



# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTA DE ESTUDIOS SUPERIORES  
CUAUTITLÁN

## “MANUAL DE TÉCNICAS DE SEXADO EN AVES DE ZOOLÓGICO Y DE ORNATO” (REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA)

**T E S I S**  
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:  
**MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**  
P R E S E N T A:  
**RAYMUNDO MIGUEL ROSAS MONDRAGÓN**

ASESORES:

M.V.Z. RODOLFO CÓRDOBA PONCE  
M.V.Z. GERARDO LÓPEZ ISLAS

**TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN**

CUAUTITLÁN IZCALLI, EDO. DE MEX.

1997



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN  
 UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR  
 DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.  
 FACULTAD DE ESTUDIOS  
 SUPERIORES - CUAUTITLAN

ESTADOS UNIDOS MEXICANOS  
 SECRETARIA DE EDUCACION PUBLICA

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS



DEPARTAMENTO DE  
 EXAMENES PROFESIONALES

DR. JAIME KELLER TORRES  
 DIRECTOR DE LA FES-CUAUTITLAN  
 P R E S E N T E .

AT'N: Ing. Rafael Rodríguez Ceballos  
 Jefe del Departamento de Exámenes  
 Profesionales de la F.E.S. - C.

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:  
 "Manual de técnicas de sexado en aves de zoológico y de ornato" (Revisión bibliográfica)

que presenta el pasante: Raymundo Miguel Rosas Mondragón  
 con número de cuenta: 9057367-7 para obtener el TITULO de:  
Médico Veterinario Zootecnista

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

A T E N T A M E N T E .  
 "POR MI FAZA HABLARA EL ESPIRITU"  
 Cuautitlan Izcalli, Edo. de Mex., a 1 de Octubre de 1997

PRESIDENTE	<u>Dr. Ariel Ortiz Muñoz</u>
VOCAL	<u>MZ. J. Alberto Chávez Enriquez</u>
SECRETARIO	<u>MZ. Rololfo Córdoba Poncé</u>
PRIMER SUPLENTE	<u>MZ. Miguel Angel Cornejo Cortés</u>
SEGUNDO SUPLENTE	<u>M. en C. Juan Ocampo López</u>

*Handwritten signatures and initials:*  
 Ariel Ortiz Muñoz  
 J. Alberto Chávez Enriquez  
 Rololfo Córdoba Poncé  
 Miguel Angel Cornejo Cortés  
 Juan Ocampo López

## AGRADECIMIENTOS



A MI MADRE, la Profesora Eva Mondragón, que gracias a todo su apoyo, esfuerzo y sacrificio y a todos los buenos valores que en mí inculcó, he logrado una de mis mas grandes metas. Por todo ésto, y por darme la vida: GRACIAS MAMÁ.

A toda la Familia Mondragón Casillas, principalmente a mi Abuela Magdalena, Tía Lucina, Tío Miguel, Tío Luis, Tía Martha, Tía María y a mi hermano Alberto. Un agradecimiento muy especial *In Memoriam* a aquella persona que hoy no se encuentra aquí físicamente pero estoy seguro que desde donde esté, seguirá apoyandome en todo momento, gracias Abuelo Miguel Angel.

A la M.V.Z. Laura P. Velazquez, mi primera influencia para estudiar esta bella carrera.

A mis asesores, el M.V.Z. Gerardo López Islas, Jefe del servicio médico veterinario del Zoológico de San Juan de Aragón, del cual fué la idea original de elaborar este manual y al M.V.Z. Rodolfo Córdoba Ponce, pues gracias a ellos estoy en la fascinante área de la fauna silvestre, que nunca dejaré.

A mis sinodales: M.V.Z. Ariel Ortiz, M.V.Z. Alberto Chávez, M.V.Z. Miguel Angel Cornejo y al M.C. Juan Ocampo.

A José Luis Rubí y Antonio Castillo, amigos y cómplices desde la preparatoria. A Flor Juárez, amiga de la Universidad. Un agradecimiento muy especial a mi amigo Noquetzalcoatlzin Nils Grabowski, alemán con alma de mexicano y quien aportó datos valiosísimos para esta tesis desde su tierra natal.

A todos mi amigos del IRC, en todo el mundo, principalmente a Pilar López (Alcala) en España, por su apoyo y gran afecto; Pili, ya sabes.

A todos mis amigos de la Cátedra de Fauna y Flora Silvestre: Tiziano, Carlos Antonio, Rosa María, Alina, Valmore, Heber y Xóchitl.

Al M.V.Z. Ricardo Parra y a Carolina Faz, por darme su amistad y conocimientos clínicos.

A mis amigos y trabajadores del Zoológico de San Juan de Aragón, mi segunda escuela: M.V.Z. Bernardo Manrique, M.V.Z. Xóchitl Ramos, P.M.V.Z. Graciela Ortiz y todos los que me ofrecieron su amistad y apoyo.

Al M.V.Z. Everardo Montfort, especialista en aves del Zoológico de Chapultepec, por su gran ayuda desinteresada y principalmente por el aporte de información modular que sirvió para la elaboración de esta tesis.

Al M.V.Z. Marco A. Ocampo, Presidente de la Sociedad Mexicana de Médicos Veterinarios Especialistas en Ecozootecnia, por su apoyo y por darme la oportunidad de conocer la fauna silvestre en su ambiente natural. Al M.V.Z. Francisco Acevedo, miembro de esta Sociedad quien compartió datos e ideas para esta tesis.

A todo el personal del centro de cómputo de ciencias administrativas, principalmente a Luis Ramos, por tanta lata que le dí al elaborar esta tesis.

A todas aquellas personas, entre familiares y amigos que de forma directa o indirecta me han apoyado moral y económicamente durante toda mi carrera, GRACIAS A TODOS.

Por último, a todos aquellos pequeños seres que silenciosamente me han acompañado toda mi vida, mis amigos los animales.



XX

I T.

*Y a los pájaros les fué dicho:*

*- " Vosotros, pájaros, estaréis y habitaréis sobre los árboles y bejucos, allí haréis casa y habitación y allí os multiplicaréis; os sacudiréis y espulgaréis sobre las ramas de los árboles."*

*Y, tomando cada uno su habitación y morada conforme les había repartido el Creador, habitaron la tierra.*

Popol Vuh  
Cultura Mayn-Quiché

# INDICE

RESUMEN . . . . .	1
OBJETIVOS . . . . .	2
I.- INTRODUCCION . . . . .	3
II.- GENERALIDADES	
1.- Características generales de las aves. . . . .	10
2.- Anatomía reproductiva. . . . .	11
a) El macho	
b) La hembra	
III.- TECNICAS DE SEXADO POR INSPECCION Y OBSERVACION	
1.- Estructura de la pluma. . . . .	13
2.- Plumaje. . . . .	14
3.- Estructuras cloacales. . . . .	17
a) Anseriformes	
b) Ratites	
c) Passeriformes	
4.- Características físicas. . . . .	21
a) Psittaciformes	
b) Galliformes	
c) Passeriformes	
5.- Excreta. . . . .	22
6.- Inspección de los huesos de la pelvis. . . . .	23
7.- Comportamiento. . . . .	23
a) El canto	
b) El cortejo	

<b>IV.- TECNICAS DE SEXADO QUIRURGICAS Y DE LABORATORIO.</b>	
<b>1.- Laparoscopia.</b>	<b>26</b>
a) Técnica otoscópica.	
b) Técnica endoscópica.	
<b>2.- Cariotipo.</b>	<b>34</b>
<b>3.- Esteroides fecales.</b>	<b>39</b>
<b>DISCUSION</b>	<b>43</b>
<b>CONCLUSIONES</b>	<b>47</b>
<b>BIBLIOGRAFIA</b>	<b>50</b>



## RESUMEN

Las técnicas de sexado en aves de zoológico y ornato se convierten en una herramienta vital para su reproducción en cautiverio y varían desde aquellas que son realizadas por medio de la simple inspección y observación de un ave, hasta aquellas que requieren de una avanzada tecnología.

Dentro de las primeras técnicas se encuentra el análisis de la estructura de la pluma, basada en la abundancia y espesor de las barbilla de las plumas, que es diferente entre ambos sexos. El plumaje de un ave es una manera sencilla de diferenciar a los sexos en aquellas especies donde se muestra claramente un dimorfismo sexual en cuanto a coloración o patrones del plumaje. Las estructuras cloacales, principalmente usados en Anseriformes y Ratites, se pueden diferenciar entre los sexos por el pene o falo rudimentario que presentan los machos de estas especies. Las características físicas, parte del dimorfismo sexual, son representadas por el tamaño, anexos o faneras, la cera de la nariz y la coloración del iris del ojo entre otras. El análisis de excrementos solo es utilizado en el pavo silvestre y a nivel de campo, donde no es necesario observar al espécimen para conocer su sexo. La exploración de los huesos de la pelvis se basa en la amplitud que presenta el espacio entre éstos, siendo ancho en las hembras y delgado en los machos. Por último, el comportamiento de las aves, principalmente durante la época reproductiva, aportan datos valiosos para distinguir los sexos, como pueden ser las actitudes mediante el cortejo o el canto en los machos.

Dentro de las técnicas que requieren de mas complejidad, experiencia y tecnología se encuentran las siguientes: 1)La laparoscopia, que puede ser realizada con un simple otoscopio o con un moderno endoscopio; la técnica es básicamente la misma, requiriendo abordar la cavidad celónica mediante una pequeña incisión y así observar las gónadas; 2)La identificación de cromosomas sexuales o cariotipo que se efectúa observando los cromosomas sexuales durante la replicación celular; estas células se obtienen de la sangre periférica o bien de la pulpa de la pluma previamente cultivadas; 3)El análisis de esteroides fecales se basa en la relación de estrógenos y testosterona eliminados en los excrementos y requiere de una compleja elaboración basada en un radioinmunoensayo (RIA).

## **OBJETIVOS**

### **General**

- Elaborar un manual sobre las principales técnicas de sexado en aves de zoológico y de ornato a partir de una revisión bibliográfica, para facilitar el acceso a la información especializada a los médicos veterinarios zootecnistas, estudiantes, criadores y demás personas relacionadas con la reproducción de estas aves; sin necesidad de que se consulte una bibliografía dispersa.

### **Particulares**

- Describir los principales métodos que se usan para diferenciar el sexo en aves que presentan dimorfismo sexual.
- Describir las diferentes técnicas de sexado que se utilizan en aves que no presentan dimorfismo sexual.
- Evaluar las diferentes técnicas de sexado en base a costo, grado de dificultad, seguridad y eficiencia para determinar la más adecuada para cada una de las principales especies de aves y tipos de explotación.

## I.- INTRODUCCION

Al género humano siempre le han fascinado las aves. Estas se han destacado prominentemente en el arte, la mitología y el folklore como símbolos de sabiduría y verdad, fuerza y poder, nacimiento y muerte. Así mismo, se le ha atribuido a la vida de las aves un gran paralelismo con la vida de los seres humanos; hay aves como el buitre, que simbolizan los instintos más crueles del hombre; otras como el águila, podrían encarnar el simbolismo de la ambición y poderío humanos, ya que el águila se ha utilizado en diversas épocas de la historia y en diversos países, como emblema imperial o como el representante de toda una nación (Fig. 1). Deslumbrado por los colores de sus vistosos plumajes y tranquilizado por sus cantos melódiosos, el hombre quizá se sorprenda más por la capacidad de volar de las aves. El vuelo les ha permitido a las aves colonizar casi todos los habitats, desde la inhóspita tundra del Ártico hasta la enmarañada maleza de los bosques de lluvia tropicales (8, 20, 26).

Las aves son organismos interesantes por los papeles ecológicos que desempeñan, pues ocupan todos los niveles de la cadena trófica; además, por su sensibilidad a las condiciones ambientales, su movilidad, así como su relativa conspicuidad, las aves pueden ser a diferencia de otros grupos zoológicos, buenos indicadores de los cambios más extensos en el paisaje y el medio ambiente (6, 13, 61).

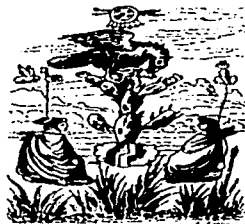


Fig. 1: Las aves han jugado un papel muy importante en la historia de México (tomado de Mates, 1981).

La utilización de las aves silvestres tiene varias modalidades, siendo las siguientes las principales (40, 46):

**Reproducción.** Esta actividad se realiza principalmente en criaderos y zoológicos y son de una variedad abundante las especies que se manejan. Se puede realizar la reproducción de gran variedad de psittácidos, dentro de las que se encuentran especies mexicanas como la guacamaya militar (*Ara militaris*), la guacamaya esmeralda (*Ara macao*) y algunas especies exóticas como la cacatúa azufrada (*Cacatua galerita*), la cacatúa de las Molucas (*Cacatua moluccensis*) y el perico gris africano (*Psittacus erithacus*), entre los más conocidos (40, 44, 46).

**Exhibición.** Los ejemplares manejados en esta modalidad son para zoológicos y museos que manejan especies vivas y/o en taxidermia, que son intercambiadas, donadas, prestadas o adquiridas sin intención comercial, cumpliendo así, una función educativa y cultural. Por mencionar solo algunos ejemplos encontramos al avestruz (*Struthio camelus*), la guacamaya araucana (*Ara araucana*), el tucán real (*Ramphastos sulfuratus*), el cisne negro (*Cygnus atratus*), la grulla coronada (*Balenica pavonina*) etc. (22, 40, 46).

**Comercialización.** El mayor número de ejemplares en este rubro son las denominadas como aves canoras, de ornato y de compañía; se pueden encontrar especies exóticas como el canario (*Serinus canarius*) con aproximadamente 50 variedades; diversas variedades de finches, como el finche zebra (*Taeniopygia guttata*) o el finche diamante (*Zonaepphus guttatus*); el gorrion javanés (*Padna oryzivora*) y el miná gigante (*Gracula religiosa*). Dentro de las especies mexicanas autorizadas para su comercialización se encuentran: el zenzonte (*Mimus polyglotos*), el perico de frente blanca (*Amazona albifrons*), etc. (3, 40, 52, 53, 60).

**Cetería.** La cetería es la actividad de cazar animales silvestres en su medio natural por medio de aves de presa entrenadas. Dentro de las aves de presa empleadas para este fin se encuentran los halcones, como el halcón peregrino (*Falco peregrinus*); los accipiters o gavilanes, como el gavilán de Cooper (*Accipiter cooperii*), los buteos o aguilillas, como el aguililla de Harris (*Parabuteo unicinctus*) y las águilas, como el águila real (*Aquila chrysaetos*). Cabe señalar que la cetería no significa el mantener aves de presa en cautiverio, como si fueran mascotas; además, la cetería está federada en México y se rige por un código de conducta y por las leyes que regulan dicha actividad (2).

Industria. Esta modalidad se separa de la comercialización por ser productora de mano de obra y generadora de divisas para el país productor al exportarse estos productos. La principal utilidad se obtiene en el uso de las pieles por la industria peletera y del calzado, al producir botas, portafolios, cinturones, carteras, bolsas etc.. Esta actividad se realiza de manera legal, ya que existen ranchos dedicados especialmente a la reproducción y cría de especies utilizadas en esta industria, como avestruces, rheas (*Rhea americana*) y emús (*Dromiceius novahollandiac*) (39, 43).

Artesanía. Dentro de esta categoría podemos incluir el uso de las plumas en la elaboración de aretes, prendedores, vestidos, sombreros etc.; también el uso de otros subproductos como cascarones de huevos de avestruz, codorniz, etc. (40, 46).

Espectáculos. Aquí se encuentran las especies que efectúan actos en circos, ferias, shows, etc. y que son en su mayoría entrenadas para efectuar suertes y malabares. Se presentan principalmente aves como cacatúas, guacamayas, amazonas, tucanes y canarios (fig. 2) (40, 46).

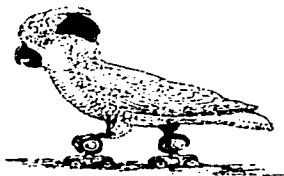


Fig. 2: Cacatúa dentro de un espectáculo circense, (tomada de Sperka, 1990).

Para satisfacer la demanda que existe en la utilización de las aves, se recurre en algunos casos, a métodos ilegales tanto directos como indirectos, los cuales han diezmando la población silvestre y han puesto a muchas especies al borde de la extinción (43).

Se considera a una especie en peligro de extinción a aquella cuyas áreas de distribución o tamaño poblacional han sido disminuidas drásticamente, poniendo en riesgo su viabilidad biológica en todo su rango de distribución por múltiples factores (31). Algunos de estos factores a considerar son los siguientes:

**Comercio ilegal.** En México, a pesar de que existen leyes que reglamentan el comercio de aves, como el acuerdo en que se establece el calendario para la captura, transporte y aprovechamiento racional de aves canoras y de ornato, existe un fuerte comercio ilegal que no solo es nacional sino también internacional (47, 52, 53).

Dentro de las aves más comercializadas ilegalmente se encuentran algunas especies de rapaces diurnas como el aguililla de Harris (Parabuteo unicinctus) y el cernícalo (Falco sparverius); pero los que adquieren gran valor económico tanto a nivel nacional como internacional son los Psittaciformes, encontrándose principalmente la guacamaya escarlata (Ara macao) y el loro de cabeza amarilla (Amazona oratrix) ó (A. ochrocephala), los cuales adquieren precios sumamente elevados en los mercados estadounidenses y europeos (1, 31, 47).

**Caza indiscriminada.** En México, existen principalmente dos reglamentaciones al respecto, la Ley Federal de Caza y el calendario cinegético para el bienio en curso donde se declara la protección de la fauna silvestre; a pesar de estas leyes, se continúa con esta actividad de manera ilegal; tanto la caza deportiva ilegal, como la de subsistencia por parte de las poblaciones indígenas han mermado en cierto grado las poblaciones de aves consideradas como de caza, teniendo como ejemplo al guajolote silvestre (Meleagris gallopavo), especie altamente valorada cinegéticamente (31, 37, 57).

**Dstrucción o modificación drástica del hábitat.** Uno de los problemas más críticos de los tiempos actuales que atenta contra la existencia de no solo las aves, sino del mismo hombre, es la excesiva demanda de espacios para vivir. Cada día más y más las áreas silvestres son tomadas para la construcción de carreteras, la expansión industrial y los desarrollos habitacionales; pero en México la principal pérdida de los hábitats se debe a la destrucción de estos para la introducción de la ganadería y para actividades agrícolas. Existen normas oficiales (NOM-061-ECOL-1994) y leyes (Ley del Equilibrio ecológico y protección al ambiente) que determinan las especificaciones para mitigar los efectos adversos ocasionados por el aprovechamiento forestal en la flora y fauna silvestres, regulando de esta manera el aprovechamiento racional de los recursos naturales (5, 31, 37, 39, 61).

**Contaminación.** La contaminación y el uso de sustancias tóxicas como venenos, insecticidas y pesticidas que se integran a la cadena trófica, han reducido drásticamente los efectivos de numerosas especies y extinguido a muchas más. El caso de los insecticidas y pesticidas adquieren gran importancia en la reproducción de las aves, ya que la exposición continua a estas sustancias, como el DDT, causan el adelgazamiento del cascarón del huevo y la ruptura de éste, debido a que interfiere con el balance hormonal y enzimático creando así deficiencias de calcio. Actualmente existen en México diversas leyes y normas que regulan la emisión de contaminantes y el uso de sustancias tóxicas; pero su existencia no garantiza el respeto estricto de ellas (8, 31, 39, 61).

Debido a los factores anteriormente expuestos, en México se han extinguido diversas especies de aves, siendo algunas de ellas el curucara de Guadalupe (*Polyborus lutosus*), el carpintero imperial (*Campephilus imperialis*) (Fig. 3) y el cóndor de California (*Gymnogyps californianus*). Entre las especies mexicanas que se encuentran en peligro de extinción y que son tomadas en cuenta por la Norma Oficial Mexicana para especies en peligro de extinción y por CITES están el águila real (*Aquila chrysaetos*), la cotorra serrana (*Rhynchopsitta pachyryncha*), el pavón o guán cornudo (*Oreophaps derbianus*) (fig. 4) y el águila harpía (*Harpia harpyja*) por citar sólo algunas (1, 5, 11, 13, 31, 54).



Fig. 3: Carpintero imperial (*Campephilus imperialis*).  
(tomada de Perrins, 1991).



Fig. 4: Pavón o guán cornudo (*Oreophaps derbianus*)  
(tomada de Peterson, 1991).

Para poder ayudar a que las especies actualmente amenazadas sigan subsistiendo, es indispensable establecer medidas urgentes e inmediatas para la protección de las aves silvestres. Entre las medidas que pueden llevarse a cabo están:

- La realización de estudios acerca del *status* biológico de las especies más amenazadas. Estos estudios podrían incluir la evaluación de la población, específicamente su densidad, tasas de reproducción y mortalidad, su importancia y su área de repartición geográfica durante varios años. También se puede incluir informes sobre la destrucción del hábitat, importancia del comercio o toda otra causa potencial de extinción (8, 9, 30).
- La creación de parques nacionales, reservas y áreas naturales protegidas para la conservación de determinados hábitats de especial interés. De manera general, los países latinos cuentan con un sistema de áreas protegidas, pero existe gran presión sobre estas áreas por parte de cazadores, mineros, campesinos sin tierras, la industria maderera y hasta la burocracia e ineficiencia estatal. Actualmente, México cuenta con el Sistema Nacional de Áreas Naturales Protegidas (Sinap), que agrupa a todas las áreas naturales de interés federal que protegen ecosistemas con un alto grado de conservación (9, 13, 30, 39, 43).
- Una estricta aplicación de las leyes que regulan las actividades de caza, captura y comercialización; logrando así un mejor control y seguimiento del tránsito de las especies sujetas a protección incluídas en la NOM-059-ECOL.-1994, en el calendario cinegético y en los apéndices de CITES (9, 30, 31, 37, 39).
- Por último, la reproducción en cautiverio de las especies más raras y amenazadas dentro de los zoológicos y criaderos, para obtener ejemplares de las mismas (8, 18, 44, 56).

Los zoológicos constituyen un importante sitio para la preservación de especies que en vida libre están altamente amenazadas. Bajo cuidados técnicos especializados, es posible establecer adecuados programas de reproducción en las aves silvestres (18, 44, 56).

Los criaderos existen para la conservación de especies amenazadas, para la producción de piel, carne, plumas, huevos y para suplir la demanda de especies cinegéticas o de mascotas. Es en Estados Unidos, donde la cría y reproducción de guacamayas (principalmente), se ha vuelto muy común (46, 56).

Es importante vincular el trabajo que se lleva a cabo con las especies silvestres en cautiverio con programas que permitan preservarlas en vida libre o en algunos casos lograr su posterior



liberación y/o reintroducción a sus áreas naturales de distribución, y la cría en cautiverio parece ser la mejor alternativa para lograrlo. Por lo tanto, es aquí donde este trabajo pretende servir como un auxiliar, ya que la determinación del sexo de los reproductores, principalmente en aquellos que no presentan dimorfismo sexual, es vital para llevar a cabo un programa de reproducción. Existe diversa y muy variada información sobre las técnicas de sexado y así mismo ésta se encuentra dispersa entre una extensa bibliografía; es por esto que al reunir y condensar todas estas técnicas, se facilitará su consulta por parte de los profesionales involucrados en el área, así como de los particulares que deseen iniciar un programa de reproducción de aves. Por último se recomendarán las técnicas que sean más apropiadas para el tipo de ave que se haya elegido y se informará sobre aquellos lugares en donde se realicen, así como su costo aproximado.

## II.- GENERALIDADES

### 1.- Características generales de las aves.

La Clase Aves pertenece al Reino Animal, Phylum Chordata (cordados) y Subphylum Vertebrata (vertebrados) (8, 20, 26, 48, 55, 61).

Son los únicos animales que están cubiertos de plumas; son homeotermos o de "sangre caliente", capaces de regular la temperatura de su cuerpo. Carecen de diafragma que divide el torax del abdomen, incluyéndose ambas partes dentro de una sola cavidad llamada celómica. No presentan vejiga urinario, por lo que los ureteres desembocan directamente en una estructura llamada cloaca, donde convergen también las salidas de los aparatos reproductor y digestivo; a estos orificios de salida se les llama urodeo, proctodeo y coprodeo respectivamente. Están adaptados al vuelo (aunque muchas especies han perdido la capacidad de volar como las avestruces, pingüinos, etc.), y se auxilian para éste con las extremidades anteriores transformadas en alas; para la locomoción utilizan exclusivamente las extremidades inferiores y la realizan corriendo, brincando, caminando, trepando y nadando, principalmente (20, 26, 48, 55, 61).

El esqueleto es ligero por la presencia de huesos neumáticos que se comunican con los sacos aéreos. Estas cavidades neumáticas sustituyen a la médula en muchos de los huesos de los miembros, y las extensiones adicionales puede que ocupen partes del cráneo, de la columna vertebral y del cinturón pelviano (26, 55, 59).

Disponen de pico formado por una modificación de las mandíbulas y se reproducen por medio de huevos, cuya fertilización es interna y requieren ser incubados (8, 20, 26).

En la actualidad existen 27 órdenes de reconocidos de aves; pero debido a que la clasificación de las aves se encuentra en estado fluctuante, se puede encontrar hasta 30 órdenes dependiendo del autor. A continuación se enumeran aquellos órdenes que son más frecuentemente encontrados en los zoológicos y como aves de ornato (20, 22, 55, 61).

Struthioniformes (Avestruz), Casuariformes (Casuarios y Emú), Rheiformes (Rea o Ñandú), Apterygiformes (Kiwis), Tinamiformes (Tinamús), Spheniciformes (Pingüinos), Ciconiiformes (Fringos), Pelecaniformes (Pelicanos), Charadriiformes (Jacanas), Gruiformes (Grullas), Anseriformes (Cisnes y Patos), Falconiformes (Falcones y Aguilas),

Strigiformes (Búhos y Lechuzas), Columbiformes (Palomas), Coraciiformes (Martín Pescador), Piciformes (Tucanes), Galliformes (Faisanes), Psittaciformes (Pericos), Passeriformes (Aves Canoras) y ocasionalmente los Apodiformes (Colibríes) (20, 22, 55, 61).

## 2.- Anatomía reproductiva.

a) El macho. El tracto reproductivo del macho posee un par de testículos de igual tamaño y de superficie lisa; son de forma oval o redonda y varían considerablemente de color, pero generalmente son blanquinosos. Se sitúan en ambos lados y ligeramente separados de la línea media en la parte dorsal de la cavidad celómica. Asientan craneoventralmente a la división craneal del riñón. Caudalmente está dispuesta la vena ilíaca común; cranealmente, están relacionados con la cara ventral del pulmón; medialmente, se unen a la aorta, vena cava caudal y glándulas adrenales. Los testículos están rodeados por los sacos aéreos abdominales, especialmente en su extremo craneal. Hay una gran variación estacional en el tamaño de los testículos, encontrándose a veces en las aves inmaduras, demasiado pequeños para verse a simple vista; En algunas aves los testículos crecen considerablemente durante el ciclo reproductivo y a menudo desplazan las vísceras adyacentes (fig. 5) (4, 19, 50, 24, 59).

Los órganos sexuales accesorios reproductivos del macho incluyen los ductos eferentes y epididimos, los ductos deferentes y el surco y la papila eyaculatoria o falo. En algunas especies como el avestruz y los patos se ha desarrollado un órgano copulatorio o hemipene similar al de los reptiles (Fig. 5) (4, 34, 50, 51, 59).

b) La hembra. El tracto reproductivo de la hembra consta del ovario izquierdo y la tuba uterina (oviducto) correspondiente. Algunas especies de aves pueden presentar el ovario y la tuba uterina derecha funcionales; Entre algunos Falconiformes y en el kiwi común (*Apteryx australis*), ambos ovarios y tubas uterinas son comunmente funcionales, aunque los ovarios pueden ser asimétricos en tamaño (4, 50, 51, 59).

El ovario izquierdo ocupa la parte dorsal de la región media de la cavidad celómica. Asienta en contacto con la división craneal del riñón izquierdo y también cubre la división craneal del riñón derecho. Está relacionado cranealmente con el extremo caudal del pulmón izquierdo; ventralmente está cubierto por el saco aéreo abdominal izquierdo; dorsalmente

está en contacto con la aorta y vena cava caudal, cubriendo las glándulas adrenales izquierda y derecha. (4, 19, 24, 50, 51, 55) (Fig. 5)

La tuba uterina izquierda se puede dividir anatómicamente en las cinco regiones siguientes, según su diámetro externo, pliegues mucosos y glándulas: infundíbulo, magnum (región que secreta la albúmina), istmo, útero (glándula casearógena) y vagina (4, 50, 24).

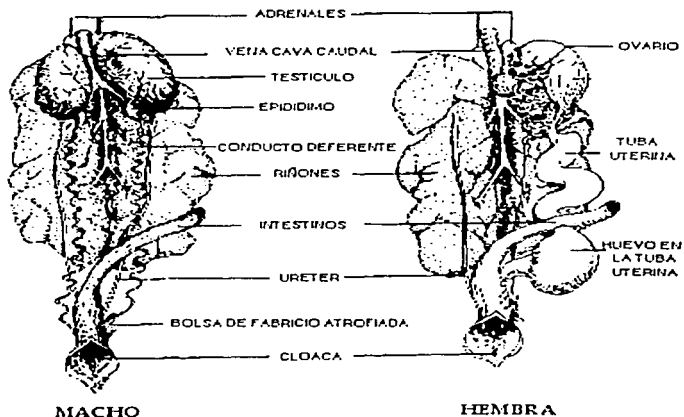


Fig. 5: Aparato reproductor típico de las aves, macho y hembra (Modificado de Giles, 1971).

### III.- TECNICAS DE SEXADO POR INSPECCION Y OBSERVACION

#### 1.- Estructura de la pluma.

Las plumas constituyen en las aves la estructura dérmica más importante; las plumas en conjunto forman el plumaje, cuyo peso representa alrededor del 6% del peso total del animal. El plumaje cumple una serie de propósitos. Puede retener una gran cantidad de aire, lo que supone una protección contra la pérdida de calor al actuar como aislante y ello permite mantener alta la temperatura corporal; constituye una superficie esencial para garantizar el vuelo, respondiendo a las exigencias de ligereza, flexibilidad y resistencia (8, 26, 55, 61).

El método de análisis de la estructura de la pluma es muy reciente y fue desarrollado por estudiantes de veterinaria de la Universidad de Utah, Estados Unidos (27).

Se toma una pluma remera primaria del ave y se separa una barba, la cual se coloca en una caja de petri para observarla al microscopio estereoscópico (27).

En los machos la estructura de las barbillas es menos tupida, mientras que en las hembras, las barbicelas o barbillas corren en ángulos rectos con respecto a la barba (fig. 6) (27)

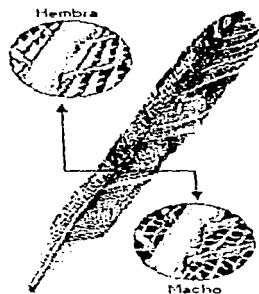


Fig. 6: Diferencias entre la estructura de la pluma del macho y la hembra. Arriba la de una hembra y abajo, la de un macho, (modificado de Bologna, 1981).

El resultado puede ser influenciado por:

- Maltrato de la muestra.
- Alteración de la estructura de la pluma si se utiliza una inclusión en parafina o resina epóxica.
- Cantidad de queratina presente.
- Edad (solo se puede observar en plumas maduras).

Trabajando con plumas tomadas del centro del ala derecha del ave se han obtenido buenos resultados en especies como guacamayas y faisanes (27).

Este descubrimiento podría revolucionar el sexado de aves monomórficas, pues podría ser posible sexar cualquier ave joven sin ninguna dificultad y solo se necesita tener acceso a cualquier microscopio o se podría enviar por correo una pluma a cualquier centro de examen sin ningún riesgo para el ave (27).

## 2.- Plumaje.

El perfil regular del cuerpo de casi todas las aves se debe a la estructura y posición de las plumas del cuerpo o contorno y les proporciona unas características físicas especiales que ayudan al estudio de su exterior (fig. 7). Frecuentemente el plumaje presenta colores llamativos y desempeña un papel en la vida social de las aves, especialmente en relación con los procesos de reproducción (8, 19, 20, 48).

El plumaje puede o no reflejar el dimorfismo sexual, dependiendo de las especies y la reproducción (19, 51).

En muchas especies en las cuales el plumaje es influenciado por esteroides gonadales, el plumaje del macho es de colores más brillantes que el de la hembra, la cual tiene un plumaje menos vistoso; la diferencia en el color del plumaje del macho y la hembra depende directamente de la presencia de estrógenos y andrógenos (19, 51, 59).

El color de las plumas se ve influenciado en aves en cautiverio por factores tales como el tipo de alimentación, el microclima y el fotoperíodo. Se pueden confundir por ejemplo, machos jóvenes que aún no alcanzan la coloración del plumaje adulto con hembras (19, 27, 59).

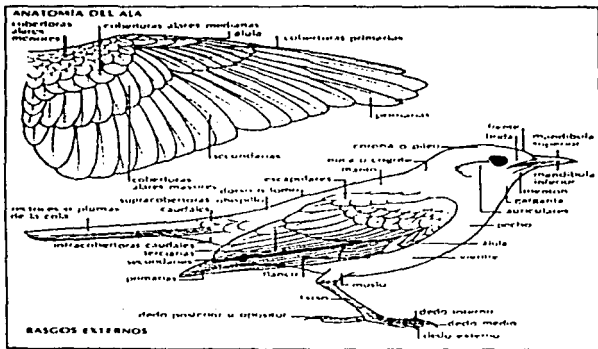


Fig. 7: Anatomía del ala y rasgos externos típicos de un ave, (tomado de Perrins, 1991).

El dimorfismo sexual cromático, o sea diferente coloración para macho y hembra, es relativamente común en los papagayos australianos, asiáticos y de Nueva Guinea, menos común en los africanos y poco en los americanos. Normalmente son los machos los que tienen los colores más encendidos pero en el ecleto de lados rojos (*Ecleto rotatus*), la hembra es roja y azul y el macho verde en lo general (Fig. 8); la diferencia de color es tan radical, que antiguamente se pensaba que eran dos especies diferentes. En el periquito nina (*Nymphicus hollandicus*), el macho tiene generalmente el plumaje gris, las partes bajas pálidas y algunas veces mezcladas con café, la frente, la cresta y los parches de las mejillas son amarillos y la cubierta de los oídos naranja. La hembra tiene la corona, la cresta y los parches de las mejillas de color amarillo tenue, matizado con gris y la cubierta de los oídos color naranja; las partes bajas gris pálido con marcadas luces de amarillo pálido (Fig. 9); las ninfas blancas o variedad lutino presentan por abajo de las alas las siguientes

características: las hembras círculos o puntos y los machos ausencia de las mismas o bien barras verticales amarillas, además el color de las mejillas es más intenso (3, 8, 20, 21, 48, 60).

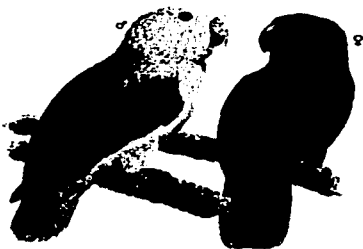


Fig. 8. Pareja de loro eclectus (*Eclectus porphyrius*).  
(tomada de Ferraris, 1991)



Fig. 9. Pareja de Ninfas (*Nymphicus hollandicus*).  
(tomada de Ferraris, 1991)

Algunas especies de aves de presa o Falconiformes tienen un plumaje juvenil distintivo y en algunas especies el macho adulto difiere en color de la hembra. El cernicalo americano (*Falco sparverius*) es generalmente uno de los más brillantemente coloreados de los cernicalos e inusualmente los sexos tienen claramente distinto plumaje, incluso los juveniles; en esta especie el macho presenta las alas azul gris y la hembra solo café (8, 11, 20, 49).

En los Anseriformes, los machos son generalmente más ornamentados y vívidamente coloreados, como el pato eider (*Somateria mollissima*), pero en algunas especies como el ganso canadiense (*Branta canadensis*) y en el cisne negro (*Cygnus atratus*) no se encuentra diferencia entre el color de los plumajes del macho y la hembra (8, 20, 48).

En las galliformes, el pavo real (*Pavo cristatus*) representa un buen ejemplo en cuanto al plumaje, pues presentan las plumas cobertoras de la cola extraordinariamente alargadas y de vivos colores; se prolongan por encima de la cola, constituida por 20 plumas que forman un largo séquito que es abierto en un medio círculo durante el cortejo. El plumaje es una mezcla muy viva de colores verde, azul, blanco y rojo; La hembra presenta un plumaje de tonos más



apagados, carece de largas plumas de la cola y esta formada únicamente de 18 elementos. En el pavo salvaje (*Melegridis gallopavo*), es difícil sexarlo con exactitud por las características externas hasta que la muda post-juvenil está terminada para mostrar las plumas adultas del pecho. Usualmente por la 16a. semana de edad, las hembras jóvenes pueden distinguirse de los machos por la forma y coloración de las plumas del pecho. Las plumas del pecho de la hembra son redondeadas y café, mientras que estas plumas en el macho son escamosas y negruzcas (fig 10). Otra especie perteneciente a las Galliformes es el Hocoluisán (*Crax rubra*), donde el macho es todo negro, excepto en el abdomen y la región anal que son blancos, la mayoría de las hembras de esta especie tienen el cuerpo predominantemente de un color café canela, oscureciéndose hasta llegar a negro en el cuello y cola. El grado de negro varía y algunas hembras tienen rayas blancas en el dorso (8, 20, 25, 38, 32).



Fig. 10: Características de la pluma del pecho en el pavo silvestre, macho y hembra, (modificado de Giles, 1971).

Dentro de las ratites, el avestruz (*Struthio camelus*) es la especie que presenta más diferenciación en el plumaje, pues el macho tiene un característico plumaje negro y blanco y la hembra presenta un plumaje parduzco (8, 20, 22, 34).

### 3.- Estructuras cloacales.

La cloaca de un ave es la salida común para el aparato reproductor y la eliminación de desechos urinarios y digestivos. En muchas especies, especialmente en las más grandes como las acuáticas, la apariencia de la cloaca es una guía precisa en la determinación del sexo, principalmente en los Anseriformes. Así mismo las estructuras cloacales son de gran ayuda para la identificación sexual en las ratites o corredoras (23, 25, 34).

### a) Anseriformes

El pene del macho está localizado dentro de la cloaca, sobre el borde posterior y al centro en aves jóvenes y sobre su lado izquierdo en los adultos. En las hembras el oviducto abre sobre el lado izquierdo de la cloaca, pero en aves jóvenes su abertura está usualmente cubierta por una membrana (25).

Para examinar los órganos sexuales del pato, el ave es colocada con el vientre hacia arriba, procurando sujetar las alas y las patas con ayuda de los dedos de las manos. La abertura cloacal es localizada con los dedos índices y con éstos es presionada hacia atrás; con ayuda de los pulgares se separan suavemente los bordes de la abertura cloacal con una ligera presión; con este movimiento se expone el interior de la cloaca, y si el pene está presente éste se protruye (Fig 11). En machos inmaduros el pene es pequeño y deservainable; en los adultos éste es largo y encerrado con una vaina conspicua (Fig. 12) (25).



Fig. 11: Técnica para identificar el sexo en los Anseriformes (modificado de Giles, 1971).

El uso de esta técnica es usado ampliamente en aves acuáticas, donde el tamaño es grande y donde otros criterios no son a menudo confiables (25).

La apariencia de las estructuras sexuales de la cloaca está cercanamente relacionada con la madurez sexual; por esto es importante conocer la edad a la cual la madurez sexual es alcanzada por las especies en cuestión. De esta forma los Anseriformes pueden ser divididos en dos grupos: aquellos cuya reproducción comienza al año de edad y aquellos que su

reproducción comienza más tarde. En el primer grupo están los patos silvestres y las cercetas; el segundo grupo incluye a los gansos y cisnes (25).

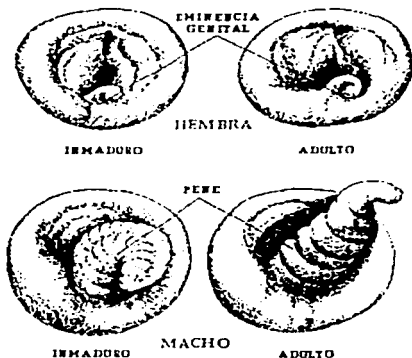


Fig. 12: Características de la cloaca en los Anseriformes (modificado de Gües, 1971).

#### b) Ratites

La anatomía cloacal de ambos sexos de todas las especies de ratites son distintivamente diferentes. Así pues, basándose en este principio se ha desarrollado un método de sexado manual específicamente para avestruces que van de 0.8 a 54 kg de peso; a continuación se describe este método (Fig. 13 y 14)(23, 34):

De 0.8 a 6 kg de peso. Para aves de esta talla, el examinador que se debe encontrar sentado, coloca las patas del animal entre sus rodillas con la cabeza de ésta viendo hacia él. Esto permite que las manos del examinador estén libres para efectuar la revisión de la cloaca. La proyección hacia el exterior de la cloaca se realiza manipulando la porción caudal de la pared ventral de la cloaca, rotando ésta en un movimiento circular dorsal y caudalmente. Con la

otra mano, el labio dorsal de la abertura cloacal es retraído dorsal y cranealmente, apoyándose en la cola (23, 34).

De 6 a 15 kg de peso. las aves de esta talla son sujetadas por el examinador sentado o parado auxiliado por uno o dos asistentes, se utiliza una modificación del método previamente descrito. En este caso el examinador introduce uno de sus dedos lubricado dentro de la cloaca en forma de gancho en el área craneal al falo o al clitoris, y haciendo una tracción ligera caudal y ventralmente, es posible proyectar hacia afuera el órgano y examinarlo (23, 34).

De 15 a 54 kg de peso. Uno o más asistentes son requeridos para sujetar un ave de esta talla, el examinador introduce un dedo dentro de la cloaca e inspecciona la pared ventral de la cloaca detectando la presencia del falo o el clitoris. Si existe confusión, se puede usar la técnica de proyección de la cloaca (0.8 a 6 kg) (23, 34).

Los métodos anteriormente descritos son confiables y pueden ser efectuados de una manera rápida. Si existe la duda sobre el sexo del ave, se puede hacer una comparación con un ejemplar (macho o hembra) de la misma talla, que se conoce el sexo. El prolapso cloacal puede ocurrir por la proyección manual del pene, pero con una manipulación suave y cuidadosa, la mucosa de la cloaca no es irritada y el prolapso puede prevenirse (23, 34).



MACHO



HEMBRA

Figs. 13 y 14: Características cloacales de un macho y hembra de avestruz (*Struthio camelus*), (tomadas de Gandini, 1985)

### c) Passeriformes

Por lo que se refiere a los fringílicos, especialmente los canarios, se requiere un ojo experto capaz de distinguir los dos sexos, que únicamente durante la época de celo resultan más o menos reconocibles. Durante esos días, la cloaca del macho se alarga y se endereza perpendicularmente al cuerpo, mientras que la de la hembra se hincha y extiende horizontalmente al cuerpo, paralela a la cola. Basta, por lo tanto, con soplar sobre el bajo vientre del canario separando las plumas que cubren la cloaca, para averiguar el sexo (10, 16).

### 4.- Características físicas.

#### 1) Psittaciformes

En la mayoría de las aves el tamaño del macho es mayor al de la hembra, esto se explica por la presencia de testosterona en aves maduras y adultas. En los Psittaciformes, por ejemplo, en el Ara macao y en el Ara militaris, la hembra es ligeramente más pequeña que el macho, además de que su pico presenta una curvatura más tenue (3, 8, 21, 27, 58).

Lo anterior no es determinante para diferenciar entre machos y hembras ya que si no se conoce la edad exacta del animal se puede confundir un macho joven con una hembra, lo mismo sucede si no existe un punto de comparación entre ambos sexos (27).

En la mayoría de los pericos australianos, el macho presenta la cera de la nariz de color azul, mientras que las hembras la presentan de color café o rosa (3, 21, 24, 58).

En el caso de las cacatúas existe otra característica independiente de las anteriores y que también puede ayudar a la determinación del sexo, se trata del color del iris de los ojos; en las hembras el iris es de color café-rojizo, mientras que en los machos el iris es de color café-negro (21, 27, 58, 60).

Características físicas, como el tamaño de la cabeza, puede utilizarse como un medio para sexar algunas especies. En algunas especies grandes como Ara macao, los machos tienden a tener una frente amplia, pero las variaciones locales en tamaño pueden invalidar este método. En el perico gris africano (Psittacus erithacus), los machos maduros tienden a tener una espalda más oscura que las hembras (58, 60).

### b) Galliformes

En el faisán de collar (*Phasianus colchicus*), el sexo puede ser determinado en pollos recién eclosionados por la forma y extensión del área que rodea al ojo. En el macho la línea baja del ojo es mucho más angosta (fig. 15) (25).

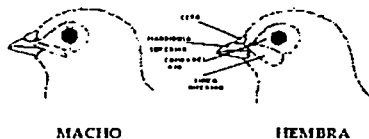


Fig. 15: Diferencias físicas entre los polluelos de faisán de collar, macho y hembra (modificado de Giles, 1971).

### c) Passeriformes

Tomando el ejemplo de los canarios, por lo general y de forma aproximada, son la forma del cráneo y la talla los rasgos que permiten de algún modo diferenciar los machos de las hembras. Las hembras tienen la cabeza más redondeada y el cuerpo más abombado, pecho más amplio y dorso ligeramente más convexo. Por el contrario, en el macho, el cráneo y en particular la nuca puede resultar más aplanado y la forma del cuerpo es decididamente más fusiforme (10, 16).

### 5.-Excretas.

En el pavo silvestre (*Meleagris gallopavo*), los machos y las hembras adultos poseen características externas que permiten distinguirlos, pero a pesar de estas diferencias, resulta difícil determinar el sexo con exactitud hasta que la muda post-juvenil este lo suficientemente avanzada como para poder apreciar las características de adulto (25, 57).

Así pues, se encontró que el sexo del guajolote silvestre se puede determinar por la forma y tamaño de las excretas. El excremento típico del macho es largo, recto y grueso, mientras que el de la hembra corto y en forma de espiral, anillo o bulbo (fig. 16) (25, 57).



Fig. 16: Diferencias entre los excrementos del macho y la hembra del pavo silvestre (*Melanerpes uropygialis*).  
(modificado de Giles, 1971)

#### 6.- Inspeccion de los huesos de la pelvis.

Durante el siglo pasado, los científicos buscaron métodos para el sexado de especies monomórficas por medios externos. Cerca de una tercera parte de todas las aves están dentro de esta categoría. Se descubrió que las hembras en época reproductiva tenían un hueco ancho entre sus huesos pélvicos que permitían el fácil paso de los huevos. Sujetando al ave con el vientro hacia arriba, los huesos pélvicos pueden ser localizados como dos prominencias óseas a cada lado de la línea media, justo por encima de la salida de la cloaca y de manera general estos huesos están muy cercanos en los machos y separados en las hembras. El cambio en la época de reproducción puede ser bastante notable. (3)\*

Cuando la hembra está a punto de poner, el espacio entre los huesos de la pelvis se ensancha para permitir el paso de los huevos. Si se compara una hembra en este estado con otra que no lo está, se puede ver la diferencia. Desgraciadamente este método solo es útil cuando las aves están criando. Fuera de este periodo, o cuando son inmaduras, se es incapaz de distinguir los machos de las hembras (3) .

#### 7.- Comportamiento.

Aunque el comportamiento puede proveer una pista útil para determinar el sexo en las aves y puede acercarse a ser un indicador confiable, en realidad, dos aves del mismo sexo enjaulados juntos pueden frecuentemente actuar como una pareja, observando a uno alimentar al otro, y pueden eventualmente copular. Con dos hembras, puede haber

\* Comunicación personal: Geoffrey y Barbara Gould. Parrot Preservation Society, Phoenix, AZ, E. U.

huevo, aunque estos tienden a ser muchos más grandes en número que la puesta normal, pero por supuesto, infértiles (29, 51).

#### a) El canto

El canto de los pájaros responde a una serie de motivaciones muy variadas y para poder emitirlo existe un impresionante aparato fonador, la siringe, que permite el lanzamiento de sonidos amplificadros (10, 16).

El canto es originado por la territorialidad que presentan las aves en el periodo reproductivo, defendiendo por medio de este una determinada extensión de terreno y además para atraer a la futura pareja. También se le atribuye al canto un atractivo sexual, pues el macho de canto más potente conquistará a la hembra en pugna; así pues se garantiza la selección natural del mejor dotado (10, 16).

El ave más popular dentro de la cría de los Passeriformes es el canario (Serinus canaria) y puede ser sexado por este método desde los 6 meses de edad y durante el periodo reproductivo. Algunas veces se presentan casos de hembras que cantan; pero este canto no tiene la variación e intensidad observadas en el macho (10, 16)\*\*.

#### b) El cortejo

En los Psittaciformes, se conoce poco acerca de su cortejo, pues las observaciones, en su mayoría se han hecho en cautiverio en criaderos privados, cabe mencionar que existen dos clases principales de cortejo:

En el primero el cortejo es más variado y coreográfico y es llevado a cabo solo por el macho con rápidas inclinaciones y contracciones de la pupila, a veces alza las plumas de la cabeza, despliega la cola, rebaja las alas y emite notas por lo general no desagradables (29).

En el segundo el nexo es reforzado a menudo durante todo el año, con manifestaciones recíprocas, casi idénticas con ambos sexos, constituidas por fuertes contracciones del iris (29).

También, en ambos casos se notan frecuentes espulgamientos recíprocos en el cuello y cabeza (Fig.17), mientras que la introducción de un pico en el otro se verifica casi

\*\* Comunicación personal: M.V.Z. Rodolfo Córdoba P., F.E.S.C., 1997.



exclusivamente en el periodo reproductivo y en el inmediatamente precedente (fig. 18) (18, 29).

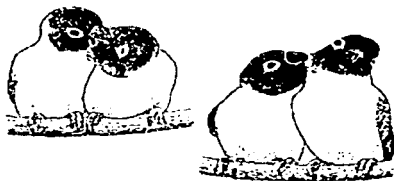


Fig. 17: Pareja de agapornis de cabeza negra (*Agapornis personata*) en cortejo (tomado de Sparks, 1990).

Entre las especies de Psittaciformes como las amazonas, aratingas y agapornis, los machos alimentan a las hembras ayudando a desarrollar su vínculo, pero esto no es considerado como una actividad motivada sexualmente de manera estricta, pues los individuos inmaduros pueden presentar esta conducta como socialización de la parvada (29, 58).

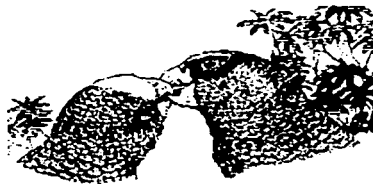


Fig. 18: Conducta de alimentación en una pareja de amazonas (tomado de Sparks, 1990).

#### IV.- TECNICAS DE SEXADO QUIRURGICAS Y DE LABORATORIO.

##### 1.- Laparoscopia

La laparoscopia, provee una herramienta valiosa para la determinación del sexo en aves que carecen de dimorfismo sexual externo. Las especies en las cuales esta técnica ha sido especialmente útil son miembros de los órdenes Gruiformes, Falconiformes, Galliformes y Psittaciformes. La laparoscopia ha permitido un exacto emparejamiento para hacer uso máximo de su potencial reproductivo. El procedimiento de sexado laparoscópico puede ser hecho en aves jóvenes en las cuales el dimorfismo sexual aparece tardíamente en su vida (12, 36).

##### a) Técnica otoscópica

La técnica quirúrgica aquí descrita utiliza un equipo sencillo y económico de empleo común en muchas clínicas de pequeñas especies. El otoscopio se ha empleado para determinar el sexo en cientos de individuos de muchas especies, incluyendo Psittaciformes, Gruiformes, Passeriformes y aves rapaces. Ligeras modificaciones adaptan la técnica a otros propósitos diagnósticos, como el examen macroscópico de otros órganos, biopsia de tejidos anormales y cultivo de los sacos aéreos abdominales (36).

El ave que se va a examinar se pesa y se le administra clorhidrato de ketamina por vía intramuscular a una dosis de 0.03 a 0.04 mg/g de peso corporal (35, 36).

La anestesia no es necesaria si el cirujano es experimentado, porque el procedimiento puede ser completado en un lapso de tiempo corto, solo mediante una adecuada sujeción manual y cubriendo la cabeza con un paño, lo cual provoca que el ave se quede quieta mediante la sujeción (14, 32)\*\*\*.

\*\*\* Comunicación personal: M.V.Z. Francisco Acevedo, México, 1996.

Debido a que la mayoría de las aves hembras tienen un solo ovario funcional, el izquierdo, el ave se debe colocar en posición de decubito lateral derecho para que se pueda examinar el lado izquierdo. Esta posición se mantiene mediante sujeción manual o mediante dispositivos de sujeción como cordones o ligas. El ala izquierda se extiende en dirección craneodorsal y la pata izquierda se extiende posteriormente. Se retiran las plumas de una pequeña área craneal a los músculos de la cadera y el área se prepara de acuerdo a los principios quirúrgicos (fig 19) (12, 36).

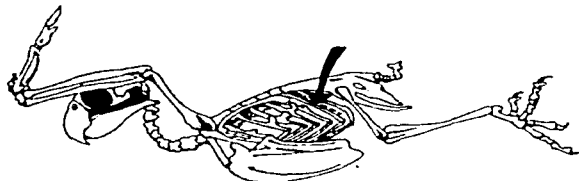


Fig. 19. Sitio de incisión entre las últimas dos costillas. (flecha); (tomado de Kirk, 1984).

Se hace una incisión en la piel, en dirección dorsoventral sobre el último espacio intercostal. En algunas especies se tiene que disecar el músculo sartorio y se le retrae en dirección posterior para dejar expuesto el último espacio intercostal (Fig. 20). Los músculos intercostales se inciden con una hoja de bisturí para entrar en el saco aéreo torácico posterior, y la abertura se hace más grande mediante disección roma para permitir la introducción del espéculo del otoscopio previamente esterilizado. Un otoscopio estándar de Welch Allyn con luz y lente de aumento proporciona una visión adecuada (36).

Se pueden utilizar espéculos de varios tamaños, dependiendo del tamaño del ave y del propósito de la laparotomía. Las costillas son flexibles y se extienden permitiendo el alojamiento de un instrumento grande incluso en una pequeña ave. El espéculo debe de ser de tipo de los que se pueden esterilizar mediante vapor o soluciones en frío (Fig. 21) (36).

Con excepción de las aves muy pequeñas, en todas las demás, la membrana que separa los sacos aéreos torácicos abdominales, interfiere con la visión de la gónada, que yace dorsal a la membrana en el saco aéreo abdominal (36).



Fig. 20: Retracción posterior del músculo sartorio para dejar expuesto el sitio de incisión (tomado de Kirk, 1984).

La membrana puede punccionarse con una aguja y el orificio se hace más grande mediante disección roma para permitir la penetración del espejo del otoscopio. En dirección dorsal a esta membrana se observa un ovario o un testículo en el polo cranial del riñón., adyacente a la glándula adrenal y caudal al pulmón (Figs. 22 y 23) (36).

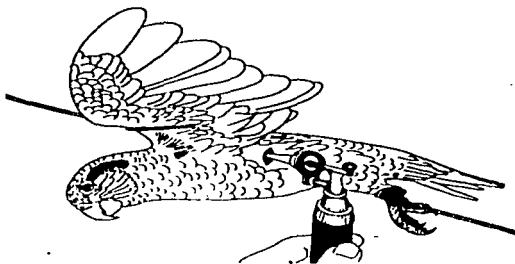


Fig. 21: Otoposcoio colocado en posición para visualizar la gónada (tomado de Kirk, 1984).

La incisión se puede cerrar con material de sutura absorbible. En muchas especies de aves, la incisión puede dejarse sin suturar si los músculos del muslo en su posición normal yacen entre la incisión de la piel y la intercostal. El enfisema subcutáneo originado en el saco aéreo torácico posterior puede ser efecto colateral de las heridas intercostales que se dejan sin suturar (36).

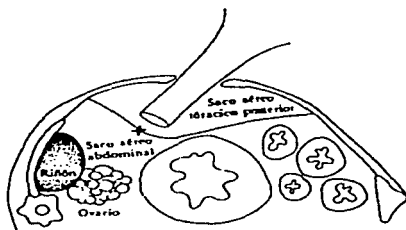


Fig. 22: Sección transversal del abdomen de un ave que muestra la membrana de los sacos aéreos que debe puncionarse en el sitio marcado con X para permitir la visión de la gónada con el espéculo (tomado de Kirk, 1984).

La recuperación de la anestesia con ketamina se lleva a cabo mejor si se coloca al ave en un medio ambiente tibio, por ejemplo, entre 27 y 32 °C (36).

Si este proceso quirúrgico se hace con cuidado, el riesgo es mínimo y la precisión en la determinación del sexo es del 100% en aves maduras y sanas (36).

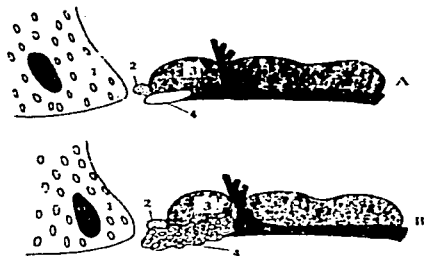


Fig. 23: Apariencia de los testículos en el macho (A) y del ovario en la hembra (B) y marca de referencia adyacentes: (1) pulmón, (2) glándula adrenal, (3) Riñón, (4) Gónada. (tomado de Kirk, 1984).

#### b) Técnica endoscópica

La óptica de un laparoscopio permite un claro y amplio campo de visión; una excelente profundidad de campo y aumento del tamaño de las estructuras (12, 33).

El equipo básico para una endoscopia aviar es una fuente de luz (Fig. 24), un cable de fibra óptica y un laparoscopio de diámetro pequeño (sobre de 2.7 mm) con una cánula apropiada y un trocar (Fig. 25). El procedimiento se debe realizar con instrumentos estériles y las técnicas quirúrgicas estándar. Los instrumentos son esterilizados en frío. Antes de usarse, los instrumentos son limpiados del desinfectante enjuagándolos con solución salina fisiológica o

agua estéril; si estos líquidos se entibian, el endoscopio no se empañará tanto cuando sea insertado dentro de la cavidad abdominal (12, 33).

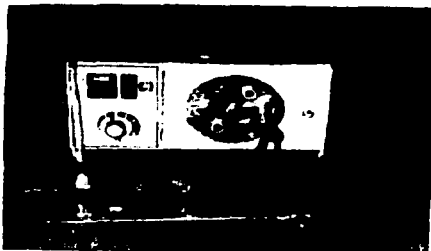


Fig. 24. Fuente de luz de baja intensidad usada para endoscopia ovar, (tomada de Jacobson, 1988)

Después de la inducción de la anestesia, el ave es puesta sobre su lado derecho, sobre una superficie tibia y las alas pueden ser flexionadas dorsalmente o extendidas hacia arriba, dejando libre su lado izquierdo, donde el ovario funcional se puede encontrar (Fig. 26)(12, 33).

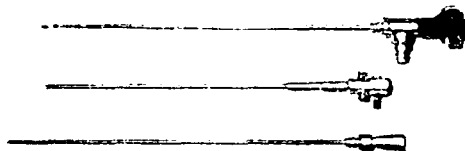


Fig. 25. ArtroscoPIO rígido de 2.7 mm (arriba), mango del trocar de 3.4 mm (centro) y trocar de punta roma de 2.7 mm (abajo) (tomada de Jacobson, 1988)

El sitio de la inserción de la cánula es el mismo que en la técnica del endoscopio y es expuesta moviendo la parte superior de la pierna (anterior o posteriormente, dependiendo de las especies examinadas). La posición del cuerpo es muy importante, porque si se asegura una relación anatómica consistente, las estructuras internas pueden ser fácilmente reconocidas, especialmente en aves pequeñas (12, 33).

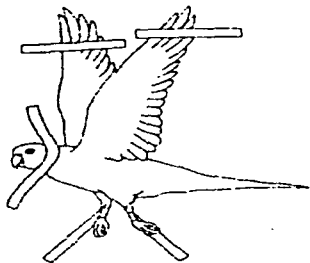


Fig. 26: Posición de un ave para endoscopia. (tomada de Jacobson, 1988).

Una pequeña incisión en la piel auxilia en la inserción del trocar y de la cánula. Si ocurre un sangrado de la piel, este se debe controlar antes de que se inserte el endoscopio. Una gota de sangre puede oscurecer el campo de visión directamente o cuando se exponga el flujo de aire de los sacos aéreos puede formar espuma haciendo imposible el examen (12, 33).

El trocar y la cánula ensambladas son insertadas a través de la incisión de la piel usando una ligera presión controlada hasta que la cavidad abdominal es abordada. Durante la inserción, el plano del trocar y la cánula debe de estar paralelo a la columna vertebral y el punto del trocar es dirigido cranealmente. A menudo un "pop" es escuchado cuando el trocar perfora la pared abdominal. Después de la penetración, el trocar es retirado y la cánula se sostiene hasta que el laparoscopia es insertado y su posición se verifique visualmente (12, 33).



Después de la inserción, el laparoscopia usualmente penetra el saco aéreo torácico caudal, en el cual el hígado, el corazón, los pulmones pueden ser vistos. Para permitir la vista de la pared posterior del saco aéreo torácico caudal, el laparoscopia es dirigido caudodorsalmente desde el sitio de la inserción. El riñón y las gónadas pueden ser visibles a través de un saco aéreo transparente. Aunque a veces, el operador descubre que el saco aéreo está opaco, debido a una infiltración grasa o una aerocolitis. En estos casos, el laparoscopia es usado para penetrar la pared posterior del saco aéreo. Los vasos superficiales y los órganos subyacentes pueden ser evitados en este procedimiento, el cual se realiza presionando la punta del instrumento contra la membrana del saco aéreo y entonces se retrae hasta que un pequeño orificio sea observado. El laparoscopia se avanza a través del orificio dentro del saco aéreo (12, 33).

Para determinar el sexo del ave, se buscan las gónadas, que están localizadas hacia la parte anterior y dorsal del saco aéreo, junto al polo anterior del riñón izquierdo. El testículo es elíptico en su forma, y vasos sanguíneos atraviesan su superficie lisa. Este puede estar parcial o totalmente pigmentado, y su tamaño varía, dependiendo de la edad y la especie del ave o de su estado reproductivo. Los testículos del ave son pares y aunque el izquierdo es observado fácilmente, la manipulación puede requerir observar el testículo derecho a través del saco aéreo (12, 33, 36).

El ovario de un ave adulta, se asemeja a un racimo de uvas, por sus prominentes folículos y no hay problema para identificarlo. Los folículos grandes no están presentes en una hembra inmadura y esto puede ser un problema para el novato quien debe diferenciar un ovario inmaduro de un testículo. Esta dificultad puede ser resuelta mediante el examen de la forma y la vascularización de la gónada. El ovario inmaduro es liso y triangular, tiene una superficie granular y carece de una superficie vascularizada evidente como la del testículo, que está más lisa y su forma es más redondeada (12, 33).

Después del examen para el sexo, la cánula y el laparoscopia se retraen del abdomen. Si la incisión del músculo es suturada o no, dependerá de su tamaño, siendo en la mayoría de los casos innecesaria pues cuando el ave recupera su posición normal, la incisión de la piel no coincide con las fibras musculares separadas. El ave debe de ponerse a recuperar en un

medio ambiente tibio y obscuro, y se le puede ofrecer alimento y agua tan pronto como la recuperación de la anestesia sea completa (12, 33).

Algunos problemas con la observación laparoscópica pueden atribuirse a algunos factores como la incorrecta posición del cuerpo del ave (la cual altera las relaciones anatómicas), hemorragias, distensión del estómago y obesidad. En aves pequeñas la visión puede ser aumentada mediante el retiro del laparoscopio dentro de la manga del trocar; ésto incrementa el campo visual y evita que los tejidos toquen el lente distal y que oscurezcan la visión.(12, 33)

El éxito de la laparoscopia usada para determinar el sexo en las aves, depende de la habilidad del laparoscopista para reconocer y manipular las estructuras internas. Esta capacidad viene solo con la práctica, la cual es obligatoria para el cirujano que se dedica a estas especies (12).

## 2.-Cariotipo.

Las células animales contienen en sus núcleos las bases de la herencia (genes). Durante la mitosis, estas estructuras nucleares se consolidan en un arreglo lineal y se hacen visibles al microscopio como cuerpos pareados llamados cromosomas; cada especie tiene un número característico de cromosomas con un par de cromosomas sexuales (27).

Los cromosomas sexuales de las aves pueden ser observados y clasificados por el método "WZ", el cual consiste en la identificación de los cromosomas sexuales por su apariencia física, siendo posible observarlos durante la metafase (27, 28, 35).

En la identificación física microscópica, el cromosoma "Z" es más largo que el "W", y debido a que los cromosomas sexuales difieren enormemente, el exámen visual ayuda a determinar el sexo del ave. En la mayoría de las aves, el cromosoma "Z" llega a ser 5 o 6 veces más grande en tamaño que los demás cromosomas y llega a ocupar casi el 10% de todo el genoma (15, 27, 36).

El cariotipo de las aves resulta muy complejo y consta de un número de cromosomas muy elevado: el rango varía de 52 a 94 cromosomas, aunque el 77% de las aves estudiadas se encuentra en el rango de 76 a 84 cromosomas (41).

El único requisito para realizar esta identificación es la obtención de una muestra sanguínea o de tejido de la pulpa de las plumas en crecimiento (Fig. 27), ya que es en estos tejidos de crecimiento rápido donde los cromosomas sexuales se identifican más fácilmente. Los tejidos que también se han utilizado para la obtención de cromosomas de aves son médula ósea, riñón, gónadas embrionarias, hígado, piel, bazo y pulmones; sin embargo, la elección del tejido con el que se va a trabajar depende del tipo de especie a la cual se quiere practicar el estudio, puesto que en aquellos organismos en vías de extinción resulta sumamente riesgoso el manejo del animal con el fin de obtener una muestra de estos tejidos (17, 27, 34, 41).

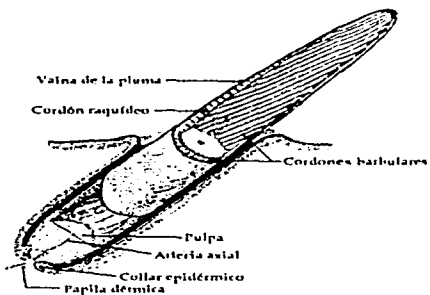


Fig. 27: Corte esquemático de la estructura de una pluma en crecimiento y su folículo (tomado de Wallace, 1975)

Inverso a lo que se maneja en mamíferos, son las hembras las que presentan diferentes cromosomas sexuales; en los machos, el par "Z" de cromosomas es idéntico, mientras que las hembras tienen un cromosoma "Z" y otro "W" que es más pequeño (Fig. 28) (17, 27, 35).

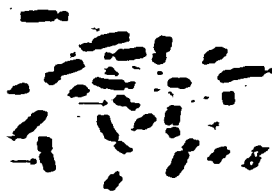


Fig. 28. Cromosomas en metafase de una hembra de *agapornis* (*Agapornis naxos*). Los cromosomas sexuales están señalados con una flecha, el cromosoma W es el más chico de los dos (tomada de Delhanty, 1989)

Algunas especies presentan cromosomas grandes y otras, como los Pelecaniformes, los Ciconiiformes y los Falconiformes los tienen pequeños. La técnica de identificación de cromosomas además de darnos la ventaja de apreciar defectos cromosómicos, se puede aplicar en aves de cualquier edad y condición física, aunque el ave sufre estrés al ser manejada y se requiere personal técnico experimentado (27, 35).

Para obtener el cariotipo de las aves se requiere hacer el cultivo de los leucocitos de la sangre o de las células de la pulpa de la pluma y estimular su replicación; a continuación se describe brevemente los métodos de cultivo (27, 17).

Una vez tomada la muestra de sangre (3 a 5 ml, mínimo 1 ml) en un tubo de vidrio con heparina, se inocula a un medio estéril con propiedades mitógenas que estimulan la replicación de los leucocitos (linfocitos), que son obtenidos producto de la centrifugación del medio. posteriormente esta muestra se coloca en un frasco de cultivo, se incuba y se procede a la cosecha del cultivo. Ya obtenida la suspensión de células mitóticas detenidas en metafase, se colocan en un portaobjetos, se tiñen y se observan al microscopio de contraste de fases. Esta preparación puede ser fotografiada para después separar individualmente los cromosomas de la fotografía; estos son colocados de acuerdo a un parámetro establecido,

iniciando del cromosoma más grande al más pequeño, con sus centrómeros alineados para enfatizar las diferencias entre ellos (fig. 29 y fig. 30) (7,17, 27, 35)

Para obtener la pulpa de la pluma en los pollos se recomienda cuando las plumas estén como "alfiler" o cuando las muda. En las aves adultas se necesita quitar una pluma madura del ala o de la cola y esperar 2 a 3 semanas para que el ave las reemplace y se puedan reutilizar. Una vez tomada la muestra se coloca en una caja de Petri estéril o en un kit de alguna casa comercial, la cual se refrigera si el tiempo de envío al laboratorio excede más de 3 hs. Ya en el laboratorio se extrae la pulpa y se coloca en frascos de cultivo; a los tres días se cosechan las células, se tiñen y se observan al microscopio (fig. 28 y 29) (17, 27, 35)\*\*\*\*.

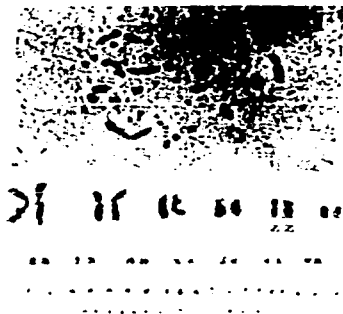


Fig. 29: Cariotipo de un hocofañán (*Czeax tybra*) macho. Obsérvese la presencia de un par de cromosomas Z (tomada de Madanaga, 1981).

\*\*\*\* Comunicación personal: Linda & Scott Lewis, Old World Aviaries, Austin, TX, E.U.A.

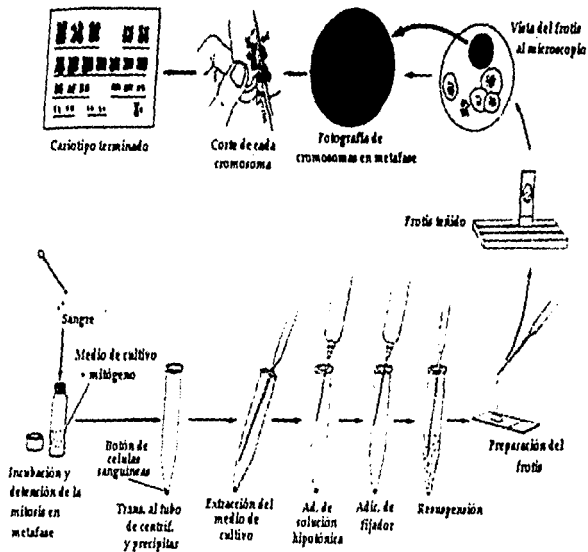


Fig. 30. Representación esquemática de la técnica de cariotipo. (modificado de Avers, 1984).

La evaluación requiere de experiencia y diligencia, diferenciándose los cromosomas sexuales tanto por su tamaño como por la intensidad de coloración (17, 35).

Debido a los problemas tanto técnicos como el gran número y tamaño de los cromosomas que poseen las aves, solamente menos del 2% de todas las especies de esta clase ha sido cariotipada (41).

### 3.- Esteroides fecales

El método de análisis de hormonas esteroides en heces fue desarrollado en el zoológico de San Diego, California como una nueva alternativa para el sexado de aves que no presentan dimorfismo sexual y en la actualidad se encuentra bien establecida para una cantidad de aves monomórficas (27).

La idea original se llevo a cabo por primera vez tomando muestras de la acumulación de uratos en el alantoides de los deshechos de los huevos eclosionados del cóndor de California (*Gymnogyps californianus*) y del cóndor de los Andes (*Vultur gryphus*) encontrando que las gónadas, en una incubación normal, producen esteroides sexuales y que los ovarios embrionarios producen más estrógenos que el tejido testicular (27).

Ambos tipos de hormonas, tanto estrógenos como testosterona son producidos por las gónadas de ambos sexos, aunque en diferentes proporciones. La testosterona es el andrógeno más importante, el 95% se produce en el testículo y el 5% en la glándula adrenal; los estrógenos se producen en los folículos ováricos y el estriol es el metabolito más abundante de la excreción (27).

Ambos, al llegar al hígado son degradados y conjugados en glucorónidos y sulfatos, lo cual los hace ser más solubles en agua, posteriormente pasan por el riñón hasta llegar a la cloaca donde son excretados en forma de mezcla con la materia fecal (27).

La técnica de análisis de hormonas esteroides no es invasiva ni traumática y se basa en un radioinmunoensayo (RIA), el cual es altamente sensible y es usado para medir los niveles de hormonas sexuales excretadas por las aves.(27)

El RIA nos indica el tipo de hormonas que se detecta en la muestra como son los estrógenos inmunoreactivos totales (E) y la testosterona inmunoreactiva total (T) (27).

El RIA se basa en la capacidad de la proteína de unirse específicamente a la molécula que reconoce, el anticuerpo (Ac), y se explica en forma diagramática en la figura 31 (25, 45).

El RIA se basa en la competencia por los sitios activos de los anticuerpos de un antisuero específico (AS) entre la hormona (H) y otra igual marcada con algún elemento radiactivo, comúnmente tritio ( $^3\text{H}$ ) o yodo radiactivo ( $^{125}\text{I}$  o  $^{131}\text{I}$ ), denominado generalmente "marcador" (45).

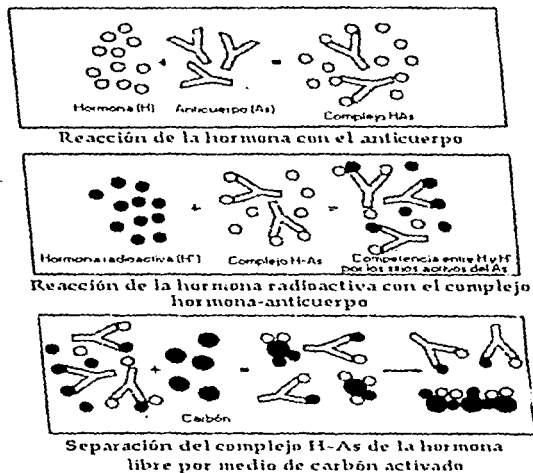


Fig. 31: Representación esquemática de la técnica de RIA. (tomado de Morilla, 1986).



En las pruebas de RIA la cantidad del marcador y del AS se mantienen constantes, variando únicamente la cantidad de hormona presente en la muestra o estándar. De esta forma el grado de fijación entre el AS y el marcador estará en relación inversa con la cantidad de hormona no radioactiva presente en el tubo. Por medio de la elaboración de una curva de estándares, es posible conocer la concentración de dicha hormona en la muestra (45).

La recolección de muestras se hace cada 4 horas durante 24 horas para poder establecer la cantidad de hormonas excretadas en este lapso de tiempo (27).

Para la recolección de las muestras se aisla el ave en una jaula o caja pequeña colocando papel encerado en el piso, se debe evitar que el ave tenga acceso a este papel, si el ave se encuentra en una jaula de vuelo se le debe observar para recolectar la muestra lo más rápido posible, las mejores muestras para esta prueba son las que se recolectan por la mañana, se debe incluir la mayor muestra líquida posible, ya que la porción blanca de uratos es la que contiene los productos de deshecho renales necesarios para el análisis hormonal, las muestras se deben congelar inmediatamente y solo se descongelan hasta el momento de realizar la prueba (27).

Las muestras se identifican y se ponen en envases de vidrio que previamente han sido lavados con jabón neutro y enjuagados con agua bidestilada, posteriormente se enfrían de -4 a -10 °C o se congelan de 0 a -15 °C con el fin de retardar la degradación bacteriana de los esteroides, de esta forma se pueden conservar hasta por 30 días (27).

Los valores resultantes de la prueba se ajustan por relación y los valores E y T correspondientes se combinan para producir el rango E/T (27).

La evaluación final reporta los resultados como valor E/T. Dentro de los individuos de la familia Psittacidae un valor bajo (0.5) indica un macho, mientras que un rango alto E/T (2.0) muestra una hembra. Esta técnica además de indicarnos el sexo del ave, nos puede mostrar si un ave adulta es sexualmente activa con un 90-97% de certeza (27).

Del mismo modo, el parámetro usado para comparar los resultados, se basa en resultados obtenidos con anterioridad de aves que presentan dimorfismo sexual y que son de la misma familia que el ave a sexar, ya que los valores E/T varían enormemente entre familias (27).

Esta técnica se puede aplicar sólo en aves mayores de 3 años, ya que las gónadas de aves jóvenes aún no secretan niveles medibles de esteroides; también hay aves que presentan una

temporada reproductiva muy marcada, la cual es determinada principalmente por el fotoperíodo que influye en los niveles de esteroides secretados y excretados. Otros factores que pueden influir en la producción hormonal son problemas clínicos, estrés crónico y deficiencias alimenticias (27).

Se reporta que el margen de certeza en aves sanas es del 90 a 97%.

## DISCUSION

En México, la reproducción de aves de zoológico y de ornato, aunque en la actualidad se hace con mucho éxito en algunos lugares, es relativamente nueva y la información con que cuentan los Médicos Veterinarios no especialistas en el área de zoológicos, es escasa.

Lo anterior se debe a que la mayoría de los textos correspondientes al tema son difíciles de adquirir o consultar por el profesional no involucrado directamente en la reproducción de este tipo de aves, principalmente las conocidas como de zoológico. En lo que se refiere a las aves de ornato y canoras, existe una bibliografía basada en pequeños manuales que cuentan con una información muy escasa y que está dirigida a un público no profesional. Aún así, el contenido de la mayoría de estos manuales no satisfacen completamente aún al criador casero de aves.

Pero si se quiere conseguir una bibliografía confiable, se cae en varios problemas como los siguientes: un libro con excelente información sobre aves, en español y dirigido al público en general cuesta alrededor de 300 pesos; si se requiere un libro con excelente información, en inglés y dirigido a profesionales se le puede encontrar alrededor de 700 pesos, tomando en cuenta el valor actual del dólar estadounidense.

Es por esto que el criador de aves no profesional, en su mayoría, recurre a determinar el sexo de sus aves mediante la observación de sus características físicas aparentes o dimorfismo sexual, siendo este el método más común, popular y económico por razones obvias. Lamentablemente, muchas especies presentan su dimorfismo sexual tardíamente, y lo que es peor, la mayoría no tiene rasgos de distinción evidente entre los sexos, lo que conlleva a que sean limitadas las especies que se puedan reproducir por el aficionado o el criador casero. Estas especies son principalmente canarios, pericos australianos, ninfas y algunos tipos de finches.

En el caso de las aves que presentan su diferencia entre los sexos de una manera tardía encontramos a las Galliformes ( faisanes, crácidos, pavos), algunos Psittaciformes como el perico australiano y el eclectus, algunas ratiles y la mayoría de las aves canoras.

En lo que respecta al análisis de la estructura de la pluma, en México no se ha difundido todavía, pues al parecer este método cuenta con varios inconvenientes, pues aunque se podría identificar el sexo por su estructura, está sujeto a varios factores que la alteran y además no existe ningún laboratorio que efectúe esta prueba en México.

El sexado de las aves adultas que presentan un dimorfismo sexual mediante el plumaje es relativamente fácil, pues sólo se requiere saber de que especie se trata y si la tiene, la variedad a la que pertenece. Este sexado se basa en la características generales del colorido y brillantez del plumaje que presentan los machos y que los diferencian de las hembras, las cuales presentan en general tonos de color más apagados y el patrón del colorido de su plumaje es más sencillo y deslucido, lo cual le sirve a la hembra para ocultarse en el nido y pasar inadvertida de los posibles depredadores.

El método de sexado por excelencia tanto en los anseriformes como en los ratites es sin duda el examen de las estructuras cloacales, ya que los machos de estas aves han desarrollado un aparato copulador evidente llamado *semipene* o *falo*. Cabe señalar que este órgano penil, aunque es eféctil como el órgano copulador de los mamíferos, está desprovisto de uretra y el semen es depositado de la misma manera que en el resto de las aves.

Las características físicas que se tomaron en cuenta, son independientes a la coloración del plumaje se refieren a aquellas estructuras que denotan de algún modo la diferencia entre ambos sexos. Solo se pueden utilizar donde el dimorfismo sexual es evidente, principalmente en edad adulta.

Aunque el método de identificación por la forma de las excretas en el pavo silvestre es una buena ayuda cuando otras características no son las suficientemente seguras, no se utiliza ampliamente pues sólo es requerido en estudios silvestres para determinar el porcentaje de hembras y machos en una población silvestre o para actividades cinegéticas.

La determinación del ancho de los huesos pélvicos, aunque es un método antiguo, es utilizado aún por muchos criadores y personas en general. Para utilizar este método es necesario tener varios ejemplares como punto de referencia para comparación; de preferencia estos deben ser de la misma edad para que al hacer esta comparación, no se caiga en el error de dar una hembra inmadura por un macho. Este método puede realizarse en todas las aves tomando en cuenta las consideraciones anteriores.

En la mayoría de las aves de canto, como en los canarios, se hace la división de sexos cuando los machos comienzan a ejercitar el canto y tratan con éste atraer a su futura pareja; ésto lo hacen alrededor de los 6 meses de edad. Este método es seguro y confiable, pero como se mencionó, un mínimo porcentaje de hembras puede presentar el canto, aunque no tan marcado ni tan melódioso como en los machos.

El sexado mediante el cortejo, aunque es una herramienta muy útil en aquellas especies que no presentan dimorfismo sexual, principalmente la mayoría de los Psittaciformes, llega a ser de cierta forma un poco relativo, pues como se mencionó anteriormente, una pareja de hembras o machos puede llegar a presentar un comportamiento reproductivo como si se tratase de una pareja de macho y hembra; pero ésto obviamente se refleja en una infertilidad de los huevos puestos o de la completa ausencia de ellos. El ofrecimiento de alimento por parte del macho es observado en otras especies como algunos Psitiformes (Tucanes), Falconiformes (Águilas y halcones) y en Passeriformes (aves canoras) que además de ofrecer alimento a la hembra, el macho como parte de su cortejo ofrece los primeros materiales para la construcción del nido.

La laparoscopia es quizá el método clínico más popular y de mayor acceso en México, ya que es la manera más confiable, económica, rápida y disponible de determinar el sexo de las aves que no presentan dimorfismo sexual. Este método es usado en la mayoría de los zoológicos y criaderos de México, así como por Médicos Veterinarios independientes. Aunque este método es efectivo, en la mayoría de los criaderos de aves en Estados Unidos prefieren utilizar cualquier otro método como el análisis de cromosomas o en algunos casos hasta la identificación de los huesos pélvicos ya que el número de pérdidas de aves por la anestesia puede ser alta y habiendo para ellos la disponibilidad de usar otros métodos no invasivos, consideran que sus aves son demasiado valiosas para perder una más; si bien algunos autores recomiendan la sedación y determinan que existe un mínimo riesgo, considerando sólo un 0.25% de mortalidad con ésta técnica. En Europa es mínimo el uso de ésta técnica para el sexado, pero para propósitos diagnósticos es una herramienta muy usada y requerida en casos clínicos que amerite la exploración de los órganos internos.

Ya que el riesgo de la pérdida del ave por la alta sensibilidad a la anestesia permanece, algunos Médicos Veterinarios especialistas recomiendan no anestesiarse, ya que el umbral del

dolor de las aves es alto y resisten adecuadamente el procedimiento quirúrgico. Si se opta por no anestésiar al ave, se debe procurar que ésta esté bien sujeta pues al estar conciente se mueve y forcejea durante el procedimiento, lo que en primer término impide una adecuada visualización de las gónadas y además se corre el riesgo de lesionar algún otro órgano interno o algún vaso sanguíneo.

A pesar de que el endoscopio es una herramienta sumamente valiosa, en México solo es utilizado por aquellos Médicos Veterinarios que tienen la posibilidad de adquirir éste tipo de equipo que es sumamente costoso y que obviamente no es usado únicamente para el sexado de las aves.

La identificación de cromosomas sexuales mediante el cariotipo es quizá el método más popular entre los criadores de aves en Estados Unidos, ya que resulta una manera práctica y poco traumática para determinar el sexo de sus aves. Esta prueba es realizada por laboratorios comerciales que también incluyen kits para el traslado y conservación de la muestra, ya que la esterilidad absoluta es fundamental para este tipo de examen. De las dos maneras de obtener células mencionadas anteriormente, la más recomendable por los criadores es la extracción de una pluma en desarrollo, pues es menos traumática que la extracción de la muestra de sangre, que al hacerse cortando una uña, resulta a veces difícil detener la hemorragia. En el caso de la extracción de la pluma, se recomienda hacerla únicamente de la cola y no del ala, pues se corre el riesgo de lastimar la extremidad.

Si bien el análisis de esteroides fecales representa un mínimo de estrés para las aves, es una técnica muy refinada y por lo tanto cara, ya que se requiere de laboratorios especializados, que en México no existen. Además se requiere de mucho trabajo para preparar bancos de datos confiables y hay pocos estándares de material cartografiado, tales como los del cóndor de California (Vultur gryphus), el flamenco chileno (Phoenicopterus chilensis) y el aguililla europea (Buteo buteo).

## CONCLUSIONES

Las técnicas de sexado por inspección y observación son las más accesibles en México por razones económicas y prácticas, es decir, por su disponibilidad. Además, la mayoría de la reproducción de aves en México se realiza a nivel doméstico.

A un nivel más técnico y científico (como en los criaderos y zoológicos) y sin dejar de utilizar los métodos anteriores, se practican los métodos de sexado quirúrgicos y de laboratorio, principalmente la laparoscopia, pues las técnicas que requieren de avanzada tecnología (cariotipo y esteroides fecales), aún no se realizan en México plenamente y su proceso resulta muy costoso para los criadores mexicanos.

En la tabla 1 se muestra la técnica de sexado óptima sugerida para los principales órdenes y familias de aves, la cual está elaborada en base a este trabajo de investigación (Tabla 1).

Tabla 1: Técnicas de sexado recomendados para los principales Ordenes y Familias de Aves.

ORDEN Y FAMILIA	ESTRUCTURA DE LA PLUMA	PLUMAJE	ESTRUCTURAS CLOACALES	CARACTERÍSTICAS FÍSICAS	EXCREMENTOS	HUESOS DE LA PELVIS	COMPORTAMIENTO	LAPAROSCOPIA	CARIOTIPO	ESTEROIDES FECALES
STRUTHIONIFORMES	?	++	+++	+	-	?	+	-	-?	-?
CASUARIFORMES	?	+	+++	++	-	?	+	-	-?	-?
REIFORMES	?	+	+++	+	-	?	+	-	-?	-?
TINAMIFORMES	?	++	+	+	-	?	+	+++	?	?
APTERYGIFORMES	?	-	++	+	-	?	+	++	?	?
SPHENICIFORMES	?	-	++	-	-	?	+	++	?	?
PELECANIFORMES										
Pelecanidae	?	-	-	+	-	?	+	++	?	?
Phalacrocoracidae	?	-	++	++	-	?	+	+++	?	?
CHARADRIFORMES	?	+	-	-	-	?	+	++	?	?
GRUIFORMES	?	-	+	-	-	?	+	+++	++	?
CICONIIFORMES										
Ciconiidae	?	-	-	-	-	?	+	+++	?	?
Ardeidae	?	-	-	-	-	?	+	+++	?	?
Phoenicopteridae	?	-	-	++	-	?	+	++	?	?
ANSERIFORMES	?	+/-	+++	+/-	-	?	+	-	?	?
FALCONIFORMES										
Cathartidae	?	-	-	+/-	-	?	+	+++	++	++
Accipitridae	?	+/-	-	+/-	-	?	+	+++	+	+
Falconidae	?	+/-	-	+/-	-	?	+	+++	?	?

+ Recomendado - No se recomienda +/- En algunas especies ? Sin datos



Tabla 1: Técnicas de sexado recomendadas para los principales Ordenes y Familias de Aves (continuación).

ORDEN Y FAMILIA	ESTRUCTURA DE LA PLUMA	PLUMAJE	ESTRUCTURAS CLOACALES	CARACTERÍSTICAS FÍSICAS	EXCREMENTOS	HUESOS DE LA PELVIS	COMPORTEMENTO	LAPAROSCOPIA	CARIOTIPO	ESTEROIDES FECALES
STRIGIFORMES	?	-	-	-	-	?	+	+++	?	?
COLUMBIFORMES	?	-	-	-	-	?	+	+++	?	?
CORACIIFORMES	?	+/-	-	+/-	-	?	+	++	?	?
PICIFORMES										
Ramphastidae	?	-	-	+	-	?	+	+++	?	?
Picidae	?	++	-	+/-	-	?	+	+++	?	?
GALLIFORMES										
Cracidae	?	+/-	-	+	-	?	+	++	+	?
Megapodidae	?	+	-	++	-	?	+	+	?	?
Meleagrididae	?	-	-	++	++	?	+	-	?	?
Phasianidae	+	+++	-	++	-	?	++	-	?	?
PSITTACIFORMES										
Loriidae	+	++	-	++	-	+	+	+++	++	++
Cacatuidae	+	+/-	-	+/-	-	+	+	++	++	++
Psittacidae	+	+/-	-	+/-	-	+	+	+++	++	++
PASSERIFORMES										
Mimidae	?	-	-	-	-	?	++	-	-	-
Turdidae	?	++	-	+	-	?	+	-	-	-
Emberizidae	?	+++	-	+	-	?	+++	-	-	-
Fringillidae	?	+/-	-	+	-	?	+++	-	-	-
Estrildidae	?	+/-	-	+/-	-	?	++	-	-	-
Sturnidae	?	+/-	-	-	-	?	+	-	-	-
Corvidae	?	-	-	-	-	?	+	++	-	-

+ Recomendado    - No se recomienda    +/- En algunas especies    ? Sin datos

ESTA TESIS NO DEBE SALIR DE LA BIBLIOTECA

## BIBLIOGRAFIA

- 1.- Aguilar, F.: Aves en peligro de extinción en México. Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bióticos. México. 1979.
- 2.- Aguilar, S.: Manual básico de cetrería. Noriega. México. 1993.
- 3.- Alderton, D.: Aves de Adorno. Omega. España. 1992.
- 4.- Arnall, L. & Keymer, I.F.: Bird Diseases. T.F.H. E.U.A.. 1985.
- 5.- Alvarez, M.: Situación Actual de los crácidos en Chiapas. Primer Simposio Internacional sobre la Familia Cracidae. U.N.A.M. - F.M.V.Z., México. 1981.
- 6.- Arizmendi, M.C., Berlanga, H., Marquez, L., Navarrijo, L. y Ornelas F.: Avifauna de la Región de Chamela, Jalisco. U.N.A.M., México, 1990.
- 7.- Avers, C.J.: Genetics. 2a de. PWS. E.U.A., 1984.
- 8.- Bologna, G.: Guía de Aves. Grijalbo. España. 1981.
- 9.- Brautigam, A. CITES: Un instrumento para la conservación. E.U.A.. 1994.
- 10.- Brunelli, R.: El Gran Libro Ilustrado de los Canarios. De Vecchi. España. 1993.
- 11.- Burton, P.: Birds of Prey. Gallery Books. E.U.A.. 1989.

- 12.- Bush, M. Laparoscopy and surgery. In: Fowler, M.: Zoo & Wild Animal Medicine. Second Edition. T.F.H. E.U.A.. 1986.
- 13.- Coates, R. y Estrada, A.: Lista de las Aves de la Estación Biológica "Los Tuxtlas". U.N.A.M., México, 1985.
- 14.- Coles, B.H.: Avian Medicine and Surgery. Blackwell Scientific. Reino Unido 1987.
- 15.- Cooke, F. and Buckley, P.A.: Avian Genetics, A population & ecological approach. Academic Press. Reino Unido. 1987.
- 16.- Del Pino, M.: El canario. Aedos. España. 1991.
- 17.- Delhanty, J.D.: Rapid chromosomal sexing of birds by direct and short term culture techniques. Veterinary Record (1989) 125. 92
- 18.- Estrada, T., Silva, J. y Mosso, M.: Primera experiencia con psittácidos en el Parque Zoológico. X Simposio sobre Fauna Silvestre "Gral. Manuel Cabrera Valtierra". U.N.A.M. - F.M.V.Z. México. 1993.
- 19.- Farmer, D.S. & King, J.R.: Avian Biology. Academic Press. E.U.A.. 1975.
- 20.- Forshaw, J.: Encyclopedia of Birds. Smithmark Publishers Inc. New York, 1991.
- 21.- Forshaw, J.M. & Cooper, W.T.: Parrots of the World. T.F.H. E.U.A.. 1978.
- 22.- Fowler, M.: Zoo & Wild Animal Medicine. Second Edition. T.F.H. E.U.A.. 1986.
- 23.- Gondini, C.C.: Sex determination of south african ostrich (Struthio camelus). Journal of the South African Veterinary Association (1985) 56. 4: 209-210

- 24.- Getty, R.: Sisson y Grossman: Anatomía de los animales domésticos, tomo II. 5a. ed. Salvat. México. 1994.
- 25.- Giles, R.H.: Wildlife Management Techniques. The Wildlife Society. 3th Ed., E.U.A. 1971.
- 26.- Gill, F. B.: Ornithology. W.H. Freeman and Company. E.U.A.. 1990.
- 27.- Gutiérrez. M.: Alternativas para el sexado de los psitácidos en cautiverio, estudio recapitulativo. Tesis de Licenciatura. Fac. de Medicina Veterinaria y Zootecnia, U.N.A.M. México. 1994.
- 28.- Hare, W.C. y Sing E.L.: Citogenética de la Reproducción Animal. Actibia. España. 1979.
- 29.- Harrison, G.J.: Perspective on parrot behavior. Diplomado en medicina y manejo de fauna silvestre; Módulo VII: Medicina y manejo de aves canoras, de ornato y acuáticas. U.N.A.M.-F.M.V.Z., México. 1994.
- 30.- I.N.E.: Informe de la situación general en materia de equilibrio ecológico y protección al ambiente 1993-1994. SEDESOL. México. 1994.
- 31.- I.N.E.: Normas Oficiales Mexicanas en materia de protección ambiental 1993-1994. SEDESOL. México. 1994.
- 32.- Ingram, K.: Determining the sex of monomorphic cracids by surgical laparotomy. Primer Simposio Internacional de la Familia Cracidae. U.N.A.M.-F.M.V.Z., México. 1981.
- 33.- Jacobson, E. & Kollias G.: Exotic Animals. Churchill Livingstone. E.U.A.. 1988.
- 34.- Jensen, J.M., Johnson, J.H. & Weiner, S.T.: Husbandry and Medical Management of Ostriches, Emus and Rheas. Wildlife and Exotic Animal TeleConsultants. E.U.A.. 1992.

- 35.- Kaal, Th.: Geschlechtsmerkmale bei Vögeln. Verlag M. Schaper. Alemania. 1992.
- 36.- Kirk, R.W.: Terapéutica Veterinaria. C.E.C.S.A. . México. 1984.
- 37.- Legislación Forestal y de Caza. 13a edición. Porrúa. México. 1995.
- 38.- Leopold, A.S.: Fauna silvestre de México. Instituto Mexicano de Recursos Naturales renovables. México. 1990.
- 39.- Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente. 13a edición. Porrúa. México. 1997.
- 40.- Lozada, J.A.: Utilización de la fauna exótica en México. VI Simposio sobre Fauna Silvestre "Manuel Cabrera Vallierra". U.N.A.M.-F.M.V.Z. . México. 1989.
- 41.- Madariaga, M.L. y Yerena M.C.: Estudio preliminar de los cromosomas de los géneros Craze, Mitu y Pauxi. Primer Simposio Internacional sobre la Familia Cracidae. U.N.A.M. - F.M.V.Z. México. 1981.
- 42.- Matos, E.: Una visita al Templo Mayor. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México. 1981.
- 43.- Mo, C.: Conservación de la fauna silvestre: Programas de conservación in-situ y ex-situ. Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre; Módulo VIII : Etica, uso y conservación de la fauna silvestre. U.N.A.M.- F.M.V.Z. México. 1994.
- 44.- Mo, C.: Los zoológicos como centros de conservación y los zoológicos: objetivos, responsabilidades y limitaciones. Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre;

Módulo VIII : Ética, uso y conservación de la fauna silvestre. U.N.A.M.- F.M.V.Z. México. 1994.

45.- Morilla, A.: Manual de inmunología. Diana. México. 1986.

46.- Ocampo, M. A.: Apuntes sobre Ecozootecnia. México. 1996.

47.- Pérez, R.: Sobre el comercio de las aves canoras y de ornato. XII Simposio sobre Fauna Silvestre "Gral. Manuel Cabrera Valtierra". U.N.A.M.-F.M.V.Z. México. 1994.

48.- Perrins, C.M.: Enciclopedia ilustrada de las aves. Plaza y Janés, España. 1991.

49.- Peterson, R.T. y Chalif, E.L.: Aves de México. Diana. México. 1994.

50.- Petrak, M.L.: Diseases of cage and aviary birds. Second edition. Lea & Febiger. E.U.A.. 1982.

51.- Sauveur, B.: Reproducción de las Aves. Mundi-Prensa . España. 1992.

52.- SARH. Acuerdo con el que se establece el calendario para la captura, transporte y aprovechamiento de aves canoras y de ornato para la temporada 1994-1995. Diario Oficial de la Federación. México. 1994.

53.- SEDUE: Guía de identificación de especies de Aves canoras y de ornato permitidas para su aprovechamiento. Dirección General de Conservación, Ecología y Recursos Naturales. México.

54.- Servicio Canadiense de la Fauna y Colegio de Baie-Comeau.: Guía de Identificación de CITES - Aves. Ministre des Approvisionnement et Services Canada . Canadá. 1994.

- 55.- Sewal, O.: Ornithology. Burgess. E.U.A.. 1970.
- 56.- Soto, E. y Camacho, A.: Reproducción de guacamayas en cautiverio. V Simposium sobre fauna silvestre "Manuel Cabrera Valtierra". U.N.A.M.- F.M.V.Z. México. 1987.
- 57.- Sotomayor, J.C. y Morales, A.: Determinación de la alimentación de machos y hembras del còcono silvestre (Melaneris pallapayo) mediante el dimorfismo sexual de las excretas. VII Simposio sobre fauna silvestre "Manuel Cabrera Valtierra". F.M.V.Z.-U.N.A.M. México. 1989.
- 58.- Sparks, J.: Parrots, a natural history. Facts on File. E.U.A.. 1990.
- 59.- Sturkie, P. D.: Avian physiology. 4th. edidtion. Springer-Verlag. E.U.A. 1986.
- 60.- Vriends, M.: Simon & Schuster's guide to Pet Birds. Simon & Schuster. E.U.A.. 1984.
- 61.- Wallace, G. J.: An Introduction to ornithology. 3th. Ed. Mc Millan. E.U.A.. 1975.