



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN**

**ANALISIS MORFOMETRICO Y SEXADO POR DNA
DE PSITACIDOS MANTENIDOS EN LA ZONA DE
INFLUENCIA DE LA FES-C**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

PRESENTA:

ALBERTO ENRIQUE MONGE ZUÑIGA

**ASESOR: DR. GULLERMO VALDIVIA ANDA
COASESOR: MVZ RODOLFO CORDOBA PONCE**



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Este trabajo fue financiado por los proyectos:

**Programa de Apoyo a Proyectos para el Mejoramiento de la Enseñanza PAPIME
PE200707**

Procedimiento Educativo de Integración de la Medicina en Pequeñas Especies y Fauna
Silvestre

**Programas de Apoyo a Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica
(PAPIIT) UNAM No. IN216005**

Efectos sobre el sistema inmune de cepas de *Escherichia coli* Enterohemorrágica

Cátedra de Investigación FESC No. IN. 2.14

Mecanismos de Patogenicidad Microbianos

El trabajo fue realizado con el equipo e instalaciones de:

Unidad de Investigación Multidisciplinaria en Salud Animal, de la FESC Campo IV.

Laboratorio de Diagnóstico Integral Veterinario DIVET®

Agradecimiento

Mi familia

Con palabras es difícil expresar la gratitud que siento por haber creído en mí y por siempre haberme apoyado, aunque haya sido desde lejos sentí su cariño en cada momento. Sepan que mis logros también son suyos y que lo que soy hoy es gracias a ustedes. Los quiero mucho.

Guillermo Valdivia

Gracias por haberme asesorado en este trabajo, por el apoyo y motivación que de él recibí.

Rodolfo Córdoba

Gracias por su valiosa participación en este trabajo, por su disposición y ayuda brindadas.

Néstor y César Cuenca

Gracias por haberme ayudado en el laboratorio, especialmente Néstor porque su ayuda facilitó enormemente la realización de este trabajo.

UNAM

Gracias por haberme dado la oportunidad de haber sido parte de esta gran institución.

Profesores

Gracias por compartir sus conocimientos y experiencia.

México

Gracias por haberme recibido con los brazos abiertos, mi segunda casa.

Laboratorio DIVET

Gracias por la colaboración brindada.

En los próximos años, en caso de continuar esta carrera de exterminio, veré desaparecer la biodiversidad de este país y el mundo, algunas de las especies que aquí nombro.

Por eso, esto...

...No quiero ser cómplice.

Índice

1. Introducción.....	4
2. Antecedentes.....	4
3. Hipótesis.....	10
4. Objetivos.....	10
5. Material y Métodos.....	11
6. Resultados.....	19
7. Discusión.....	37
8. Conclusiones y Recomendaciones.....	48
9. Bibliografía.....	50

1. Introducción

México alberga a 22 especies de pericos, loros y guacamayas que habitan diversos ecosistemas, estos se distribuyen ampliamente a través de 26 de los 32 estados (Cantú *et al.*, 2007). Veinte de las veintidós especies son consideradas por el gobierno mexicano como especies “en riesgo”; 6 están clasificadas como en peligro de extinción, 10 como amenazadas y 4 bajo protección especial. Según el Subcomité Técnico para la Protección, Conservación y Recuperación de Psitácidos (Comité Técnico Consultivo Nacional para la Recuperación de Especies Prioritarias de la SEMARNAT), la principal amenaza que enfrentan 21 de las especies de pericos es la pérdida del hábitat. El tráfico ilegal se identificó como la segunda amenaza principal, la cual afecta a 13 especies. El comercio de pericos es una actividad que se realiza en México desde hace siglos. Los pueblos indígenas los usaron como alimento, mascotas y por sus coloridas plumas, las cuales eran muy cotizadas como adornos para el vestido o con propósitos artísticos en el famoso arte plumario (Cantú *et al.*, 2007).

Los loros *Amazona* (género *Amazona*) se encuentran entre las más reconocidas y apreciadas de todas las aves. Su plumaje colorido y su habilidad para imitar el habla los ha ligado a los humanos como mascotas por siglos y, como desafortunada consecuencia, contribuyendo con el peligro que corren la mayoría de las especies de *Amazona* en vida libre (Russello y Amato, 2004).

La legislación que protege a estas aves así como a todos los animales silvestres es la Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-2001, “Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres - Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio”.

2. Antecedentes

La determinación del sexo en aves es muy importante para su reproducción. Muchas especies de aves son monomórficas (no es posible diferenciar a simple vista el macho de la hembra.), mientras que otras son dimórficas. La identificación del sexo de un ave puede ser difícil. No se puede realizar en la mitad de las especies del mundo cuando estos son adultos, y virtualmente ninguna puede ser sexada cuando son polluelos. A pesar de esto, el conocimiento del sexo de un ave es vital en la avicultura, investigación científica y conservación (Griffiths *et al.*, 1998; Griffiths, 2000).

El primer requerimiento para tener éxito en la reproducción en cautiverio son parejas heterosexuales o verdaderas, por eso el sexado es tan importante. La diferenciación correcta entre sexos también es importante porque el sexado es un servicio que se considera un diagnóstico veterinario (Griffiths *et al.*, 1998).

La mayoría de las aves Psitaciformes son sexualmente monomórficas. Aunque existen algunas características generales que pueden ayudar a determinar el sexo del ave, estos son solo indicadores que con frecuencia son insuficientes para determinar el sexo con precisión (Griffiths *et al.*, 1998; Miyaki *et al.*, 1998).

A través de los años, la laparotomía ha sido el método más usado para la identificación del sexo en las aves (Griffiths *et al.*, 1998, Griffiths, 2000; Coles, 1997; Tully *et al.*, 2000).

Si la identificación del sexo es requerida, hay dos técnicas que ya se encuentran en uso: laparotomía y laparoscopia. Ambas son técnicas quirúrgicas y son dirigidas a la inspección directa de las gónadas. El ave se sujeta, se anestesia localmente y se hace una incisión en el abdomen entre las dos últimas costillas. Para laparotomía, la incisión debe ser lo suficientemente amplia para permitir la entrada de una sonda metálica, la cual se usa para desplazar los intestinos y permitir la inspección de las gónadas. El macho posee un par de testículos, pero la hembra generalmente solo posee un ovario. Como el ovario se localiza en el lado izquierdo del cuerpo, la incisión original también se realiza de este lado para facilitar la inspección. Con laparoscopia, la técnica es más refinada al insertar un cable de fibra óptica para permitir la visualización de las gónadas. Aún así, se requiere de una pequeña punción para entrar a la cavidad. En manos experimentadas, ambas laparotomía y laparoscopia pueden realizarse en minutos (Tully *et al.*, 2000; Ritchie *et al.*, 1999).

Existen varios problemas con estas técnicas. Por ejemplo, en aves sin actividad reproductiva, las gónadas involucionan para perder peso y por consecuencia son más difíciles de encontrar. En aves pequeñas, las cuales pueden pesar unos cuantos gramos, la tarea se dificulta por el riesgo quirúrgico que implica (Griffiths *et al.*, 1998).

A pesar de los resultados exitosos, la identificación del sexo por cirugía conlleva riesgos que se consideran muy altos. Por ejemplo, el precio es muy alto si solo se quiere nombrar correctamente a un ave. También es riesgoso someter a una especie rara o costosa como un loro a este procedimiento. Por otro lado, este método sin duda alguna produce estrés a las aves y pone fin a sus intentos por reproducirse en un futuro cercano, un final desafortunado si se pretendía facilitar su reproducción (Griffiths, 2000; Ritchie *et al.*, 1999; Harcourt-Brown y Chitty, 2005; Rupley, 1997).

La determinación de esteroides fecales también se desarrolló para identificar el sexo de las aves. La técnica de análisis de hormonas esteroidales no es invasiva ni traumática y se basa en un radioinmunoensayo (RIA). La evaluación final reporta los resultados como valor Estrógenos/Testosterona (E/T). La producción individual de hormonas esteroides varía con la edad y la actividad sexual y puede resultar en que la relación E/T sea ambigua. Un reporte reciente sugiere que la determinación del sexo por esteroides fecales en la mayoría de loros no es efectiva, especialmente en especies pequeñas (Rosas, 1997; Harcourt-Brown y Chitty, 2005; y Ritchie *et al.*, 1999).

Un método poco usado pero que cada vez cobra mayor importancia en el diagnóstico en aves por ser seguro y no invasivo es la ultrasonografía. La ultrasonografía puede estar limitada por peculiaridades anatómicas como las plumas y los sacos aéreos. Los sacos aéreos y la disposición compacta de los intestinos impiden la transmisión de las ondas ultrasónicas durante la ultrasonografía transcutánea. Para realizar el sexado de especies monomórficas se puede optar por la ultrasonografía transcloacal para evitar la interferencia de los sacos aéreos. Las gónadas inactivas son muy difíciles de identificar. La interpretación del ultrasonido depende directamente de la diferenciación correcta de las estructuras anatómicas y de la experiencia del operador (Tully *et al.*, 2000; Fowler y Cubas, 2001).

Si la identificación del sexo no es posible por su morfología, entonces puede que haya disponibles marcadores sexuales microscópicos. Una opción es por inspección de los cromosomas en los núcleos de las células. En las aves las hembras son heterogaméticas, y este esquema es indicado por los diferentes nombres de los cromosomas sexuales. Las aves hembras tienen un cromosoma W y un Z, y el macho

tiene ZZ. Aunque los nombres de los cromosomas no denotan ninguna característica especial, indican que las hembras tienen el cromosoma sexual único. En teoría, la identificación microscópica del sexo suena ahora relativamente fácil. Los preparados de cromosomas se realizan en cultivo de células vivas. Cuando el cultivo está creciendo, es tratado con colchicina. Esto detiene el ciclo celular cuando los cromosomas se condensan y son más visibles. Este método simplemente resalta las secuencias repetitivas de DNA o heterocromatina que posee en abundancia el cromosoma W. Se revisan las laminillas, y se identifican los sexos. En la práctica, hay algunos problemas que hacen de la identificación citológica del sexo un proceso complicado y muy tardado (Griffiths *et al.*, 1998; Rosas, 1997; Harcourt-Brown y Chitty, 2005; Ritchie *et al.*, 1999; Ellegren y Sheldon, 1997).

El sexado por la técnica de PCR es la técnica más moderna para la determinación del sexo en las aves, se puede realizar en todas las familias de aves excepto en Struthioniformes (aves que no vuelan. Ej.: avestruz, emu, etc.) donde los cromosomas sexuales son virtualmente idénticos. La prueba consiste en la identificación de los genes CHD1-ligado a W y CHD1- ligado a Z. Los resultados se pueden leer en gel de agarosa con electroforesis y van a mostrar dos bandas cuando se trata de una hembra y una banda cuando es macho (Griffiths *et al.*, 1998, Griffiths, 2000; Ellegren y Sheldon, 1997; Miyaki *et al.*, 1998).

Identificación de especies mediante análisis morfométrico

Para la clasificación taxonómica de las especies se utilizó el manual de identificación de psitácidos de Forshaw (2006), se tomaron en cuenta varias características físicas, de las cuales, el patrón de colores de las plumas es el de mayor importancia, también se utilizan otras características como el peso y medidas corporales (nuca-cola y alas extendidas). Las características de las especies encontradas se encuentran resumidas en el Cuadro 3.

Factores que inciden en la reproducción

La edad a la madurez sexual varía en gran medida entre las especies. Las características sexuales secundarias bajo control hormonal pueden notarse antes de que se alcance la madurez reproductiva. Por ejemplo, los Finches Cebra y la Codorniz

Japonesa son sexualmente activos desde los dos meses de edad. Muchos pequeños Paseriformes empiezan su reproducción en su primera o segunda primavera después de haber salido del cascarón. En Psitaciformes grandes (Loros Amazona, Loros Grises Africanos, cacatúas y guacamayas), pueden producirse huevos viables cuando las aves alcanzan de tres a seis años de edad. Los Pionus y cacatúas pequeñas pueden ser sexualmente maduros por los dos a cuatro años de edad. Las primeras puestas pueden ser infértiles en aves jóvenes debido a la inmadurez de los tejidos reproductivos o por inexperiencia (Ritchie *et al.*, 1999).

El factor más importante para la estimulación reproductiva en aves silvestres en altitudes medias y altas es la duración del día. Los sistemas neuroendocrinos controlan el desarrollo anual del sistema reproductivo con suficiente precisión para asegurar que los polluelos sean producidos cuando los recursos tróficos sean óptimos. El alargamiento del fotoperiodo eleva la secreción de LH, que es la principal hormona reproductiva. El efecto del fotoperiodo en ciertas especies de aves de compañía ha sido bien estudiado, y esta información puede ser aplicada a otras especies (Yoshimura, 2006; Shields *et al.*, 1989; Hau, 2001; Stone, 1999).

El clima puede tener efecto sobre la reproducción. Altas temperaturas ambientales combinadas con alta humedad aumenta el estrés fisiológico en las aves y puede disminuir la actividad reproductiva. Los aumentos en la humedad parecen tener un menor efecto sobre la reproducción que aumentos de temperatura. Las temperaturas extremas han mostrado que disminuyen la producción de semen y causan el adelgazamiento del cascarón (Ritchie *et al.*, 1999).

Los efectos de las condiciones ambientales sobre la reproducción pueden ser similares en aves en cautiverio y aves silvestres, para Psitaciformes grandes no se ha generado suficiente información para hacer comparaciones entre aves cautivas y silvestres. En loros Amazona se observó que se reproducen en un periodo de 17 semanas desde principios de Marzo hasta principios de Julio. La reproducción de los loros Amazona se produce al momento en que la temperatura promedio y humedad son más altas, aproximadamente 87.9°F (31°C) y 44% humedad relativa (HR), al contrario de las cacatúas, las cuales se reproducen con una temperatura promedio de 79°F (26°C) y HR de 27%. Los loros Amazona terminan su producción cuando la duración del día empieza a acortar y no se reproducen hasta que la duración del día aumente considerablemente (Ritchie *et al.*, 1999, Yoshimura, 2006; Shields *et al.*, 1989; Hau, 2001).

La disponibilidad y adquisición de un lugar adecuado para anidar y material para el nido pueden ser estímulos ambientales fuertes para la reproducción, especialmente en ninfas y finches. De hecho, los aumentos de LH que estimulan la reproducción y espermatogénesis pueden ser inducidos por el comportamiento territorial del macho y no por la presencia de la hembra (Yoshimura, 2006; Shields *et al.*, 1989; Spoon, 2006).

La alimentación es un factor determinante para el desarrollo de la actividad reproductiva en todas las especies animales. En Psitácidos alimentadas con dietas a base de semillas se esperaría un consumo bajo de vitaminas A, D₃ y E así como otros nutrientes. La deficiencia de vitamina E puede causar disminución en la espermatogénesis en aves domésticas. Las vitaminas A y D₃ se necesitan para una adecuada secreción de las glándulas reproductivas y el metabolismo del calcio, respectivamente. La sobrealimentación puede precipitar la infertilidad por bloqueo mecánico de la cloaca o reducir el éxito de la ovulación. La grasa abdominal y la falta de condición corporal pueden contribuir a la inercia del oviducto y problemas en la formación de capas del cascarón. Los loros Amazona, Guacamayas Escarlata y las Cacatúas Pecho Rosado tienen tendencia a la obesidad y hay que monitorearlas con cuidado para evitar la infertilidad relacionada al peso (Ritchie *et al.*, 1999, Harcourt-Brown y Chitty, 2005; Stahl y Kronfeld, 1998).

El ejercicio adecuado es importante para el éxito reproductivo y disminuye la probabilidad de desórdenes reproductivos, como la retención del huevo. Cualquier anomalía física o condición médica que afecte la movilidad, equilibrio, la región cloacal o el tracto reproductivo puede causar infertilidad o disminución del éxito reproductivo (Ritchie *et al.*, 1999).

Todos estos factores deben ser vigilados de cerca para asegurar el éxito de la reproducción en cautiverio de los loros *Amazona sp.*, aunque todavía hay muchísimos aspectos que necesitan más estudio e investigación para determinar como afectan la reproducción.

3. Hipótesis

Mediante análisis morfométrico y sexado por PCR, es posible la determinación de la especie y sexo en aves de la familia Psittacidae, lo cual permite el establecimiento de criterios de selección de parejas para su posible reproducción en cautiverio.

4. Objetivo General

Clasificar en género, especie y sexo a los ejemplares de psitácidos mantenidos en la zona de influencia de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, con el fin de establecer las condiciones de selección para su posible reproducción en cautiverio.

4.1. Objetivos Particulares

- 1.** Identificar mediante análisis morfométrico a los ejemplares de estudio.
- 2.** Estandarizar la técnica de PCR para sexado de aves.
- 3.** Establecer las características en cuanto a especie, sexo, condición corporal y edad en psitácidos para la formación de parejas reproductivas.

5. Material Y Métodos

5.1. Selección de los animales

5.1.a) Tipo: Se seleccionaron ejemplares de la familia *Psittacidae*, especialmente del género *Amazona*, mantenidos en cautiverio como mascotas. Las especies de psitácidos de este género se conocen comúnmente como “loros verdes”.

5.1. b. Área geográfica: El estudio se limitó al área de influencia de la FES-Cuautitlán, en diversos poblados de los municipios de Cuautitlán, Cuautitlán Izcalli, Tultitlán y Tepotzotlán.

5.2. Muestreo

5.2. a. Fotografía: se tomó una fotografía de cada uno de los ejemplares para la identificación de la especie mediante análisis morfométrico empleando la guía de identificación propuesta por Forshaw (2006). Para llevar a cabo la identificación de las especies nos apoyamos en la Figura 1.

5.2.b. Peso y Condición Corporal: el peso de los ejemplares se determinó por medio de una báscula digital. Además al hacer la exploración del ejemplar se evaluó la condición corporal tomando en cuenta los criterios mostrados en la Figura 2. Se calificó a los ejemplares en escala de 1 a 5.

5.2.c) Historia Clínica: a todos los dueños de los ejemplares se les hizo el siguiente cuestionario:

Historia Clínica

Reseña

Propietario _____

Dirección _____

Teléfono _____

Nombre _____

Género _____

Especie _____

Peso _____

Edad aproximada _____

Señas particulares _____

Lugar de adquisición: _____

Entorno:

a) Descripción de la jaula (medidas):

b) Accesorios

c) Horas que permanece en la jaula

Comentarios:

Exploración general

Actitud _____

Comportamiento _____

Aspecto clínico _____

Anamnesis

1. Visitas al veterinario _____
2. Hora a la que le tapan la jaula para dormir _____
3. Alimentación
 - a) Ingredientes
 - b) Frecuencia
 - c) Preferencias
 - d) Presentación de los alimentos
4. Frecuencia de baños _____
5. Miembros de la familia _____
6. Niños _____
7. Adultos _____
8. Ancianos _____
9. Quien tiene mayor afinidad por el ave?
10. Se posa en la mano con facilidad?
11. Habla? Poco _____ Moderado _____ Mucho _____
12. Repite o contesta? _____
13. Comentarios:

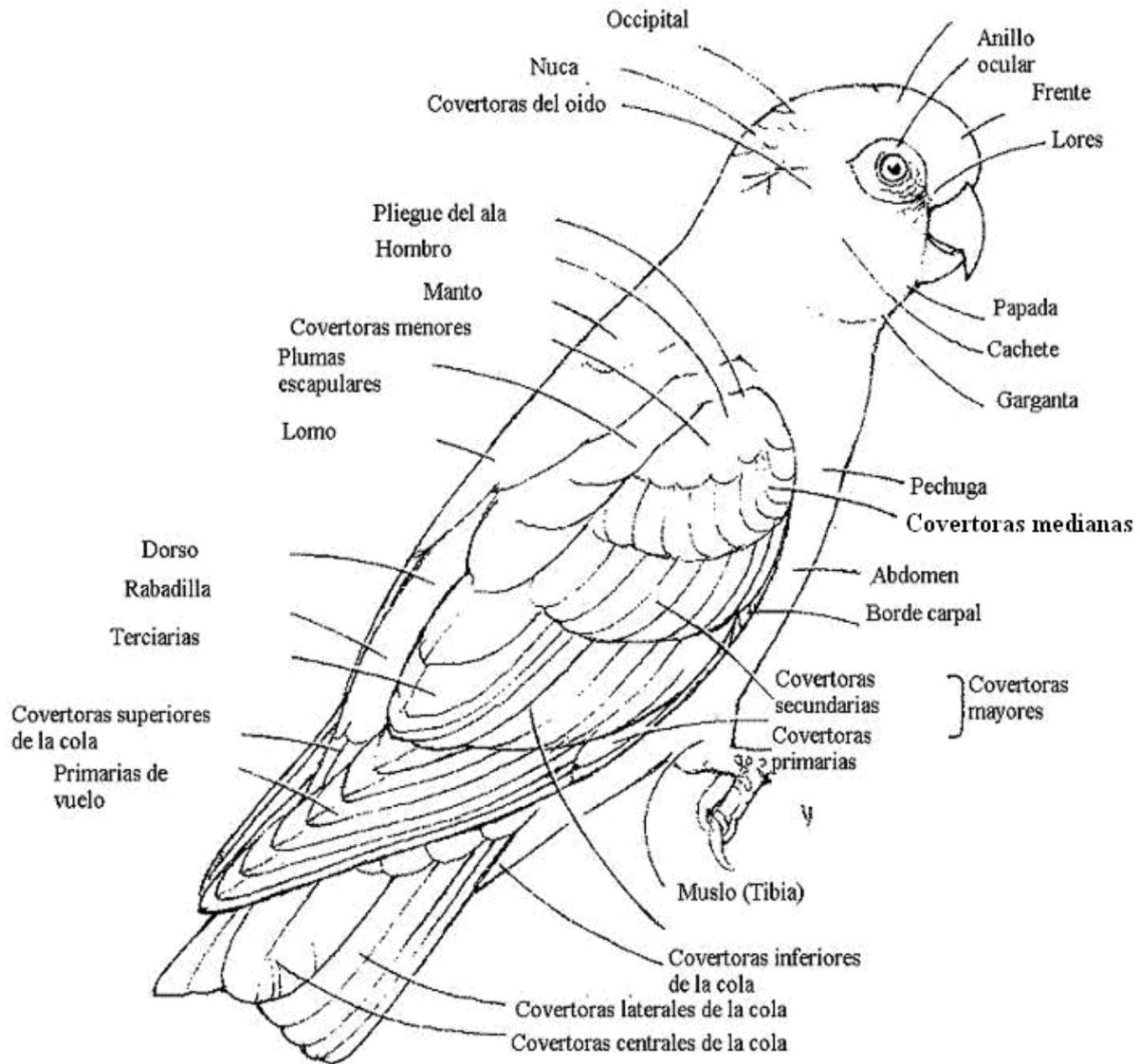


Figura 1. Exterior de un psitácido (Forshaw, 2006).

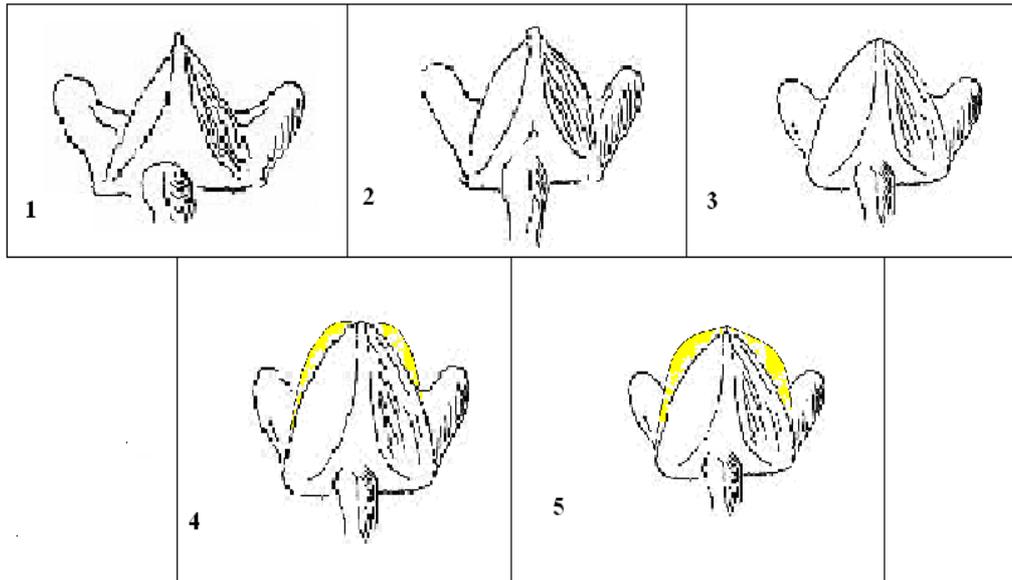


Figura 2. Evaluación de la condición corporal por el estado de los músculos pectorales (Ritchie, Harrison y Harrison, 1999).

La figura 2 muestra como se puede realizar la evaluación subjetiva de la condición corporal al realizar la palpación de los músculos pectorales para determinar la proporción de músculo con respecto al esternón. **1 y 2)** El esternón se hace prominente cuando los músculos sufren atrofia por pérdida de peso. **3)** Un ejemplar adulto en buenas condiciones tiene los músculos pectorales firmes, redondeados y bien formados, con una ligera depresión al lado del esternón. **4)** Un ave con sobrepeso empieza a acumular tejido graso a nivel dérmico, subcutáneo o intracelómico. La depresión al lado del esternón desaparece. **5)** Se observa acumulación de grasa en varios niveles. El esternón no se palpa fácilmente.

5.2.d) Pluma: se tomaron en promedio 3 plumas en crecimiento, éstas se encuentran en cualquier parte del cuerpo del ave. Se prefieren en crecimiento por la gran cantidad de material genético (DNA) que poseen, lo cual, facilita su extracción y análisis. En caso de no encontrar de este tipo de plumas, se retiraron plumas maduras. Las plumas se depositaron en bolsas de plástico de cierre hermético y se conservaron a -20°C hasta la extracción del DNA.

5.2.e) Sangre: La toma de sangre se realizó con jeringas de 1 ml, con agujas de calibre 29 ó 30. El sitio de punción de elección fue la vena yugular derecha (Briscoe y Syring, 2004), en aves obesas donde se dificultó su visualización, se optó por la vena ulnar cutánea localizada en la cara interna de la articulación del codo. El volumen de sangre extraído fue el 1% del peso vivo, volumen máximo sin poner en riesgo al ave. Para

conservar las muestras se tomaron con heparina (5 a 25 UI/ml), se colocaron en capilares y se centrifugaron para su posterior procesamiento.

5.3. Procesamiento de las muestras

Extracción del DNA: para el método de extracción se tomaron como base lo expuesto por Taberlet y Bouvet (1991), con algunas modificaciones. Las plumas se cortaron en pedacitos muy pequeños, menores a 2 mm, posteriormente se colocaron en tubos de Eppendorf con 1 ml de solución de lisis (Tris-HCl 10 mM, pH 8.0, EDTA 2 mM, NaCl 10 mM, SDS 1%, DTT 10 mg/ml, proteinasa K 250 µg/ml y colagenasa 3.7 UI/ml) y se dejaron en incubación por 6 horas en agitación leve a 55 °C. Posteriormente se tomaron 500 µl de la mezcla y se depositó en otro tubo de Eppendorf para la precipitación con 375 µl de isopropanol y 125 µl de acetato de amonio a 7.5 M, después de este paso se dejaron los tubos en refrigeración unos minutos para que el material genético precipitara, posteriormente los tubos se centrifugaron a 12000 rpm por 10 minutos, se decantó el sobrenadante y se agregó etanol al 70% para limpiar el material de impurezas y se dejó volatilizarse; finalmente se resuspendió el material en 500 µl de agua desionizada estéril.

5.4. Estandarización de la PCR para sexado de aves

5.4.a) PCR: para esta se tomaron como base lo expuesto por Griffiths *et al.* (1998) con algunas modificaciones. Se utilizaron como control muestras de DNA de gallinas (*Gallus gallus*). La PCR fue realizada en volúmenes de 25 µl de Tris 100 mM (pH 8), KCl 50 mM, MgCl₂ 1.5 mM, EDTA 10 mM (pH 8.8), dNTPs 200 µM, 100 ng de cada primer (P2: 5'- TCTGCAT-CGCTAAATCCTTT- 3' Y P8: 5'- CTCCAAGGATGAGRAAYTG- 3'; Griffiths *et al.*, 1998), 0.125 unidades de polimerasa *Taq* y 2 µl de DNA genómico. Un ciclo de 94 °C 45 segundos, 50 °C 45 segundos y 72 °C 45 segundos será repetido 35 veces.

5.4.b) Electroforesis: se preparó la cámara de electroforesis con gel de agarosa al 2% previamente teñido con bromuro de etidio, poniendo el marcador de tamaño en el primer pozo y el control en el último, las muestras se mezclaron con buffer de corrida y

se colocaron en los pozos restantes. Se conectó la corriente eléctrica a 85 V y se dejó correr por 40 minutos.

5.4.c) Análisis de geles: después de correr el gel, se colocó en un transluminador con luz ultravioleta donde se observó la presencia de bandas, una banda indica que el individuo es macho (ZZ) y dos bandas para las hembras (WZ).

5.5 Agrupamiento de los individuos

5.5.a) Especie: con base en el análisis morfométrico previamente descrito se clasificaron a los individuos en género y especie empleando la guía de identificación (Forshaw, 2006).

5.5.b) Sexo: se tomaron como base los resultados de la PCR y se separaron a los individuos en hembras y machos.

5.5.c) Docilidad: se observó el comportamiento con sus dueños para saber si el ejemplar es dócil, o sea, si deja que su dueño se acerque y tenga cualquier tipo de contacto con el, de lo contrario se le clasifica como agresivo.

5.5.d) Edad: se agruparon a los ejemplares por edades según los datos de la historia clínica: menores de 2 años, entre 3 y 7 años, entre 8 y 15 años y mayores de 15 años. El segundo y tercer grupo son los que presentan mayor probabilidad de presentar actividad reproductiva ya que la pubertad se presenta a partir de los 3 años.

5.5.e) Estado nutricional: se tomaron en cuenta para la formación de parejas los datos del peso, condición corporal y alimentación de cada ejemplar.

5.5.f) Estado clínico: en caso de encontrar a un individuo con signos de enfermedad inmediatamente fue descartado del programa.

5.6. Criterios para la formación de parejas.

Se tomaron los parámetros anteriormente descritos para definir las parejas, para empezar se requirió que los ejemplares fueran de la misma especie y diferente sexo, tuvieran como mínimo 3 años de edad, el peso que se registrara estuviera dentro de los valores normales y en cuanto a su estado nutricional y sanitario se requería que los ejemplares no mostraran signos de enfermedad y/o deficiencias alimenticias.

6. Resultados

6.1. Localización de los ejemplares

Se llevó a cabo en los municipios de Cuautitlán, Cuautitlán Izcalli, Tultitlán y Tepetzotlán por medio de entrevistas con médicos veterinarios y particulares que tuvieran conocimiento de personas que mantuvieran psitácidos en cautiverio como mascotas. El número de loros encontrados y la frecuencia en cada municipio se muestra en la Cuadro 1.

	Cuautitlán	Cuautitlan Izcalli	Tepetzotlán	Tultitlán	Total
Número de loros	5	45	8	1	59
Frecuencia (%)	8	76	14	2	100

Cuadro 1. Número de ejemplares encontrados en los municipios de estudio.

6.2. Especies Identificadas

Se muestrearon un total de 59 animales, de los cuales 37 pertenecieron al género *Amazona*, con 6 especies diferentes encontradas; 8 del género *Aratinga* con 2 especies encontradas, ambos conocidos comúnmente como loros verdes, cotorros o pericos, los 14 individuos restantes corresponden a varias especies de psitácidos exóticos, es decir, que su distribución natural no se encuentra dentro de la República Mexicana. En el Cuadro 2 se muestran los resultados de las especies encontradas.

Especie	Numero de ejemplares
<i>Amazona autumnalis</i>	19
<i>Amazona albifrons</i>	9
<i>Amazona oratrix</i>	4
<i>Amazona auropalliata</i>	2
<i>Amazona finschi</i>	2
<i>Amazona farinosa</i>	1
<i>Aratinga canicularis</i>	6
<i>Aratinga nana</i>	2
<i>Aratinga mitrata*</i>	7
<i>Ara chloroptera*</i>	1
<i>Myopsitta monachus*</i>	2
<i>Pionus maximiliani *</i>	1
<i>Psittacus erithacus*</i>	3
Total	59

*Especies exóticas

Cuadro 2. Especies identificadas.

El Cuadro 3 resume las características más importantes de cada especie que ayudaron en su clasificación taxonómica.

Especie	Descripción
<i>Amazona autumnalis</i>	<p>Perico de tamaño grande (32-35.5cm) con cola corta. Plumaje verde brillante con lores y frente rojas, parte anterior de la corona azul, cachetes amarillos, plumas primarias y secundarias azules en la punta con manchón rojo en las secundarias externas. Pico y patas grises, iris ámbar, anillo ocular gris claro (Forshaw, 2006; Gómez de Silva <i>et al.</i>, 2005).</p>
<i>Amazona albifrons</i>	<p>Perico de tamaño mediano (25.5-29cm) con cola corta. Hay dimorfismo sexual. Plumaje verde brillante con base de la cola, lores y plumas de alrededor de los ojos rojas, frente blanca y parte anterior de la corona azul, y primarias y secundarias azules. Pico amarillo; patas grises, ojos ámbar, anillo ocular gris. En el macho, las covertedoras primarias rojas son conspicuas al volar. En la hembra, el manchón blanco de la frente es menos extendido (Forshaw, 2006; Gómez de Silva <i>et al.</i>, 2005).</p>
<i>Amazona oratrix</i>	<p>Perico de tamaño mediano (35.5-38 cm) con cola corta.. No hay dimorfismo sexual. Plumaje verde brillante con cabeza, cuello y plumas de la pata amarillos (en el juvenil sólo la corona y los lores son amarillos), con rojo</p>

	<p>en el borde anterior del ala y en un rectángulo en las secundarias, y con la mitad apical de las primarias y la punta de las secundarias azul oscuro. Pico claro, color carne (gris en el juvenil); patas grises, iris ámbar, anillo ocular blanquecino (Forshaw, 2006; Gómez de Silva <i>et al.</i>, 2005).</p>
<p><i>Amazona auropalliata</i></p>	<p>Es un loro de tamaño grande, que tiene 35.5 - 38 cm de largo. Su plumaje es color verde brillante, y se caracteriza por una banda de color amarilla brillante en la nuca. Las alas miden de 209 - 234 mm (Forshaw, 2006) y cuando las despliegan es posible ver que la punta externa de las primarias es de color azul y las 4 secundarias más externas son rojas, con la punta azul. El pico es de color gris, y presenta un anillo ocular de color gris y el iris ámbar. La cola presenta una faja terminal ancha verde amarillenta, con un color rojo por la base de la cola que normalmente está cubierta. No presenta dimorfismo sexual, los juveniles inmaduros carecen de amarillo en la nuca y tienen el iris de color gris (Forshaw, 2006; Gómez de Silva <i>et al.</i>, 2005).</p>
<p><i>Amazona farinosa</i></p>	<p>Es un loro grande que mide 38-43 cm de cabeza a cola. Es el quinto en tamaño entre los loros <i>Amazona</i> de las Américas, y es el loro más grande en México. El plumaje de su cuerpo es color verde con un leve tono</p>

	<p>amarillo. Presenta algunas plumas amarillas en la corona, aunque puede no estar muy bien definido. Se caracteriza por su corona de color azul claro que continua hacia los lados de la nuca. Las plumas primarias y secundarias tienen la punta azul-violeta, con una banda roja en las 4-5 secundarias exteriores. Las plumas de la cola presentan una banda ancha de verde-amarillento en la punta. El iris es rojo con anillo ocular blanco, y el pico de color hueso. No presenta dimorfismo sexual y los juveniles son parecidos a los adultos, pero con el iris de color marrón oscuro. La forma <i>Amazona farinosa guatemalea</i> que se encuentra en México, es igual a la forma típica, con un fuerte tono azul en la frente, corona y nuca (Forshaw, 2006; Renton, 2005).</p>
<p><i>Amazona finschi</i></p>	<p>Perico de tamaño mediano (33 cm), frente color rojo oscuro, corona lila, mejillas verde pálido. Los bordes de las plumas son color negro muy notorio. Anillo ocular gris pálido (Forshaw, 2006).</p>
<p><i>Aratinga canicularis</i></p>	<p>Perico de tamaño pequeño (23-25 cm) con cola larga. Pico claro, color carne (la mandíbula inferior puede ser gris); patas grises, ojos ámbar, anillo ocular amarillo. No</p>

	<p>hay dimorfismo sexual. Plumaje verde brillante con frente naranja y parte anterior de la corona azul, garganta y pecho grisáceos, plumas primarias y secundarias azules por arriba y grises oscuras por debajo, cola amarilla por debajo (Forshaw, 2006; Gómez de Silva <i>et al.</i>, 2005).</p>
<i>Aratinga nana</i>	<p>Perico de tamaño pequeño (26cm). Su plumaje general es verde, más brillante en la rabadilla, mejillas y plumas de los oídos. Las plumas que rodean los orificios nasales son de color amarillo-anaranjado. El pecho y la garganta de color café olivo, haciéndose más olivo en el abdomen. Las plumas primarias y secundarias son azules, las plumas abajo del ala son color verde pálido. Las plumas laterales de vuelo son grises, la cara de debajo de la cola tiene color amarillo olivo. El anillo perioftálmico es blanco (sin plumas), iris naranja, patas grises. Los juveniles presentan iris café (Forshaw, 2006).</p>
<i>Aratinga mitrata</i>	<p>Perico de tamaño mediano (38cm), plumaje general verde, amarillento en las partes internas, frente, cachetes, lores y costados del cuello color rojo brillante, pluma rojas dispersas en la parte baja del cuello, nuca y a veces en el pliegue de las alas. Plumas</p>

	<p>covertoras debajo del ala color verde olivo, pico color rosa, anillo periocular color crema pálido, iris amarillo, patas cafés. Las manchas rojas que se encuentran esparcidas en los adultos pueden no estar presentes en los juveniles (Forshaw, 2006).</p>
<p><i>Ara chloroptera</i></p>	<p>Guacamaya de tamaño grande (38-42cm), plumaje general rojo oscuro, plumas covertoras medianas, escapulares y terciarias color verde; dorso, rabadilla y plumas covertoras de la cola azules, maxilar color rosa con color negro en la base, mandíbula color negro grisáceo, cera color blanco con líneas de plumas rojas, iris amarillo y patas grises (Forshaw, 2006).</p>
<p><i>Psittacus erithacus</i></p>	<p>Loro tamaño mediano (33cm), plumaje general gris pálido, plumas festoneadas con blanco grisáceo; cola y plumas covertoras internas de la cola color rojo. Cera y lores desnudos, piel color blanco, pico negro, iris</p>

	amarillo pálido y patas grises (Forshaw, 2006).
<i>Myopsitta monachus</i>	Perico de tamaño pequeño (29cm), cola larga, pico ancho y fuerte, plumaje general verde, amarillento en partes internas; frente gris azulada, tomando tonos cafés en la corona y la nuca, en la cara gris pálido, pecho gris festoneado con blanco; banda amarillo olivo en parte superior del abdomen; plumas primarias y secundarias azul pálido, cola verde, pico café anaranjado, iris café oscuro y patas grises (Forshaw, 2006).
<i>Pionus maximiliani</i>	Perico de tamaño mediano (29cm), cola corta, plumaje general verde opaco, más pálido y bronce en las partes internas, y las plumas marginales color café oscuro, dándole una apariencia de escamas; frente y lores verde negrusco, banda azul opaca cruzando en la parte baja de la garganta, covertedoras internas de la cola color rojo. Pico color amarillo con negro en la base, anillo ocular desnudo color blanco con dos manchas grises pequeñas al frente y detrás del ojo, iris café oscuro y patas grises (Forshaw, 2006).

Cuadro 3. Características principales de las especies encontradas.

6.3. Peso y Condición Corporal

En el Cuadro 4 se muestran los resultados obtenidos del peso de los animales estudiados.

* Los números sombreados corresponden a valores que no se encuentran dentro rango de referencia.

Cuadro 4. Peso de los ejemplares encontrados.

Especie	Peso de los ejemplares muestreados (g)*										Rango (g) (Forshaw, 2006)
	676	545	464	455	451	435	415	406	402	393	
<i>Amazona autumnalis</i>											314-485
	372	355	353	350	340	322	303	303	280		
<i>Amazona albifrons</i>	294	254	235	232	221	214	212	179	168		188-242
<i>Amazona oratrix</i>	720	689	537	510							340-535
<i>Amazona auropalliata</i>	620	552									460-520
<i>Amazona finschi</i>	331	321									310-350
<i>Amazona farinosa</i>	326										705-766
<i>Aratinga canicularis</i>	86	82	79	77	75	74					70-75
<i>Aratinga nana</i>	102	70									73-85
<i>Aratinga mitrata</i>	235	235	231	227	218	215	200				200-240
<i>Ara chloroptera</i>	1205										1050-1320
<i>Myopsitta monachus</i>	105	102									127-140
<i>Pionus maximiliani</i>	206										233-293
<i>Psittacus erithacus</i>	440	437	391								375-450

Los resultados de la calificación de condición corporal en los animales estudiados se encuentran en el Cuadro 5.

Condición Corporal	2	3	4-5
Individuos	5	44	10

Frecuencia (%)	8	75	17
-----------------------	---	----	----

Cuadro 5. Condición Corporal.

6.4. Edad

La agrupación de los animales estudiados por edades se muestra en el Cuadro 6.

Edad	Ejemplares	Frecuencia (%)
Sin dato	11	19
Menores de 2 años	29	49
Entre 3 y 7 años	11	19
Entre 8 y 15 años	5	8
Más de 15 años	3	5
Total	59	100

Cuadro 6. Edades encontradas de los ejemplares de estudio.

En el Cuadro 6 se muestra que el 19% de los ejemplares no tienen datos de la edad, 49% son menores a dos años, y solo el 32% corresponde a animales con posible actividad reproductiva.

6.5. Alimentación

En el cuadro 7 se muestra la alimentación observada en los animales de estudio. Se dividieron en 6 grupos: 1. únicamente con semilla de girasol, 2. semilla de girasol complementado con diferentes ingredientes en poca proporción (80/20), 3. alimentación variada incluyendo semilla de girasol o cacahuete en menor proporción 60/40 correspondiendo el 40% a frutas tales como manzana, guayaba, plátano, naranja y mango; y algunas verduras como jitomate, chile, zanahoria, pepino y elote. Otros ingredientes como pan integral, tortilla, frutas secas y otras semillas como avena, maíz, chícharo, ajonjolí, entre otras; 4. Alimento comercial complementado con frutas, verduras y semillas; 5. Pan con leche y 6. Papilla.

Dieta	Individuos	Frecuencia
--------------	-------------------	-------------------

1. Únicamente semilla de girasol	6	10
2. Base semilla de girasol	24	41
3. Variada	19	32
4. Alimento balanceado comercial complementada con frutas y verduras	7	12
5. Pan con leche	2	3
6. Papilla	1	2
Total	59	100

Cuadro 7. Alimentación observada de los ejemplares.

6.6. Espacio vital y Características del encierro.

En el cuadro 8 se muestran las medidas de largo de la nuca a la cola y largo de las alas extendidas los cuales se utilizaron para calcular el espacio mínimo vital por especie en m³. Según Ritchie *et al.* (1999); Gallerstein (2003) y Spadafori y Speer (1999) el espacio mínimo vital por ave es el que permite al ave extender las alas en cualquier dirección sin tocar los bordes del encierro. Con base en lo anterior se calculó un aproximado del espacio mínimo vital ocupado por un loro con base en las medidas de largo nuca-cola (L) y la media del rango del largo de ala (A), tomando la fórmula del cálculo de volumen de un cilindro ($\pi \times r^2 \times h$) siendo $\pi = 3.1416$ y sustituyendo los valores de r y h por A y L respectivamente.

Especie	Largo (nuca-cola)(cm)	Largo de ala (cm)	Espacio mínimo vital (m³)
<i>Amazona</i>	34	19.5-21.5 (20.5)	0.045

<i>autumnalis</i>			
<i>Amazona albifrons</i>	26	17-19 (18)	0.026
<i>Amazona oratrix</i>	38	22-24.5 (23)	0.064
<i>Amazona auropalliata</i>	36	20.9-23.4 (22)	0.055
<i>Amazona finschi</i>	33	19-21.5 (20)	0.042
<i>Amazona farinosa</i>	38	22.2-25.2 (24)	0.067
<i>Aratinga canicularis</i>	24	13-14.2 (13.5)	0.014
<i>Aratinga nana</i>	26	13.7-14.5 (14)	0.016
<i>Aratinga mitrata</i>	38	19.2-20.7 (20)	0.048
<i>Ara chloroptera</i>	90	38-42 (40)	0.45
<i>Myopsitta monachus</i>	29	14.6-16 (15)	0.021
<i>Pionus maximiliani</i>	29	17-18 (17.5)	0.028
<i>Psittacus erithacus</i>	33	23-25.5 (24)	0.061

Cuadro 8. Morfometría y espacio mínimo vital (Forshaw, 2006).

Otro aspecto crítico para la salud de los psitácidos es el tamaño y forma del encierro, en el Cuadro 9 se muestran los tipos de encierros observados y su volumen respectivo. En este estudio 27 ejemplares viven en jaulas cilíndricas que a menudo comparten con otro ejemplar, 11 viven en jaulas rectangulares las cuales son más adecuadas que las cilíndricas ya que dan mayor oportunidad de que el ave haga ejercicio, 10 se encuentran en jaulas rectangulares de 1.5m de longitud y 9 en un aviario amplio.

Forma	Medidas	Volumen (m³)	Ejemplares del estudio
Cilíndrica	40cm x 60cm	0.075	21

(diámetro/altura)	60cm x 80cm	0.22	6
Rectangular (largo/altura/ancho)	40cm x 30cm x 30cm	0.036	4
	50cm x 40cm x 40cm	0.08	5
	60cm x 40cm x 40cm	0.096	2
	1.5m x 1m x 80cm	1.2	10
Aviario	4.5m x 2m x 2.5m	22.5	9

Cuadro 9. Tamaño y volumen de las jaulas observadas.

En el Cuadro 10 se realizó el cálculo de la relación de espacio entre el volumen de la jaula (Cuadro 9) y el espacio mínimo vital (Cuadro 8), se tomó el volumen de la jaula y se dividió entre el volumen de loros para tener la relación de espacio. Se puede notar que 20 aves tienen espacio recomendable con al menos 5 veces el espacio mínimo, 14 con espacio regular de 3 a 4 veces el espacio mínimo y los restantes 23 con espacio escaso menor a 2 veces el mínimo.

Espacio vital	Relación de espacio Jaula/Loro	Número de ejemplares
Recomendable	> 5	20
Regular	3 – 4	14
Escaso	< 2	23
		57*

* Se encontraron 2 ejemplares recién adquiridos sin jaula.

Cuadro 10. Espacio vital.

6.7. Comportamiento y otros datos importantes

En cuanto al comportamiento de los animales se clasificaron en dóciles y huraños, se encontraron 14 animales dóciles, o sea, dejaban al dueño acercarse y tocarlos, los 44 restantes se mostraron agresivos incluso con el dueño y se clasificaron como agresivos.

En cuanto al lugar de adquisición, 18 de los animales fueron donados o regalados a su actual dueño, 24 ejemplares fueron comprados a pajareros, 13 ejemplares adquiridos en mercados y/o tianguis y únicamente 4 comprados en tiendas de mascotas. En lo que se refiere a la procedencia legal, se encontró que 47 ejemplares no cuentan con la documentación requerida y solo 12 cuentan con documentos que sustentan la legal procedencia de los animales, cabe recalcar que estos 12 ejemplares corresponden a especies exóticas.

Otro dato importante es que 32 loros que representan el 54% de la población que nunca ha recibido atención veterinaria. De los loros encontrados 16 tenían su plumaje en malas condiciones y 3 con signos de enfermedad.

6.8. Estandarización de PCR para sexado

Después de varios ensayos y pruebas se utilizaron los siguientes parámetros llevar a cabo las pruebas: la extracción del DNA se llevó a cabo con el método publicado por Taberlet y Bouvet (1991), con algunas modificaciones. En el caso de los parámetros para PCR se tuvo que cambiar las condiciones de ciclado de Griffiths *et al.* (1998) por las mostradas en el Cuadro 11.

	Griffiths et al. (1998)	Utilizadas
Volumen final	10 µl	25 µl

Oligonucleotidos	200 μ M		100 μ M	
Primers	100 ng		100ng	
Polimerasa Taq	0.15 UI		0.375 UI	
Ciclos	1. 94° C	1 min 30 seg.	1. 95° C	5 min.
	2. 48° C	45 seg.	2. 50° C	2 min.
	3. 72° C	45 seg.	3. 72° C	45 seg.
	4. 94° C	30 seg.	4. 94° C	45 seg.
	5. 2,3 y 4, 30 veces		5. 50° C	45 seg.
	6. 48° C	1 min.	6. 3,4 y 5, 35 veces	
	7. 72° C	5 min.	7. 72° C	10 min.

Cuadro 11. Comparación entre las constantes del presente trabajo y las utilizadas por Griffiths et al. (1998).

Se llevó a cabo con éxito el sexado con pluma y sangre, no se observó diferencia en los resultados pero el procesamiento de la sangre es más sencillo y se extrae mayor cantidad de material genético.

6.9. Sexado

Los resultados del sexado se muestran en el Cuadro 12. El tamaño de pares de bases observado puede variar con las diferentes especies y la única evidencia se refiere a la presencia de 1 o 2 bandas. En la Figura 3 se muestra un gel de agarosa con los resultados para sexado. 2 bandas para la hembra y una sola para el macho.

Especie	Total de Animales	Machos	Hembras
----------------	--------------------------	---------------	----------------

<i>Amazona autumnalis</i>	19	13	6
<i>Amazona albifrons</i>	9	7	2
<i>Amazona oratrix</i>	4	2	2
<i>Amazona auropalliata</i>	2	2	0
<i>Amazona finschi</i>	2	2	0
<i>Amazona farinosa</i>	1	1	0
<i>Aratinga canicularis</i>	6	1	5
<i>Aratinga nana</i>	2	2	0
<i>Aratinga mitrata</i>	7	5	2
<i>Ara cholopectera</i>	1	0	1
<i>Myopsitta monachus</i>	2	2	0
<i>Pionus maximiliani</i>	1	1	0
<i>Psittacus erithacus</i>	3	1	2
Total	59	39	20

Cuadro 12. Resultados del sexado.

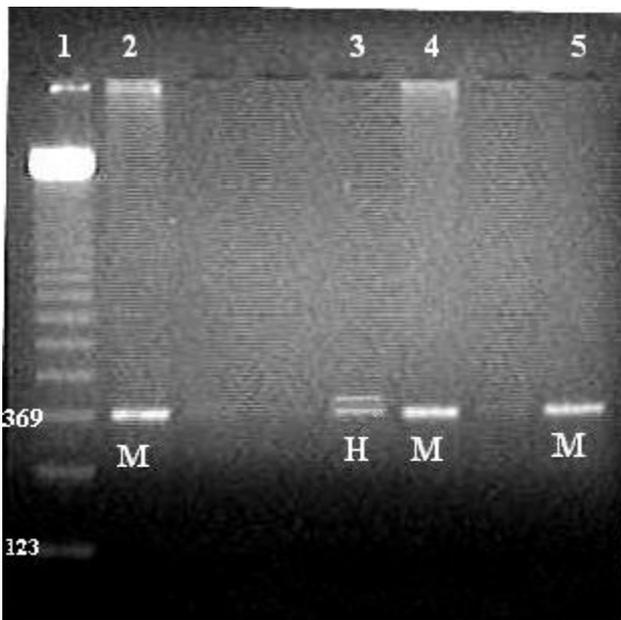


Figura 3. Amplificados en gel de agarosa.

Pozo 1: Marcador de DNA de 123 bp

Resultados

Pozo 2: Macho

Pozo 3: Hembra

Pozo 4: Macho

Pozo 5: Macho

6.10. Formación de parejas

Tomando en cuenta los criterios de inclusión para elegir a los ejemplares aptos para reproducción, solo 8 aves (14%) cumplieron con los requisitos mínimos para iniciar un programa de reproducción. Los ejemplares elegibles se muestran en el Cuadro 13, se puede observar que los pocos ejemplares que reúnen las condiciones mínimas son 7 machos y solo una hembra, no se pudo formar ninguna pareja.

Especie	Nombre	Sexo
<i>Amazona autumnalis</i>	Cotorra	♂
<i>Amazona autumnalis</i>	Harry	♂
<i>Amazona autumnalis</i>	Pepe	♂
<i>Amazona auropalliata</i>	Marcelo*	♂
<i>Amazona finschi</i>	Maya	♂
<i>Amazona finschi</i>	Lorito	♂
<i>Amazona oratrix</i>	Lorenzo	♂
<i>Aratinga canicularis</i>	ND	♀

*Excedió el límite de peso por un margen menor al 9% por lo tanto no se considera significativo (Harrison y Lightfoot, 2005).

Cuadro 13. Ejemplares elegibles.

En el Cuadro 13 se puede observar que los pocos ejemplares que reúnen las condiciones mínimas son 7 machos y solo una hembra.

En el Cuadro 14 se puede observar que la edad de los ejemplares es la principal causa de exclusión (54%), seguido por el peso (15%) y la combinación de ambos factores (12%).

Criterio	Total de Animales	Frecuencia
Edad	32	54%
Peso	9	15%
Estado Clínico	3	5%
Edad y Peso	7	12%
Elegibles	8	14%
Total	59	100%

Cuadro 14. Exclusión de ejemplares

7. Discusión

7.1. Especies encontradas

Mediante análisis morfométrico se lograron identificar 8 especies de psitácidos autóctonos y 5 especies exóticas. La especie con mayor número de ejemplares encontrados fue *Amazona autumnalis* con 19 individuos, seguida por *Amazona albifrons* con 9 y en tercer lugar *Aratinga canicularis* con 6 individuos. Estos datos coinciden con lo publicado por Cantú *et al.* (2007), que afirma que estas especies de pericos mexicanos han estado presentes en el comercio por décadas; las tres principales son el perico atolero (*Aratinga canicularis*), el perico de frente blanca o guayabero (*Amazona albifrons*) y la cotorra cucha (*Amazona autumnalis*) han sido capturadas legalmente por más de 20 años (Cuadro 16), a la vez son las tres especies más aseguradas por PROFEPA en México (Cantú *et al.*, 2007). Además de las especies nativas se encontraron 5 especies exóticas (Cuadro 2), es decir, su distribución natural no se encuentra en la República Mexicana. Estas especies se encuentran naturalmente en varios países de Suramérica y África (Forshaw, 2006).

De 59 individuos 45 pertenecen a especies nacionales (76%), ninguno de estos ejemplares contaba con documentos de procedencia legal, en cambio 12 individuos de especies exóticas según sus dueños contaban con documentos que respaldan su procedencia legal. En el caso de las especies mexicanas, no se puede saber si los loros provienen del tráfico ilegal aunque en especies como el loro cabeza amarilla (*Amazona oratrix*) y el loro nuca amarilla (*Amazona auropalliata*) cuyo aprovechamiento ha estado prohibido desde 1979 (Cuadro 16) y se encuentran protegidos por la NOM-059-ECOL-2001 (Cuadro 15), la única manera de encontrarlo legalmente sería producto de su cría en cautiverio, en cuyo caso tendrían los documentos que sustentan la legal procedencia. No se puede afirmar que los ejemplares sin documentos sean provenientes del tráfico ilegal, lo que si puede decir de las demás especies es que su tenencia es ilegal hasta que sean registrados ante PROFEPA. En el Cuadro 16 se muestran las especies que han sido sometidas al aprovechamiento extractivos y los periodos permitidos, los datos sobre el estatus de conservación de las especies nativas se presentan en el Cuadro 15.

Especie	Estatus de conservación		
	NOM-059	UICN*	CITES**
<i>Amazona autumnalis</i>	Sin clasificar	Preocupación baja	Apéndice II
<i>Amazona albifrons</i>	Sin clasificar	Preocupación baja	Apéndice II
<i>Amazona oratrix</i>	En peligro	En peligro	Apéndice II
<i>Amazona auropalliata</i>	En peligro	Preocupación baja	Apéndice II
<i>Amazona finschi</i>	Amenazada	Vulnerable	Apéndice II
<i>Amazona farinosa</i>	Amenazada	Preocupación baja	Apéndice II
<i>Aratinga canicularis</i>	Protección especial	Preocupación baja	Apéndice II
<i>Aratinga nana</i>	Protección especial	Preocupación baja	Apéndice II

*UICN: Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza

**CITES: Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas

Cuadro 15. Estatus de conservación de las especies encontradas. Cantú et al., 2007.

Especie	Periodos de captura (años)*	Numero de años de captura legal
<i>Amazona autumnalis</i>	79 – 89, 90 – 97, 2000 y 2001	19
<i>Amazona albifrons</i>	79 – 89, 90 - 2001	23
<i>Amazona oratrix</i>	Prohibido desde 1979	4
<i>Amazona auropalliata</i>	Prohibido desde 1979	4
<i>Amazona finschi</i>	79 – 83, 98 -99	8
<i>Amazona farinosa</i>	79, 2000 y 2001	6
<i>Aratinga canicularis</i>	79 – 2001	23
<i>Aratinga nana</i>	79 – 84, 86 – 89, 93 - 2002	18

* Desde el año 2002 no se emitió ningún permiso de captura ya que ninguna de las UMA's cumplió con los requisitos establecidos por PROFEPA. En el 2006 se permitió la captura de tres especies: *Amazona albifrons*, *Amazona xantholora* y *Aratinga nana*.

UMA: Unidades de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre

Cuadro 16. Aprovechamiento “legal” de especies en México. Cantú et al., 2007.

La tenencia de psitácidos silvestres como mascotas sigue siendo una actividad ampliamente difundida en México. El comercio de estas especies se da tanto legal como ilegalmente. Las acciones de la PROFEPA son insuficientes para detener el tráfico de estas especies, pero además la poca cantidad de animales que pueden decomisar quedan en centros de acopio donde el ave queda estancada sin rumbo. El cuanto a la legalización de los ejemplares que ya se encuentran en cautiverio y que probablemente nunca puedan volver a ser liberados, la PROFEPA hace poco por tener un registro sobre estos animales. Los dueños de los loros en su mayoría no se arriesgan a perder a su animal en un decomiso por intentar legalizar la tenencia de su loro.

En el presente estudio no se encontró ningún ejemplar nativo con documentación que sustente su legal procedencia, esto podría deberse a varias razones: a) el comercio ilegal de psitácidos en México supera por mucho al comercio legal, b) los dueños de los loros por temor a que le quiten su ave no la registra ante PROFEPA y c) que los ejemplares en regla sean distribuidos por otras partes de la República Mexicana que no abarcó este estudio. La primera razón coincide con los datos de Cantú *et al.* (2007), ya que las tres especies más aseguradas por la PROFEPA en el DF y zona conurbada coinciden con las tres especies con mayor número de ejemplares en el estudio *Amazona autumnalis*, *Amazona albifrons*, y *Aratinga canicularis* con 19, 9 y 6 ejemplares respectivamente, así que como bien menciona el reporte hecho por Cantú *et al.* (2007), muestra que la captura legal de pericos mediante las autorizaciones para captura emitidas por la PROFEPA (Cuadro 16) sirve para encubrir la captura ilegal, en la forma de abuso de permisos, falsificación de los mismos y otras muchas trampas del tráfico ilegal. Otra razón muy sencilla del porque estos animales no tienen documentos de procedencia legal es porque un producto ilegal es más barato que el legal, y el consumidor sólo puede solventar la compra ilegal. Ésta es la razón por la cual los pericos silvestres baratos encuentran un mercado, aún siendo ilegales: mientras exista quien compre pericos silvestres baratos e ilegales habrá quien los abastezca. Ésta es otra razón por la cual el sistema de legalización no funciona en la práctica (Cantú *et al.*, 2007).

En la década de los 80's el tráfico de pericos a Estados Unidos estaba entre 50,000 y 150,000 pericos neotropicales al año, esta situación ha cambiado ya que según Cantú *et al.* (2007), entre el 86% y 96% de los pericos capturados (65,000 – 78,500) se queda en México, el resto sale a los EUA.

En una investigación de comercio de pericos de 1994-1996, se encontró muy pocas tiendas de mascotas en la Ciudad de México y muchas menos que vendieran pericos silvestres o exóticos; solamente 14 tiendas de mascotas en la Ciudad de México vendían pericos mexicanos (Cantú *et al.*, 2007). Diez años después, existen por lo menos 40 tiendas pertenecientes a una sola cadena comercial, y todas ellas venden tanto especies exóticas como especies mexicanas de criadero, además, muchas otras que parecen ser parte del floreciente negocio de venta de especies exóticas. Ahora deben de existir alrededor de 100 tiendas en la Ciudad de México. No hay registro del número de vendedores de mascotas dentro de los mercados o en los tianguis, pero se ha hecho común encontrar especies exóticas en estos establecimientos, en especial especies pequeñas y baratas (Cantú *et al.*, 2007).

En los últimos diez años México se ha convertido en un gran importador de pericos de todo el mundo, con un total de 102,935 ejemplares. Hay una marcada tendencia al incremento de las importaciones desde 1995. El Cuadro 2 muestra que en este estudio se encontraron 5 especies exóticas. La mayoría de los pericos importados para comercio provienen de centros de reproducción en cautiverio o vida silvestre (Cantú *et al.*, 2007).

7.2. Criterios para formación de parejas

7.2.a. Peso y Condición Corporal

El peso registrado para cada ejemplar sirvió para excluir ejemplares que estuvieran con problemas de obesidad o malnutrición. Se encontraron 15 animales con sobrepeso y 9 con peso por debajo del rango de referencia, esto representa 25% de los animales con sobrepeso y 15% bajos de peso, sin embargo, estos datos para ser de mayor utilidad se deben correlacionar con la condición corporal ya que el rango de peso es muy amplio en algunos casos (Ej.: *Amazona autumnalis*, 314-485g) . Los resultados muestran que la mayoría de las aves (44/59) presentaron una condición corporal de 3 (75%), en cambio las aves calificadas como 2 fueron solo 5 (8%) y por último aves con condición corporal de 4-5 con 10 individuos (17%). Según Harrison y Lightfoot (2005); si el exceso de peso del ave se encuentra de 1 a 9% sobre el peso óptimo todavía es aceptable, del 10 a 19% se considera en sobrepeso y mayor a 20% es definido como obeso.

Una condición corporal pobre puede deberse a inanición, anorexia o caquexia asociada a alguna enfermedad, también puede deberse a la dominancia de otra ave (Harcourt-Brown y Chitty, 2005).

Una condición corporal mayor a 4 significa que el ave se encuentra en sobrepeso. La obesidad es el problema más común relacionado con malnutrición en aves de ornato. Ocurre cuando el contenido energético de la dieta excede los requerimientos para funciones metabólicas normales y cantidad de ejercicio (Ritchie *et al.*, 1999). Se sabe que muchas especies de psitácidos tienen tendencia a la obesidad, en loros *Amazona* ocurre cuando el ave se hace sedentaria y se les ofrece como dieta *ad libitum* mezclas de semillas altas en grasa sin oportunidad de hacer ejercicio adecuadamente. En algunos casos, la obesidad puede ser secundaria a una sobrealimentación en un intento por consumir nutrientes faltantes.

La condición corporal y el peso de las aves son importantes en la reproducción ya que un exceso de grasa abdominal puede bloquear mecánicamente la cloaca, reducir las ovulaciones exitosas y la falta de condición física contribuye a la presentación de inercia del oviducto y problemas en la puesta de huevos (Ritchie *et al.*, 1999).

7.2.b. Edad (Madurez Sexual)

La edad fue el principal criterio de exclusión en este trabajo, encontrándose 32 animales que no cumplen con el requisito de tener al menos tres años, algunos de estos animales se excluyeron por no tener dato de su edad. Los animales de los cuales no se conoce la edad se debió a que han sido animales que han pasado ya por uno o varios dueños antes de llegar al lugar donde se encuentran, esto se da por problemas de conducta del ave que hacen que el dueño busque dejar la responsabilidad de un ave inmanejable a alguien más, o simplemente recuperar algo de dinero invertido en el ave. Otra razón de que el 54% de los animales tengan menos de dos años podría deberse a las altas tasas de mortalidad en cautiverio provocadas por las condiciones de estrés a las que se ve expuesto un loro al ser capturado del bosque. Los loros *Amazona* se caracterizan por su longevidad pudiendo vivir hasta 80 años. (Ritchie *et al.*, 1999)

La madurez sexual es uno de los aspectos de mayor consideración al iniciar un programa de reproducción. La edad a la madurez sexual varía mucho entre especies. En Psitaciformes grandes (loros *Amazona*, loro gris africano, cacatúas y guacamayas), se pueden producir huevos viables cuando las aves alcanzan de 3 a 6 años de edad. Las

puestas iniciales de huevos pueden ser infértiles en aves jóvenes debido a la inmadurez de tejidos reproductivos o inexperiencia (Ritchie *et al.*, 1999).

La determinación de la edad generalmente no se puede realizar por inspección. Algunas especies de psitácidos tienen diferencias entre juveniles y adultos, el color del iris es más oscuro en juveniles de algunas especies, éste se empieza a aclarar alrededor de los 6 meses de edad y llega a estar completamente claro al año de edad. La mandíbula inferior es proporcionalmente más grande que el maxilar; el pico generalmente es más suave y brillante en juveniles (Harcourt-Brown y Chitty, 2005). Estas características son útiles para diferenciar animales juveniles de los adultos pero no son un indican exactamente la edad de un ejemplar.

Una manera de determinar si el ave es capaz de reproducirse es observando su comportamiento con otra ave de diferente sexo, al exhibir conductas de cortejo y cópula, las desventajas son que la mayoría de las aves se encuentran solas en las jaulas y estas conductas solo se verían en los meses de temporada reproductiva.

Otras alternativas para poder determinar la madurez sexual en estas aves sería la determinación de esteroides fecales o esteroides sanguíneos, los cuales se miden usando la técnica de radioinmunoensayo, midiendo la proporción de estrógenos/testosterona. La producción de hormonas sexuales varía con la edad y actividad sexual, la prueba tendría que hacerse durante la temporada reproductiva (principios de marzo a julio) para obtener resultados más precisos (Ritchie *et al.*, 1999).

7.2.c. Alimentación y Nutrición

La nutrición de los ejemplares se encuentra estrechamente relacionada con la condición corporal de los animales en el Cuadro 7 se encuentran clasificados los animales de acuerdo al tipo de alimentación ofrecida, los resultados muestran que al menos el 56% de los animales encontrados se les está ofreciendo una dieta inadecuada. Según varios autores, las dietas a base de semillas son deficientes en 32 ingredientes esenciales para mantener la salud de las aves. Estos incluyen: vitaminas (A, D₃, E, K, cianocobalamina (B₁₂), riboflavina (B₂), biotina (H), colina, niacina, ácido pantoténico y ácido fólico (M)), minerales (calcio, fósforo (hasta 70% en forma de fitatos indigeribles), sodio, selenio, hierro, cobre, zinc, manganeso, yodo, bismuto, etc), pigmentos (clorofila, cantaxantina), aminoácidos (lisina, metionina) y ácidos grasos omega 3 (Harrison y Lightfoot, 2005).

En el Cuadro 17 se muestra una comparación entre los requerimientos nutricionales de los loros y la composición química de las dietas a base de semillas.

Dieta	Proteína (%)	Lípidos (%)	Vit. A (UI/kg)	Vit.D (UI/kg)	Vit. E (mg/kg)	Calcio
Requerimiento (NARC)	12	4	5000	1000	500	0.5
Semilla de girasol	22.78	49.67	500	-	502.7	0.12 (P 0.71%)
Mezcla semillas (60% girasol)	22.79	51.89	470	-	413.73	0.11 (P 0.77%)

Cuadro 17. Comparación entre algunos requerimientos y lo ofrecido en la dieta.

Se puede apreciar que las dietas a base de semilla de girasol tienen serios problemas en cuanto al balanceo de nutrientes. Se presenta un exceso de proteína de 10%, lo cual representa un riesgo de salud para el ave al estar relacionado con insuficiencia renal y gota (Harrison y Lightfoot, 2005). El requerimiento nutricional de proteína varía con la edad y estado fisiológico, siendo más alto en polluelos recién nacidos y hembras con nidadas grandes y más bajo en adultos en mantenimiento. Las cantidades de aminoácidos esenciales como lisina y arginina son deficientes en dietas de semillas y no son capaces de mantener la reproducción.

En cuanto a los lípidos se puede observar que hay un exceso de más de 10 veces el requerimiento, esto representa un exceso de energía en la dieta ya que los lípidos aportan el doble de energía que los demás componentes orgánicos, lo cual puede derivar en obesidad y a su vez conducir a una falla cardíaca congestiva o lipidosis hepática y puede predisponer al ave a diabetes mellitus o exacerbar esta enfermedad. (Harrison y Lightfoot, 2005; Orosz, 2006).

La cantidad de vitamina A por el contrario se encuentra muy por debajo del requerimiento, esta vitamina está involucrada en la visión, reproducción, integridad de membranas, crecimiento, embriogénesis, el mantenimiento de células epiteliales y en la adecuada función secretoria de las glándulas reproductivas. Los posibles signos clínicos de una deficiencia de vitamina A en aves reproductoras puede ser: aumento en el

intervalo de puestas, eclosión disminuida, aumento en mortalidad embrionaria, disminución en la supervivencia de polluelos, disminución de tamaño testicular, falla en la espermatogénesis y disminución de la actividad sexual en machos. Todo esto puede estar asociado con la incapacidad de mantener un epitelio saludable (Harrison y Lightfoot, 2005).

La vitamina D desempeña importantes funciones en la homeostasis de los niveles de calcio y fósforo. Los primeros signos de deficiencia pueden ser disminución en la producción de huevo, adelgazamiento o ausencia de cascarones y un aumento en la incidencia de muerte embrionaria.

La vitamina E es esencialmente un antioxidante biológico que funciona a nivel intercelular e intracelular al prevenir la oxidación de compuestos lipídicos saturados en la célula, manteniendo así la integridad de la membrana. La deficiencia de vitamina E puede reducir la espermatogénesis en gallinas y codornices (Ritchie *et al.*, 1999).

En cuanto al calcio, se puede observar en la tabla que los niveles de una dieta a base de semillas están muy por debajo del requerimiento, y además presentan un exceso de fósforo. El calcio en la dieta se utiliza para la formación de hueso, producción del cascarón, coagulación, transmisión de impulsos nerviosos, secreciones glandulares y contracción muscular. Niveles bajos de calcio (0.05 a 0.3%) han mostrado que causa un cese completo en la producción de huevo en las gallináceas (Ritchie *et al.*, 1999).

Aún con todas éstas deficiencias alimenticias las aves de alguna manera logran compensarlas y no manifestarlas, por lo tanto es común examinar aves que tienen peso normal o más comúnmente con sobrepeso, pero que tienen deficiencia de varias vitaminas y minerales (Hernández, 2006). Por esta razón, la dieta de cada ave debe ser evaluada cuidadosamente aún cuando el ave parezca clínicamente sana. En el Cuadro 5, los datos sobre condición corporal mostraron que el 75% de las aves encontradas presentaron una condición corporal normal y solo 17% mostraron sobrepeso, concordando con los datos de Hernández (2006).

La obesidad y sobrepeso están estrechamente relacionados con la falta de actividad física. Según un estudio hecho por Magrath y Lill (1985), los loros en vida libre invierten aproximadamente el 67% de su tiempo en forrajeo (buscando, manipulando e ingiriendo alimentos) y solo el 7% en descanso, en cautiverio los alimentos consumidos por las aves son completamente diferentes a lo disponible en estado silvestre, además, el ave solo tiene que ir al final de la percha a su comedero para alimentarse. Un encierro sin el espacio adecuado para realizar ejercicio resulta en un ave

con poca actividad que puede llevar a problemas de salud y de comportamiento (Bauck, 1998).

7.2.d. Espacio mínimo

En la literatura se menciona que el espacio mínimo vital para un loro es el que permita al ave extender completamente las alas en cualquier dirección sin tocar ninguno de los bordes del encierro, otros autores sugieren que el espacio adecuado para alojar un ave es la jaula más grande que el dueño pueda comprar (Spadafori y Speer, 1999). Para un aviario Baschetto (2000), menciona como espacio mínimo para loros pequeños 1m^3 y para loros medianos 2m^3 . Es decir, ningún autor se ha dicho con exactitud cual es el espacio donde un loro pueda desarrollarse sanamente y hacer ejercicio adecuadamente. De acuerdo a datos dispersos en la bibliografía y a la experiencia personal de algunos médicos veterinarios, el espacio mínimo para que un loro tenga la oportunidad de hacer ejercicio y vivir una vida sana es de 0.5m^3 , las jaulas tradicionales para loros son más bien cárceles que solo les dan de $0.075 - 0.22\text{m}^3$, estas son las jaulas cilíndricas que podemos encontrar a la venta en mercados, tianguis y tiendas de mascotas. Es muy importante considerar que una jaula cilíndrica es un diseño inadecuado ya que en este tipo de jaulas el diseño solo permite poner una sola percha, en cambio si el diseño se cambia a rectangular se pueden colocar mínimo dos perchas y el ave ser capaz de realizar vuelos cortos de una percha a otra.

En este estudio se pudo observar que 27 ejemplares poseen jaulas cilíndricas, es decir, 27 ejemplares sin oportunidad de realizar ejercicio adecuadamente, lo que los predispone a la obesidad y otro tipo de problemas de salud. Las medidas para una jaula donde un loro *Amazona sp.* pueda desarrollar una actividad física mínima proponemos que sea de diseño rectangular de 1m de largo, 60cm de fondo y 80cm de altura esto corresponde a 0.4m^3 de volumen, esto en relación espacio de jaula/loro corresponde a 8, situación que solo cumplieron 12 ejemplares del estudio. Un ejercicio adecuado es importante para el éxito reproductivo y disminuye la probabilidad de desórdenes reproductivos, como retención de huevos. Cualquier anomalía física o médica que afecte la movilidad, balance, en la región cloacal o el tracto reproductivo pueden causar infertilidad o disminución del éxito reproductivo. La mayoría de las aves de este estudio no hacen ejercicio ya que las características de las jaulas no lo permiten, solo los

ejemplares que se encuentran en aviario (Harcourt-Brown y Chitty, 2005; Ritchie *et al.*, 1999).

7.2.e. Comportamiento

En polluelos criados artificialmente se pueden presentar comportamientos anormales debido a la improntación con el humano o a la falta de aprendizaje ambiental temprano. Las aves imprintadas al humano generalmente no pueden completar el ciclo reproductivo con su misma especie. La improntación a menudo se presenta con mayor intensidad en los machos que en las hembras. Las anomalías debidas a improntación inadecuada no siempre son obvias. Los signos asociados al uso de aves criadas a mano en un programa de reproducción pueden incluir la falta de formación de pareja, baja producción de huevos o infertilidad. (Ritchie *et al.*, 1999)

Los datos en este estudio no indican la forma de crianza del ave, pero si se observó que las aves tenían poco o nulo contacto con congéneres, lo que puede sugerir que hay problemas de improntación al humano. Probablemente, algunas de estas aves fueron capturadas desde polluelos pero al pasar de dueño en dueño se pierde esta clase de información.

La clasificación que se hizo de los ejemplares en cuanto a comportamiento los dividió en dos clases: dóciles (25%) y huraños (75%), de las aves dóciles la mayoría (11 de 15) se encontraban aisladas de otras aves. La agresividad de los loros puede deberse a agresiones territoriales o ser una respuesta por miedo (Ritchie *et al.*, 1999; Wilsol, 2005), también Harcourt-Brown y Chitty, 2005 mencionan que la agresividad puede ser por dominancia que suele ocurrir más en los machos. Cuando las aves forman lazos fuertes con una persona también es común que las aves intenten morder si no son socializadas correctamente, las causas y las posibles soluciones para estos comportamientos dependen de cada caso específico. La prevención de estos problemas de comportamiento se puede realizar creando un ambiente adecuado donde el ave pueda socializar correctamente con las personas sin crear lazos afectivos patológicos (Gallerstein, 2003; Spadafori y Speer, 1999).

7.3. Sexado

Se pudo determinar el sexo de todos los ejemplares en estudio por la técnica de PCR desarrollada por Griffiths *et al.*, 1998 con modificaciones, tanto las plumas en crecimiento como la sangre brindaron abundante material genético, el cual se extrajo por el método de Taberlet y Bouvet (1991). Para efectos de la prueba de sexado no se requieren cantidades grandes de DNA, la elección de la muestra va a depender de la persona encargada de hacer la toma. Ambos métodos tuvieron que ser adecuados a los materiales con los que se cuenta en la Unidad de Investigación Multidisciplinaria en Salud Animal (UIMSA) de la FES-Cuautitlán.

Los *primers* P2 y P8 mostraron ser útiles para la prueba, los resultados leídos en gel de agarosa al 2% mostraron la formación de dos bandas para las hembras (WZ) y solo una banda para los machos (ZZ), el tamaño de las bandas fue de aproximadamente 350 bp, lo cual concuerda con lo publicado por Griffiths *et al.* (1998). La prueba para sexado por PCR funcionó correctamente en estas especies de la familia Psittacidae, de acuerdo con Miyaki *et al.* (1998), la prueba podría utilizarse en toda esta familia.

La técnica de PCR para sexado ofrece varias ventajas: es sencillo, no invasivo y se puede realizar a cualquier edad. Las desventajas de esta prueba son: toma aproximadamente una semana tener los resultados, posible contaminación de las muestras con DNA de otras aves que ocurre en el 4 % de los casos y lo más importante, no brinda información sobre la actividad reproductiva del individuo (Harcourt-Brown y Chitty, 2005).

Los resultados del estudio fueron 39 machos y 20 hembras, mostrando una proporción 2:1 en machos y hembras. Este resultado puede deberse a que en todas las especies el macho es el sexo más resistente a condiciones adversas, la gran mayoría de los loros sufren altas mortalidades en la cadena de tráfico (captura, confinamiento, transporte y cuarentena), 80% (Iñigo y Ramos, 1991), 66% (Enkerlin, 2000) y 77% (Cantú *et al.*, 2007). Otra posibilidad es que exista un desbalance en la proporción de machos y hembras desde la captura, es decir, que las poblaciones silvestres tengan esta proporción, lo cual solo se podría comprobar realizando otra investigación sexando a los loros el día de la captura.

8. Conclusiones y Recomendaciones

La prueba de sexado de aves por PCR demostró ser un método sencillo, seguro, no invasivo para determinar el sexo de las aves de la familia Psittacidae en México.

La principal limitante de la prueba es no brindar información acerca el estado reproductivo del individuo. Para poder acercarnos al estado reproductivo de las aves sin optar por un método invasivo como la laparoscopia, se podría apoyar en los resultados de proporción de esteroides (E/T) ya sean fecales o sanguíneos para acercarse al conocimiento del estado reproductivo del ave.

La edad fue el criterio que limitó en mayor medida la inclusión de los animales como reproductores.

En este estudio se puede notar el efecto que tiene una alimentación inadecuada, la falta de ejercicio, poco espacio y diseño inadecuado de encierros, y la tendencia a la obesidad de los loros *Amazona*, provocan alteraciones sobre el peso y la condición corporal de los loros.

La formación de parejas que se pretendió realizar se vio truncada por las malas condiciones en que se encontraron la mayoría de los animales, para estos animales se recomienda un cambio de dieta, un programa de rehabilitación física y conductual, esto si se quiere tener un animal apto para reproducción.

El cuidar de un animal silvestre requiere de muchos conocimientos, lugares adecuados donde mantenerlos y una gran dedicación. En la gran mayoría de los casos, es imposible mantener en cautiverio a un animal silvestre sin que manifieste estrés o sin que evidencie necesidades que no le podemos suplir mientras se encuentre en cautividad. Incluso es muy difícil para especialistas, lograr que un animal silvestre tenga una buena calidad de vida en cautiverio.

Es prácticamente imposible suplir adecuadamente las necesidades alimenticias de un animal silvestre cuando se encuentra en cautiverio debido a que usualmente se alimentan de una enorme cantidad y variedad de fuentes alimenticias, dependiendo de la época del año y del ciclo reproductivo de la especie. Por otra parte, ni en México ni en el resto del mundo se sabe lo suficiente acerca de los cuidados sanitarios que requiere un animal silvestre, de manera que es muy difícil conocer en qué momento requieren asistencia médica, pues generalmente su instinto les impide manifestar debilidad o algún signo clínico hasta que realmente están muy enfermos.

Es importante mencionar que se encuentra la iniciativa que propone una reforma a la Ley General de Vida Silvestre (LGVS), mediante la adición de un nuevo artículo, el 60 Bis 2, dentro del Capítulo I del Título VI de este ordenamiento jurídico, cuya redacción propone lo siguiente:

"Artículo 60 Bis 2.- Ningún ejemplar de ave correspondiente a la familia Psittacidae o psitácido, cuya distribución natural sea dentro del territorio nacional, podrá ser sujeto de aprovechamiento extractivo con fines de subsistencia o comerciales.

Con la entrada en vigor de este decreto, las actividades de aprovechamiento extractivo quedarán prohibidas para los psitácidos nativos, pero ¿que pasa con los que ya recorrieron toda la cadena de comercialización y se convirtieron en mascotas? o los loros que decomisa la PROFEPA? Al realizar este trabajo, podemos sugerir que el que la legalización de los psitácidos mantenidos en cautiverio como mascotas sea mediante el registro del ejemplar ante la PROFEPA y que ésta conceda la custodia al dueño, realizando estudios socioeconómicos, firmando cartas compromiso, y condicionando la tenencia de ave mientras se hagan visitas periódicas con Médicos Veterinarios Zootecnistas que estén a cargo del manejo médico de estas aves y de inspectores que hagan visitas a domicilio para corroborar que las necesidades mínimas del ave estén cubiertas. De esta manera podría proceder a la hora de que las autoridades hagan un aseguramiento de ejemplares, actualmente esos ejemplares quedarían en custodia en los centros de acopio de la PROFEPA donde se sabe que las condiciones no son las más adecuadas, con la propuesta anterior se busca mejorar la calidad de vida de los psitácidos que cayeron en la red del tráfico, reducirse la ilegalidad en la tenencia de psitácidos y así tener un mejor control sobre los ejemplares.

Con la realización de este trabajo no se pretende fomentar o alentar el cautiverio de aves silvestres, sino para intentar mejorar la calidad de vida en cautiverio de los animales, reconociendo, que no todos los animales silvestres podrán volver a ser libres, ya que el haber vivido en condiciones de cautiverio inadecuadas muchas veces les trunca esta oportunidad.

9. Bibliografía

1. Bauck L. Psittacine Diets and Behavioral Enrichment. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1998; 7: 135-140.
2. Baschetto F. Repensando los zoológicos de la Argentina. Editorial Dunken. 2000. pp 79-90.
3. Briscoe AJ, Syring R. Techniques for Emergency Airways and Vascular Access in Special Species. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 2004; 13, 3: 118-131.
4. Cantú GJ, Sánchez SM, Grosselet M, y Silva GJ. Tráfico Ilegal de Pericos en México: Una Evaluación Detallada. Defenders of Wildlife. Teyeliz. 2007. www.defenders.org
5. Coles BH. *Avian Medicine and Surgery*. Ed. Blackwell Science. Second Edition. 1997. Pags: 81, 82, 210.
6. Ellegren H, Sheldon CB. New tools for sex identification and the study of sex allocation in birds. Julio 1997. *TREE* vol. 12, no 7.
7. Enkerlin, E. Las aves de México en peligro de extinción. Instituto de Ecología. 2000. UNAM CONABIO.
8. Forshaw MJ. *Parrots of the World: An Identification Guide*. 2006. Princeton University Press.
9. Fowler EM, Cubas SZ. *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals*. 2001. Iowa State Press.
10. Fowler EM, editor. *Zoo & Wild Animal Medicine. Current Therapy*. 2nd ed. W.B. Saunders Company, 1986. Pags: 189 – 211.
11. Gallerstein AG. *The Complete Pet Bird Owner's Handbook*. Avian Publications. 2003. pp 78 – 114.
12. Gómez de Silva, H, Oliveras de Ita A y Medellín RA. *Amazona autumnalis*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. 2005. México. D.F. SNIB -CONABIO (base de datos de Internet) Disponible desde:
http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/exoticas/doctos/especies_exoticas.html
13. Gómez de Silva, H, Oliveras de Ita A y Medellín RA. *Amazona albifrons*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. 2005. México. D.F. SNIB -CONABIO (base de datos de Internet) Disponible desde:
http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/exoticas/doctos/especies_exoticas.html

14. Gómez de Silva, H, Oliveras de Ita A y Medellín RA: *Amazona auropalliata*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales.2005. México. D.F. SNIB -CONABIO (base de datos de Internet)
Disponible desde:
http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/exoticas/doctos/especies_exoticas.html
15. Gómez de Silva, H, Oliveras de Ita A y Medellín RA. *Aratinga canicularis*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales.2005. México. D.F. SNIB -CONABIO (base de datos de Internet)
Disponible desde:
http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/exoticas/doctos/especies_exoticas.html
16. Griffiths R, Double CM, Orr K, Dawson RJ. A DNA test to sex most birds. *Molecular Ecology* 1998; 7: 1071-1075.
17. Griffiths R. *Sex Identification in Birds*. Ed. W.B. Saunders Company. 2000.
18. Harcourt-Brown N, Chitty J. *BSAVA Manual of Psittacine Birds*. Ed. British Small Animal Veterinary Association. 2005. Pags: 16.
19. Harrison JG, Lightfoot T. *Clinical Avian Medicine*. Spix Publishing. 2005. Pags: 85 – 140.
20. Hau M. Timing of breeding in variable environments. *Tropical birds as model systems. Hormones and Behavior*. 2001; 40: 281-290.
21. Hernández-Divers MS. Common Malnutrition Issues in Birds and Reptiles. *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, Florida. 2006; 20: 1789-1790.
22. Iñigo EE, y Ramos MA. 1991. The psittacine trade in Mexico. Pp 380-392 In *Neotropical Wildlife Use and Conservation*, J.G. Robinson y K.H. Redford (eds).University of Chicago Press, Chicago.
23. Magrath RD, Lill A: Age related differences in behavior and ecology of crimson rosellas during the non-breeding season. *Anstr Wildl Res*, 1985, 12:299-306.
24. Miyaki YC, Griffiths R, Orr K, Nahum AL, Pereira LS, Wajntal A. Sex Identification of Parrots, Toucans, and Curassows by PCR: Perspectives for Wild and Captive Population Studies. *Zoo Biology*, 1998; 17:415–423.
25. Orosz ES. Avian Nutrition Demystified. *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, Florida. 2006; 20: 1560-1562.
26. Renton, K. Ficha técnica de *Amazona farinosa*. En: Escalante, P. (compilador). "Fichas sobre las especies de Aves incluidas en el Proyecto de Norma Oficial

- Mexicana PROY-NOM-ECOL-2000. Parte 2". 2005. México. D.F. SNIB -CONABIO (base de datos de Internet) Disponible desde:
http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/exoticas/doctos/especies_exoticas.html
27. Ritchie WB, Harrison JG, Harrison RL. Avian Medicine: Principles and Application. Ed. HBD International. 1999. Págs.: 779-785.
 28. Rosas MR. Manual de técnicas de sexado en aves de zoológico y de ornato (tesis de licenciatura). Cuautitlán, México. FES-C UNAM. 1997. Págs.: 34-42.
 29. Rupley EA. Manual of Avian Practice. Ed. Saunders. 1997. Pags: 439-445, 475-479.
 30. Russello AM, Amato G. A molecular phylogeny of Amazona: implications for Neotropical parrot biogeography, taxonomy, and conservation. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 2004; 30: 421-437.
 31. Shields KM, Yamamoto JT, Millam JR. Reproductive Behavior and LH Levels of Cockatiels (*Nymphicus hollandicus*) Associated with Photostimulation, Nest-Box Presentation, and Degree of Mate Access. *Hormones And Behavior* 1989; 23: 68-82.
 32. Spadafori G, Speer LB. *Birds for Dummies*. Wiley Publishing Inc. 1999. Págs.: 83 – 115.
 33. Spoon RT, Millam RJ, Owings HD. The importance of mate behavioural compatibility in parenting and reproductive success by cockatiels, (*Nymphicus hollandicus*). *Animal Behavior*. 2006; 71:315-326.
 34. Stahl S, Kronfeld D. Veterinary Nutrition of Large Psittacines. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1998; 7: 128-134.
 35. Stone GE, Millam RJ, El Halawani EM, Phillips ER, Redig TP. Determinants of reproductive success in force-re-paired cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). *Applied Animal Behavior Science*. 1999; 63: 209-218.
 36. Taberlet P, Bouvet J. A Single Plucked Feather as a Source of DNA for Bird Genetic Studies. *Laboratoire d'Ecologie et de Génétique des Populations, Université Joseph Fourier*, Octubre 1991.
 37. Tully NT, Lawton MP, Dorrestein GM. *Avian Medicine*. Ed. Butterworth Heinemann. 2000. Pags: 66-72.
 38. Wilsol L. Biting the hand that feeds them: Agression & the companion bird parrot. *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. 2005. Orlando, Florida.
 39. Yoshimura, T. Molecular mechanism of the photoperiodic response in birds and mammals. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 2006, Part A 144.