conocido (DNA Hind III, Amresco), y sepa-radas mediante electroforesis en gel de agarosa al 0.8% con TBE 0.5X (Antunes y Alvarega, 2006).

## 12.7 Laparoscopia

Las consideraciones preoperatorias para la celoscopia en los pacientes aviarios son parecidas a las de la cirugía general. Es esencial una exploración química completa además de información sobre la edad, dieta, alojamiento y el manejo en general. Las aves longevas y obesas alojadas de forma incorrecta y que se alimenta con dietas inadecuadas tienen muchos riesgos anestésicos, las falconiformes y psitácidas especialmente (Samour, 2010).

Se han utilizado con éxito anestésicos inyectables en alrededor de 10,000 operaciones endoscópicas en aproximadamente 350 especies de aves diferentes. Los protocolos anestésicos incluyen ketamina, ketamina combinada con xilacina y alfaxalona-alfadolona. El isoflorano es el fármaco de elección para muchos clínicos especializados en aves (Samour, 2010).

El paciente aviario se ubica en decúbito lateral derecho con las alas plegadas en la posición anatómica normal. La pata izquierda se extiende completamente hacia adelante y la cara lateral del abdomen se prepara para la cirugía. Deben quitarse todas las plumas de la zona y cepillarse y desinfectarse adecuadamente generalmente las gónadas se localizan en la base anterior del lóbulo craneal del riñón, formando un triángulo con la glándula adrenal en la parte frontal. Una de las mayores ventajas de determinar el sexo mientras visualización directa es que además es útil obtener información sobre el estado de salud del animal. Los ovarios y testículos sufren cambios espectaculares a lo largo del año, por lo que las variaciones del tamaño, color y aspecto son características claves importantes para evaluar el estado reproductivo. Las gónadas de algunas especies de aves como las cacatúas, los tucanes, los turacos y otras, están pigmentadas debido a que tienen depósitos de melanina. Igualmente estas muestran un alto rango de coloración desde gris pálido azul verdoso hasta un color verde metálico oscuro a negro en individuos inmaduros y sexualmente inactivos. El color de los órganos reproductivos cambia según la estacionalidad y tienen que ver con los cambios morfológicos (Samour, 2010).

### 12.8 Sexaje por comportamiento

Tradicionalmente muchas especies en cautividad se han estado observando los patrones de conducta entre los individuos como el acicalamiento y la alimentación. En el caso de una pareja verdadera generalmente el macho acicala y alimenta a la hembra sin embargo si la pareja está formada por individuos del mismo sexo un individuo suele asumir el papel dominante dando una impresión equivocada (Samour, 2010).



Figura 20. Pareja de loros eclectos con dimorfismo sexual marcado rojo: hembra, macho verde.



Figura 21. Pareja de pericos australianos en plena copula.

## LITERATURA CITADA

Abbot S. Gaunt & Lewis W. Oring. 1997. Guía para la utilización de aves silvestres en investigación

Antúnez E. y Alvarega, C. 2006. Determinación de sexo de psitácidos por radio inmunoensayo de esteroides sexuales a partir de excretas cloacales. Journal of veterinary research and animal science. Vol. 43

Fowler, M., & Miller, E. 2003. Zoo and Wild Animal Medicine. Guía de manejo veterinario de fauna silvestre. (Quinta edición ed.), Columbia, Estados Unidos: Saunders.

Gómez G., Valadez R., Teutli C., Reyes R., 2005. Manejo en cautiverio de psitácidos utilizados como aves de ornato y compañía. AMMVEPE Vol. 16 N°5 pp 5-17.

Guillen, F., & Ramírez, S. 2004. Opciones de manejo para fauna silvestre en cautiverio: Parque de Conservación de Vida Silvestre Zoo Ave. Alajuela, Costa Rica: Fundación Restauración de la Naturaleza.

G. A. Bradshaw M. Engebretson. 2013. Cría y tenencia de loros: Impacto de su captura y cautiverio.

Gutiérrez, G., 1999. Hormonas y reproducción en aves: la influencia de factores ambientales y sociales Revista Latinoamericana de Psicología, vol. 31, núm. 1, pp. 151-174

J.A. Carrillo J. Pascual., 1991. Clínica veterinaria de pequeños animales Volumen 11 Número 3

Liza J., Maturrano L. Rosadio R. 2008. Determinación del sexo por ADN en cinco especies de guacamayos. Vol. 19 (1): 31-36.

Samour, J. 2010. Medicina aviaria. Ciudad, España: Elsevier.

Soto Piñeiro, Carlos Jesús, & Bert, Elena (2011). Principios en la alimentación de psitacidas. REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria, 12(11), undefined-undefined. [Fecha de Consulta 27 de Octubre de 2019]. ISSN: Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=636/63622049012>

Orjuela, D. 2009. Introducción a la medicina de fauna Silvestre en Latinoamérica. Serrano Editores.

Stelle C, Jiménez LM y Sánchez CA., 2005. La citogenética como herramienta en el sexaje de aves. Revista de la asociación de veterinarios de vida silvestre, vol. 1, N° 2.

Varela, N. 2011. Bioseguridad en el manejo de fauna silvestre y no convencional. Conferencia Internacional Medicina, Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exóticos y No Convencional. Bogotá, Colombia.

WCS y SERFOR. 2016. Guía: Identificación y cuidados iniciales de animales silvestres decomisados o hallados en abandono. 2da edición. Lima, Perú