

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



“ TECNICA OTOSCOPICA DE SEXADO QUIRURGICO EN AVES
MONOMORFICAS APLICADA EN PSITACIDAS ”

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A:

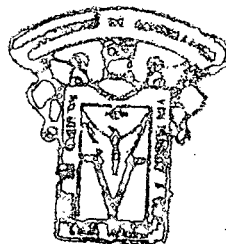
GONZALO ELIZONDO MATA

GUADALAJARA, JAL., JULIO 1993

A MIS PADRES:

JORGE ELIZONDO DIAZ †
MA. AFRA MATA BAEZA

En especial a mi madre; quien con su esfuerzo, trabajo y apoyo, me brindó la oportunidad de terminar mis estudios que son la base de todo lo que he podido lograr hasta hoy.



OFICINA DE
EXTENSION CIENTIFICA

A MIS HERMANOS:

JORGE ADOLFO ELIZONDO MATA
MIGUEL FERNANDO ELIZONDO MATA
MA. PALOMA ELIZONDO MATA
ALVARO ELIZONDO MATA
JOSE DE C. ELIZONDO MATA

Gracias por su apoyo y comprensión.



OFICINA DE
REUNION CIENTIFICA

A MI ASESOR:

M.C. M.V.Z. F. FRANCISCO RODRIGUEZ HERREJON

No sólo por su gran generosidad al compartir tiempo y conocimientos al realizar este trabajo, sino también por su sincera amistad y gran ejemplo como persona y profesionista durante seis años en los que afortunadamente he tenido el honor de conocerlo.

M.V.Z. RAFAEL RUVALCABA DIAZ

Mi más sincera gratitud por haberme tenido confianza e impulsarme con su ejemplo a seguir luchando con firmes convicciones para llegar a cumplir mis metas en este difícil pero fascinante mundo de la Medicina Veterinaria en animales de zoológico.

A todas aquellas personas que de alguna forma contribuyeron para que este trabajo llegara a buen término, **GRACIAS** por compartir su tiempo, dedicación y conocimientos.

M.V.Z. J. PABLO VARELA MARTINEZ NEGRETE
M.V.Z. J. JESUS RAMIREZ MARTINEZ
M.V.Z. JOSE LUIS RODRIGUEZ AVILA
M.V.Z. J. JAIME ANDRADE GARCIA

BIOL. MARTIN CARRILLO JIMENEZ
BIOL. MA. EUGENIA MARTINEZ A.
LIC. CARLOS MONJARDIN LOPEZ

**A LA UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA Y
FAC. DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**



A MIS MAESTROS:

Por compartir sus conocimientos en forma desinteresada y sin egoismo.

AL ZOOLOGICO GUADALAJARA:

El cual me ha permitido ir formándome como profesionalista, además de poder realizarme en lo personal.

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TITULO:

**“TECNICA OTOSCOPICA DE SEXADO QUIRURGICO
EN AVES MONOMORFICAS APLICADA EN PSITACIDAS”**

TESISTA:

Gonzalo Elizondo Mata

DIRECTOR DE TESIS:

M.C.M.V.Z. Francisco Rodríguez Herrejón

Guadalajara, Jalisco

Julio de 1993

CONTENIDO

	PAGINA
RESUMEN _____	I
INTRODUCCION _____	I
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA _____	8
JUSTIFICACION _____	9
HIPOTESIS _____	10
OBJETIVO _____	11
MATERIAL Y METODO _____	12
RESULTADOS _____	16
DISCUSION _____	19
CONCLUSIONES _____	21
BIBLIOGRAFIA _____	22

RESUMEN

Este trabajo se efectuó en las instalaciones del ZOOLOGICO GUADALAJARA, que se encuentra enclavado en el Municipio de Guadalajara, en el Estado de Jalisco.

Los psittácidos son aves compactas de cuello corto, pico fuerte y ganchudo; la mayoría de las especies mexicanas son verdes y se catalogan dentro de las categorías siguientes: guacamayas, pericos, loros y cotorras. Distribuyéndose en la mayoría del territorio nacional.

Fueron utilizados un total de 45 individuos pertenecientes a varias especies de la familia de las psittácidas, con un rango de peso entre 72-1170 gr. Con el objetivo general de comprobar que la técnica otoscópica de sexado quirúrgico en aves monomórficas es un medio seguro, accesible, rápido y con una confiabilidad del 100% en el resultado, siempre que sea realizada por un veterinario con el conocimiento y la experiencia necesarios para efectuarla.

Todos fueron intervenidos en las mismas condiciones: Fueron pesados, y para aportar un mejor panorama en cuanto a las opciones que se tienen relacionadas con la inmovilización (química) al realizar la cirugía, se aplicó un anestésico diferente en cada uno de los tres grupos quedando de la siguiente forma:

Un primer grupo de 34 individuos en el que se utilizó Clorhidrato de Ketamina; el segundo grupo con Clorhidrato de Ketamina/Clorhidrato de Xilazina, con 6 individuos; y un tercer grupo constituido por 5 individuos administrándose en este caso anestesia inhalada Isoflurano.

Posteriormente se les practicó a todos la TECNICA DE SEXADO OTOSCOPICO PARA AVES MONOMORFICAS, con el resultado de 44 individuos sexados de los 45 que en total fueron intervenidos.

Fueron registrados en todos los casos: peso, tipo de anestesia, dosis, cantidad, vía y sexo, además de nombre común y científico de cada individuo.

Los resultados obtenidos cubren satisfactoriamente los objetivos planteados al inicio del trabajo, así mismo, se observan interesantes datos adicionales.

INTRODUCCION

Existen en el mundo 22,728 especies de vertebrados terrestres, de los cuales 2,413 corresponden a especies que viven en México y que representan el 10.6% del total mundial (1).

Teniendo en cuenta la extensión territorial de México que es de 1,981,547 Km²; el número de especies de fauna silvestre que habitan en el país es sumamente considerable comparado con países como Canadá que tiene sólo 614 especies de vertebrados terrestres y una superficie 4.5 veces mayor que la de México (1).

En México se consideran como especies de fauna silvestre a todas aquellas especies animales, vertebrados e invertebrados, que subsisten libremente sujetos a los procesos de selección natural y que han evolucionado como parte integral y funcional de los ecosistemas terrestres, así como a las especies migratorias, a los ejemplares de especies exóticas (introducidas al país) y a los ejemplares de especies domésticas que al escapar del control del hombre se tornan federales (1).

De las 2,413 especies mencionadas anteriormente con que cuenta México y que incluyen sólo vertebrados terrestres, se derivan 1,018 especies de aves registradas (13).

Los anteriores datos dan una idea de la riqueza faunística con que cuenta el país y especialmente respecto a las aves que presentan además una gran variedad tanto en morfologías, tamaños y coloridos.

Mas, precisamente ésto, plantea la obligación de velar porque se conserven y subsistan esta gran variedad de especies con que se cuenta, pues algunas se hallan en peligro o amenazadas por diversos factores de los cuales destacan: la destrucción de sus hábitat naturales así como el comercio y tráfico de los mismos. Nilssen (1981), calcula que a nivel mundial se capturan unas 100 millones de aves cada año; en el caso particular de México se estima que el 90% de las aves exportadas a los E.U. son introducidas en forma ilegal (2).

Una de las familias de aves más afectadas por este problema son las psitácidas, ya que sus características las han hecho desde siempre propias como animales de compañía, mascotas o simplemente como aves de ornato en todo el mundo.

Este importante grupo ornítico de las psitaciformes abraza todas las regiones tropicales del

planeta saltando desde las profundas selvas amazónicas a la guirnalda de las islas Antillas y desde estas a las selvas e incluso estepas de la región ecuatorial etiópica, enviando representantes a la isla de Madagascar y encontrando toda su pujanza y diversificación en la región de Australasia, tras dispersarse también por los trópicos del Asia oriental (15).

Los psitaciformes, sin abandonar unos cánones anatómicos extraordinariamente homogéneos, se han diversificado ecológicamente, dando formas frugívoras, comedoras de semillas, polívoras, omnívoras e incluso carnívoras (2).

En general son aves compactas de cuello corto, con el pico fuerte y ganchudo, las patas zigodáctilas (dos dedos hacia adelante y dos hacia atrás). Ruidosos, de colores llamativos en su mayoría (14).

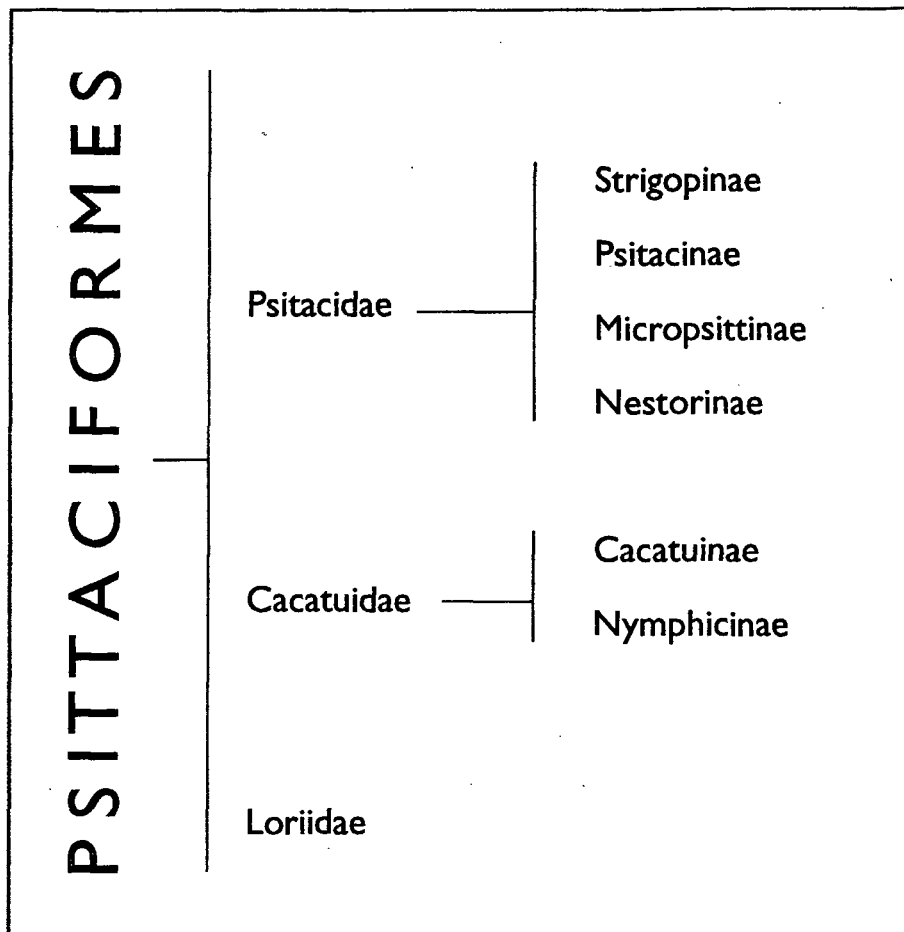
Las especies de psitácidas en el mundo son 317 (14); de las cuales en México existen 20 especies de psitácidas, las que se pueden incluir en alguna de las categorías básicas siguientes:

- 1) Guacamayas.- Muy grandes, con la cola larga y delgada.
- 2) Pericos.- Pequeños, con la cola puntiaguda o en forma de cuña
- 3) Loros y cotorras.- Rechonchos y de cola cuadrada.

Su distribución abarca la mayoría del territorio nacional (14).

Pese al problema ya mencionado del comercio de fauna silvestre, el mayor peligro para éstas y todas las especies animales, radica en la destrucción de los hábitat en donde existen naturalmente; ya que en el caso de que estos lugares fueran destruidos, las especies que en ellos habitan serían condenados a la desaparición. Una forma de evitar este problema es la reproducción en cautiverio siendo importante determinar el sexo de los individuos dado que la mayoría de las especies del grupo de las psitácidas presentan características sexuales monomórficas por lo cual es difícil identificarlas a simple vista.

A través del tiempo se han desarrollado diversas técnicas o métodos tratando de establecer el sexo de aves monomórficas. Desde la simple observación del comportamiento hasta técnicas sofisticadas de laboratorio.



Cuadro No. 1 Cuadro taxonómico de los psittaciformes (9).

METODO DE SEXADO POR PATRONES DE COMPORTAMIENTO:

Basándose en el comportamiento de los animales, se han reunido en muchas ocasiones parejas que resultaron ser individuos del mismo sexo. Ocasionándose con ésto la pérdida de tiempo, la frustración de l avicultor o investigador e incluso el llegar a perder los animales sin haber podido aprovechar su potencial reproductivo con las consecuencias que esto pueda implicar.

Todo ésto resulta de que desafortunadamente, dos machos o dos hembras juntos pueden ser tan compatibles aseándose y alimentándose el uno al otro e inclusive intentar copular, y en el caso de dos hembras, llegar a poner huevos infértiles e incubarlos, por lo cual transcurriría bastante tiempo para darse cuenta del error y proceder al respecto (6,12).

Ahora, que teniendo individuos identificados ya por otro método seguro y estando bien diferenciados sexualmente, podría optarse entonces por el comportamiento para seleccionar y reunir parejas por afinidad.

METODO DE SEXADO POR CARACTERISTICAS EXTERNAS:

Existen variadas formas de buscar la identificación del sexo a través de características como, medidas anatómicas, color, forma, etc. Todas externas y que en algunos casos se ha llegado al acierto, pero eso no da la confiabilidad de utilizarlos como base en programas de reproducción serios al trabajar con especies valiosas o en algunos casos en peligro de extinción. Algunos de estos métodos son: Sexado pélvico que consiste en tomar la medida de la distancia entre puntos distales de los huesos púbicos, pues una mayor separación nos daría una supuesta hembra; otras medidas de estructuras anatómicas incluyen la evaluación de tamaño y forma de la cabeza, largo de los huesos de las patas; largo del cuello; forma y tamaño del pico aunado al colorido del mismo; Diferencia en el colorido de los ojos, puesto que en varias especies si llega a ser significativo pero puede existir confusión en algunas especies con periodos juveniles de las mismas, ocurriendo otro tanto con el plumaje (12,13).

METODO DE SEXADO POR PALPACION U OBSERVACION DE LA CLOACA:

Este es un método rápido, exacto, seguro, pero sólo útil en algunas especies, específicamente en aves acuáticas, gallináceas, de corral y también en las grandes aves como avestruz, casuario, emú y ñandú.

Pero no es efectivo para la mayoría de las especies debido a tamaño, delicadeza o falta de visibilidad en la cloaca. Un rudimentario órgano copulatorio masculino se encuentra presente en gallináceas y aves acuáticas; un órgano más desarrollado en las ratites (grandes aves). En psitácidas hembras maduras sexualmente, el cérvix puede ser observado en el lado izquierdo de la pared cloacal (12,13).

METODO DE SEXADO GENETICO:

las técnicas de análisis cromosómicos en aves se han desarrollado lentamente a través de los últimos 15 años.

Altamente exacto y aplicable a cualquier ave sin importar edad o condición, este método es sin embargo, muy costoso y de limitada disponibilidad en el medio. El número diploide en aves tiene un rango de 52 a 92 cromosomas, la hembra es heterogamética (ZW) y el macho (ZZ) homogamético (12).

Ventajas

- a) Método positivo cuando es correctamente realizado.
- b) Anormalidades cromosómicas pueden ser vistas incidentalmente en el sexado.
- c) Método relativamente no dañino.

Desventajas

- a) Requiere manipulación del ave.
- b) No da información de la edad o estado reproductivo del individuo.
- c) Algunos pequeños riesgos de daño al folículo de la pluma cuando se jala de la misma al usar la técnica de cultivo de células del folículo de la pluma.
- d) El tiempo requerido puede ser de 2 a 8 días dependiendo del método usado (squash directo o cultivo de tejidos), si no existe una pluma adecuada se requerirán 2 semanas para el crecimiento de una pluma.
- e) No siempre es afortunado.
- f) Se requiere mucha experiencia y equipo costoso.

METODO DE SEXADO HORMONAL:

Análisis de esteroides fecales.- Son técnicas adaptadas de pruebas de gestación humana.

La excreción total de estrógenos (E) y testosterona (T) pueden rápidamente ser medidos de la mezcla fecal del ave.

Ventajas

- a) Si se usa el excremento, el ave no se manipula.
- b) Mucha información del ciclo reproductivo o anomalías reproductivas pueden obtenerse.
- c) Buen método para utilizarse al seleccionar reproductores activos y determinar anomalías.

Desventajas

- a) Aves jóvenes no pueden ser sexadas.
- b) Adultos que no estén en estación reproductiva no pueden ser sexados.
- c) El método requiere de 4 a 5 días mínimo.
- d) El método requiere mucha experiencia y equipo costoso.

TECNICAS QUIRURGICAS DE SEXADO:

Técnicas precisas para determinar el sexo han permitido a los aviculturistas en años recientes grandes oportunidades para la propagación exitosa de especies aviares monomórficas. Ornitólogos ya en los años 50's y 60's utilizaron técnicas de laparotomía derivadas de la técnica que se utilizaba para esterilizar pollos de engorda, esto, para determinar el sexo así como ver cambios en gónadas según la estación.

En los años siguientes, estas técnicas fueron perfeccionadas por la endoscopia con el desarrollo del endoscópio en artroscopia; la técnica se tornó segura y aplicable aún en pequeñas especies; ya que las anteriores laparotomías se presentaba un gran traumatismo, así como un área quirúrgica de exposición grande que era requerida para una adecuada visibilidad (12).

El sexado quirúrgico por laparoscopia ha tenido gran aceptación entre los aviculturistas y es el método más común para la determinación del sexo hoy en día, puesto que es rápido, preciso y no depende de la madurez sexual del individuo, mientras que el factor riesgo es bajo si el veterinario cuenta con la experiencia necesaria y se trabaja con las medidas de higiene y manejo que el caso requiere (16).

Entre las ventajas de la laparoscopia se incluye la oportunidad de efectuar un examen directo

visual en otros órganos y sistemas, además de la ya mencionada de observar directamente tamaño y desarrollo de las gónadas, ayudándonos a conocer con más certeza el estado que guarda reproductivamente el individuo de que se trate (16). En adición, el laparoscópio puede ser de gran ayuda en el diagnóstico de enfermedades como tuberculosis aviar, aspergilosis y otras (7).

De esta técnica laparoscópica se deriva la llamada TECNICA OTOSCOPICA que se diferencia de la primera por utilizarse un otoscopio en lugar de un laparoscopio para la observación de gónadas en cavidad. Sin embargo, el laparoscopio es bastante más costoso que un otoscopio.

Basándose pues, en todo lo anterior, es que se eligió esta última técnica; aunado al conocimiento de las condiciones existentes en nuestro medio refiriéndose a zoológicos, criaderos o colecciones tanto de propiedad privada como de gobierno en los cuales es muy difícil contar con los recursos necesarios para implementar laboratorios o centros de investigación destinados específicamente a realizar técnicas sofisticadas como las antes mencionadas y que serían la única opción segura de no preferir las técnicas quirúrgicas (laparoscopia y otoscopia).

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Lo dicho anteriormente lleva a la necesidad de buscar soluciones para contribuir a detener esta tendencia al saqueo y la extinción de especies animales.

El llegar a reproducir en cautiverio las especies que actualmente se extraen de su lugar de origen, ayudaría al menos, a disminuir el tráfico causado por la gran demanda que se da a nivel mundial (8).

En el caso especial de las psitácidas, el lograr su reproducción y propagación en cautiverio a través de programas de reproducción bien implementados se ha encontrado con un problema que puede parecer simple pero que es básico resolver para poder pensar en cualquier paso posterior, y este problema es que la mayoría de las especies que integran la familia de las psitácidas presentan **MONOMORFISMO** sexual.

Para comprender esto véanse los siguientes términos:

MONOMORFISMO

Una especie muestra éste, cuando los individuos que la forman no presentan alguna diferencia física externa visible que nos permita determinar el sexo de cada uno de ellos con toda seguridad.

DIMORFISMO

Este término podemos aplicarlo en individuos de diferente sexo, de la misma especie, que presentan las diferencias físicas externas necesarias para definir y establecer sin lugar a dudas el sexo de cada uno de los individuos a simple vista o mediante un examen externo.

JUSTIFICACION

Una manera de ayudar a disminuir el saqueo y tráfico de este tipo de aves es el fomentar su reproducción y propagación en cautiverio, y mientras menos obstáculos se encuentren para lograrlo será más factible llegar al éxito.

Como se mencionó anteriormente, ya contando con los animales, en la mayoría de las psitácidas el principal problema es identificar sexualmente a los individuos para así formar las parejas reproductivas, puesto que en estas encontramos el monomorfismo sexual.

Siendo entonces de gran importancia el demostrar que esta técnica sea una herramienta confiable, segura y sobre todo accesible casi a cualquier nivel. Se puede volver a recordar que además nos servirá como un aliado más en el reconocimiento de otros órganos así como en el diagnóstico de algunas enfermedades.

HIPOTESIS

Mediante la utilización de la técnica otoscópica de sexado quirúrgico en aves monomórficas se logrará la total y segura diferenciación de dichas aves, ya que por su valor tanto científico, económico, así como por encontrarse en peligro, requieren de programas de reproducción bien implementados, de los que el primer paso será el contar con los animales bien identificados sexualmente y así proceder a la posterior formación de parejas o grupos reproductores.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL:

Comprobar que la técnica otoscópica de sexado quirúrgico en aves monomórficas es un medio seguro, accesible, rápido y con una confiabilidad del 100 % en el resultado, siempre que sea realizada por un veterinario con el conocimiento y la experiencia necesarios para efectuarla.

OBJETIVOS PARTICULARES:

-Demostrar la posible detección de problemas relacionados con otros órganos o el mismo sistema reproductivo.

-Mediante la observación directa de las gónadas determinar el grado de madurez o estado reproductivo del ave para la formación de grupos reproductores que se hallen en la misma fase reproductiva de ser posible.

MATERIAL Y METODO

Este trabajo se llevó a cabo en el ZOOLOGICO GUADALAJARA utilizando animales pertenecientes a la colección faunística de la misma institución.

Se utilizaron un total de 45 individuos, todos pertenecientes a la familia de las psitácidas pero de distintas especies, la mayoría de origen nacional.

NOMBRE COMUN	NOMBRE CIENTIFICO
Perico atolero	<i>Aratinga canicularis</i>
Perico frente blanca	<i>Amazona albifrons</i>
Perico montañas	<i>Amazona finschi</i>
Guacamaya enana	<i>Rhynchopsitta pachyrhyncha</i>
Guacamaya militar	<i>Ara militaris</i>
Guacamaya escarlata	<i>Ara macao</i>
*Lory	<i>Lorius garrulus</i>

*Especie no nacional exótica

ANESTESICOS: Fueron usados tres distintos de los cuales se mencionan a continuación sus características y presentación en que fueron utilizados.

*Clorhidrato de Ketamina (inyectable).- Este anestésico se trabajó en la presentación de 100 mg/ml, diluyéndola a una concentración de 10 mg/ml aplicando la dosis de 15-20 mg/kg de peso I.M.

*Clorhidrato de Ketamina/C. de Xilazina (inyectable).- Aquí se usó en ketamina la presentación de 100 mg/ml y en xilazina la presentación de 20 mg/ml; mezclados en proporción de 1:1 y a una dosis de 0.5 ml de la mezcla (25 mg ketamina + 5 mg xilazina)/kg de peso, vía I.M.

*Isoflurano (inhalaado).- Uno a dos minutos a una concentración de 3 % es suficiente para poder intubar un ave; una concentración de 1.5 % nos permite mantener un plano anestésico aceptable para la intervención.

El uso de isoflurano permite diagnóstico y métodos terapéuticos agresivos hasta en pacientes severamente debilitados y no es metabolizado renal o hepáticamente, por lo que no se conoce toxicidad en el uso de este anestésico (10). El isoflurano no es soluble en sangre, debido a esto no es tóxico orgánicamente, ya que es eliminado en el intercambio gaseoso durante el proceso de la respiración (11).

El procedimiento utilizado fué introducir el ave en una cámara de inducción (construida y adaptada con una pecera de vidrio) cerrada a la que se aplicó isoflurano hasta que el animal cayó o fué posible manejarlo sin respuesta alguna.

Este se retiró de la cámara y se continuó la administración de anestesia con una mascarilla durante toda la intervención, teniéndose una recuperación postoperatoria en no más de 5 minutos por lo que no fué necesario inmovilizar al ave durante el mismo período.

Para pesarlos y calcular la cantidad de anestésico se introdujeron los más pequeños en una bolsa de papel, siendo de mayor tamaño se utilizó una caja de cartón y solo se restó posteriormente el peso de esta última.

Al sujetar el ave se debe recordar que las psitácidas presentan fuertes mandíbulas y que podrían dañar significativamente; por esto se recomienda que una vez atrapada en una red, se le sujete e inmovilice firmemente la cabeza sobre la mandíbula inferior.

Primeramente cada individuo fué pesado para administrarle el anestésico requerido según el caso y tipo de anestesia utilizada.

Cabe hacer notar que todos los animales se dietaron completamente 24 hrs. antes de la cirugía, lo cual ayudó a disminuir los riesgos de anestesia, así como los problemas de visibilidad si se encuentran los intestinos llenos.

Ya en un estado de sedación adecuado, el asistente colocó el ave recostada en decúbito lateral derecho con ambas alas recogidas dorsalmente en dirección a él, sujetandolas con la mano derecha o con cinta; con la mano izquierda sujeta las patas, especialmente la izquierda, que debe estar desplazada posteriormente en relación al ave.

Se retiran las plumas y en seguida se prepara asépticamente con solución yodada el área de la piel comprendida entre el borde de la última costilla, el íleo y un punto inmediatamente

próximo a la mitad de la cabeza del fémur, si se colocan campos quirúrgicos se debe tener cuidado de que el ave no quede demasiado cubierta para tener buena visibilidad y poder evaluar el grado de anestesia así como su condición general (5).

Una incisión de 1 a 1.5 cm se realiza dorsoventralmente sobre el último espacio intercostal, solo, a través de piel y tejido subcutáneo, cuidando de no incidir los músculos más profundos, los cuales son disectados individualmente con fórceps de mosquito punta roma y retraídos con fórceps de Allis. Los músculos intercostales de la 7a. y 8a. costillas son separados cuidadosamente, por medio de una ventana abierta por disección con punta roma. Al penetrar en cavidad abdominal se punciona el saco aéreo torácico posterior con un estilete de punta roma de un largo que nos permita llegar al saco según el tamaño del ave, esta abertura del saco es agrandada con una disección roma para permitir la entrada del espéculo del otoscópio (el tamaño del espéculo será dependiendo de la talla del ave).

Si la gónada no es visible inmediatamente, se debe de rotar la punta del espéculo anterodorsalmente para localizarlas, esto se debe hacer con cuidado para no traumatizar demasiado al animal (5).

Uno de los problemas encontrados comunmente puede ser la acumulación de grasa circundante a las gónadas aunque esta es más común en aves rapaces en cautiverio (6,7).

La gónada se localiza adyacente al polo craneal del riñón izquierdo, al borde caudal del pulmón izquierdo y adyacente a la glándula adrenal. Se reconocen, el riñón como un órgano grande de color rojo-café oscuro, hacia su borde craneal se puede ver la glándula adrenal pequeña, irregular de color amarillo-naranja y muy vascularizada, la gónada es generalmente caudolateral a la adrenal.

El pulmón es de color rosa y craneolateral a la triada (riñón, adrenal y gónada).

GONADAS:

Testículos.- Son tanto oblongados como cilíndricos en su forma, suaves y lisos en la superficie y de color blanco cremoso en la mayoría de las psitácidas, aún cuando las cacatúas los presentan de color café oscuro (12).

Los testículos varían de tamaño según la edad y estado reproductivo del ave. Un ave inmadura los presentará pequeños y avasculares, el ave madura los mostrará más grandes y

vasculares en su superficie (5).

Ovarios.- Usualmente son de color blanco, pueden estar parcialmente pigmentados y la superficie es lobulada. En hembras inmaduras los folículos no son prominentes pero presenta pequeñas fisuras o dobleces que aparentan un "cerebro".

La hembra madura, en su ovario tiene una superficie finamente granular como un racimo abundante de folículos y es fácilmente identificable (5)

Si existe duda en determinar el sexo, pudiendo ser macho o una hembra inmadura, se puede buscar la segunda gónada que de encontrarse nos indicará que es macho, pues las aves solo desarrollan el ovario izquierdo (5).

Una vez determinado el sexo, se retira el espéculo y se cierra la incisión intercostal con puntos separados usando catgut o dexón de 1 ó 2-0.

En muchas especies la incisión puede dejarse sin suturar si los músculos del muslo descansan entre la piel y la incisión (5). Se aplica enseguida terapia antiséptica tópica (cicatrizante) en la zona de la incisión, pudiéndose aplicar antibiótico sistémico como preventivo si se considera necesario.

Postoperatorio.- Para la posterior identificación de los individuos ya sexados se utilizó el tatuaje en una de las alas: en la derecha si es macho y en la izquierda hembra. Así mismo, se usaron también con el mismo fin argollas (anillos) especiales para psitácidas, pues otro tipo de anillos no específicos se pueden perder u ocasionar problemas al animal tratando este de quitárselo pudiendo llegar a cercenarse la pata en el caso de bandas (no argollas) metálicas como en varios casos ha sucedido.

Posteriormente cada ave se enrolló en una cartulina o periódico fijada con cinta adhesiva y solo el ave es capaz de salir cuando ya se encuentra recuperada evitando así que se golpee al tratar de caminar o volar todavía bajo los efectos de la anestesia.

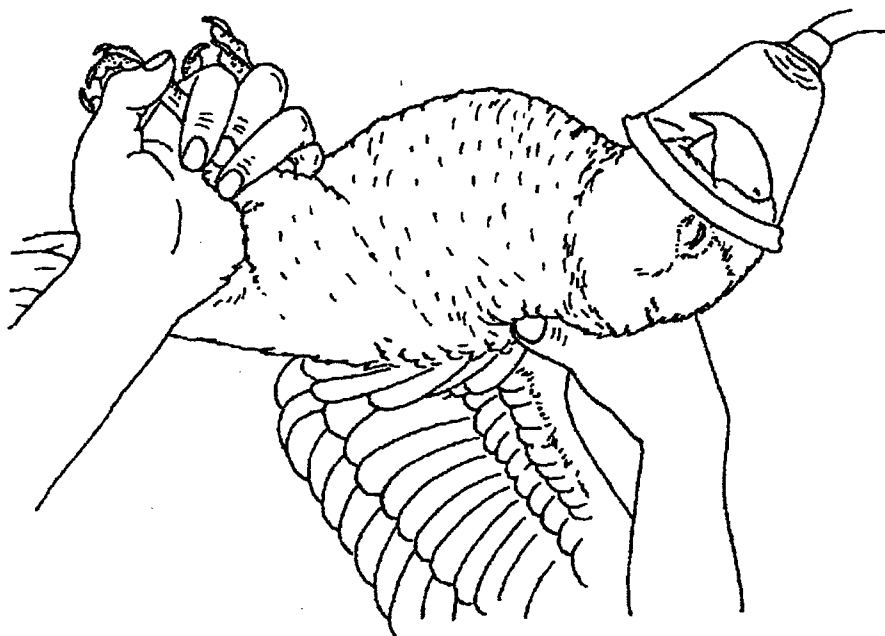


Fig. 1.- Forma de sujeción del ave durante la realización de la cirugía.

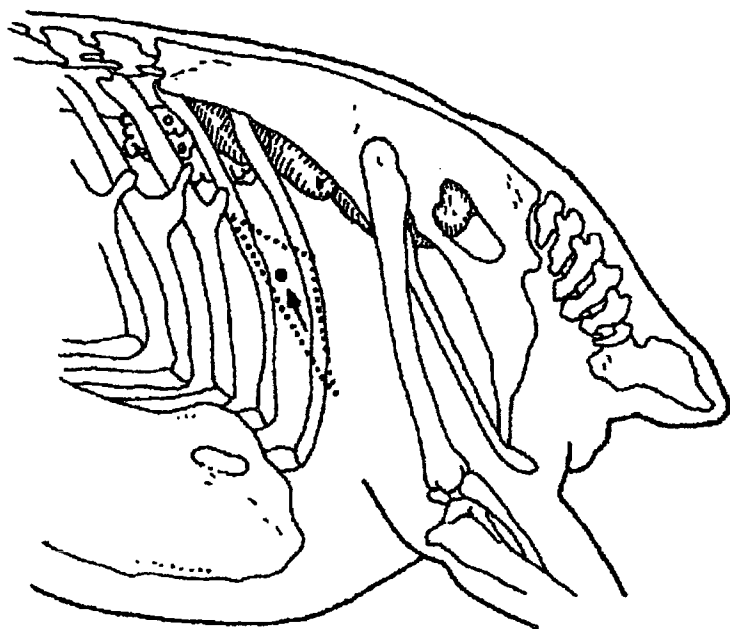


Fig. 2.- Zona en la que se debe realizar la incisión a través de la cual se inserta el espéculo del otoscopio al realizar la observación de gónadas.

RESULTADOS

Con la práctica, esta técnica llegó a realizarse en forma segura y en relativamente poco tiempo.

En la mayoría de los casos, al observar la gónada no se tuvo duda o gran problema para identificarla.

Conforme se avanzó en el número de intervenciones, se adquirió mayor destreza y capacidad tanto para realizar la cirugía como para lograr la debida identificación, sobre todo en caso de hembras jóvenes e incluso con algo de sangrado.

Se observó con mayor frecuencia la dificultad en algunos casos para romper en forma conveniente el saco de aire, principalmente en las especies pequeñas, esto se hizo siempre con un estilote de punta roma pues resulta peligroso utilizar agujas ya que se podría puncionar un órgano interno o provocar con mayor facilidad una hemorragia.

Precisamente, el único caso en que no se realizó la identificación de sexo, fué a causa de que se presentó una hemorragia que impidió la visibilidad, optándose por suspender la cirugía para seguridad del animal:

ANIMALES IDENTIFICADOS	44 (97.7%)
ANIMALES NO IDENTIFICADOS	1 (2.2%)
<hr/>	
ANIMALES INTERVENIDOS	45 (100%)

Así mismo, como se puede observar en el cuadro general de resultados, de las 45 intervenciones, solo en 3 (6.6%), se presentó un sangrado mayor a lo que se podría considerar normal después de llevar a cabo tal cantidad de cirugías.

Lo más relevante en el postoperatorio fué el tiempo que tardó cada uno en recuperarse, lo que se vió directamente relacionado con el tipo de anestesia utilizado. El proceso de cicatrización se llevó acabo en 8 días.

-Clorhidrato de ketamina:

Con este anestésico se realizó la gran mayoría (34 casos = 75.5%) de las intervenciones,

obteniéndose en todos los casos un grado de anestesia aceptable, suficiente para efectuar la técnica pero sin una total relajación.

Se observó una recuperación postoperatoria promedio de 1-2 horas; todos los animales se encontraban comiendo normalmente antes de las 24 horas siguientes a la cirugía.

-Clorhidrato de ketamina/Clorhidrato de xilazina:

De esta mezcla se recurrió generalmente a cantidades menores a la dosis señalada obteniendo, no obstante, un nivel de anestesia más profundo, muy buena relajación, pero un periodo de recuperación más prolongado que al utilizar ketamina sola.

La recuperación postoperatoria se prolongó en promedio de 4-6 horas (recuperación de los efectos de la anestesia).

En ningún caso hubo problemas por golpes o traumatismos originados al querer caminar o volar después de la cirugía, así mismo, en ningún caso se presentaron problemas infecciosos postoperatorios.

Aunado a dejarlos envueltos, se tomó la precaución de ponerlos mientras se recuperaban en una jaula pequeña y sin agua para beber, evitando que quisiera volar inmediatamente o pudiera ahogarse.

-Isoflurano:

Administrado por inhalación se logró obtener el grado de anestesia deseado, mantenerlo y regularlo según las necesidades, al término de la cirugía la recuperación resultó inmediata.

La inducción se logró con un 3-4% y para mantener plano anestésico de 1-2%, todo dependiendo del ave y el efecto deseado o requerido.

No.	ESPECIE	PESO (gr)	AYUNO (Hrs.)	TIPO ANEST.	ANESTESICO	VIA	DOSIS	CANT.	SEXO	COMENTARIOS
1	<i>Amazona finschi</i>	374	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	5 mg	M	Se comenzó con dosis bajas o mínima de anestesia
2	<i>Amazona finschi</i>	325	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	5 mg	M	
3	<i>Amazona finschi</i>	327	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	5 mg	M	Inmadura
4	<i>Amazona finschi</i>	363	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	H	
5	<i>Amazona finschi</i>	428	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	M	Inmadura
6	<i>Amazona finschi</i>	343	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	H	
7	<i>Rhynchopsitta pachyrhyncha</i>	370	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	M	Inmadura, un poco de sangrado
8	<i>Amazona finschi</i>	289.5	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	M	
9	<i>Amazona finschi</i>	312	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	M	Hemorragia no permitió su identificación
10	<i>Rhynchopsitta pachyrhyncha</i>	367	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	H	
11	<i>Rhynchopsitta pachyrhyncha</i>	370	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	I	Sólo confirmamos que sí presenta dimorfismo; el macho tiene pequeñas plumas rojas en el ala.
12	<i>Amazona finschi</i>	295	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	M	
13	<i>Amazona albifrons</i>	260.5	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	5 mg	M	Inmadura
14	<i>Amazona albifrons</i>	200	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	3 mg	H	
15	<i>Amazona finschi</i>	275	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	H	Inmadura
16	<i>Amazona finschi</i>	343	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	H	
17	<i>Amazona finschi</i>	300	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	6 mg	H	Inmaduro
18	<i>Ara militaris</i>	867.5	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	14 mg	H	
19	<i>Ara militaris</i>	807	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	14 mg	H	Inmaduro
20	<i>Ara militaris</i>	1080	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	14 mg	M	
21	<i>Ara militaris</i>	922	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	14 mg	H	Inmaduro
22	<i>Ara militaris</i>	930	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	14 mg	H	
23	<i>Ara militaris</i>	860	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	14 mg	M	Inmadura
24	<i>Lorius garrulus</i>	130	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	2.6 mg	H	
25	<i>Lorius garrulus</i>	187	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	3.6 mg	M	Hubo sangrado que dificultó la identificación
26	<i>Amazona finschi</i>	300	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	4 mg	H	
27	<i>Amazona finschi</i>	400	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	4 mg	M	Hubo sangrado que dificultó la identificación
28	<i>Amazona finschi</i>	308	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	4 mg	H	
29	<i>Ara militaris</i>	864	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	12 mg	H	Aún cuando se utilizó la mitad de la dosis indicada, presentó un buen grado de anestesia y relajación.
30	<i>Ara militaris</i>	875	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	12 mg	M	
31	<i>Ara macao</i>	1170	24	INYECTABLE	KETAMINA+XILAZINA	I.M	.5 ml/Kg	.25 ml	H	Presentó dificultad para romper el saco aéreo.
32	<i>Aratinga canicularis</i>	72	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	1 mg	H	
33	<i>Aratinga canicularis</i>	80	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	1.5 mg	H	Recuperación de la anestesia muy prolongada.
34	<i>Aratinga canicularis</i>	78	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	1 mg	H	
35	<i>Aratinga canicularis</i>	81	24	INYECTABLE	C. KETAMINA	I.M	15-20mg/Kg	1.5 mg	M	Recuperación de la anestesia inmediatamente.
36	<i>Ara militaris</i>	882	24	INYECTABLE	KETAMINA+XILAZINA	I.M	.5 ml/Kg	.25 ml	H	
37	<i>Ara militaris</i>	857	24	INYECTABLE	KETAMINA+XILAZINA	I.M	.5 ml/Kg	.25 ml	H	Recuperación de la anestesia inmediatamente.
38	<i>Amazona finschi</i>	280	24	INYECTABLE	KETAMINA+XILAZINA	I.M	.5 ml/Kg	.1 ml	H	
39	<i>Amazona finschi</i>	310	24	INYECTABLE	KETAMINA+XILAZINA	I.M	.5 ml/Kg	.1 ml	M	Recuperación de la anestesia inmediatamente.
40	<i>Amazona finschi</i>	338	24	INYECTABLE	KETAMINA+XILAZINA	I.M	.5 ml/Kg	.1 ml	M	
41	<i>Amazona finschi</i>	295	24	INHALADO	ISOFLURANO		1-4 %		M	Recuperación de la anestesia inmediatamente.
42	<i>Amazona finschi</i>	300	24	INHALADO	ISOFLURANO		1-4 %		H	
43	<i>Amazona finschi</i>	390	24	INHALADO	ISOFLURANO		1-4 %		M	
44	<i>Amazona finschi</i>	878	24	INHALADO	ISOFLURANO		1-4 %		H	
45	<i>Amazona finschi</i>	910	24	INHALADO	ISOFLURANO		1-4 %		M	

Cuadro No. 3 Tabla General de Resultados

DISCUSION

Aún cuando esta técnica es aplicable en gran cantidad de especies, se decidió realizar este trabajo enfocándose a la familia de las psitácidas debido a que, como ya se mencionó, es de los grupos aviares más afectados por la depredación, tráfico y comercialización (mascotas).

Unido a que cuentan con la característica de ser en su mayoría monomórficos sexualmente y se tiene el interés de su reproducción, por todo lo mencionado anteriormente.

El haber utilizado gran variedad en tamaño y peso (rango de 72 a 1170 gr de peso) en las diferentes especies escogidas al realizar la técnica, muestra un panorama y mayor información sobre lo adaptable que es la técnica cubriendo la mayoría de posibilidades en cuanto a tamaño y peso se refiere, en la familia de las psitácidas.

En lo que fué la cirugía, se concuerda con los distintos autores (5,6,7,12 y 16), en cuanto a las características físicas de las gónadas tanto en el macho como en la hembra, lo cual evitó problemas al realizar dicha identificación. La técnica demuestra ser segura para la integridad del animal según los resultados obtenidos, aún cuando no se deben descartar los riesgos así sean mínimos al trabajar en forma correcta, como advierte Harrison (12).

Una hemorragia se puede originar a nivel de los músculos intercostales al separarlos y de no corregirse llega sangre al interior (16). Lo cual se presentó en varias ocasiones pero afortunadamente no tan graves, pues sólo en una ocasión impidió el sexado, mas no significó peligro o daño para el animal.

Respecto al material puede decirse que no importa la marca o tipo de otoscopio que se utilice, siempre y cuando este contenga el o los espéculos necesarios según la especie o tamaño del ave y una fuente de luz aceptable, es decir, que brinde una buena visibilidad.

No siendo objetivo principal de este trabajo, sí influye en el aspecto de seguridad al efectuar la técnica y es necesario analizar el tipo de anestesia que se vaya a utilizar, pues va muy relacionado con el buen desarrollo de la cirugía e incide significativamente con el postoperatorio inmediato. En este trabajo se utilizaron 3 diferentes tipos de anestesia los cuales se mencionaron ya con anticipación:

-Clorhidrato de ketamina. (inyectable).

Este es el anestésico inyectable más comunmente usado en aves (10). Y podría añadirse que el más accesible, causas por las que fué el más utilizado en este trabajo. Usado como anestésico único, proveyó una pobre relajación y analgesia, concordando con Durrel (10). Pero teniendo una estricta atención al peso exacto del paciente, presentó excelentes resultados para inmovilización, como lo menciona Amand (3).

-Clorhidrato de ketamina/Clorhidrato de xilazina. (inyectable).

Esta combinación se considera la mejor elección por sobre cualquier otra droga administrada sola (inyectable) (10). La inducción fué más suave y rápida que con ketamina únicamente, sin embargo, la recuperación fué larga concordando con lo que Amand (3) menciona. Cabe señalar que se presenta un buen margen de seguridad en relación a la dosis siempre que el animal esté en condiciones físicas saludables.

-Isoflurano. (inhalado).

La mayoría de los practicantes consideran al isoflurano como la droga a elegir para anestesia en aves (10). Lo que fué confirmado en los casos en que se administró, es que nos dió las mejores ventajas de acuerdo a los resultados de inducción, mantenimiento y sobre todo la inmediata recuperación del paciente.

CONCLUSIONES

- 1) La técnica de sexado otoscópico para aves monomórficas aplicada en psitácidas, es un método confiable al 100%, si es realizada de la manera correcta.
- 2) Es un método rápido en relación con las otras técnicas confiables, dado que se puede realizar en 15 ó 20 minutos aproximadamente.
- 3) Al realizar la técnica con todas las precauciones y medidas necesarias, se reducen al mínimo los riesgos en cuanto a la integridad del animal.
- 4) Es un medio accesible para lograr la debida identificación de las aves monomórficas en nuestro medio, puesto que el material mínimo necesario se puede conseguir con relativa facilidad.
- 5) La técnica resulta efectiva con individuos de la familia de las psitácidas, al menos con las especies intervenidas en el desarrollo del presente trabajo.
- 6) El tipo de anestésico utilizado para la intervención influye en el buen desarrollo de la misma. pero aún más, en la recuperación postoperatoria inmediata.
- 7) El C. de Ketamina manejado convenientemente resultó ser seguro y el más accesible de los anestésicos usados, a pesar de que no presentó las mayores ventajas.

BIBLIOGRAFIA

- 1.-Alcerreca A. C., Consejo D. y Flores V.o. (1988), FAUNA SILVESTRE Y AREAS PROTEGIDAS, Universo veintiuno, MEXICO.,pg. 21.
- 2.-Aluja, Aline S. de. (1983), La problemática de la fauna silvestre como animales de compañía.SIMPOSIO SOBRE FAUNA SILVESTRE. UNAM Y A.Z.A.R.M. pg. 261
- 3.-Amand W.B.(1980) AVIAN ANESTHETIC AGENTS AND TECHNIQUES.AMERICAN ASSOCIATION OF ZOOVETERINARIANS. Anual Proceedings. WASHINGTON, DC.
- 4.-Bennet R. A.(1980) Consideraciones anestésicas en aves. TALLER PARA VETERINARIOS DE ZOOLOGICOS LATINOAMERICANOS, ASOC.AMERICANA DE VETERINARIOS DE ZOOLOGICOS. South Padre Island, Texas. pp. 5-20
- 5.-Bone E.(1983) Una técnica otoscópica para sexar aves. SIMPOSIO SOBRE FAUNA SILVESTRE. UNAM y A.Z.A.R.M. pg. 273
- 6.-Bush M. (1980)Laparoscopy in birds and reptiles. ANIMAL LAPAROSCOPY. Edit. Harrison and Wildt. The Williams & Wilkins Co., Baltimore. pp. 183-197
- 7.-Bush M., Kennedy S., Wildt D.y Seager S. (1978) SEXING BIRDS BY LAPAROSCOPY Edit. P.J.Onley. Pub. por la Soc.Zool.de Londres
- 8.-Durrel L.(1986)STATE OF THE ARK, Edit. DOUBLEDAY. USA.
- 9.-Forshaw J.M.(1977)PARROTS OF THE WORLD. T.F.H. Melbourne, Australia.
- 10.-Gonzalez B.J.(1990)Inmovilización de animales exóticos TALLER PARA VETERINARIOS DE ZOOLOGICOS LATINOAMERICANOS. Asoc. Americana de Veterinarios de Zoológico. South Padre Island, Texas. pp. 40-61
- 11.-Harrison G.J.(1990)ANESTHESIA AND COMMON SURGICAL PROCEDURE, AMERICAN ASSOCIATION OF ZOO VETERINARIANS. Annual proceedings. Phoenix, Arizona.

- 12.-Harrison G.J. and Harrison L. (1986) CLINICAL AVIAN MEDICINE AND SURGERY. Edit. SAUNDERS, Philadelphia. pp. 613-619
- 13.-Mercia L.S.(1987)METODO MODERNO DE CRIANZA AVICOLA. Edit. CONTINENTAL S.A. de C.V. IMPRESO EN MEXICO. pp. 99-101
- 14.-Peterson R./Chalif E.(1989)AVES DE MEXICO (Guía de campo) Edit.DIANA, MEXICO.
- 15.-Rodriguez de F.F. (1985) ENCICLOPEDIA SALVAT DE LA FAUNA, TOMO 16.SALVAT S.A. de EDICIONES, Pamplona. IMPRESO EN ESPAÑA. pg. 65
- 16.-Satterfield W.C. (1982) Diagnostic laparoscopy in birds. THE T.F.H. BOOK OF PARROTS. Edit. STARIKA Y RICHARDSON T.F.H. Published by T.F.H. Publications, Inc. Ltd.,The British Crown Colony of Hong Kong. pp. 70-77