

23-41



# Universidad Nacional Autónoma de México

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

LA OTOSCOPIA COMO TECNICA  
PARA SEXAR AVES

## Tesis Profesional

Que para obtener el título de  
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

presenta

DAVID FRANKLIN BONE ENDTER

ASESOR: M.V.Z. M.Sc. ISIDRO CASTRO M.

MEXICO, D. F.

1984





Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**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.

## RESUMEN

Bone Endter David Franklin. La otoscopía como técnica para sexar aves (bajo la dirección de: Isidro Castro Mendoza).

Este estudio se realizó para determinar la exactitud, facilidad y economía del sexado de aves sin un dimorfismo sexual aparente, con un otoscopio, por medio de una laparotomía, para visualizar las gonadas. La otoscopía para sexar aves se realizó en 10 individuos de la familia Psittacidae (Aratinga canicularis), mejor conocidos en México como "pericos atoleros, media luna o de frente anaranjada". La técnica preoperatoria fué la misma en todas las aves y consistió en: preparación, posición, acomodo del paciente y asepsia para la cirugía. Se usaron ketamina y metoxifluorane como agentes anestésicos para este procedimiento. Las aves se colocaron en decúbito lateral derecho y se practicó una laparotomía en el último espacio intercostal. Después de la identificación de las gonadas, se suturó la incisión intercostal con puntos separados de daxon o catgut 0000, y la piel, con puntos separados de nylon 0000. Se utilizó un collar Isabelino para prevenir automutilación y remoción de las suturas. Se implementó una terapia de fluidos y antibióticos postoperatoria. Las suturas se removieron 10 días después de la cirugía. La exactitud de la técnica fue del 100% sin daño clínico aparente en los individuos utilizados, determinandose así que la técnica de sexado por otoscopía en aves es menos costosa y más práctica que otros métodos para sexar aves exóticas.

## CONTENIDO

	Pags.
I.- RESUMEN-----	ii
II.- INTRODUCCION-----	1
III.- TECNICAS DE SEXADO-----	2
IV.- MATERIAL Y METODOS-----	6
V.- RESULTADOS-----	31
VI.- DISCUSION-----	34
VII.- CONCLUSIONES-----	42
VIII.- APENDICE-----	43
IX.- LITERATURA CITADA-----	75

## II. INTRODUCCION

En años recientes, se ha desarrollado un intenso interés en determinar el sexo de las aves, particularmente de - - aquellas aves de ornato, y colecciones de zoológico. En muchas especies aviares, el dimorfismo sexual, no es aparente - y esto es particularmente cierto en las Psittacidas (26). Debido a la escasez de dimorfismo sexual visible, muchos aviarios, zoológicos y personas privadas, han juntado no intencionalmente, pero frecuentemente, aves del mismo sexo, con la esperanza de que se logren reproducir. Esto puede ser de particular importancia para criadores de especies raras o en vías de extinción. Una adecuada determinación del sexo, aumentará el potencial de la propagación, asegurando que las aves estén adecuadamente apareadas. Esto también, puede incrementar los ingresos por ventas o el valor de una colección de zoológico, con propósitos de intercambio. El problema de una adecuada determinación del sexo en aves, es de gran importancia para la profesión veterinaria, y despierta la pregunta, ¿cual es la técnica más exacta, segura y menos costosa?.

Esta tesis propone que el examen otoscópico del abdomen de las aves es exacto, rápido y seguro, así como económico, además de ser particularmente valioso para veterinarios que no están involucrados en su totalidad con la práctica aviar. La técnica, se puede emplear tanto en aves de gran tamaño como en aves chicas, teniendo además la ventaja de determinar el grado de madurez del ave examinada.

### III. TECNICAS DE SEXADO

Durante muchos años, las especies aviares con poco di morfismo sexual, se unían de acuerdo a los patrones de compor tamiento. Desafortunadamente, dos machos o dos hembras, jun-- tos, pueden ser tan compatibles, aseandose y alimentandose -- uno al otro, inclusive, intentando copular, y en el caso de - las hembras, llegando a poner huevos infértiles (41).

Sin una mejor clave para sexar aves, que su comporta- miento, el avicultor puede llegar a frustrarse, esperando lo- grar su reproducción.

La medida de las estructuras anatómicas tales como la distancia entre los puntos distales de los huesos púbicos (se xado pélvico), o la evaluación de la forma y tamaño de la ca- beza, son frecuentemente usados para sexar aves, pero no son completamente confiables, a pesar de que se puede llegar a te ner cierta exactitud.

Sexar a través de la cloaca, es útil y exacto (95%), así como rápido, para sexar aves acuáticas nacidas reciente- mente y aves de corral, pero ésta técnica, no es efectiva pa- ra la mayoría de las especies exóticas ya sea por su tamaño, delicadeza, o falta de visibilidad de las estructuras de la - cloaca (36).

El análisis esteroidal fecal, está señalado como una técnica de gran ayuda, para la determinación del sexo (1). La técnica se desarrolló en el zoológico de San Diego (E.U.A.), y funcio

na bien, si se cuenta con un laboratorio de análisis químico y de asistencia técnica. La ventaja de este método es que no constituye un riesgo directo para el ave ya que se realiza -- con una muestra fecal. Las desventajas son, el tiempo que demora, los costos que implica una labor especializada así como el equipo de laboratorio.

Se requiere de una transportación rápida de la muestra si se cuentan con las facilidades de un laboratorio central. La prueba se basa en los niveles de testosterona o estrógenos encontrados en las heces. Si los niveles de testosterona son altos y los de estrógenos son bajos, se trata de un macho. En caso contrario, se trata de una hembra. La prueba - está actualmente disponible para veterinarios a través de un laboratorio comercial en California (E.U.A.).<sup>1/</sup>

La determinación del cromosoma sexual, es también una prueba segura y exacta, que se puede realizar en aves, pero - de la misma forma, requiere de mucho tiempo y conocimiento en el examen histológico (25).

La laparotomía exploratoria discutida en este trabajo permite una visualización de las gónadas y se hizo popular en la técnica de castración de pollos. Esta técnica veterinaria ha pasado de moda y por consiguiente, pocos practicantes modernos conocen la localización de los órganos sexuales de las aves por medio de una incisión abdominal. En la laparotomía -

---

<sup>1/</sup> Centro de Estudios Reproductivos, 7079 Mission Gorge Rd. - San Diego, Ca. 92120. E.U.A.

exploratoria se pueden emplear dos formas generales para observar los organos in situ; la endoscopía y la otoscopía.

La endoscopía (laparoscopía), es el procedimiento más elegante y caro (4). El endoscopio se inserta a través de un trocar, por medio de una incisión, los organos de la cavidad se pueden revisar visualmente. Dado que los endoscopios se pueden fabricar de un diámetro de 1.7 a 2.2 mm (comercialmente - conocido como medida 14-16), el grado de trauma es insignificante. Este procedimiento permite un examen visual de la cavidad abdominal y su contenido con un riesgo quirurgico mínimo. El sexado de las aves por laparoscopía es preferible a la laparotomía por ser menos traumático, y requerir menos tiempo - para llevarlo a cabo (15). El endoscopio de elección es el de tipo "endoscopio de aguja" <sup>2/</sup> y su calibre es menor de 2 mm de diametro.

Las desventajas de la laparoscopía es el costo del endoscopio que puede valer de \$2,000.00 a \$4,000.00 dólares. Esta es una desventaja concreta en la práctica veterinaria que no está fuertemente orientada a la medicina y cirugía aviar.

La laparotomía, utilizando un otoscopio con fuente de luz de halógeno y lentes de aumento, es una técnica considerablemente más barata y tan segura como la endoscopía. Considerando la anatomía de la cavidad abdominal del ave, el procedimiento no debe ser excesivamente traumático, si se hace con -

---

<sup>2/</sup> Endoscopio de Aguja, Cryomedics/Dionics, Bridgeport, CT. - E.U.A.

cuidado (18). Un otoscopio es un instrumento más grande que el endoscopio y su uso requiere de una abertura mayor de la cavidad del cuerpo. Sin embargo la técnica quirúrgica está bien determinada y es poco costosa, pudiendo realizarse con cuidado por un cirujano con una instrucción mínima. El otoscopio tiene diferentes números de espéculos algunos de pequeño tamaño.

El método de elección es una cuestión que debe ser considerado tanto por el veterinario como por el cliente. Es una decisión, que para el veterinario incluye el costo de los instrumentos, el trabajo, la seguridad física del ave, la exactitud de la técnica, la rapidez con que se realiza y para el cliente el costo de la intervención.

Muchos veterinarios que sexan aves, encuentran difícil justificar la compra de un endoscopio de aguja para realizar pocos sexados durante un año. Algunos veterinarios prefieren un otoscopio por que permite una visualización directa y dá un campo de visión ilimitado.

De cualquier forma, la razón para usar o no usar cierto método es una cuestión individual en donde el veterinario tiene la decisión final.

#### IV. MATERIAL Y METODOS

##### Material Biológico:

En esta técnica quirúrgica, se emplearon 10 individuos de la especie A. canicularis. (29). Las aves cuyo origen se desconoce fueron compradas en una tienda local de animales.

Se identificaron a todos los individuos por su coloración, conformación y tamaño. Esta especie se encuentra distribuida en los estados de Nayarit y Sinaloa.

Las aves fueron colocadas en jaulas de alambre, dos aves por jaula. Se les alimentó con una mezcla de semillas de girasol, semillas de calabaza, sorgo, trigo, avena, cacahuates, maíz y ocasionalmente, trozos de fruta y carne. Se les brindó agua de bebida ad libitum. Al recibir a las aves, la dieta se suplementó con Clortetraciclina a una dosis de 50 mg/ave diariamente, por 45 días, para disminuir el riesgo de Psittacosis (ornitosis).

##### Consideraciones Pre-Quirúrgicas:

Ocho factores i.e. manejo, examen físico, alimentación pre-operatoria o ayuno, temperatura y fluidos corporales, exámenes de laboratorio, drogas preanestésicas, intubación y anestesia deben ser considerados antes de cualquier cirugía aviar. Sería conveniente discutir brevemente cada uno de estos aspectos, antes de considerar la cirugía ya que el éxito

o fracaso de la técnica, depende en gran parte del dominio de esta área.

#### Manejo:

Particularmente en la fase de recuperación post-operatoria, el manejo es muy importante. Algunas aves excitadas o espantadas, escaparon del cautiverio y volaron dentro del --- cuarto chocando contra las ventanas o paredes. En éstos casos los pacientes recapturados fueron revisados para buscar lesiones, y posteriormente, colocados en un lugar silencioso, obscuro donde pudieran tranquilizarse. En el caso de un accidente en la fase pre-operatoria, la cirugía fue pospuesta hasta que se consideró que el paciente podría soportar la tensión de una cirugía.

#### Examen físico:

El examen físico incluyó las frecuencias cardíaca y respiratoria. Se palparon los músculos pectorales y abdominales. Se revisaron los ojos, los orificios nasales y la cavidad oral.

Cada ave, fue observada dentro de su jaula para encontrar evidencia de letargo, depresión o fatiga. Un ave con problemas obvios o potenciales, no fue sometida a otoscopía hasta que el problema fue corregido y el paciente no presentaba un alto riesgo operatorio. La sujeción física inicial, fue rápida, suave y con el menor estado de tensión para el animal.

#### Ayuno Preoperatorio:

Los 10 individuos de A. canicularis, fueron sometidos

a un ayuno preoperatorio de 2 horas, antes de la cirugía.

Temperatura y Fluidos Corporales:

Las aves se conservaron a una temperatura caliente -- (27-35°C) durante la anestesia y el período de recuperación -- (26, 41, 42). Esto se logró colocando al ave sobre un cojín -- eléctrico cubierto por una funda o toalla. En ésta técnica -- quirúrgica, se utilizó un foco de 75 watts para brindar luz, así como calor antes, durante y después de la cirugía. Se administró 0.1 ml/30 gr.de peso corporal de una solución de lactato de Ringer subcutáneo o intramuscular cada 10-15 minutos -- (41, 42). Las aplicaciones subcutaneas, se administraron con una aguja muy fina de tamaño (No. 24-25). En las aplicaciones intramusculares la aguja se dirigió en una dirección craneo-dorsal paralela a la cresta esternal en el tercio inferior de los músculos pectorales. (30). En este método, de acuerdo con Pohlmeier y Wissdorf, la aguja penetra a un área relativamente segura, entre las ramas superficial media y superficial -- caudal de la arteria torácica externa. Este método disminuye la posibilidad de perforar algún vaso de mayor calibre de los musculos pectorales.

Pruebas de Laboratorio:

Por falta del equipo necesario ninguna prueba de laboratorio fue realizada antes de las cirugias.

Drogas Preanestésicas:

Por falta de una jeringa de microlitro <sup>3/</sup>, la atropi-

---

<sup>3/</sup> Jeringa de microlitro, Hamilton Company, Inc., P.O. Box - 7500 Reno, Nevada. E.U.A.

na no fue administrada antes de la anestesia.

### Intubación:

Debido a la falta de una sonda endotraqueal de un tamaño requerido para estas aves, no se intubaron durante este procedimiento. Se utilizó un hisopo para limpiar las secreciones de las vías respiratorias altas.

### Procedimiento y Técnica Quirúrgica:

La otoscopia aviar debe practicarse con instrumentos esterilizados. Los instrumentos de preferencia deben ser pequeños (17). Los instrumentos oftálmicos son excelentes, pero costosos. Si éstos instrumentos no son disponibles, se pueden usar instrumentos pequeños de un paquete quirúrgico, como pinzas de hemostasis de mosquito, pinzas de Allis, mango de bisturí, pinzas de disección y porta agujas.

Los instrumentos y los espejuelos del otoscopio pueden ser esterilizados ya sea por autoclave o por esterilización en frío en una solución desinfectante (Nivac 3 ml por litro de agua) <sup>4/</sup>, por un período mínimo de dos horas antes de la cirugía. Antes de penetrar a la cavidad abdominal, los instrumentos fueron enjuagados en agua estéril y secados con gasas estériles (26). Se utilizaron guantes estériles y una técnica standard de asepsia. Se presenta un problema al usar el otoscopio el cual no está estéril, haciendo que la técnica conste de un tiempo séptico. Para solucionar éste problema, después

<sup>4/</sup> Nivac (heptóxido de cloro Cl<sub>2</sub>O<sub>7</sub>): Química Godal S.A. CDA. Antonio Díez de Bonilla No. 9 Tacubaya, México. 18 D.F.

de ver las gónadas del ave, se cambiaron los guantes contaminados y se utilizaron otros estériles, para continuar con el procedimiento.

#### Anestesia:

Se utilizaron ketamina y metoxifluorane como agentes anestésicos. Las aves se colocaron en una bolsa de papel de color café y fueron pesadas en una escala de gramos. Se determinó su peso restando el peso de la bolsa, del peso total del ave y la bolsa. Por el uso de la combinación de anestésicos, se usó una dosis más baja de ketamina en éste procedimiento. Una dosis de 0.05 mg/gr de peso corporal de ketamina (Ketalar 50 mg/ml) <sup>5/</sup> se usó como inductor. Esta dosis se aplicó intramuscularmente en el área ventral de la pechuga del ave, usando una jeringa para tuberculina y una aguja del número 25. Torundas de algodón, humedecidas en alcohol, se usaron para desinfectar el área de aplicación.

Una vez inducida el ave, se colocó en decúbito lateral derecho (7, 18, 26, 36), en una base cubierta por una tela. Se aplicó una solución salina y dextrosa al 5% subcutáneamente a una velocidad de 0.2 ml/20 minutos, usando una aguja del número 25, con una jeringa para tuberculina. Para alcanzar la anestesia total, el ave se anestesió, usando un pequeño frasco con dos torundas de algodón humedecidas con 1 ml de

---

5/ Ketalar \*50, Parke-Davis hecho en México por CIA. Medicinal "La Campana", S.A. de C.V. Av. División del Norte No. 3443, México 21, D.F.

metoxifluorane <sup>6/</sup> colocadas en la base del recipiente. La cabeza del ave se colocó dentro del frasco y se mantuvo ahí - - hasta que el ritmo respiratorio disminuyó. Para verificar el grado de anestesia, se revisaron los reflejos palpebral, palpando el ojo con el dedo y pedal, pinzando uno de los dedos - del ave con una pinza de hemostasis. Se revisaron los ritmos cardiaco y respiratorio. Una vez que el paciente estuvo en - total anestesia, las alas se extendieron en posición craneo--dorsal y se sujetaron en esa posición con cinta adhesiva (7,- 18, 26, 36). Se tuvo cuidado de no sujetar las alas demasiado para que se mantuviera en decúbito lateral derecho y no girara el cuerpo dorsalmente. Es muy importante, mantener una posición realmente lateral, para conservar la relación anatómica. La pierna izquierda se extendió caudalmente, lo más posible. Se mantuvo en esa posición con cinta adhesiva. La - - pierna derecha, se colocó debajo del abdomen sin ser asegurada (18, 26, 36). El objetivo de desplazar las piernas, es para tener una buena visión de la piel que se va a incidir y el punto de inserción del otoscopio.

#### Abordaje Quirúrgico:

La aproximación quirúrgica, en todos los ejemplares se llevó a cabo del lado izquierdo del ave, ya que la hembra posee un solo ovario funcional que está siempre del lado izquierdo (18, 21, 26, 28). El macho posee testículos derecho,-

---

<sup>6/</sup> Metofane (Metoxifluorane): Pitman-Moore, Inc. Washington - Crossing, N.J. 08560. E.U.A.

e izquierdo (18, 21, 26, 18). Los límites para la localización del punto de incisión son: el borde de la penúltima costilla, el ileo y un punto inmediatamente proximal a la mitad de la cabeza del fémur, en una fosa libre (7, 18, 26, 36). (Figuras 1 y 2).

Las plumas fueron arancadas con los dedos y la piel se preparó asepticamente con jabón yodado <sup>7/</sup>, secada y limpiado con alcohol al 70% e imbrocada con Betadine <sup>8/</sup>. Se colocó cinta adhesiva sobre las plumas restantes alrededor del área de incisión para evitar el contacto con las plumas durante la cirugía en esta zona. Se colocaron pequeños campos sobre el área de incisión. Se tuvo cuidado de que el ave no quedara totalmente cubierta por los campos. Una buena visibilidad del ave es esencial para evaluar el grado de anestesia y la condición general de ésta.

Una incisión de 1 a 1.5 cm se practicó dorso ventral, sobre el último espacio intercostal, a través de la piel y tejido subcutáneo, usando una navaja de bisturí del No. 15 <sup>9/</sup>. Se tuvo cuidado para no incidir los músculos más profundos o cortar el folículo de una pluma, lo cual puede ocasionar una

<sup>7/</sup> Hibiscrub: ICI de México, S.A. de C.V. División ICI-Farma Super Avenida Lomas Verdes No. 67 Naucalpan de Juárez México.

<sup>8/</sup> Betadine: Norwich Pharmaceutical Company, Pharmacal Co. de México S.A. de C.V. Av. Coyoacán No. 1895 México 12, D.F.

<sup>9/</sup> No. 15 Sterile Stainless Steel Blade, Bard-Parker, División of Becton Dickinson Company. Rutherford, New Jersey - 07070. E.U.A.

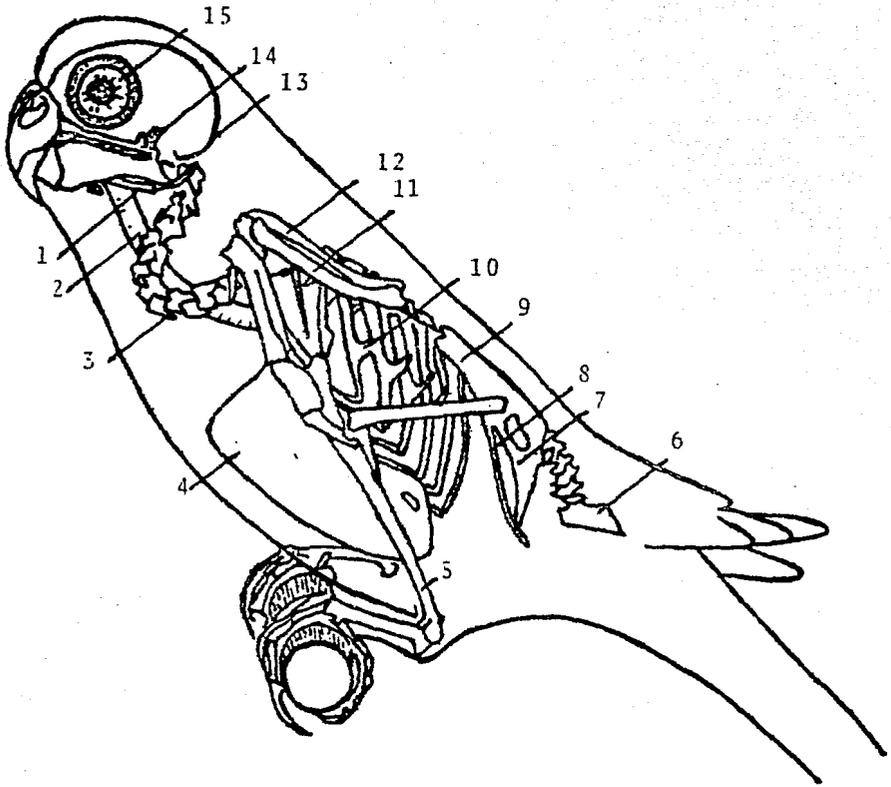


Fig. 1

Esqueleto de un periquito Australiano  
 en posición normal sobre una percha.

## Clave de la figura 1:

Esqueleto de un periquito australiano en posición normal sobre una percha.

- |  |                         |
|--|-------------------------|
| 1. Hioides                                     | 8. Pubis                |
| 2. Tráquea                                     | 9. Ilión                |
| 3. Pleuroapofisis o septima vertebra cervical. | 10. Proceso uncinario.  |
|  | 11. Cúbito              |
|  | 12. Radio.              |
| 4. Esternón                                    | 13. Atlas               |
| 5. Tibio-tarsiana                              | 14. Oído.               |
| 6. Piogostilo                                  | 15. Anillo esclerótico. |
| 7. Isquion                                     |                         |

(Adaptado del: Diseases of Cage and Aviary Birds por Margaret L. Petrak, Copyright 1969 Lea and Febiger Publishing Company).

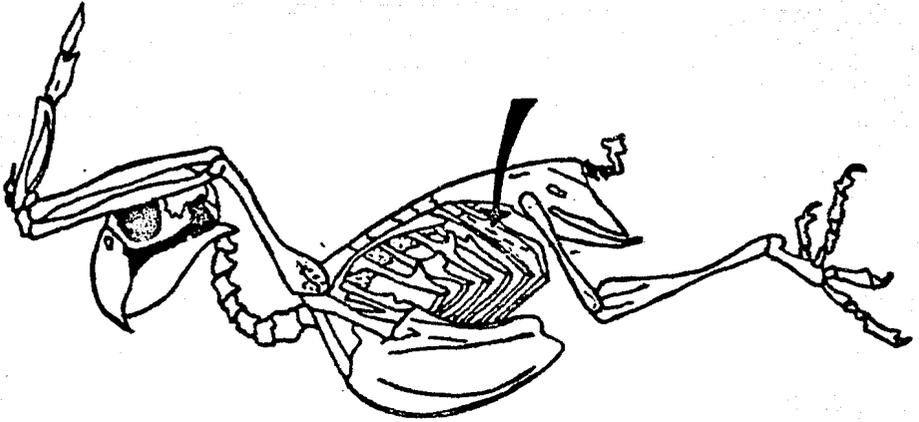


Fig. 2

La flecha indica el punto de incisión  
entre las dos últimas costillas.

Clave de la figura 2:

La flecha indica el punto de incisión entre las dos últimas costillas.

(Adaptado del: Current Veterinary Therapy, VII ed., por --  
W.Kirk, Copyright 1980 W.B. Saunders Co.).

hemorragia. Si ocurre un sangrado, se debe controlar con presión directa antes de continuar (26).

El músculo sartorio, fué disecado individualmente por medio de una pinza de mosquito, de punta roma y posteriormente retraído para exponer el último espacio intercostal (7, 18). La retracción se realizó con pinzas de Allis. Los músculos intercostales de la 7ma y 8va. costilla se penetraron con una aguja estéril del número 20, de una pulgada de largo, por medio de una abertura realizada por disección con punta roma. Al penetrar la cavidad abdominal, se puncionó el saco aéreo torácico posterior con la misma aguja, y se aumento la abertura con una disección roma para permitir la entrada del espéculo del otoscopio.

Un otoscopio standard marca Welch-Allyn (modelo No. 21600) <sup>10/</sup>, con luz de halógeno y lentes de aumento, brinda una buena iluminación. (figuras 2, 3, 4, 5).

Se usaron varios tamaños de espéculos, dependiendo del tamaño del ave. Las costillas de las aves, son flexibles y permiten el acomodo del instrumento (18). El espéculo de menor diámetro (aproximadamente 1/8 de pulgada), se utilizó en esta técnica.

Si la gónada no fue visualizada inmediatamente, se rotó la punta del espéculo anterodorsalmente para localizarlas (7, 18). La gónada izquierda se localiza en la región craneo-

---

<sup>10/</sup> Welch-Allyn: 4341 State Street Rd. Skaneateles Falls. ---  
N.Y. 13153. E.U.A.

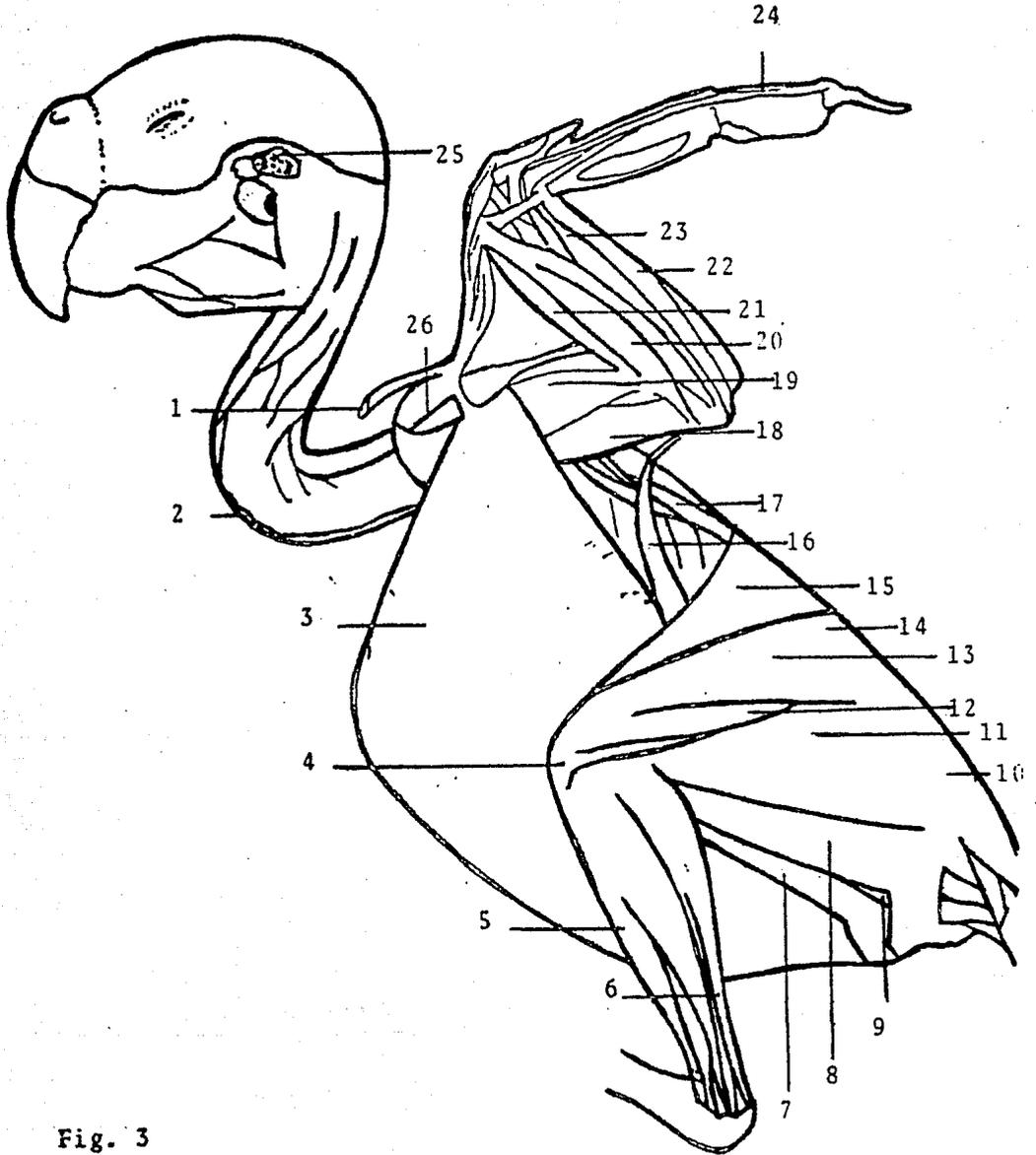


Fig. 3

Músculos superficiales del cuerpo, vista lateral,  
con elevación del ala, mostrando aspectos ventrales.

## Clave de la figura 3:

Músculos superficiales del cuerpo, vista lateral, con elevación del ala, mostrando aspectos ventrales.

- |                             |   |
|-----------------------------|---|
| 1. Dermotensor-patagio      | 14. M. ilioprocraterio                                |
| 2. Longus colli             | 15. M. sartorio                                       |
| 3. Músculos pectorales      | 16. M. serrato-metapatagial                           |
| 4. Ligamento patelar        | 17. M. latisimus dorsal                               |
| 5. M. tibial anterior       | 18. M. triceps  |
| 6. M. gastrocnemio          | 19. M. biceps braquial.                               |
| 7. M. semimembranoso        | 20. M. pronator superficial                           |
| 8. M. semitendinoso         | 21. M. externo metacarpial <u>ra</u><br><u>dial</u> . |
| 9. M. piriforme             | 22. M. flexor carpo-cubital.                          |
| 10. M. elevador coccigeo    | 23. M. flexor digital <u>superfi</u><br><u>cial</u> . |
| 11. M. biceps femoral       | 24. M. flexor digital <u>porfun</u><br><u>do</u> .    |
| 12. M. femorotibial externo | 25. M. dermatemporal.                                 |
| 13. M. iliotibial           | 26. M. patagial.                                      |

(Adaptado de: Diseases of Cage and Aviary Birds, por Margaret L. Petrak, Copyright 1969 Lea and Febiger Publishing -- Company).

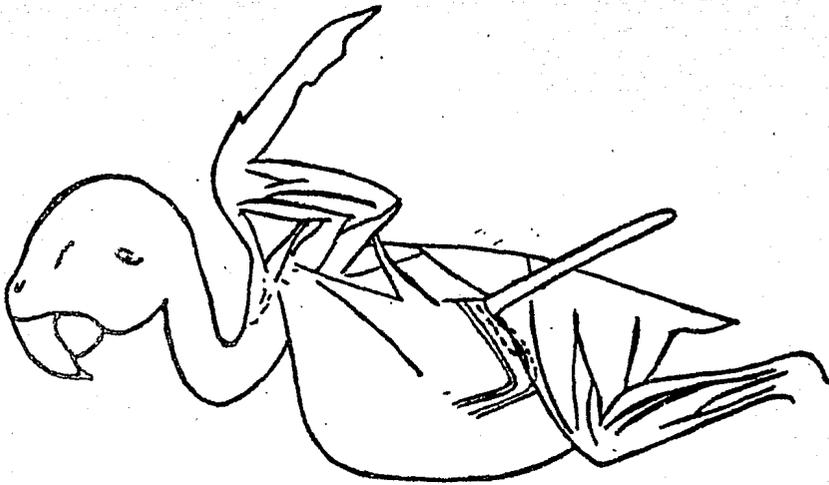


Fig. 4

Retracción posterior del Músculo sartorio para mostrar la línea de insición.

Clave de la figura 4:

Retracción posterior del músculo sartorio para mostrar la línea de incisión.

(Adaptado del: Current Veterinary Therapy, VII Ed., por -- R.W. Kirk, Copyright 1980, W.B. Saunders Co.).

dorsal izquierda al saco aereo abdominal, medial al polo craneal del riñón izquierdo. El límite craneal de la región mas útil es el borde caudal del pulmón izquierdo. La gónada descansa caudalmente a esta estructura, ventral al borde craneal del riñón izquierdo y adyacente a la glándula adrenal (7, 18, 21, 26, 28), (figuras: 6, 7, 8, 9, 10). El riñón es reconocible como un órgano grande lobulado de color rojo-café obscuro. Se debe seguir hacia su borde craneal en donde se pueden ver la glándula adrenal y la gónada (21, 26, 28). Los tres organos forman una triada que es facilmente reconocible; la adrenal es pequeña, irregular de color amarillo naranja y muy vascularizada; la gonada es usualmente caudo-lateral a la adrenal; el riñón es caudomedial a ambos organos. El pulmón es de color rosa y craneolateral a la triada.

Una vez que la gónada se localizó y se determinó el sexo y se retiró el espéculo, se suturó la incisión intercostal con puntos separados usando suturas 0000 de Catgut o Dexon <sup>11/</sup>. La sutura se realiza desde el borde craneal de la séptima costilla hacia el borde caudal de la octava costilla (7, 18). Se suturó la piel con puntos simples o de colchonero con Nylon o Seda de 0000 (7, 18, 26). Se colocó un collar Isabelino hecho de pelicula de rayos X y cinta adhesiva, para prevenir que el ave se automutile tratando de quitarse las su

<sup>11/</sup> Dexon: Davis & Geck, American Cyanamid Company, Pearl River, N.Y. 10965. E.U.A.

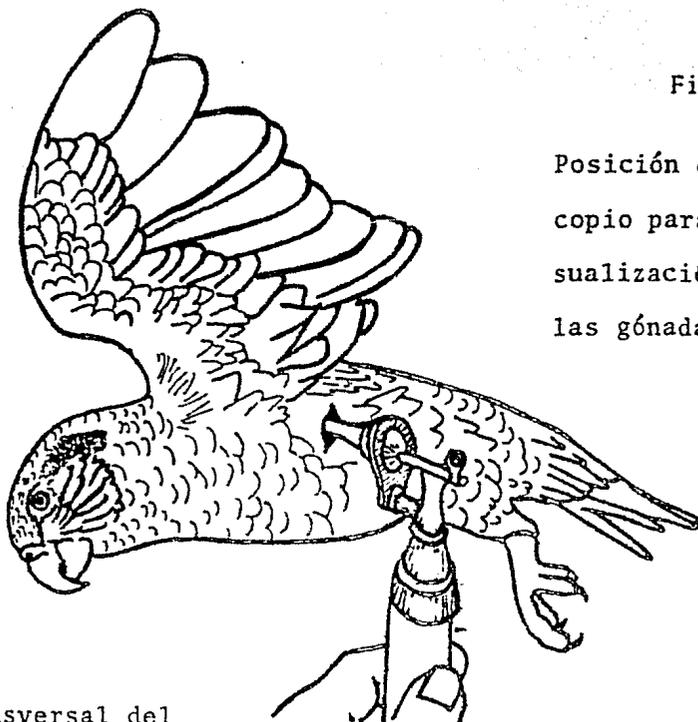
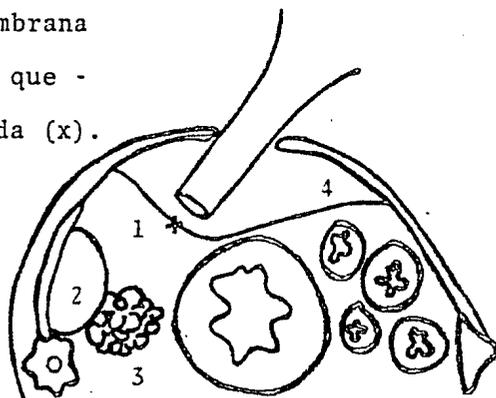


Fig. 5

Posición del otoscopio para la visualización de las gónadas.

Fia. 6

Corte transversal del abdomen de un ave, -- mostrando la membrana del saco aereo, que debe ser incidida (x).



Clave de la figura 5:

Posición del otoscopio para la visualización de las gónadas.

(Adaptada del: Current Veterinary Therapy, VII ed., por R.W. Kirk, Copyright 1980, W.B. Saunders Co.).

Clave de la figura 6:

Corte transversal del abdomen de un ave, mostrando la membrana del saco aéreo que debe ser incidida (X), para permitir la visualización de las gónadas con el espéculo.

1. Saco aéreo abdominal
2. Riñón
3. Ovario
4. Saco aereo torácico posterior.

(Adaptado del: Current Veterinary Therapy, VII ed., por R.W. Kirk, Copyright 1980, W.B. Saunders Co.).

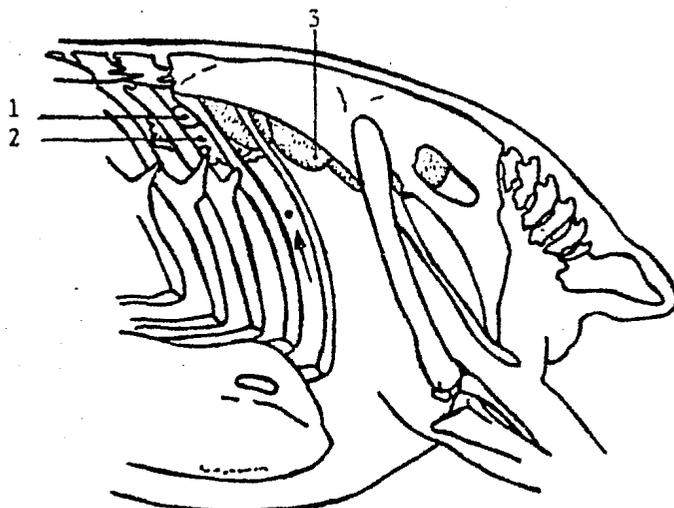


Fig. 7

Límites para localizar el punto óptimo para introducir el espéculo.

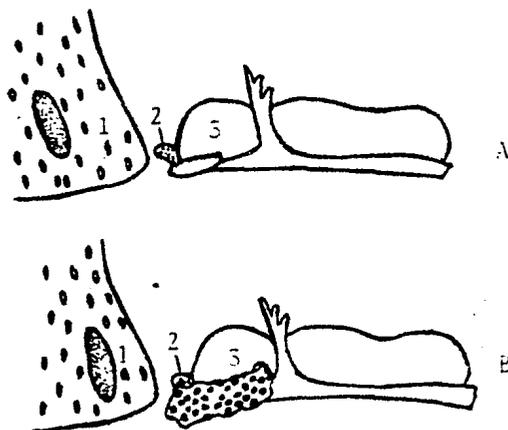


Fig. 8

Apariencia de los testículos en el macho (A) y los ovarios en la hembra (B) y límites adyacentes.

Clave de la figura 7:

Los límites para localizar el punto óptimo para introducir el espéculo son: entre las últimas costillas, el ilio y la mitad proximal de la cabeza del fémur. El punto aproximado esta marcado por la flecha y un punto.

1. Glándula adrenal.
2. Gónada
3. Riñón

(Adaptado del: Current Veterinary Therapy, VII ed., por --  
R.W. Kirk, Copyright 1980, W.B. Saunders Co.).

Clave de la figura 8:

Apariencia de los testiculos en el macho (A) y los ovarios en la hembra (B) y los límites adyacentes:

1. Pulmón.
2. Glándula adrenal.
3. Riñón.

(Adaptada del: Current Veterinary Therapy, VII ed., por --  
R.W. Kirk, Copyright 1980, W.B. Saunders Co.).

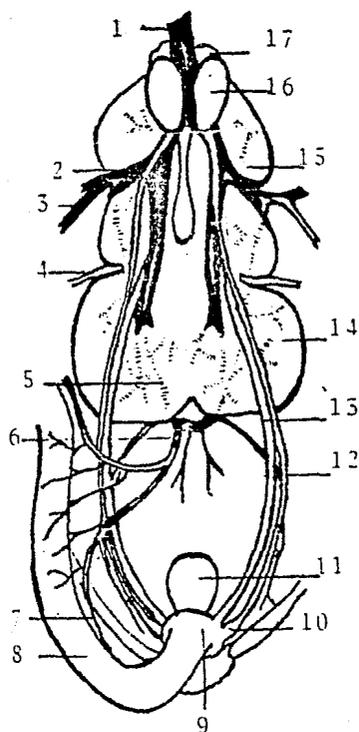


Fig. 9

Sistema urogenital del macho y el tronco venoso

sc

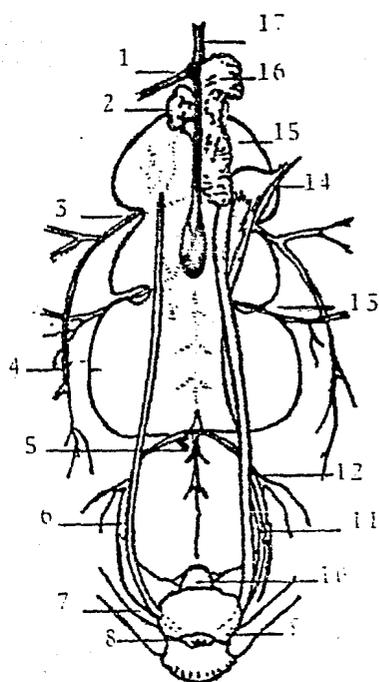


Fig. 10

Sistema urogenital de la hembra y el tronco venoso.

## Clave de la figura 9:

El sistema urogenital del macho y el tronco venoso.

- |                             |                         |
|-----------------------------|-------------------------|
| 1. Vena cava posterior      | 9. Cloaca               |
| 2. V. iliaca externa        | 10. Conducto eyaculador |
| 3. V. femoral               | 11. Bursa cloacal       |
| 4. V. isquiática            | 12. Conducto deferente. |
| 5. V. porta-renal           | 13. Ureter.             |
| 6. V. coccigeo-mesentérica. | 14. Riñón               |
| 7. R. rectal                | 15. V. renal            |
| 8. Intestino grueso         | 16. Testículos          |
|                             | 17. Glándula adrenal.   |

(Adaptado del: Diseases of Cage and Aviary Birds, por Margaret L. Petrak, Copyright 1969 Lea and Febiger Publishing Company).

## Clave de la figura 10:

El sistema urogenital de la hembra y el tronco arterioso.

- |   |   |
|---|---|
| 1. Arteria mesentérica craneal                    | 9. Abertura del oviducto -<br>hacia el urodeum. |
| 2. Glándula adrenal                               |   |
| 3. A. iliaca externa                              | 10. Bursa cloacal.                              |
| 4. Rama hacia la pared abdominal y grasa pélvica. | 11. Ureter.                                     |
| 5. A. mesentérica caudal.                         | 12. A. pudenda interna                          |
| 6. Ureter   | 13. A. isquiática.                              |
| 7. Vestigio de oviducto derecho                   | 14. Infundibulum del oviduc<br>to.              |
| 8. Proctodeum.                                    | 15. Riñón                                       |
|   | 16. Ovario                                      |
|   | 17. Aorta.                                      |

(Adaptado del: Diseases of Cage and Aviary Birds, por Margaret L. Petrak, Copyright 1969, Lea and Febiger Publishing Company).

turas. Una terapia de antibiótico se dió tópicamente y sistémicamente usando Topazone <sup>12/</sup>, en la línea de sutura y Garamicina (Garamicina 40 mg/ml) <sup>13/</sup>, a una dosis de 0.005 a 0.01 ml/30 gr de peso corporal dos veces al día por tres días. Para evitar nefrotoxicosis, se administró fluidos antes, durante y después de la cirugía.

Los cuidados postoperatorios involucraron, que cada ave se envolviera por separado en una toalla y se colocaran debajo de un foco eléctrico de 75 watts a una distancia suficiente para mantener una temperatura ambiental entre 27 a 35°C. Se administró una solución salina fisiológica con 5% de dextrosa subcutáneamente a una dosis de 0.1 ml/30 gr de peso corporal cada 20 minutos. Hasta, una vez recuperada el ave de la anestesia, esta se colocó en una jaula recubierta con una toalla, dejandola ahí con suficiente comida y agua y se observó a intervalos de una hora. Dentro de las 3 primeras horas todas las aves excepto la número 2 y la 4, estuvieron alertas, comiendo y bebiendo normalmente. Después de 10 días post-cirugía, las suturas y el collar fueron removidos.

Se indentificaron los 10 individuos de A. canicularis inyectando una gota de pigmento negro (tinta para tatuar, S.

---

<sup>12/</sup> Topazone: Eaton Laboratories/División of Morton-Norwich-Products, Inc. Norwich, N.Y. E.U.A.

<sup>13/</sup> Garamicina: Scheramex, S.A. de C.V. Av. 16 de Septiembre No. 301, Xochimilco, México 23, D.F.

& W. Tatting Inc., Northport, N.Y.) subcutaneamente en el -- ala, directamente arriba del codo (26, 41, 42). Los machos se marcaron en el ala derecha y las hembras en el ala izquierda.

## V. RESULTADOS.

La técnica de sexado en aves por medio de un otoscopio se realizó en 10 aves de la familia Psittacidae (Aratinga canicularis) mejor conocidos en México como pericos "atole---ros", "frente naranja" ó de media luna.

Los resultados de estos procedimientos quirurgicos se muestran en la siguiente tabla:

<u>No.</u>	<u>Especie</u>	<u>Peso</u>	<u>Anestesia</u>	<u>Sexo</u>	<u>Comentario</u>
	<u>Aratinga</u> <u>Canicularis</u>	Gramos	Ketamina (Ketalar) (0.05 mg/gm)		
1	"	70	0.070 ml	H	Metoxiflurane -- MF
2	"	75	0.075 ml	H	Murió postopera- torio Trauma. -- MF
3	"	75	0.075 ml	M	Inmaduro MF
4	"	70	0.070 ml	H	Murio por hipovo- lemia MF
5	"	80	0.080 ml	H	MF
6	"	85	0.085 ml	M	Inmaduro MF
7	"	75	0.075 ml	H	Apnea, recupera- ción lenta. ---- MF
8	"	75	0.075 ml	H	Ovario visto por saco aereo MF
9	"	80	0.080 ml	M	Recuperación rá- pida MF
10	"	85	0.085 ml	M	Recuperación rá- pida MF

Se revisaron reflejos palpebral y pedal antes de comenzar la cirugía cada 10 min. durante la intervención. Los reflejos se encontraban normales para todos los individuos sexados.

En las 10 cirugías practicadas, con los ejemplares de A. canicularis, el metoxiflurane <sup>14/</sup> (MF), se utilizó en el método de una "copa abierta" para mantener la anestesia. Un ave (No. 4), murió por hipovolemia, ocasionada por la perforación de una vena iliaca interna. El ave vivió 3 1/2 horas -- después de la cirugía. El ave (No. 2), murió por trauma, por resultado de un mal manejo post-operatorio. El ave voló y -- chocó contra el vidrio de una ventana cerrada, lo que le ocasionó severo daño a los músculos pectorales y el cráneo, así como shock hipovolémico. Las fatalidades, enfatizaron la importancia de un cuidado y contención post-operatorio adecuado durante la fase de recuperación. La jaula recubierta utilizada subsecuentemente previno este tipo de accidentes y heridas.

No se encontró ninguna complicación en los 10 casos -- trabajados en éste estudio. Así como, tejido graso, taquipnea y aerosaculitis.

La confirmación del sexado se llevó a cabo mediante -- cuatro necropsias. Se realizó la necropsia a cada una de las dos aves que murieron No. 2 y 4. Las cuales resultaron ser --

---

<sup>14/</sup> Metofane (Metoxifluorane): Pitman-Moore, Inc. Washington Crossing, N.J. 08560. E.U.A.

hembras. Además se practicó eutanasia mediante una sobre dosis de ketamina a dos aves escogidas al azar del grupo de los 8 individuos restantes, cuatro semanas después de la intervención quirúrgica. Se observaron los siguientes resultados de las necropsias de estos individuos elegidos Nos. 3 y 8. Estos fueron un macho y una hembra respectivamente.

A pesar de la lenta cicatrización en el ave, ninguna de las 10 aves operadas, presentaron inflamación o infección en la línea de incisión y en 4 semanas la herida estaba cicatrizada completamente. Las plumas crecen nuevamente a las 6 semanas después de la cirugía. No se observó infección, lesiones y/o adherencias en la cavidad abdominal de cualquiera de las aves sacrificadas.

## VI. DISCUSION

Unos de los factores importantes a considerar según algunos autores, para el éxito de la técnica desarrollada en este estudio son los descritos a continuación.

### FASE PREOPERATORIA.

#### Manejo:

El manejo es tan importante en la fase pre-quirúrgica como en la post-quirúrgica. Uno de los problemas encontrado es la falla cardiaca fatal o el "Síndrome de Taquicardia". (15, 17, 41), ha ocurrido en aves excitadas a las cuales se les ha aplicado anestesia por inhalación inmediatamente de ser recapturadas. El síndrome parece ser a causa de una hiperventilación por anestesia o por estados de tensión.

#### Ayuno Preoperatorio:

El ayuno preoperatorio, que es una rutina en mamíferos, es altamente variable en las aves, y depende del tamaño de las especies. Usualmente aves chicas (menos de 500 gr), no son sometidas a ayuno, por el peligro de inducir hipoglicemia (41). La excepción incluye a las aves que comen frutas y néctares. La regurgitación y el riesgo de inhalación del alimento del proventriculo, (cuando hay ausencia de buche) ocurre generalmente en especies Psittacidas, si la comida no es retirada. Debido a su alto metabolismo, un ayuno de 2-4 horas es suficiente. Aquellas especies de aves más grandes con un bu-

che grande, o proventriculo grande, deben ser sometidas a ayu no de 4-6 horas, para permitir que el buche y el tracto diges tivo superior se vacien (41). Esto previene la regurgitación y la posibilidad de punzar el estomago lleno. Las aves de pre sa, no deben someterse a cirugía sino hasta 36 horas después de que han comido (41). Eso es necesario por la naturaleza -- del alimento que comen estas aves.

#### Pruebas de Laboratorio:

Los datos mínimos preoperatorios deben incluir el vo lumen de células rojas (PCV) y una determinación de glucosa - sanguínea. Si el PCV o hematocrito es igual o mayor a 55, el ave debe ser hidratada antes de la cirugía (41, 42). Un PCV - de 20 o menor, indican una severa anemia (41, 42). En este ca so la cirugía debe ser pospuesta o se requiere de una transfu sión de un homólogo sanguíneo. Si no se cuenta con un homólo go sanguíneo, se puede usar sangre de paloma. Los niveles de glucosa abajo de 200 mg/100 ml de sangre, requieren una suple mentación con dextrosa al 5% intravenosa o subcutáneamente an tes de la cirugía (41, 42). Un valor de proteínas totales y - niveles de ácido úrico son también útiles para determinar la función hepática y realizar una buena cirugía.

#### Drogas Preanestésicas:

Una droga preanestésica popular es la atropina se pue den administrar a una dosis de 0.04-0.1 ml/kg o 0.003 mg/30 - gr. de peso corporal, para disminuir las secreciones respira-

torias (39, 41, 42). Se requiere de una jeringa de un microlitro 15/, para la aplicación. De acuerdo con M. Heidenreich, - la atropina está contraindicada en aves de presa, ya que su uso ocasionó la muerte de varias aves durante cirugías experimentales (16).

#### Intubación:

De ser posible, todas las aves, que están anestesiadas deben ser intubadas endotraquealmente, sin considerar el tamaño, el tipo de anestésico usado o el tipo de cirugía que se va a practicar. Una falla respiratoria, se puede controlar más fácilmente con el ave intubada.

Las vías aéreas de las aves anestesiadas (especialmente las psittacidas), fácilmente se pueden obstruir, i.e. algunas aves anestesiadas, relajan su lengua al grado de caer al fondo de la boca y cubrir la glotis, imposibilitando la respiración (20, 41). En aves muy chicas que no son intubadas traquealmente, existen dos procedimientos que ayudan a prevenir la obstrucción de la glotis. Se debe recordar que una simple gota de líquido puede bloquear totalmente la tráquea de un periquito. Uno de los métodos, es el de colocar un pequeño tubo de plástico en forma de cateter hacia el esofago. Este tubo adsorbe por capilaridad los fluidos del buche. El tubo se puede dejar ahí y succionar los fluidos con una jeringa. El se--

---

15/ Jeringa de microlitro, Hamilton Company, Inc., P.O. Box - 7500, Reno, Nevada. E.U.A.

gundo método es utilizar un gancho suave hecho de un "clip" - para papel, para mantener la lengua hacia adelante y prevenir la obstrucción de las vías aéreas (20, 41).

#### FASE QUIRURGICA.

##### Hemorragia Quirurgica.

La hemorragia quirurgica puede ser uno de los problemas más frecuentes en el sexado. Esto no solo impide una buena visualización de las gonadas, sino que puede producir un shock hipovolémico (7, 18, 26, 36). Se debe tener gran cuidado en mantener la hemostásis. Si todas las aves pequeñas tienen un volumen sanguíneo de 100 ml por Kg., entonces un canario de 20 gr. tiene un volumen sanguíneo de 2 ml. Si existen 20 gotas por mililitro de sangre, entonces, 5 gotas equivalen a 1/8 parte de la sangre del canario y ésta pérdida de sangre en un ave enferma anestesiada, puede producir fácilmente un paro cardiaco (20). De la misma forma, 10 gotas ó 15 gotas -- perdidas de sangre, pueden ser fatales para un ave de 70 gr. -- de peso. En aves más grandes, la hipovolemia, deshidratación y hemorragia pueden ser tratadas intravenosamente, administrando electrolitos en solución; sin embargo, en aves muy pequeñas -- ésto es técnicamente difícil ó imposible (20, 31, 42). En -- la presencia de una hemorragia significativa, el examen debe -- ser suspendido y observar de cerca al paciente durante la fase de recuperación.

El calor y los fluidos son esenciales para la recuperación. Es una ventaja, el hecho, de que las aves tienen un sistema mas eficiente para recuperar el volumen san

guíneo, comparado con los mamíferos (20).

#### Temperatura y Fluidos Corporales:

La temperatura y los fluidos corporales son tan importantes en las aves como lo son en los mamíferos. Si se requiere de algún procedimiento que demore más de media hora, se recomienda la administración de fluidos (17, 20, 26, 41, 42). Periodos largos de anestesia pueden causar colapso circulatorio por deshidratación.

El uso de la venoclisis es ideal, pero dada la fragilidad de las venas, la formación de un hematoma, restringe su uso. A un ave del tamaño de un periquito, se le pueden administrar 0.1 ml de fluido intramuscularmente o subcutáneamente cada 10-20 minutos en diferentes puntos de aplicación (41,42).

#### Problemas para la Visualización de las Gónadas:

En todas las especies excepto las aves mas pequeñas, la membrana de separación del saco aereo torácico caudal y el saco aereo abdominal, puede interferir con la visualización de las gónadas, ya que se encuentra dorsalmente al saco aereo abdominal (18), (figuras 6, 7). Cuando el saco abdominal no ha sido penetrado, en ocasiones es posible identificar las gónadas a través de él, considerando que la membrana es transparente; sin embargo, la membrana en ocasiones es opaca por la infiltración de grasa, aerosaculitis, hemorragia y taquipnea, esto requerirá de una penetración del saco aereo.

Las aves obesas llegan a tener grandes cantidades de grasa abdominal y obstruyen la visión. La taquipnea puede ocurrir en aves excitadas o aquellas anestesiadas con un agente inhalado. Excesiva ventilación a través de los sacos aéreos, causan que los organos digestivos no fijos se muevan, haciendo difícil la adecuada posición del otoscopio (7, 18, 26). -- Presencia de líquido en los sacos como resultado de aéreo-sacculitis, puede causar una mala visualización.

#### FASE POST-OPERATORIA.

Algunos autores han observado una mínima presencia de enfisema post-operatorio en el punto de incisión (18, 26, 36). Ellos indican que es inconsecuente y desaparece en un día o dos y en dado caso, el exceso de aire atrapado puede ser removido por succión con una aguja y una jeringa.

Otro problema involucrado, es la lenta cicatrización de la piel incidida. Parece ser que en las aves, la piel cicatriza más despacio que en los mamíferos. Dado que se produce mucho stress para remover suturas no absorbibles (para el manipulador así como para el ave), algunos autores, recomiendan el uso de material absorbible como Catgut simple ó Dexon <sup>16/</sup> para suturar piel. El material se cae en 4-7 días y de forma ordinaria no requiere de más atención que remover el

---

<sup>16/</sup> Dexon: Davis & Geck, American Cyanamid Company, Pearl River, N.Y. 10965. E.U.A.

collar Isabelino de contención (26). Otra técnica de sutura subcuticular puede ser más sencilla, no tendría que usarse el collar Isabelino para contención. El uso de Topazone <sup>17/</sup> como aerosol antibiótico en la incisión, quedara a la decisión del cirujano. Su presencia en la línea de sutura, puede inhibir la cicatrización. Un artículo (26), indica que el período de recuperación puede acortarse usando metoxifluorane como único anestésico.

Otra complicación, es la identificación de las aves. Una aguja vibradora, con un motor de baterías (Derma-Marker - S. & W. Tatting Inc., Northport, N.Y.) puede usarse para marcar las aves, pero éste sistema parece que no es muy adecuado, ya que la dermis de las aves es muy delgada y retiene pobremente la tinta. También se sospecha que con ésta técnica, la marca perdure toda la vida del animal (26, 41, 42). La revisión de aves previamente marcadas algunos años antes por otros autores, revela la presencia de la tinta por inyección o por tatuado, pero en otros individuos, ha desaparecido en su totalidad (26, 41, 42). Es posible que este problema se resuelva mediante el uso de pulseras de metal previamente identificadas.

A pesar de que la función primaria de la técnica de otoscopia es la determinación del sexo, puede ser de gran ayuda para un diagnóstico de problemas viscerales. La destreza -

---

<sup>17/</sup> Topazone: Eaton Laboratories/Division of Morton-Norwich Products, Inc. Norwich, N.Y. E.U.A.

quirurgica, no es difícil, pero es imperativo que el veterinario adquiera eficiencia en la practica de la técnica, con --- aves de poco valor, antes de intentar hacer el trabajo en un ave exótica valiosa.

## VII. CONCLUSIONES

La otoscopía como técnica para determinar el sexo de las aves sin un dimorfismo sexual aparente, es probablemente más traumático que otros métodos de sexado, pero si se realiza con cuidado, es seguro, práctico y económico para sexar -- aves. La seguridad de la otoscopía es 100%, en aves maduras y sanas.

## VIII. APENDICE

### Introducción:

Además de la hemorragia en el procedimiento de laparotomía se encuentra otra etapa crítica en la anestesia del paciente. A continuación se incluye un resumen de las técnicas de anestesia inhalada y fija con variantes en la dosificación de diversos fármacos como también una reseña sobre la anatomía y fisiología del aparato respiratorio aviar, se incluye también en esta las características físicas y anatómicas de las gónadas.

### Fisiología del sistema respiratorio de las aves:

La anestesia en las aves, es un poco diferente que en los mamíferos y particularmente la anestesia inhalada. Algunas de las peculiaridades anatómicas y fisiológicas más pertinentes del sistema respiratorio de las aves, pueden ayudar a visualizar algunos de los problemas que se encuentran en la inhalación de anestésicos en las aves.

"El sistema respiratorio de las aves es el más elaboradamente construido de todos los vertebrados que se conocen" (29). A pesar de que la función básica del sistema respiratorio es la misma en aves y mamíferos, las diferencias estructurales son extremas (3). Comentarios como éste, llenan la literatura, y todos son correctos. El tracto respiratorio superior de las aves carece de epiglotis y tiene diferentes loca-

lizaciones y números de anillos. Posee una laringe sin cuerdas vocales; una traquea con anillos de aspecto óseo más que cartilaginoso y una siringe en la bifurcación traqueal que no tiene un homólogo en los mamíferos. Los pulmones ni se expanden ni se contraen y descansan dentro de las cavidades formadas por las costillas y la espina vertebral. No existe un diafragma. No existen alveolos ni una cavidad respiratoria funcional. Los conductos aéreos, pasan a través del pulmón desde la siringe, disminuyendo de tamaño y forman los bronquios primarios (mesobronquios), bronquios secundarios (endo y ecto---bronquios) y bronquios terciarios (parabronquios), los cuales aumentan de tamaño y forman pasajes hacia los sacos aéreos localizados en el abdomen, torax, axila y regiones cervicales - posteriores. El aire viaja a través de éste complejo, principalmente por la acción de los músculos abdominales en el saco aéreo abdominal, teniendo los pulmones una acción pasiva más que activa, a diferencia de los mamíferos. En general, el aire inspirado pasa directamente a través de los pulmones, --- hacia los sacos aéreos abdominales, y de éstos hacia los pulmones por segunda vez hacia los sacos localizados más cranealmente y finalmente es expulsado al exterior. (Fig. 11, 12). - Existen nueve sacos aéreos en la mayoría de las aves, (once - en el caso de los pelicanos, colimbo, pingüinos, grullas, cigüeñas y otros): dos abdominales, dos posteriores (caudales) torácicos, dos anteriores (craneales), torácicos, dos cervica

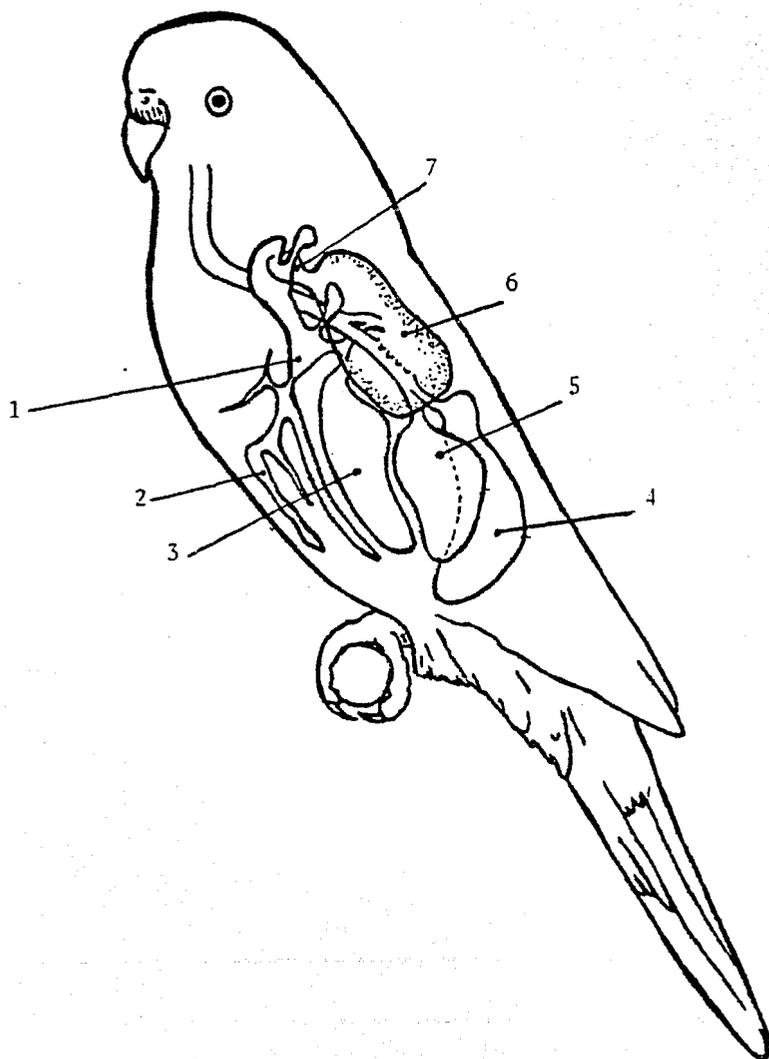


Fig. 11

Sistema Respiratorio Aviar.

Clave de la figura 11:

El sistema respiratorio aviar.

1. Saco aéreo interclavicular
2. Espacios neumáticos con el esternón.
3. Saco aéreo torácico craneal
4. Saco aéreo abdominal.
5. Saco aéreo torácico caudal
6. Pulmón
7. Saco aereo cervical

(Adaptado del: Caged Bird Medicine, por C.V. Steiner and R. B. Davis, Copyright 1981, Iowa State University Press).

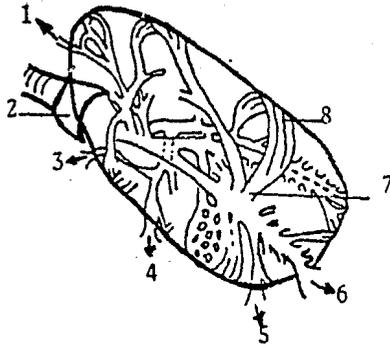


Fig. 12  
Vista lateral del -  
pulmón izquierdo..

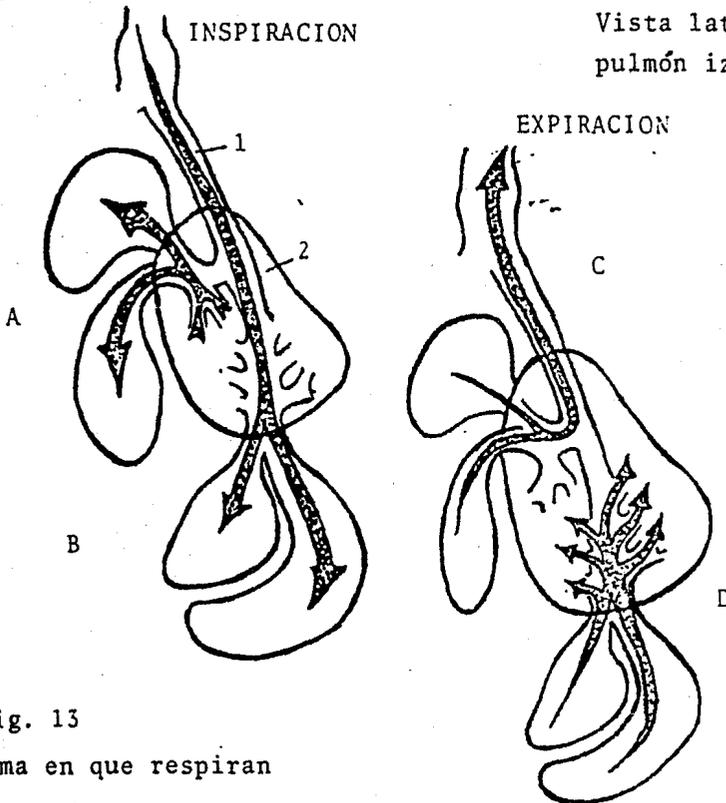


Fig. 13  
Forma en que respiran  
las aves.

Clave de la figura 12:

Vista lateral esquemática del pulmón izquierdo mostrando-- el mesobronquio y un bronquio secundario (7), el cual da origen a la arcada dorsal parabronquial.

- |                              |                                |
|------------------------------|--------------------------------|
| 1. Al saco cervical.         | 5. Al saco torácico caudal     |
| 2. Siringe                   | 6. Al saco abdominal.          |
| 3. Al saco interclavicular   | 7. Bronquio secundario         |
| 4. Al saco torácico craneal. | 8. Arcada dorsal parabronquial |

(Adaptada del: Diseases of Cage and Aviary Birds, por Margaret L. Petrak, Copyright 1969, Lea and Febiger Publishing - Company).

Clave de la figura 13:

Como Respiran las Aves.

Inspiración.

1. Bronquio
2. Pulmón.

A. Los pulmones vacían su aire viciado a los sacos aereos - anteriores.

B. Los sacos aereos posteriores se llenan con aire fresco.

Expiración:

- C. Los pulmones se llenan con aire fresco el cual es almacenado en los sacos aéreos posteriores.
- D. Los sacos aéreos anteriores pasan el aire viciado a los -- bronquios y tráquea y luego fuera del ave.

(Adaptado del: Caged Bird Medicine, por C.V. Steiner and R.B. Davis, Copyright 1981, Iowa State University Press).

les y un clavicular. Aquellas aves con once sacos aereos, poseen dos subcutaneos agregados a los nueve mencionados (3).

El mecanismo respiratorio completo, no está bien comprendido, pero es altamente eficiente y con un alto grado de evolución. La superficie respiratoria de un ave por kilogramo de peso es mayor que el mecanismo respiratoria de cualquier otro animal (3). También, se debe recordar que las aves no poseen el sistema positivo de ventilación con un diafragma y -- musculos específicamente inspiratorios y espiratorios que poseen los mamíferos. En consecuencia, la inspiración en las -- aves, es esencialmente pasiva y la espiración es débil pero -- relativamente rápida. El flujo de aire a través de los tubu-- los respiratorios es reducido en calidad y en presión (3).

El paso del aire a través del sistema respiratorio es un proceso de dos pasos, requiriendo dos inspiraciones para -- que llegue el aire a nivel de capilares y salirse. El aire -- inspirado se mueve de la tráquea a través de los bronquios pri-- marios y secundarios hacia los sacos aereos caudales, y nunca alcanza los capilares aéreos del pulmón (32, 35, 41). Esta -- teoria ha sido desafiada por Salt y Zeuthen. Ellos están de -- acuerdo en que el flujo de aire pasa parcialmente a través de los parabronquios durante la inspiración así como la espi-- ración y que la dirección del aire fluye en reversa en cada eta-- pa, pero desafian la idea presentada anteriormente de que nun-- ca alcanza los capilares aéreos del pulmón. Stiemery, Dae

vis (41), tienen una teoría diferente del flujo del aire en el sistema respiratorio de las aves. "El aire inspirado se mueve de la traquea hacia los bronquios primarios y secundarios hacia los sacos aéreos caudales". En la espiración, este aire almacenado, se mueve cranealmente a través de las anastomosis parabronquiales de los pulmones y hacia los capilares aéreos en donde los intercambios  $O_2/CO_2$  se llevan a cabo. En la siguiente inspiración, el aire se mueve de los pulmones hacia adelante a los sacos aéreos craneales y hacia los bronquios y traquea para ser expulsado (41). Una vez dentro del ave, el aire se mueve de atrás hacia adelante o en una dirección caudo-craneal. Interesantemente, de acuerdo con Steiner y Davis, la sangre fluye a través de los pulmones en una dirección contraria a la dirección del aire, creando una contracorriente entre la sangre y el aire (34, 41). Aparentemente, cuando el aire fluye cranealmente a través de los pulmones, la sangre pasa moviéndose en una dirección caudal, ésta contracorriente, es la clave de la eficiente extracción de oxígeno de las aves, que les brinda la facilidad de volar a grandes alturas. Aún más, cuando la sangre entra al pulmón, su  $PO_2$  es muy bajo, creando un gradiente parcial de presión con el poco oxígeno que queda en el aire que está a punto de salir del pulmón. Como resultado, este oxígeno residual también es absorbido.

El intercambio de oxígeno y dióxido de carbono en la

respiración externa, se lleva a cabo solo en los pulmones. Esto, no ocurre en los sacos aéreos (Fig. 13). La siguiente recapitulación, ayudará a comprender la complejidad de la respiración externa de las aves:

#### Inspiración:

- 1.- Los sacos aéreos abdominales se llenan de aire -- fresco.
- 2.- Los pulmones vacían el aire contaminado hacia los diferentes sacos aéreos craneales.

#### Espiración:

- 1.- Los pulmones se llenan de aire fresco que estaba almacenado en los sacos aéreos abdominales.
- 2.- Los sacos aéreos craneales, pasan el aire contaminado hacia los bronquios y tráquea para expulsarlo fuera del ave.

La anatomía y fisiología del sistema respiratorio de las aves, indica que se debe tener cuidado en la selección, dosificación y técnica de anestesia, para prevenir una sobredosis que podría ocasionar la muerte.

En el examen por otoscopia, se debe usar alguna forma de anestesia ya que el instrumento es muy grande para ser introducido en el cuerpo de un ave no anestesiada. Como regla general, se prefiere la anestesia general en lugar de analgesia local.

El régimen de anestesia así como la técnica, es más -

importante para el éxito de la otoscopia, que la misma cirugía.

#### Analgesia local:

La aplicación de analgesia local en un área para brindar analgesia regional es un procedimiento realizado en humanos y en otros mamíferos, pero no está ampliamente usado en aves (41). Existen muchos informes en la literatura, que enfatizan el gran peligro de toxicidad con el uso de agentes locales en aves (10, 11, 13, 14, 20, 35, 41, 43, 44). En general, la toxicidad se ha atribuido a un marcado incremento en la sensibilidad a analgésicos locales por las aves, especialmente a procaína. Algunos estudios han propuesto la teoría de que cualquier derivado de la cocaína que produce anestesia, por su alta capacidad de reabsorción, puede destruir el centro respiratorio en el cerebro (43). Tal vez ésta no sea la completa explicación, y puede ser que no exista. La causa actual de toxicidad puede deberse a una sobredosis, particularmente de aves pequeñas (20). Si uno considera que las aves tienen una escasa sensación cutánea y una pobre vascularización en su tegumento, se puede determinar que la analgesia local, no es la ideal para la otoscopia.

#### Anestesia general:

Los anestésicos generales se pueden dividir en dos grupos: inyectados (fijos) e inhalados. Los anestésicos inyectables se pueden usar en las aves pero presentan las mismas desventajas que presentan en mamíferos. Estas son: varia

bilidad de la dosis entre especies e individuos, el hecho de que una vez administrado el anestésico no se puede disminuir y la mayoría de los anestésicos no producen buenos niveles -- quirúrgicos sin producir una marcada depresión y un período de recuperación muy largo (20). Siempre existe el peligro de sobredosis, especialmente cuando se aplica por otra ruta que no sea la intravenosa (I.V.) (20). La ruta I.V. brinda los mejores resultados, pero existen los problemas de ser vasos muy pequeños y frágiles, además de la formación de hematomas y aunado a la sujeción del ave, para una punción en la vena (20).

Sin importar cual sea la droga que se utilice, la dosis, debe ser exacta, porque una vez que se administra al ave, no puede ser extraída rápidamente ni detoxificada. El peso del ave en gramos, debe ser conocido para una adecuada dosificación (17, 41). Los agentes anestésicos inyectables son más conveniente aplicarlos intramuscularmente en las masas musculares pectorales o del muslo de la pierna (2, 6, 9, 11, 16, 17, 19, 20, 22, 24, 27, 30, 31, 35, 37, 41 42, 43). La dosis es en ocasiones tan pequeña, que se requiere de una jeringa de un microlitro,<sup>18/</sup> si el agente no está diluido. Una dilución decimal en solución fisiológica salina (una parte del agente por nueve partes de solución salina), es lo más usual con una jeringa para insulina para aplicar la dosis del

<sup>18/</sup> Jeringa de microlitro: Hamilton Company Inc., P.O. Box - 7500 Reno, Nevada. E.U.A.

anestésico. Esta dilución, puede ser un problema en aves pequeñas por la cantidad inyectada (9, 11, 17, 22, 24, 35, 41, 42, 43).

Los mejores agentes inyectables disponibles son varias combinaciones de Ketamina, Rompun, Acepromazina y Valium (41). Tiaminal sódico intravenoso (surital), tiende a producir severa hipotermia como efecto colateral, y la recuperación es prolongada, lo que previene al ave de comer o beber inmediatamente después de la cirugía (41). Equithesin<sup>19/</sup>, -- (17, 20, 35, 41) una mezcla de hidrato de cloral (4.26%), sulfato de magnesio (2.12%), pentobarbital sódico (0.96%), propilen glicol (35%) y etanol (9.5%) es muy seguro, pero es difícil de obtener y sufre de las mismas desventajas que los otros agentes inyectables (35, 41).

Las etapas de anestesia general se pueden dividir en dos categorías que son: narcosis y anestesia, las cuales a su vez, se pueden subdividir en etapas o fases como sigue.

#### Narcosis ligera:

El ave es sedada y letárgica, los párpados tienden a cerrarse (11, 35, 41).

#### Narcosis media:

Las plumas se esponjan, la cabeza pierde fuerza pro--

<sup>19/</sup> Equithesin: Jensen-Salsbury, Kansas City, Mo. Cada 500 ml. contienen 328 gm. de clorhidrato, 75 gm. de pentobarbital, 164 gm. de sulfato de magnesio, en solución acuosa de propilen glicol al 35%, con 9.5% de etanol.

gresivamente y cuelga hasta caer al nivel del suelo, pero el ave puede levantarla. Existe un poco de forcegeo cuando se amenaza al ave o cuando se va a coger al ave.

#### Narcosis profunda:

La respuesta al sonido es mínima o nula, puede haber intento de coordinación cuando se coloca el ave sobre su espalda. Se observan movimientos voluntarios (aleteo), cuando se aplica un estímulo doloroso, en ocasiones pueden emitir chillidos dolorosos cuando el estímulo ha sido retirado. Este último, es más frecuente cuando se usan barbitúricos para la narcosis. La respiración es un poco rápida, regular y profunda, pero después de un estímulo se vuelve irregular (11, 35, 41).

#### Anestesia ligera:

No existe una respuesta a los estímulos sonoros o de cambio de posición. A pesar de que no existen movimientos voluntarios, todos los reflejos; palpebral, corneal, membrana cérea, pedal, están presentes y responden con fuerza. El reflejo pedal puede continuar después de que ha cesado el estímulo (11, 35, 41).

#### Anestesia media:

Se pierde el reflejo palpebral, los reflejos corneal y pedal, son vagos, retardados e intermitentes. La respiración es lenta, profunda y regular. La mayoría de las operaciones, se pueden hacer a este nivel de anestesia (11, 35, 41).

### Anestesia profunda:

No existen movimientos voluntarios y todos los reflejos están abolidos. La respiración es muy lenta, regular y superficial. Si la anestesia se profundiza, la respiración se vuelve más lenta y más superficial hasta cesar finalmente (11, 35, 41).

La evaluación de la etapa de narcosis o anestesia se acompaña de la evaluación de los reflejos y la respiración. Los reflejos, palpebrales y corneal, no son muy confiables indicadores para determinar la profundidad de la anestesia (35, 41). La respuesta a estímulos, tal como un piquete en la cresta, barbilla, membrana cérea o en la membrana interdigital de las patas es un indicador confiable.

El mejor indicador del plano anestésico, sin embargo, es la observación de la profundidad, rango y patrón de la respiración.

En general, la respiración en la fase media de anestesia, en la cual, la mayoría de las técnicas quirúrgicas se practican, será un poco más lenta que la respiración de un ave consciente, pero tan suave y rítmica. Cualquier cambio repentino en el rango, profundidad o ritmo de la respiración, debe señalar una inmediata evaluación del estado de anestesia del ave. Usualmente un rango más lento, pero disminuido en profundidad de respiración, indica que el ave se está profundizando mucho, mientras que un rango rápido con un aumento en la profundidad, sugieren que el ave está alcanzando una etapa

de ligera anestesia.

Ketamina: (Fenciclidina)

Las ciclohexaminas, son un grupo de compuestos, en el cual, la fenciclidina HCL, se ha difundido ampliamente para su uso en primates subhumanos y animales salvajes (39). El estado producido por las ciclohexaminas se ha denominado "disociación" en lugar de anestesia (31, 39, 41). El efecto es analgésico y en dosis altas puede producir un efecto similar a la anestesia (39). Los reflejos ocular, oral y de deglución, están presentes, el ojo, permanece abierto y el tono muscular aumenta (22, 24, 27, 31, 39, 41, 43). La relajación muscular en periquitos es adecuada a una dosis a 0.01 mg/gr de peso corporal (24). Estos niveles de dosificación, pueden causar bajas en la temperatura corporal en consecuencia de una disminución del tono muscular (2). Se ha observado un aumento en la salivación (16, 39).

La sobredosificación produce temores, convulsiones y muerte (24, 39, 41). La inducción es usualmente suave, con ligera excitación (2, 16, 17, 22, 24, 41, 43). La recuperación se caracteriza, por una fase de excitación diferente donde el animal mueve las alas y presenta temblores que podrían lastimar al paciente (16, 17, 22, 41, 43). Las aves al recuperarse de una anestesia por Ketamina, deben ser envueltas en una toalla y colocadas dentro de una caja acojinada para su protección (2, 16, 17, 19, 22, 24, 26, 41, 42). La caja debe colocarse en un lugar tibio y oscuro, hasta que el

ave está totalmente recuperada. Además, se puede dar una terapia de fluidos si se requiere, en caso de una anestesia prolongada, ya que la Ketamina se elimina lentamente por la vía renal (9, 17, 19, 41, 42).

### Efectos de la Ketamina:

A la dosis de anestesia, la ketamina produce un ligero plano de anestesia quirúrgica, de una duración de 15 a 45 minutos (2, 6, 17, 24, 26, 41). A pesar de que existe una mínima actividad motora de los miembros, es fácil contener al animal. Si existe forcejeo en respuesta al dolor, se puede utilizar anestesia suplementaria como una segunda dosis de ketamina (10 mg/kg I.M.) o anestesia inhalada (metoxifluorano o halotano), los cuales se pueden aplicar en diferentes vías (6, 20, 26, 41). Las ventajas de la ketamina, son su fácil administración, su amplio margen de seguridad y requiere de un mínimo de cuidado operatorio del paciente. Las desventajas, su largo período de recuperación que puede durar hasta una o dos horas (2, 6, 17, 24, 26, 41).

El rango de dosificación de la ketamina es muy amplio (2, 6, 16, 17, 20, 24, 26, 27, 37, 41, 42). Los rangos varían de acuerdo al peso del animal y la concentración de la droga. La ketamina se encuentra en el mercado en tres diferentes concentraciones, producida por dos diferentes compañías farmacéuticas.

Ketaset - Bristol - 10 mg/ml (16, 24).

Ketaset - Bristol - 50 mg/ml (16).

Ketalar - Parke-Davis - 10, 50, 100 mg/ml (26).

Vetalar - Parke-Davis - 100 mg/ml (16, 24, 37).

Probablemente han dado explicación más adecuada de -- los rangos de dosificación. W. Boever y W. Wright (2). Usando (Vetalar Parke-Davis) con un nivel de concentración de -- 100 mg/ml encontraron los siguientes lineamientos:

1. Aves que pesan menos de 100 grs. (e.g. canarios, - pinzones, periquitos y otras aves pequeñas): 0.1 a 0.2 mg/gr de peso corporal intramuscular (I.M.).

2. Aves de peso entre 250 a 500 grs. (e.g. pericos, - pichones y otras aves de tamaño medio): 0.05 a 0.1 mg/gr de - peso corporal I.M.

3. Aves de peso entre 500 y 3000 grs (e.g. pollitos, - búhos, halcones y otras aves grandes): 0.02 a 0.1 mg/gr de pe - so corporal I.M.

4. Aves de peso mayor a 3000 grs. (e.g. patos, cisnes y otras aves de gran tamaño): 0.02 a 0.5 mg/gr de peso corpo - ral I.M.

La dosificación de ketamina por kilogramo de peso pa - ra las aves, es inversamente proporcional al peso de las aves; i.e., aves más grandes, requieren dosis más pequeñas por kilo - gramo de peso, comparado con las aves pequeñas (2, 24). Do - sis más fuertes de ketamina, producirán planos anestésicos -- más profundos..

La dosis letal (DL 100) de ketamina es 0.5 mg/gr de - peso corporal o 15 mg/30 gr por ave (24, 41). Para lograr -- que la recuperación sea más suave, se puede mezclar 1 ml de -

acepromazina (20 mg) con 10 ml del vehículo de ketamina. La dosis de ketamina se calcula sin tomar en cuenta la acepromazina (41).

#### Ketamina y Rompún (Xylazina):

Esta combinación, se prefiere sobre la ketamina sola, ya que la inducción y recuperación es más suave. La dosis normal de ketamina se reduce a la mitad y un volumen igual de xilazina mezcladas y aplicadas intramuscularmente:

Dosis: Ketamina (100 mg/ml)

0.05 mg/gr o 1.5 mg/30 gr/ave (.015).

En esta combinación, se puede observar que la dosis de Rompún es un quinto de la dosis de ketamina, pero los volúmenes de ambos es el mismo (22, 41). Existen pocas precauciones a tomar, usando ésta combinación. A las aves sedadas, -- con la combinación de Rompún y ketamina, no se les debe aplicar metoxifluorano o halotano, pues puede presentarse la muerte (42).

#### Ketamina y Diazepam (Valium):

La combinación de ketamina y un músculo-relajante tal como el Diazepam (Valium), minimiza algunos de los aspectos objetables de la ketamina (39, 41). La administración de Diazepam durante las fases tempranas de la recuperación, logran suavizar las etapas de excitación de la ketamina (41).

#### Anestesia General (Inhalada):

El uso de la anestesia inhalada en la práctica veterinaria, nunca ha estado tan difundida como en el caso de la me

dicina humana. Sin embargo, actualmente se usa extensivamente en todas las especies. La literatura aviar, discute el -- punto de usar anestesia inhalada en todos los procedimientos, excepto aquellos de duración corta (11, 14, 17, 19, 22, 37, - 43). Se han dado varias razones, la mayoría tomando en cuenta la anatomía y fisiología del sistema respiratorio del ave (11, 14, 17, 19, 22, 34, 35, 37, 43). Como en el caso de los mamíferos, la anestesia inhalada, no se debe aplicar a aves - que presenten desórdenes respiratorios. Aves con una marcada debilidad, deben ser anestesiadas a una dosis ajustada a su - condición (11). Fuera de estas complicaciones, no existen ra - zones, para no utilizar la anestesia inhalada en aves, como - se usa en mamíferos (20).

Para producir anestesia general, el método de inhala- ción es el preferido, por un mejor control del nivel de anes- tesia. La anestesia inhalada, puede administrarse por una am - plia variedad de vías; por máquina (9, 11, 17, 19, 20, 26, -- 35, 37, 41, 42, 43), por una deposición manual del agente en- las fosas nasales o en la boca del ave por medio de una jerin- ga para insulina, por medio de bolas de algodón, mojadas con- el agente, y colocadas cerca de la nariz (9, 11, 17, 42, 43), o colocando el ave en un recipiente conteniendo un trozo de - algodón previamente humedecido con el agente (11, 17, 19, 41). Este último método es para pequeñas aves únicamente. La piel y las plumas, no deben estar en contacto con el anestésico. - Una variación de este método, consiste en colocar unas pocas-

bolas de algodón remojadas en el anestésico en un recipiente abierto y colocar la cabeza del ave dentro del recipiente hasta que se alcanza el plano de anestesia deseado (11, 17, 35, 41).

La inducción y recuperación de agentes inhalados en aves, es más rápida que en mamíferos (20). Existen varias explicaciones posibles para este fenómeno. Una de ellas, se refiere, al coeficiente de partición sangre/gas, que es diferente en aves y mamíferos. Un coeficiente bajo, puede contar para una inducción y recuperación rápida. La fisiología del sistema respiratorio de las aves, permite un equilibrio más rápido entre el anestésico inhalado y la sangre arterial que el que ocurre en los pulmones de mamíferos. Esto podría producir una inducción y recuperación rápida.

Para inducir aves más grandes, se puede utilizar un pre-anestésico inyectado como la ketamina o usar halotane o metoxifluorane con una mascarilla facial (9, 11, 17, 19, 20, 26, 35, 37, 41, 42, 43). Si se utiliza una máquina de anestesia, se debe colocar una sonda endotraqueal con un globo de testigo no inflado después de haber inducido, para mantener la anestesia por medio de la sonda. La mascarilla facial se puede utilizar para mantener la anestesia (9, 11, 17, 20, 26, 35, 37, 41, 42, 43). En todos los casos de anestesia intubada en aves, usando máquina de anestesia, se recomienda usar un tubo de Ayer's en "T" (9, 20, 41). Este va a brindar un sistema abierto de una dirección, lo cual, es de esencial importancia

en las aves, porque su volumen tidal es tan pequeño que son incapaces de mover el anestésico a través de un sistema cerrado (9, 20, 35, 41).

Los tubos endotraqueales, deben ser lubricados para una intubación segura y fácil (41).

#### Halotane (Fluothane<sup>+</sup>)

Halotane es un líquido claro, cristalino, volátil, con un olor dulce no irritante y no es ni flamable o explosivo en una concentración clínica. Su solubilidad en lípidos, resulta en la deposición dentro de los tejidos grasos que permiten un reservorio para mantener niveles sanguíneos de halotane después de su uso (8). Como la mayoría de los compuestos halogenados, el halotane tiene una tendencia a descomponerse en la presencia de luz o de oxígeno. Esta descomposición se puede inhibir por la adición de timol (0.01%) y su almacenamiento en botellas de color ámbar. (8, 23).

El halotane, no es irritante para el tracto respiratorio superior e inferior (8). Las secreciones bronquiales no son estimuladas. El halotane, inhibe los reflejos laríngeo y faríngeo a un grado marcado, relaja los músculos maseteros e inhibe la salivación. Esta combinación de efectos, permiten que la intubación sea relativamente simple. El laringoespasma, broncoespasma y tos, no son estimulados por el halotane. (31).

Se ha observado una depresión cardiovascular, hipotensión arterial, reducción en el trabajo cardiaco y resistencia

periférica así como una disminución en la contractilidad del miocardio con el halotane a niveles anestésicos quirúrgicos (8, 31). Halothane y metoxifluorane, reducen el ritmo cardíaco, deprimen la actividad simpática y aumentan el tono parasimpático. La reducción del ritmo cardíaco se puede invertir con atropina (8, 31, 39).

La capacidad de relajación muscular con halothane es mínima (8, 31). El halotane tiene un coeficiente de solubilidad moderadamente alto en la sangre, consecuentemente la inducción de anestesia puede retardarse y la recuperación prolongarse. Como analgésico el halotane es relativamente pobre y debe suplementarse con un músculo relajante para brindar óptimas condiciones quirúrgicas (8, 31). Durante la recuperación, es notorio un temblor, presumidamente por la pérdida de calor durante la anestesia.

Se considera al halotane como un anestésico seguro ya que el estado de anestesia puede ajustarse rápidamente y porque no es irritante y posee un período corto de recuperación.

La concentración de halotane puede variar del 2-4% dependiendo del tamaño del ave (26, 35, 41). El tiempo de inducción, es de 3-5 minutos (35, 41). La concentración de mantenimiento, de 0.5 a 1.5% (20, 26, 35, 41). La recuperación, tarda de 5 a 20 minutos con una concentración de oxígeno al 100% (35, 41).

### Metoxifluorane:

El metoxifluorane es un líquido claro, cristalino con un olor característico de fruta dulce. Se presenta para anestesia, en botellas opacas conteniendo 0.01% de butilato de bídrotolueno para retardar su descomposición (23,31). No es -- flamable y tampoco explosivo en el aire, en  $\text{NO}_2$  o con oxígeno en concentraciones anestésicas a cualquier temperatura menor a los  $75^\circ\text{C}$  (95,31). La temperatura de presión de vapor es re lativamente baja (25-30 mmHg a  $20^\circ\text{C}$ ) (5, 26, 31, 37). A la temperatura de una habitación, aún el mejor vaporizador no -- puede dar concentraciones de vapor arriba del 3% (5, 31, 38). Consecuentemente no es necesario utilizar un vaporizador de -- calibración precisa para administrar el metoxifluorane. La -- partición de sangre: gas, tiene un rango más alto que el halo tane, (10-13 mm, mamíferos) (5, 20, 31). Esto se tomó en con sideración por el período largo de inducción y por el período de recuperación, que es bastante lento (5, 9, 20, 31).

La mayor diferencia entre las reacciones respirato-- rias del halotane y aquellas del metoxifluorane, es que en el segundo, son más intensas. . . frecuentemente necesario ayu-- dar o controlar las respiraciones (5, 31). Como el halotane, el metoxifluorane no es irritante, no estimula secreciones -- traqueobronquiales, no produce contracción bronquial, y no -- produce laringoespasma (5, 31). Cuando se permite una depre-- sión respiratoria, se desencadena una acidosis respiratoria.

Las reacciones circulatorias del metoxifluorane son parecidas a las observadas con cloroformo y halotane aunque menos intensas. Es típica de un plano ligero de anestesia. Una moderada o ligera hipotensión arterial, con o sin bradicardia, (5, 31). La frecuencia cardiaca se deprime pero se mantiene estable.

El metoxifluorane, es un buen hipnótico, un potente analgésico y un marcado músculo relajador (5, 31).

La función hepática no se ve alterada significativamente, y la función renal tampoco (5). Dado que la mayor excreción de metoxifluorane es por vía pulmonar, la recuperación es relativamente rápida en las aves (2, 26, 31, 41, 43). Un ave puede despertar y ser colocada en su percha en 5 a 15 minutos después de que la anestesia concluyó (26). Su baja toxicidad y amplio margen de seguridad han hecho al metoxifluorane, un producto popular entre los veterinarios.

La mayor desventaja es que requiere de un cuidadoso examen del paciente (17, 26). Metoxifluorane y halotane, ambos suprimen la actividad simpática y se puede presentar una gran depresión cuando se usa con tranquilizantes (39). En forma común con todos los anestésicos volátiles, se puede producir apnea por la acumulación de anestésico en los sacos -

aéreos, hasta que se mantenga un flujo de oxígeno durante la anestesia y recuperación (11, 20, 26, 35, 37, 41). Otra desventaja del uso de anestesia inhalada con metoxifluorane, es que el anestesista así como otras personas, pueden someterse a niveles bajos de anestesia que pueden tener efectos a largo plazo en la salud de la persona.

El metoxifluorane se puede administrar vía líquida con una jeringa de tuberculina, una gota a la vez cerca de las fosas nasales o en la boca (9, 20, 41). Un algodón humedecido con metofane y sujeto sobre las fosas nasales externas del ave puede servir como inducción o mantenimiento (11, 43). Se puede administrar también en una botella de 1/4 de galón o en una botella de un litro, usando solo 0.1 a 0.2 ml para aves pequeñas. El ave dejará de forcejear en 30 a 60 segundos. La narcosis dura de 4 a 10 minutos (11, 17).

El metoxifluorane se puede utilizar en aves más grandes, colocando la cabeza del ave dentro de una botella de 1/4 de galón o de un litro conteniendo 0.2 a 0.4 ml de metofane rociado, y sellando la boca de la botella con una toalla. Tres o cuatro bolas de algodón humedecidas en un recipiente adecuado de vidrio para especies grandes (200-1,500 gr.), (26). Las aves pequeñas, son anestesiadas ligeramente en 15 segundos, aves más grandes, duran un minuto (26). La dosis se da a efecto.

Si la anestesia llega a ser muy profunda, simplemente se quita el anestésico. Conforme el ave despierta, se da gas

adicional según se requiera.

Se puede presentar apnea durante la fase inductora de la recuperación por acumulación del anestésico volátil en los sacos aéreos que actúan como reservorio de gases. Para prevenir la apnea, se debe mantener un buen flujo de oxígeno durante la inducción y la recuperación temprana (35, 41).

En el evento de un arresto respiratorio, se debe discontinuar de inmediato la administración de anestésico. Administrar 100% de oxígeno vía endotraqueal o por mascarilla facial. Si el arresto respiratorio dura más de 5 minutos, se debe iniciar respiración artificial, aplicando ligera presión (con los dedos pulgar e índice), en el esternón a un ritmo de dos presiones por segundo (11, 35, 41). Una aplicación intramuscular de doxapram .007 mg/gr. (0.21 mg/30 gr./ave) también puede ayudar (41).

El paro cardíaco puede ocurrir simultáneamente con el paro respiratorio y si no se ha revisado la frecuencia cardíaca se puede presentar la condición sin ser advertida. Las aves con paro cardíaco, por lo general mueren (41).

#### Características de las Gónadas:

Los testículos son tanto oblongados como cilíndricos en su forma, suaves en la superficie y usualmente de color blanco cremoso. La pigmentación tanto parcial o total es rara (21, 26, 28, 29). Las cacatúas, sin embargo, tienen testículos de color café oscuro (26).

Los testículos varían en tamaño, dependiendo de la edad del ave y el estado de su ciclo reproductivo (21, 26, 28,

29). En un ave inmadura, los testículos están muy pequeños y usualmente avasculares (26), (Figuras 9, 14). En un ave madura los testículos varían de tamaño y forma, pueden ser más -- grandes en la época de reproducción (26, 29), (Figuras 15, -- 16). En general, los testículos son más grandes que las glándulas adrenales adyacentes y son más vascularizados en su superficie durante la época de reproducción en aves maduras(26)

El testículo izquierdo es usualmente observado durante la otoscopía, pero con mayor manejo del otoscopio, el testículo derecho se puede ver usualmente a través del saco - - aéreo. Si existe alguna duda del sexo del ave, especialmente en un individuo inmaduro, la visualización de una segunda gónada, confirmará que se trata de un macho. Un cirujano sin - experiencia, puede confundir un asa intestinal con un testículo. Este aparecerá redondo y suave, generalmente de color --- blanco-amarillento y puede estar sobre el polo craneal del riñón. El otoscopio debe ser dirigido ventralmente entre el -- asa intestinal y el riñón para encontrar la gónada. Las terminaciones redondeadas de un testículo, deben ser revisadas - con cuidado para determinar que es una gónada y no un asa intestinal.

En el ovario de un ave inmadura, los folículos no son prominentes lo que pueden hacer más dificultosa una diferen-- ciación entre éste y un testículo. (26). En hembras muy jó-- venes, el ovario está recostado y puede parecer tejido adiposo. Puede contener pequeñas fisuras o dobleces, que aseme--

jan una "apariencia de cerebro" (21,26,28), (Figura 17). El ovario de un ave madura y de más edad tiene una superficie finamente granular que parece estar empedrada (21,26,28), (Figura 18). Esto es consistente con un desarrollo folicular temprano (21,26,28). Por la forma irregular del ovario y su variable tamaño, puede ocultar de la vista a la glándula adrenal izquierda.

El ovario de un ave madura contiene un r $\acute{a}$ cimo abundante de prominentes fol $\acute{i}$ culos y es f $\acute{a}$ cil de identificar (21, 26, 28, 29). Hembras listas para ovular tienen varios  $\acute{o}$ vulos aumentados, de color amarillo en la yema, protuidos del resto del recimo (26), (Figura 19). Como los test $\acute{i}$ culos, los ovarios usualmente son de color blanco, pero pueden estar parcial o totalmente pigmentados (21, 26, 28, 29).

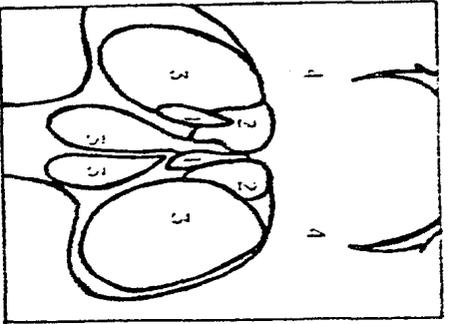


FIG. 14

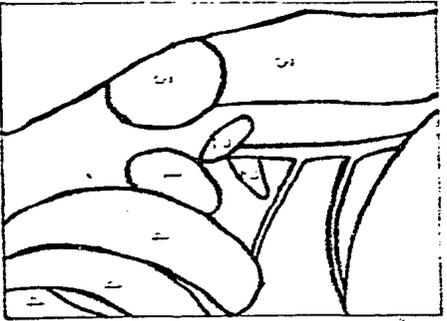


FIG. 15

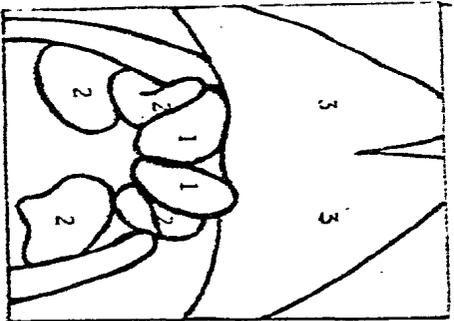


FIG. 16

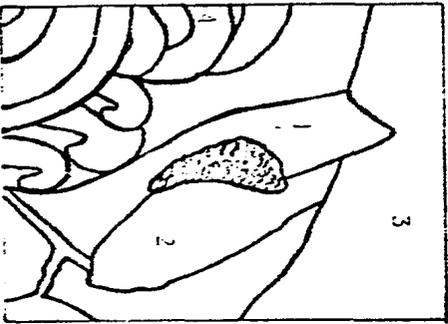


FIG. 17

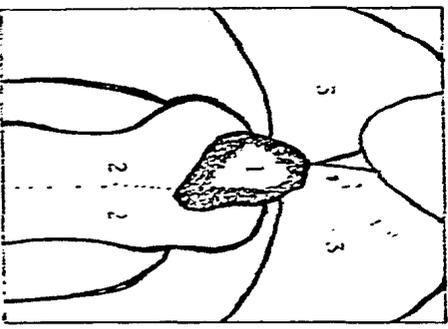


FIG. 18

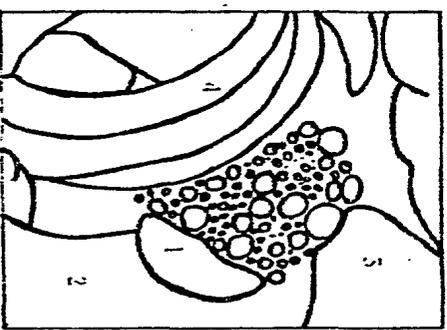


FIG. 19

#### Clave de la figura 14:

Los testículos de un macho inmaduro son muy pequeños y usualmente avasculares. En esta ave, son de forma cilíndrica. Observar la localización de las glándulas adrenales, las cuales son mas grandes. Los riñones estan localizados lateralmente, El área de arriba son los pulmones.

- 1.- Testículos
- 2.- Glándulas adrenales.
- 3.- Riñones.
- 4.- Pulmones.

#### Clave de la figura 15:

Usualmente solo un testículo es visualizado por este tipo de aproximación. Este testículo maduro es de forma oblongada. Los intestinos, se encuentran hacia la derecha y una pequeña glándula adrenal se localiza cranealmente y a la izquierda.

- 1.- Testículo izquierdo.
- 2.- Glándulas adrenales.
- 3.- Riñón izquierdo.
- 4.- Intestino.

#### Clave de la figura 16:

En machos maduros, el tamaño de los testículos, se puede hipertrofiar durante la época de cruza. En esta ave, las glándulas adrenales estan completamente ocultas de la vista.

- 1.- Testículos.
- 2.- Riñones.
- 3.- Pulmones.

#### Clave de la figura 17:

El ovario en hembras muy jóvenes, esta recostado y localizado adyacente al polo craneal del riñón izquierdo. Puede parecer tejido adiposo o parecer como "tejido cerebral".

- 1.- Ovario.
- 2.- Riñón.
- 3.- Pulmón.
- 4.- Intestino.

Clave de la figura 18:

El ovario de una hembra más grande, inmadura tiene una superficie granular, que parece empedrado.

- 1.- Ovario
- 2.- Riñón.
- 3.- Pulmón.

Clave de la figura 19:

En una hembra madura, el desarrollo folícular es evidente, dando apariencia de un racimo de óvulos. Las hembras listas para ovular, tienen varias yemas listas para desprenderse del racimo.

- 1.- Ovario.
- 2.- Riñón.
- 3.- Pulmón.
- 4.- Intestino.

(Adaptado del: Surgical Sexing of Birds by Lapaorscopy, por - S.E. McDonald, Copyright 1982, California Veterinarian).

Literatura Citada

1. Bercovitz, A.B., Czekala, N.M. and Lasley, B.L.: A new method for sex determination in monomorphic birds. J. of Zoo Anim. Med., 9: 114-124, (1978).
2. Boever, W.J. and Wright, W.: Use of ketamine for restraint and anesthesia of birds. Vet. Med. Sm. Anim. Clinic., Vol. 70, 1: 86-88, (1975).
3. Bone, J.F.: Animal Anatomy and Physiology, 2nd ed. Reston Publishing Company Inc. A Prentice-Hall Company, Reston, Virginia, (1982).
4. Bush, M.: Laparocopy in birds and reptiles, Animal Laparocopy. Edited by: Harrison, R.M. and Wildt, D.E., 183-187, The Williams & Wilkins Company, Baltimore, (1980).
5. Byles, P.H. and Dobkin, A.B.: The Pharmacodynamics of Methoxyflurane, Textbook of Veterinary Anesthesia. Edited by: Soma, L.R., 75-81, The Williams & Wilkins Company, Baltimore, (1971).
6. Camburn, M.A. and Stead, A.C.: Anaesthesia in wild and aviary birds. J. of Sm. Anim. Pract., 19: 395-400 (1978).
7. Cooper, J.E.: Metomidate anaesthesia of some birds of prey for laparotomy and sexing. The Vet. Rec., 94: 437-440, (1974).
8. Deutsch, S.: The Pharmacodynamics of Halothane, Textbook of Veterinary Anesthesia. Edited by: Soma, L.R., 68-75, The Williams & Wilkins Company, Baltimore, (1971).
9. Dolphin, R.E. and Olsen, D.E.: Anesthesia in the companion bird. Vet. Med. Sm. Anim. Clinic., Vol. 72, 11: 1761-1765, (1977).
10. Friedburg, K.M.: Anesthesia of parakeets and canaries. J.A.V.M.A., 141: 1157-1160, (1962).

11. Gandal, C.P.: Surgical Techniques and Anesthesia, Diseases of Cage and Aviary Birds. Edited by: Petrak, M.L., - 217-233, Lea & Febiger, Philadelphia, (1969).
12. Gerstenfeld, S.L.: The Bird Care Book. Addison-Wesley - Publishing Company, Menlo Park, California, (1981).
13. Graham-Jones, O.: Restraint and anesthesia of small cage birds. J. Sm. Anim. Pract., 6: 31-39, (1961).
14. Grono, L.R.: Anesthesia of budgerigars. Austral. Vet. - J., 37: 463-464, (1961).
15. Harrison, G.J.: Endoscopic examination of avian gonadal tissue. Vet. Med. Sm. Anim. Clinic., 73: 479-484, (1978).
16. Heidenreich, M.: Narkose bei Greifvögeln und Eulen mit - Ketaminhydrochlorid. Der Praktische Tierarzt, 9: 672-679, (1978).
17. Hornberger, M.: Zur Narkose und allgemeinen Chirurgie - bei Heim und Wildvögeln. Kleintierpraxis, 20: 24-29 - -- (1973).
18. Ingram, K.A.: Otoscopic Technique for Sexing Birds, Current Veterinary Therapy, VII ed. Edited by: Kirk, R.W., 656-658, W.B. Saunders Co., Philadelphia, (1980).
19. Jones, D.M.: The sedation and anaesthesia of birds and - reptiles. The Vet. Rec., 101: 340-342, (1977).
20. Klide, A.M.: Avian anesthesia. The Vet. Clinics of North America, Vol. 3, 2: 175-186, (1973).
21. Koch, T.: Anatomy of the Chicken and Domestic Birds. The Iowa State University Press, Ames, Iowa, (1973).
22. Lengnick, H.D. und Marquardt, U.: Erfahrungen über die - Narkose beim Wellensittich mit Ketamin-Xylazin. Klein- - tierpraxis, 25: 270-272, (1974).

23. Linde, H.W.: The Physics and Chemistry of General Anesthetics, The Textbook of Veterinary Anesthesia. Edited by: Soma, L.R., 30-50, The Williams & Wilkins Company, - Baltimore, (1971).
- 
24. Mandelker, L.: A toxicity study of Ketamine HCL in parakeets. Vet. Med. Sm. Anim. Clinic., Vol. 63, 5: 487-488, (1973).
25. Mangden, G.A. and Stock, A.D.: A preliminary report on - the application of current cytological techniques to sex-birds, International Zoo Yearbook. Edited by: Olney, -- P.J.S., 16: 138-143, (1976).
26. McDonald, S.E.: Surgical sexing of birds by laparoscopy. California Veterinarian, Vol. 36, 5: 16-22, (1982).
27. Neal, L.A., Carter, R.S. and Bush, M.: Ketamine anesthesia in pigeons (Columbia livia): Arterial blood gas and acid-base status. J. Zoo Anim. Med., 12: 48-51, (1981).
28. Nickel, R., Schummer, A., Seiferle, E., Siller, W.G. and Wright, P.A.L.: Anatomy of the Domestic Birds. Verlag - Paul Parey, Berlin, Hamburg, Springer Verlag, New York, - Heidelberg, Berlin, (1977),
29. Petrark, M.L.: Diseases of Cage and Aviary Birds. Lea & Febiger, Philadelphia, (1969).
30. Pohlmeier, K. und Wissdorf, H.: Die Vaskularisation der Pektoralismuskulatur bei der Reisetaupe (Columbia livia). Der Praktische Tierarzt, 9: 680-681, (1978).
31. Price, H.L. and Dripps, R.D.: General Anesthetics, The - Pharmacological Basis of Therapeutics, 4th ed. Edited by: Goodman, L.S. and Gilman, A., 71-97, The Macmillan Company, New York, (1970 ).
32. Riser, A.C.: A technique for performing laparotomy on - small birds. The Condor, 73: 376-379, (1971).

33. Ritchie, J.M., Cohen, P.J. and Dripps, R.D.: Local Anesthetics, The Pharmacological Basis of Therapeutics. Edited by: Goodman, L.S. and Gilman, A., 384, The Macmillan Company, New York, (1970).
34. Salt, G.W. and Zeuthen, E.: The Respiratory System, Avian Physiology, 2nd ed. Edited by: Sturkie, P.D., 162, Comstock Publishing Associates, a division of Cornell University Press, Ithaca, New York, (1965.).
35. Sanford, J.: Avian Anesthesia, Textbook of Veterinary Anesthesia. Edited by: Soma, L.R., 359-369, The Williams & Wilkins Company, Baltimore, (1971.).
36. Satterfield, W.C.: Diagnostic Laparoscopy in Birds, Current Veterinary Therapy, VII ed. Edited by: Kirk, R.W., 659-661, W.B. Saunders Co., Philadelphia, (1980.).
37. Sedgwick, C.J.: Anesthesia of Caged Birds, Current Veterinary Therapy VII ed. Edited by: Kirk, R.W., 653-656, -- W.B. Saunders Co., Philadelphia, (1980.)
38. Smith, T.C.: Factors Affecting the Alveolar Tension of an Anesthetic Gas, Textbook of Veterinary Anesthesia. Edited by: Soma, L.R., 50-62, The Williams & Wilkins Company, Baltimore, (1971.)
39. Soma, L.R.: Preanesthetic Medications, Textbook of Veterinary Anesthesia. Edited by: Soma, L.R., 121-156, The Williams & Wilkins Company, Baltimore, (1971.)
40. Soma, L.R.: Anesthetic Management, Textbook of Veterinary Anesthesia. Edited by: Soma, L.R., 287-318, The Williams & Wilkins Company, Baltimore, (1971.)
41. Steiner, C.V. and Davis, R.B.: Caged Bird Medicine, Iowa State University Press, Ames, Iowa, (1981.)
42. Stunkard, J.A., Russell, R.J. and Johnson, D.K.: A Guide to Diagnosis and Treatment and Husbandry of Caged Birds, Veterinary Medicine Publishing Co., (1981.)

43. Trommer, G.: Narkose bei Greifvögeln, Der Praktische Tierarzt, 9: 671-672, (1978.) -
44. Zedler, W.: Narkose der Vögel, Kleintierpraxis, 7: 99-100, (1962). - -