



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**  
MAESTRÍA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
FAUNA SILVESTRE

**EVALUACIÓN Y RECOMENDACIÓN PARA EL MEJORAMIENTO DE  
LA SITUACIÓN DE LOS PSITÁCIDOS EN EL CENTRO PARA LA  
CONSERVACIÓN E INVESTIGACIÓN DE LA VIDA SILVESTRE LOS  
REYES.**

**TESIS**  
QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:  
MAESTRA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**PRESENTA:**  
MARCELA PRISCILA FRANCO OCHOA

**TUTOR PRINCIPAL**  
CARLOS GONZÁLEZ-REBELES ISLAS. Facultad de Medicina Veterinaria y  
Zootecnia  
**COMITÉ TUTORAL**  
DULCE MARÍA BROUSSET HERNÁNDEZ JAUREGUI. Facultad de Medicina  
Veterinaria y Zootecnia  
KATHERINE RENTON. Instituto de Biología

MÉXICO, D. F. JUNIO 2013



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.

“Tú, pájaro, vivirás en los árboles y volarás por los aires, alcanzarás la región de las nubes,  
rozarás la transparencia del cielo y no tendrás miedo de caer.”

Popol Vuh

## **AGRADECIMIENTOS**

El presente trabajo se desarrolló bajo la dirección del Dr. Carlos González-Rebeles Islas, el Comité Tutorial conformado por la Dra. Dulce María Brousset Hernández Jauregui y la Dra. Katherine Renton, el Invitado Académico M.V. André Becker Saidenberg y el Dr. Juan Antonio Figueroa quién realizó los estudios parasitológicos. A todos ustedes muchas gracias por su invaluable participación y confianza, les agradezco de corazón.

Y se hizo posible gracias al apoyo financiero del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, CONACYT, que otorgó la beca 249640, para realizar sus estudios de Maestría en el programa Maestría en Medicina Veterinaria y Zootecnia en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM.

Un reconocimiento especial al Jefe del Departamento de Control y Remediación de la DGVS SEMARNAT Fernando Cortés, por ser tan accesible y permitir realizar este trabajo en el CIVS Los Reyes. De igual forma, se agradece la disposición en todo momento de los médicos Heber Santiago y Daniel Contreras.

A la Fundación Lymington y a SOS Fauna, por la oportunidad que me brindaron para trabajar en proyectos tan importantes de rehabilitación y reintroducción de psitácidos, que dejan huella no sólo en mi corazón sino en el mundo entero, gracias!

Por su apoyo y cariño agradezco infinitamente a mis papas Argentina y Enrique, mis hermanos Gato, Gunter y Oso. A Coquis, Maty y Mamá Saris. A Dan por ser parte de esta tesis. A las arquitectas Paulina y Cintya por su ayuda y comentarios. A mis amigos Itzel, Liz, Arlen, Andy, Héctor, Rich y Edson.

A los miembros del jurado M. en MVZ. Gerardo López Islas, Dr. Juan Carlos del Río García, Dr. Carlos González-Rebeles Islas, M. en C. Fernando Gual Sill y M. en C. Adrián Reuter Cortés, por sus valiosos comentarios y sugerencias.

## **RESUMEN**

Los psitácidos son aves que comparten características anatómicas como el ser zigodáctilos, tener pico en forma de gancho, lengua gruesa y prensil, cabeza grande con un cuello corto, y nostrilos localizados en una zona desprovista de plumas.

El tráfico ilegal de los psitácidos silvestres aunado a los problemas que afectan el hábitat de estos ejemplares son las principales causas que amenazan su supervivencia en el medio ambiente. En México, los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS) son las instituciones encargadas de recibir, acopiar y albergar, así como rehabilitar clínica y conductualmente a la fauna silvestre decomisada.

Los centros de rescate de vida silvestre pueden ser usados como una herramienta de conservación al contemplar entre sus objetivos principales la educación, la investigación, la cría en cautiverio y/o la relocalización de ejemplares silvestres.

En el caso de los psitácidos que son recibidos en el CIVS Los Reyes (CIVS LR), es importante conocer la infraestructura de los recintos donde se alojan y el manejo que se les da para determinar el potencial que tiene el CIVS LR como herramienta de conservación. La obtención de los datos fue realizada a través de visitas de prospección al CIVS LR, entrevistando al personal y evaluando clínicamente a los ejemplares. Como resultado, inicialmente se sugieren cambios en las instalaciones, el manejo y la dieta. Se proponen adecuaciones dirigidas a tres fines distintos: integrarlos a un programa de educación ambiental, reintegrarlos a la naturaleza a través de un programa de conservación (rehabilitación, reintroducción/refuerzo poblacional) ó la eutanasia; en casos de especies

exóticas invasoras que no puedan ser repatriadas a su lugar de origen o canalizadas a predios o instalaciones que manejan vida silvestre (PIMVS).

**Palabras clave:** psitácidos, conservación, evaluación, rehabilitación, liberación.

### **ABSTRACT**

Psittacines are birds that belong to the order Psittaciformes, sharing anatomic characteristics like zygodactyl toes, hook beaks, thick and prehensile tongue, big heads with a small neck and non feathered nares. The main causes that affect the survival of these birds in the wild are illegal traffic along with habitat destruction. Mexican institutions in charge of receiving, gathering, holding and rehabilitating clinically and ethologically different type of illegally seized wildlife, are known as Centers for Research and Conservation of Wildlife (CIVS).

These wildlife rescue centers can be used as conservation tools, if among their goals they consider the following: environmental education, research, captive breeding, and / or relocation of wildlife.

We present the results of a study case assessment carried out at the CIVS LR rescue center. Evaluation was directed to analyze infrastructure conditions of enclosures where the animals are kept and observing the handling they receive, in order to define the CIVS potential to get involved in a full conservation program for psittacines. The data collection was achieved through prospection visits to the CIVS LR, staff interviewing and medical evaluation of these birds. Several improvement suggestions regarding infrastructure, management and diet are provided. Specifically three level management targets were proposed integrating some psittacines into an environmental education program; reintegrating those with the appropriated characteristics into a nature conservation

program (rehabilitation, reintroduction / reinforcement) or euthanasia; in cases of alien species which cannot be repatriated or sent to special facilities for wildlife (PIMVS).

**Key words:** psittacines, conservation, assessment, rehabilitation, release.

## CONTENIDO

<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	<b>- 3 -</b>
<b>II. MARCO DE REFERENCIA</b>	<b>- 6 -</b>
2.1 Historia natural y biología de los psitácidos	- 6 -
2.2 Los psitácidos de México	- 11 -
2.3 Historia del uso de los psitácidos en México	- 17 -
2.4. Los centros de rescate como herramienta de conservación	- 22 -
<b>III. METODOLOGÍA</b>	<b>- 24 -</b>
3.1 Descripción del área de estudio	- 24 -
3.2 Ejemplares de estudio	- 25 -
3.3 Evaluación de la infraestructura de los recintos que albergan a los psitácidos del CIVS LR	- 25 -
3.4 Evaluación del estado de salud de los psitácidos albergados en el CIVS LR	- 26 -
3.5 Conocimiento del manejo de los psitácidos albergados en el CIVS LR	- 29 -
<b>IV. RESULTADOS</b>	<b>- 32 -</b>
4.1 Inventario de los psitácidos albergados en el CIVS LR	- 32 -
4.2 Infraestructura de los recintos que albergan a los psitácidos del CIVS LR	- 36 -
4.3 Estado de salud de los psitácidos del CIVS LR	- 46 -
4.4 Manejo de los psitácidos del CIVS LR	- 56 -



<b>4.5 Recomendaciones de destino para los psitácidos en el CIVS LR</b>	<b>- 62 -</b>
<b>V. DISCUSIÓN</b>	<b>- 74 -</b>
<b>5.1 Infraestructura</b>	<b>- 74 -</b>
<b>5.2 Estado de salud</b>	<b>- 77 -</b>
<b>5.3 Manejo</b>	<b>- 79 -</b>
<b>5.4 Opciones de destino</b>	<b>- 81 -</b>
<b>VI. CONCLUSIONES</b>	<b>- 83 -</b>
<b>VII. REFERENCIAS</b>	<b>- 85 -</b>
<b>VIII. LISTA DE CUADROS</b>	<b>- 94 -</b>
<b>IX. LISTA DE FIGURAS</b>	<b>- 95 -</b>
<b>X. ANEXOS</b>	<b>- 97 -</b>

## I. INTRODUCCIÓN

Los psitácidos son aves pertenecientes al orden Psittaciformes, compartiendo características anatómicas como el ser zigodáctilos, tener pico en forma de gancho, lengua gruesa y prensil, cabeza grande con un cuello corto, y nostrilos localizados en una zona desprovista de plumas. Este orden en México cuenta con 24 especies, la distribución original de muchas de éstas ha variado principalmente por la destrucción y fragmentación del hábitat. Actualmente, a nivel mundial, los psitácidos habitan dentro de un rango de latitud: 30°N – 50°S, principalmente en las tierras bajas y los bosques tropicales, siendo más comunes en los bordes y cerca de cuerpos de agua. <sup>(1, 2, 3, 4, 5)</sup>

El colorido de sus plumas y la facilidad que tienen de imitar sonidos los ha llevado a ser ejemplares muy demandados en el comercio desde épocas prehispánicas. En la actualidad, estas aves se comercializan como animales de compañía u ornato. Dentro del comercio legal en el año el 2011 México importó 132, 400 psitácidos con un valor de 7, 154 176 pesos mexicanos (MXN). <sup>(6, 7, 8,9)</sup>

El tráfico ilegal de los psitácidos silvestres aunado a los problemas que afectan el hábitat de estos ejemplares, son las principales causas que amenazan su supervivencia en el medio ambiente. <sup>(8,10,11)</sup> Con el fin de disminuir el comercio ilegal de éstas aves en México, el 14 de octubre del 2008 se modificó la Ley General de Vida Silvestre (LGVS) adicionándose el artículo 60 Bis 2. Dicho artículo prohíbe el aprovechamiento extractivo de los psitácidos nativos de México con fines de subsistencia o comerciales. <sup>(3)</sup>

Los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS) son las instituciones encargadas en México de recibir, acopiar y albergar a la fauna silvestre decomisada, así como rehabilitarlos clínica y conductualmente. <sup>(3,12)</sup> Los centros de rescate de vida silvestre, pueden ser usados como una herramienta de conservación al

contemplar entre sus objetivos principales la educación, la investigación, la cría en cautiverio y/o la reintroducción de ejemplares silvestres.

En el año 2010 en el CIVS Los Reyes (LR) se recibieron 120 psitácidos decomisados, los cuales fueron remitidos por la Procuraduría Federal de Protección al Ambiente (PROFEPA), por la Procuraduría General de la República (PGR) y por entregas voluntarias (EV). La cantidad de psitácidos mexicanos recibidos en el CIVS LR ha ido en aumento del año 2003 al 2010 de 5 a 120 ejemplares respectivamente (es decir, un aumento del 2,300%) y, como sucede en muchos centros de rescate a nivel mundial, a veces se ven imposibilitados de albergar cuantiosos decomisos de diferentes especies silvestres siendo los espacios e instalaciones insuficientes e inadecuadas. <sup>(13-20)</sup>

El propósito de este trabajo fue el de evaluar las condiciones en las que se encuentran los psitácidos alojados en el CIVS LR, tomando como base los protocolos y normas que se emplean en otros centros de rescate. Para llevarlo a cabo se hizo una revisión de la literatura especializada sobre el mantenimiento de los psitácidos en cautiverio y se comparó la infraestructura donde se mantienen los psitácidos (instalaciones, comederos y bebederos, condiciones ambientales) para detectar problemas y oportunidades de mejora. Además, para evaluar el estado de salud de los psitácidos albergados en el CIVS LR se llevó a cabo un examen físico básico, un examen coproparasitológico y un frotis sanguíneo para usar los resultados como indicadores clínicos. Adicionalmente, se revisó el manejo de los psitácidos albergados en el CIVS LR con respecto a los puntos de: recepción, alojamiento, dieta y destino, con observaciones y entrevistas al personal para determinar la logística, establecer limitaciones y puntos críticos.

Finalmente, con base en los resultados obtenidos en las diversas evaluaciones, los protocolos de manejo y las prácticas relacionadas con su mantenimiento, se elaboró una propuesta de manejo de los psitácidos en el CIVS LR. El objetivo es que a futuro permitan

al CIVS LR contar con mejores herramientas para mantenerlos en cautiverio e integrarlos a un programa de educación ambiental, regresarlos a la vida silvestre mediante programas de conservación (rehabilitación y relocalización; haciéndose énfasis en ésta propuesta de manejo, con la creación de una guía de rehabilitación y liberación de psitácidos decomisados) o la eutanasia de especies exóticas invasoras que no puedan ser repatriadas a su país de origen o canalizadas a predios o instalaciones que manejan vida silvestre (PIMVS) y su manutención implique un riesgo ecológico o sanitario y gastos que puedan ser mejor empleados en la conservación de especies nativas. <sup>(21-23)</sup>

## II. MARCO DE REFERENCIA

### 2.1 Historia natural y biología de los psitácidos

#### 2.1.1 Taxonomía y aspectos morfológicos

El orden Psittaciformes se divide en tres super familias: Strigopoidea, Cacatuoidea y Psittacoidea y contiene 86 géneros. <sup>(24)</sup> Anatómicamente las aves dentro de este orden se caracterizan por presentar una articulación craneofacial en forma de bisagra que les permite mover el maxilar con una muy buena flexibilidad. Las narinas se localizan en la base del pico y están rodeadas por la cera, que es una zona desprovista de plumas. Su lengua es larga y musculosa confiriéndole gran destreza al ave, tienen cabeza grande y cuello corto. Son especies zigodáctilas; tienen el dedo dos y tres dirigidos cranealmente y el uno y cuatro dirigidos caudalmente, lo que les permite desplazarse fácilmente por los troncos de los árboles. <sup>(1,2)</sup>

Entre las diferentes especies de psitácidos existe variación de tamaño y peso; por ejemplo, la guacamaya jacinta (*Anodorhynchus hyacinthinus*) llega a medir de la punta de la cola hasta la cabeza hasta 105 cm, los loros del género *Amazona* miden en promedio 34 cm y los pericos pigmeos (*Micropssitta* spp) tan solo de 8 - 9 cm. Por otro lado, el kakapo (*Strigops habroptilus*) es el psitácido más pesado, alcanzando pesos por encima de los 3 Kg y los pericos pigmeos son los más livianos con pesos desde los 12 g. <sup>(1)</sup>

El plumaje en estas aves varía en color siendo el verde el que más predomina. La mayoría de estas aves no presenta un dimorfismo sexual. En el caso de las especies del género *Amazona* (*A. albifrons*, *A. xantholora* y *A. pretrei*), que sí presentan dimorfismo, los machos cuentan con plumas rojas en ciertas partes del cuerpo. <sup>(1,25)</sup> Existen también, tres especies de psitácidos que carecen de plumas en la cabeza (*Psitttrichas fulgidus*, *Pyrilia*

*vulturina*, *Pyrilia aurantiocephala*) y dos especies que elevan las plumas de la nunca en situación de alarma y excitación (*Deroptryus accipitrinus* y *Amazona vinacea*).<sup>(1,25)</sup>

### 2.1.2 Distribución y hábitat

Las diferentes especies de psitácidos se distribuyen en América, África, Asia y Oceanía.<sup>(26)</sup> Los psitácidos que viven en el continente americano se localizan desde el norte de México en una latitud de 32° 46' 06"N, hasta el sur de Tierra de Fuego a una latitud de 55° 03' S.<sup>(5)</sup> Habitan principalmente en las tierras bajas y en los bosques tropicales.<sup>(26-28)</sup> En América del Sur, Brasil es el país que cuenta con el mayor número de psitácidos, 84 especies distribuidas en 24 géneros, las especies más comercializadas de ese país hacia México son la guacamaya azul y oro (*Ara ararauna*), el loro maitaca verde (*Pionus maximiliani*) y el papagayo frente azul (*Amazona aestiva*). Además, tiene un bioma único semiárido llamado "Caatinga" donde viven especies endémicas como el periquito da Caatinga (*Aratinga cactorum*), que puede verse seriamente afectado por el cambio climático.<sup>(28)</sup> La cotorra monje (*Myiopsitta monachus*) es una especie nativa de Argentina, Bolivia, Brasil, Paraguay y Uruguay, es exportada a muchas regiones del mundo en donde los individuos liberados se han adaptado y establecido fácilmente, su importación a México se prohibió en el año 2010 al considerársele una especie exótica invasora.<sup>(3, 29)</sup>

En el continente africano uno de los pericos más comercializados y capturados de vida libre era el inseparable de Fischer (*Agapornis fischeri*), endémico de Tanzania que habita bosques semiáridos.<sup>(30)</sup> La cotorra de Kramer (*Psittacula krameri*) es una especie que también se importa a México y se distribuye naturalmente desde Senegal en África hasta China en Asia, habitando bosques abiertos, manglares y sabanas.<sup>(30)</sup>

En Oceanía las dos especies más comercializadas a nivel mundial son el periquito australiano (*Melopssitacus undulatus*) y la ninfa (*Nymphicus hollandicus*), la primera

habita en zonas desérticas, semidesérticas y bosques semiáridos, la segunda en llanuras áridas, bosques abiertos y arboledas. <sup>(30)</sup>

### 2.1.3 Grupos sociales y reproducción

Los psitácidos son animales gregarios que se agrupan en parvadas de 4 hasta 200 individuos lo que les permite disminuir las probabilidades de ser capturados por algún depredador como los halcones. Su periodo de vida es largo, encontrándose especies que pueden llegar a los 86 años como los loros del género *Amazona* o más de 90 años como el Kakapo <sup>(31)</sup>

La mayoría son especies monógamas y de hábitos crepusculares; más activos por la mañana y al atardecer. El periodo reproductivo inicia en los días más cortos para que los polluelos nazcan cuando los días son más largos. De acuerdo a la especie varía el lugar en donde anidan: huecos o copas de los árboles, acantilados y termiteros localizados en el suelo o en los árboles. <sup>(25, 30)</sup> La nidada puede ir de 1 a 8 huevos, donde las especies pequeñas ponen un mayor número mientras que las grandes una menor cantidad. <sup>(25- 27)</sup> Los polluelos al nacer, son dependientes de los padres (“nidícolas”) y pasan periodos largos en los nidos. Por ejemplo, los polluelos de *A. hyacinthinus*, en promedio se mantienen 107 días en el nido hasta la etapa de volantón. No todas las aves del orden Psittaciformes se reproducen año con año, algunas tardan de 2 a 5 para hacerlo de nuevo. <sup>(25,30)</sup>

### 2.1.4 Dieta

En vida libre los psitácidos consumen principalmente semillas que les aportan la cantidad de energía necesaria, en forma de grasa, para mantener su alto metabolismo y volar

diariamente largas distancias en busca de comida y agua, antes de regresar a sus dormitorios. Algunos recorren en un mismo día 40 km de ida y 40km de vuelta. <sup>(2,25)</sup>

Los psitácidos silvestres utilizan aproximadamente el 60% de su tiempo en forrajear, y escogen los ingredientes de acuerdo a la especie y a sus necesidades fisiológicas. Por ejemplo, el perico Kea (*Nestor notabilis*) es omnívoro, se alimenta de tallos, larvas de insectos y en ocasiones llega a ser carroñero <sup>(31)</sup>; *S. habroptilus* se alimenta de hojas, tallos, raíces, fruta, néctar y semillas que encuentra en el suelo ya que son ejemplares que no pueden volar <sup>(30)</sup>. Las guacamayas son capaces de romper los cocos de ciertas palmeras, como la arara azul de Lear (*Anodorhynchus leari*) que hace cortes transversales perfectos para abrir los cocos de la palmera licuri (*Syagrus coronata*), los cuales en promedio pesan 6.2 g y miden aprox. 20 x 30 mm, se alimenta por la mañana entre las 6 y las 9 y por la tarde entre las 2 y 4, un individuo adulto consume aproximadamente 350 cocos por día; mientras la parvada se alimenta, una guacamaya centinela, vigila desde la rama más alta para dar la alarma ante la presencia de algún depredador. <sup>(25)</sup>

El consumo de arcilla en vida libre se ha asociado a varias teorías: Una de ellas es la falta de minerales en la dieta y la otra es que la arcilla ayuda a evitar la absorción de toxinas de ciertas plantas; estudios han demostrado que las dos teorías son ciertas: hay plantas deficientes en sodio y los psitácidos que las consumen van a bancos de arcilla ricos en este mineral, asimismo se ha comprobado que la arcilla ayuda a neutralizar toxinas de las plantas, como los taninos. <sup>(32)</sup>

El agua que consumen en vida libre la obtienen del rocío que queda en las hojas de los árboles como en las *Bumelia* spp, y de las cavidades que presentan algunos árboles como se ha observado en el periquito de cara roja (*Aratinga auricapilla*). <sup>(25)</sup> Los psitácidos granívoros y de talla pequeña como *M. undulatus* tienen la capacidad de oxidar los carbohidratos y las grasas para formar agua metabólica y pueden hacerlo en un rango de



temperatura de 10°C a 20°C. Especies más grandes requieren agua para beber en cualquier rango de temperatura. <sup>(25,33)</sup>

#### 2.1.5 Estado de conservación

En el año 2000 la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) inició un plan de acción para conservar a distintas especies de psitácidos amenazadas a nivel mundial, en este plan se enlistan bajo la categoría de riesgo de extinción a 95 especies, incluyendo a las especies mexicanas: *Amazona auropalliata*, *Amazona oratrix*, *Amazona viridigenalis*, *Aratinga brevipes*, *Ara militaris*, *Ara macao cyanoptera*, *Rhynchopsitta pachyrhyncha* y *Rhynchopsitta terrisi*. <sup>(26)</sup>

Las principales causas que amenazan la supervivencia de estas aves son la destrucción y fragmentación del hábitat, en este rubro se enlistaron 78 especies. Otros problemas son el comercio legal e ilegal por pobladores y redes internacionales, su cacería (al ser consideradas especies plaga), así como la introducción de predadores y competidores a su hábitat. Para el año 2004 la lista roja de la (UICN) incluyó a 109 especies como amenazadas, (el 29% de 374 spp). <sup>(30)</sup> La Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) enlista en el apéndice I o II a todos los psitácidos del mundo con excepción de las especies: *Agapornis roseicollis*, *M. undulatus*, *N. hollandicus* and *P. krameri*, debido a que son criadas en cautiverio y no se ven amenazadas por su comercio. <sup>(34)</sup>

El plan de acción para la conservación de los psitácidos plantea distintas formas de conservación que deben adoptarse y modificarse según las características y situaciones de cada especie. Dentro de estas formas de conservación están la protección y restauración del hábitat, la educación ambiental, la legislación y el reforzamiento de la ley, el ecoturismo, la cría en cautiverio, las traslocaciones y el aprovechamiento sustentable. <sup>(26)</sup>

## 2.2 Los psitácidos de México

### 2.2.1 Taxonomía y aspectos morfológicos

México cuenta con 24 especies y subespecies de psitácidos catalogados taxonómicamente en la familia *Psittacidae*. Para el año de 1999, estas especies se distribuían en diferentes estados de la República Mexicana, exceptuando los estados de Baja California Norte, Baja California Sur, Aguascalientes, Guanajuato, Querétaro y el Distrito Federal. <sup>(8)</sup> Actualmente se han extirpado diferentes especies de los estados en donde antes habitaban. La Ley General de Vida Silvestre considera a la especie *Aratinga brevipes* diferente de *Aratinga holochlora brevipes* para evitar que por cuestiones taxonómicas quede desprotegida jurídicamente (Cuadro 1). <sup>(3)</sup>

Los loros del género *Amazona* en promedio miden 34 cm, los pericos más pequeños que existen en México son de la especie *Forpus cyanopygius* la cual pesa 30 g y mide 12-14 cm, y la especie más grande es la *Ara macao* midiendo 96 cm y pesando 1.2 Kg <sup>(4)</sup>

En los loros de México el plumaje verde es el que predomina con la única excepción de la guacamaya roja. Los loros *A. albifrons* y *Amazona xantholora* presentan un dimorfismo sexual caracterizado por la presencia de plumas rojas en las alas primarias de los machos a diferencia de las hembras, y el periquito *F. cyanopygius* presenta plumas azules en la base del pigostilo y en las plumas primarias. <sup>(1,4)</sup>

Cuadro 1. Especies de psitácidos de distribución natural en el territorio nacional. <sup>(3)</sup>

<b>NOMBRE CIENTÍFICO</b>	<b>NOMBRE COMÚN</b>
1. <i>Aratinga holochlora</i>	Perico mexicano
2. <i>Aratinga holochlora brevipes</i>	Perico del Socorro
3. <i>Aratinga holochlora brewsteri</i>	Perico del Noroeste
4. <i>Aratinga strenua</i>	Perico Centroamericano
5. <i>Aratinga brevipes</i>	Perico del Socorro
6. <i>Aratinga nana</i>	Perico pechosucio
7. <i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
8. <i>Ara militaris</i>	Guacamaya verde
9. <i>Ara macao</i>	Guacamaya roja
10. <i>Rhynchopsitta pachyrhyncha</i>	Cotorra serrana occidental
11. <i>Rhynchopsitta terrisi</i>	Cotorra serrana oriental
12. <i>Bolborhynchus lineola</i>	Perico barrado
13. <i>Forpus cyanopygius</i>	Perico Catarina
14. <i>Forpus cyanopygius insularis</i>	Perico Catarina de las Islas Marías
15. <i>Brotogeris jugularis</i>	Perico Ala Amarilla o Periquito señorita
16. <i>Pionopsitta haematotis</i>	Loro cabecipardo u orejirrojo
17. <i>Pionus senilis</i>	Loro cabeza de viejo
18. <i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
19. <i>Amazona xantholora</i>	Loro yucateco
20. <i>Amazona viridigenalis</i>	Loro tamaulipeco
21. <i>Amazona finschi</i>	Loro corona lila
22. <i>Amazona autumnalis</i>	Loro cachete amarillo
23. <i>Amazona farinosa</i>	Loro corona azul
24. <i>Amazona oratrix</i>	Loro cabeza amarilla
25. <i>Amazona oratrix tresmariae</i>	Loro cabeza amarilla de las Islas Marías
26. <i>Amazona auropalliata</i>	Loro nuca amarilla

### 2.2.2 Distribución y Hábitat

Los psitácidos mexicanos se distribuyen principalmente en las tierras bajas y en los bosques tropicales de las vertientes del Pacífico y del Golfo de México. Habitan zonas con climas cálidos a templados, como en la costa de Jalisco donde la temperatura máxima es de 30°C, la mínima es de 19.5°C y la humedad relativa es superior al 55 %<sup>(35-37)</sup> (Figura 1). En menor grado, también se localizan en la península de Yucatán y en las islas del Pacífico. Dos especies (*R. pachyrhyncha* y *R. terrisi*) se distribuyen únicamente en los bosques de pinos en la región montañosa de la Sierra Madre Oriental y Occidental.<sup>(4, 8, 26)</sup> Su mayor abundancia se encuentra en hábitats que han sido poco perturbados por el hombre.<sup>(35)</sup>

El Istmo de Tehuantepec concentra entre 9 y 11 especies, esto es debido a que en la región concurren dos comunidades, la del bosque tropical perennifolio y el bosque tropical caducifolio, justo en la zona de los Chimalapas y en un fragmento de la región norte de Chiapas. Seis y ocho especies habitan únicamente en los bosques tropicales perennifolios y en dos zonas ubicadas al occidente del país, Sinaloa y la costa de Jalisco. En hábitats semiáridos de la península de Yucatán, la Costa del Pacífico y de Tamaulipas se concentran entre 5 y 3 especies. Y en la cuenca del Balsas una especie.<sup>(35)</sup>



Figura 1. Loros de la especie *A. autumnalis* que habitan en las selvas de Chiapas, México.

### 2.2.3 Grupos sociales y reproducción

Al igual que los demás psitácidos del mundo, los loros y guacamayas de México son gregarios y se agrupan en parejas o parvadas de 4 hasta más de 200 ejemplares. Los psitácidos mexicanos son monógamos, con una pareja de por vida a menos que ésta muera o se les separe en cautiverio. En la especie *A. holochlora* se ha reportado anidación colonial en el oriente de México, en grietas de rocas aunque utilizan cavidades de árboles y termiteros, como los pericos centroamericanos (*Aratinga strenua*) y los pericos atoleros (*Aratinga canicularis*). Estos últimos, principalmente usan termiteros activos, del comejen (*Nasutitermes nigriceps*) o a veces en los troncos de los árboles; ponen de 3 a 5 huevos y el periodo de incubación es de 30 días aproximadamente.<sup>(8)</sup> Otras especies (*A. autumnalis*, *A. macao*, *A. militaris*, *R. pachyrhyncha*) anidan en oquedades de árboles vivos o muertos.

El éxito reproductivo de los psitácidos es bajo; se debe en parte a su longevidad, misma que va relacionada a la cantidad de huevos que depositan. Las especies más longevas, como las guacamayas y loros del género *Amazona*, ovopositan de 1 a 4 huevos y su éxito de eclosión es del 0.82 en promedio. Los loros que viven menos ponen de 1 a 8 huevos.<sup>(4, 8, 27)</sup> Los polluelos del género *Amazona* a los dos días de nacidos pesan 15 g, y 100 g a las dos semanas, alcanzando entonces una longitud de ala de 24 mm. Cuando alcanzan el primer mes llegan a pesar 260 g y el largo del ala mide 60 mm. A las 6 semanas su peso es de 330 g y la longitud alar de 100 mm. Finalmente, a los dos meses cuando ya están emplumados pesan 290 g y la longitud del ala es de 160 mm.<sup>(36)</sup> Los polluelos de *A. macao* al nacer pesan de 25 a 27 g y la longitud del ala es de 18 mm. La madurez sexual en varias especies como *A. militaris* y *A. macao* es alcanzada entre los 3 y 4 años de edad.<sup>(38,39)</sup>

### 2.2.4 Dieta

La alimentación de la mayoría de los psitácidos silvestres mexicanos es a base de semillas y frutas de distintas plantas, las cuáles varían de acuerdo a la estación del año. Las

especies más consumidas en general son: *Ficus* spp, *Bumelia* spp, *Ilex* spp, *Hura* spp, entre otras. <sup>(8, 27, 36)</sup> Las guacamayas enanas *R. pachyrhyncha* y *R. terrisi* se alimentan de las semillas de los pinos (*Pinus teocote* y *Pinus leiophylla*), y consumen arcilla principalmente en la época reproductiva para disminuir los taninos que contienen ciertas plantas. Debido a su alimentación, la guacamaya *R. terrisi* se destaca por consumir el néctar de las flores del maguey verde (*Agave gentryi*). <sup>(8,32)</sup>

En México, las especies de psitácidos mantenidas como mascotas en cautiverio, generalmente viven en condiciones inadecuadas; espacios reducidos y mala alimentación (atole de masa de maíz, semillas de girasol, elote, entre otros). La deficiencia nutricional con estas dietas es severa y además existe la falsa creencia de que un ejemplar robusto es un individuo sano. Una dieta a base de semillas de girasol es deficiente en amino ácidos, minerales, vitaminas (como: A, D, K, E, B12) y excedente en grasas. <sup>(40,41)</sup> Algunos alimentos como la papa, el elote, el cacahuete, la cebada, el trigo, la lechuga la avena y el centeno contienen “enzimas inhibidoras”, que ocasionan una pobre digestión protéica y en altas cantidades, una hipertrófia pancreática. Estas enzimas son termolábiles y se inactivan con la cocción de los ingredientes. <sup>(41)</sup> Las deficiencias nutricionales se ven reflejadas en un plumaje opaco, maltratado, piel seca, sobrecrecimiento de uñas y pico, sobrepeso, obesidad. <sup>(40-43)</sup> Parte importante de la dieta es el agua, sin embargo, ésta se llega a excluir de la dieta en especies mantenidas en cautiverio en México. La guacamaya *A. militaris* en vida libre ha sido observada bebiendo agua de las hojas de *Tilandsia grandis*; especie que forma parte de la familia *Bromeliacea*. <sup>(27)</sup>

#### 2.2.5 Estado de conservación

En el año 2000 se formó el Subcomité Técnico Consultivo para la Protección, Conservación y Recuperación de los Psitácidos de México con la finalidad de identificar las principales amenazas que acechan a estas aves. Dicho subcomité concluyó que en México, así como

alrededor del mundo, los psitácidos enfrentan principalmente dos riesgos: la destrucción de su hábitat y el tráfico ilegal. A partir de entonces, se determinaron las prioridades para conservar diferentes especies a través de medidas específicas. Asimismo se definieron las acciones a tomar respecto a los rubros de educación ambiental (difusión en medios masivos), zootecnia y cría en cautiverio (regulación de las Unidades de Manejo Conservación y Aprovechamiento de Vida Silvestres, UMA), rehabilitación y sanidad (elaborar un protocolo de manejo de ejemplares con fines de reintroducción o liberación), normatividad (aplicación de la ley), y conservación y manejo de psitácidos silvestres (estudios biológicos de las especies y protección de su hábitat).<sup>(8)</sup> Toda ésta información estaba contenida en el “Proyecto de Conservación y Recuperación de Especies Prioritarias (PREP): Proyecto de Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de los Psitácidos de México, el cuál sirvió como base para los hoy denominados “Programa de Acción para la Conservación de las Especie” (PACE), dirigidos a psitácidos. Estos PACE además de enfocarse a la conservación, también promueven la mejora en la calidad de vida de los grupos sociales involucrados y contienen los apartados de: Protección, manejo, restauración, conocimiento, cultura y gestión. Actualmente, han sido desarrollados 4 PACE para 6 especies de psitácidos: *A. m. cyanoptera*, *A. militaris*, *Rhynchopsitta* spp, *A. oratrix* y *A. auropalliata*.<sup>(38,39,44,45)</sup>

La Norma Oficial Mexicana NOM-059- SEMARNAT-2010 enlista en la categoría de peligro de extinción (P) a 13 psitácidos nativos, en amenazadas (A) a 6 y en sujetas a protección especial (Pr) a 4. En comparación con la lista de las especies nativas de flora y fauna de México de años pasados es evidente que varias especies y subespecies han subido de categoría de riesgo.<sup>(46)</sup>

En Chiapas, México, existe una comunidad chinanteca de Oaxaca que en el año 1989, junto con el Instituto Nacional Indigenista iniciaron proyectos de educación ambiental y la conservación de los recursos naturales en el ejido Reforma Agraria. Así, en 1991 colocaron

30 nidos artificiales para ayudar a la reproducción de *A. macao* y actualmente conforman la Sociedad Cooperativa Ara Macao, que se dedica al ecoturismo. <sup>(47)</sup> Recientemente también surgió otro proyecto de conservación: La re-introducción de la guacamaya roja (*Ara macao cyanoptera*), en la zona de Palenque, Chiapas; se pretende liberar 200 guacamayas criadas en cautiverio del 2013 al 2015, actualmente ya se han liberado 20. <sup>(48)</sup> Asimismo, un estudio de modelos ecológicos de nicho que son herramientas para generar información para poder predecir sitios viables de hábitat para las 22 especies. <sup>(35)</sup> Sin embargo, aún hacen falta muchos otros temas por estudiar, por ejemplo, investigar cómo podrá afectarles el cambio climático en México. El tema de investigación no es trivial, ya que a pesar de los esfuerzos, las poblaciones de psitácidos siguen disminuyendo. Por otro lado, existe un gran desconocimiento por la mayoría de la población mexicana sobre la situación de amenaza que presentan actualmente estas especies.

## **2.3 Historia del uso de los psitácidos en México**

### **2.3.1 Formas de uso**

En el México prehispánico los psitácidos tenían distintos fines; religiosos, ornamentales y comerciales. En la cultura Maya, de acuerdo al Popol Vuh, las guacamayas eran relacionadas con el sol al usurpar su papel. Los mexicas llamaban a los pericos “Toznene” del náhuatl *Toz*: voz y *nene*: como uno mismo, “El que habla como uno mismo”. Estas aves se separaban en dos grupos, los de cola larga y los de cola corta. Los segundos ocupaban el decimotercer lugar de los trece seres voladores del *Tonalpohualli* y de las trece estaciones del cielo, y los relacionaban con el Dios del maíz. <sup>(7,49)</sup> Los Pochtecas o comerciantes del México precolombino vendían a las aves vivas o sus plumas, las cuales servían para hacer adornos, delimitar jerarquías y permitir distinguir rangos. También existen indicios de la crianza de *Ara macao* y *Ara militaris* en Paquime, Chihuahua, y de



que Los Pimas en Arizona, Estados Unidos, intercambiaban piedras verdes por guacamayas vivas especialmente polluelos. <sup>(6-8, 49-51)</sup>

Actualmente los Lacandones tienen la creencia de que los seres humanos y sus deidades se asocian con algún animal, entre ellos los pericos. Los Choles y Huicholes cazan loros y guacamayas con fines de subsistencia, o usan sus plumas, picos y uñas para realizar ceremonias tradicionales o adornarse. <sup>(8,52)</sup> Sin embargo, su uso como mascotas en México y en el mundo supera por mucho la cantidad de ejemplares utilizados con fines religiosos o de subsistencia. El anuario estadístico del comercio exterior de los Estados Unidos Mexicanos reporta que para el año 2009 se importaron 96 867 psitácidos a México, con un valor total de \$ 5 146 511 MXN, para el 2010, 118 584 con un valor de \$ 6 230 376 MXN y en el año 2011, 132 400 con un valor de \$ 7 154 176 MXN. <sup>(9, 54, 55)</sup>

### 2.3.2 El marco jurídico en el país

La regulación del uso de fauna silvestre en México comienza con el artículo 27 de la Constitución Política de los Estados Unidos Mexicanos, el cual establece: “La nación tendrá el derecho de regular, en beneficio social, el aprovechamiento de los elementos naturales susceptibles de apropiación, con objeto de hacer una distribución equitativa de la riqueza pública, cuidar de su conservación, lograr el desarrollo equilibrado del país y el mejoramiento de las condiciones de vida de la población rural y urbana” Posteriormente, surgen leyes, tratados internacionales, normas oficiales mexicanas (NOM), programas y acuerdos, como intentos por regular el uso de los psitácidos en México. Entre los más relevantes por orden cronológico se encuentra: La Ley Federal de Caza (1952), los acuerdos de Calendarios de Aprovechamiento de Aves Canoras y de Ornato (1960, 1983-2000), la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre (CITES)(1991), la Ley General de Equilibrio Ecológico y la Protección al

Ambiente (LGEEPA)(1996) y la LGVS (2000), con énfasis en el artículo 60 Bis 2 adicionado en el DOF el 26-06 2006 y la NOM-059-SEMARNAT-2010. <sup>(3, 8, 46, 55,56)</sup>

La normatividad mexicana en relación a la protección de la fauna silvestre del país es una de las mejores del mundo. Sin embargo, por falta de recursos se aplica de manera deficiente o incluso se omite, y en consecuencia no tiene el impacto que debería para controlar las prácticas ilegales. Por la misma razón se han generado nuevas propuestas que se contraponen a otras leyes; claro ejemplo de esto es la adición del artículo 60 Bis2, que surge como norma emergente de carácter de seguridad nacional, que se contrapone a la Ley de Desarrollo Rural Sustentable. Otro punto importante es que las penalizaciones que marca la ley ante las prácticas ilícitas son muy bajas y no representan castigo alguno para las grandes mafias del tráfico ilegal. Para los pobladores de comunidades rurales pobres, la venta de un animal silvestre es un riesgo que vale la pena correr considerando el precio al que pueden vender el ejemplar y por el cual no han invertido. <sup>(10)</sup>

### 2.3.3 El comercio ilegal de los psitácidos en México

A pesar de la existencia de un marco legal que a través del tiempo ha intentado controlar y regular los diferentes usos de los psitácidos en México, el tráfico ilegal siempre se ha hecho presente.

El comercio ilegal principalmente abastece dos tipos de demandas: la primera surge para fines de subsistencia y ceremonias tradicionales de las comunidades locales en países subdesarrollados, y la segunda se da por el mercado existente de mascotas exóticas o silvestres a nivel nacional e internacional. <sup>(3,10,57)</sup>

En el año 2008, se llegó a considerar al tráfico ilegal de especies como el tercer tipo de negocio más lucrativo del mundo de acuerdo a la Organización Internacional de Policía

Criminal. <sup>(58)</sup> En el comercio ilegal es difícil cuantificar la cantidad de ejemplares que son extraídos de sus hábitats: una evaluación del tráfico ilegal de pericos en México del 2007 estimó que se capturaban al año entre 65,000 y 78,500 pericos. <sup>(59)</sup>

México sigue siendo un país importador y exportador de psitácidos silvestres, así como una zona de tránsito de estos ejemplares a otros países. A gran escala, el tráfico ilegal es una mafia conformada por cazadores furtivos, distribuidores, intermediarios, contrabandistas y vendedores, que ofertan los especímenes a nivel mundial siendo Estados Unidos uno de los países que más importan fauna silvestre. <sup>(10)</sup> La venta de psitácidos ilegales se hace en carreteras, los transportan en avión o camiones foráneos para llevarlos a los mercados negros, negocios clandestinos o para venderlos por internet. <sup>(58, 59)</sup> A pesar de estar prohibida la comercialización de psitácidos nativos en México, desde el 14 de octubre del 2008, esta práctica aún continúa y existe un desconocimiento general de la prohibición.

En abril del 2012, en una entrevista a un habitante de Welib-Ha, Chiapas se comentó que los pericos ya no son avistados con frecuencia, pero los cazadores furtivos, que son los mismos habitantes, conocen los lugares de anidación y una vez capturados son vendidos a diferentes precios de acuerdo al tamaño (Cuadro 2).

Cuadro 2. Precio de venta de polluelos de psitácidos en Welib-Ha, Chiapas.

<b>TAMAÑO DEL PSITÁCIDO</b>	<b>PRECIO MXN</b>
Polluelo de periquito (los de menor tamaño)	\$ 500.00
Polluelo de cotorros (talla mediana)	\$ 1,000.00
Polluelos de loros (los de talla más grande)	\$2,100.00

Una de las mejores formas de combatir el tráfico ilegal de psitácidos en México es educando a las personas para que no compren animales silvestres. Un estudio en México realizado por la Dra. Renton (2002) evaluó el estado de conservación del loro corona lila (*A. finschi*). En el estudio, las encuestas mostraron que el 60.6% de los participantes considera que el loro está amenazado principalmente por la captura ilegal y el 54% respondió que no protegerán a los pericos.<sup>(37)</sup> En julio del año 2000 se propusieron medidas de educación ambiental en el “Proyecto para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de los Psitácidos en México”. Estas medidas estaban enfocadas a diversos grupos para difundir la situación de los psitácidos en México, haciendo uso de la televisión, la radio y los periódicos nacionales. Sin embargo, muchas de estas propuestas no se llevaron a cabo o no tuvieron el impacto esperado, como el concurso nacional de dibujo para niños sobre psitácidos en peligro de extinción.<sup>(8)</sup>

Afortunadamente existen asociaciones y personas comprometidas con la conservación, que desarrollan programas y material educativo para la concientización de las personas sobre el comercio ilegal de los psitácidos mexicanos, como el kit para maestros desarrollado por “Defenders of the Wildlife”.<sup>(59)</sup> Otro ejemplo es el de la asociación Guacamayas para Siempre A.C, quienes imparten pláticas de educación ambiental sobre la conservación de los hábitats y animales que habitan en la selva; con ello han logrado realizar un cambio en la percepción de la comunidad de Bahía de Banderas hacia los psitácidos, y cada vez se reportan menos intentos de robos y/o venta de nidos (Comunicación personal con M. en C. Claudia Cinta). En el año 2003, en la comunidad de Chamela, Jalisco, se realizaron obras de teatro y pláticas de educación ambiental, al año siguiente se observó que la comunidad empezó a ser más consciente sobre el tema, y la presión que ésta ejerció sobre los cazadores, logró que se disminuyera el robo de pichones de los nidos.<sup>(60)</sup>

## 2.4. Los centros de rescate como herramienta de conservación

El comercio ilegal de vida silvestre es un problema global que impacta directamente en la disminución de las poblaciones silvestres o en su desaparición provocando la insuficiencia de los mecanismos de regulación y control de los ecosistemas, afectando el flujo de la naturaleza. <sup>(61, 62)</sup> Para implementar estos mecanismos es necesario entender el concepto de conservación y realizar los planes de protección o aprovechamiento racional de recursos, acorde al objetivo planteado y haciendo uso de las herramientas adecuadas. De acuerdo a la LGVS, conservación es: “La protección, cuidado, manejo y mantenimiento de los ecosistemas, los hábitats, las especies y las poblaciones de la vida silvestre, dentro o fuera de sus entornos naturales, de manera que se salvaguarden las condiciones naturales para su permanencia a largo plazo.” Como enfatiza Jiménez (1999), se deben conservar “genes, taxones, poblaciones, procesos biológicos, ecosistemas y paisajes, pero no individuos.” <sup>(21)</sup> Es importante recalcar que el objetivo principal de la conservación de los psitácidos debe ser el mantener sus poblaciones viables capaces de mantenerse continuamente dentro de sus hábitats originales. Sin embargo, a veces es necesario mantener (o ayudarse de) especies en cautiverio para reforzar a las poblaciones silvestres. <sup>(26)</sup> Los centros de rescate son instituciones que pueden recibir, albergar y rehabilitar ejemplares de fauna silvestre provenientes de decomisos, entregas voluntarias o encuentros accidentales. Por lo tanto para que los centros de rescate sean considerados como una herramienta de conservación, éstos deben contar con las instalaciones adecuadas y tener entre sus objetivos principales la investigación, la educación, la cría en cautiverio y/o la reintroducción de fauna. Cada una de estas herramientas debe ser analizada para comprender las limitaciones o ventajas que pudieran tenerse en el centro o en el presupuesto para desarrollarlas como debe ser, considerando todos los riesgos que implican, principalmente, la cría en cautiverio y/o la reintroducción. <sup>(21, 22)</sup>

El decomiso a nivel mundial de psitácidos por las autoridades locales, regionales o nacionales se da por varias razones, por ejemplo: debido al trato indigno e irrespetuoso de los ejemplares, por la carencia de bienestar del ejemplar, al tratarse de animales en peligro de extinción, amenazados o en riesgo y ser animales ilegales. <sup>(22)</sup> Cuando los ejemplares son decomisados por las autoridades correspondientes, se llevan a centros de rescate. Muchas veces estos lugares reciben un número importante de decomisos y el espacio para albergar a las aves no es el suficiente. Es por esta razón que a través del tiempo, algunos de estos centros han tomado diferentes medidas para canalizarlos, tales como el donarlos o venderlos a zoológicos o a instituciones de investigación, subastarlos, liberarlos o sacrificarlos. No obstante, existen centros de rescate de fauna silvestre que han rehabilitado y re-introducido psitácidos de forma exitosa cuando los objetivos han sido el restablecer o reforzar a la población. <sup>(25)</sup>

El tema de la reintroducción no debe ser considerado como un proceso sencillo ya que existen múltiples factores que deben analizarse y considerarse antes de que ésta se lleve a cabo. <sup>(26)</sup> La UICN ha propuesto protocolos para realizar reintroducciones y rehabilitaciones de fauna silvestre y cada país debe adaptar esos protocolos de acuerdo a sus facultades, objetivos y limitaciones. Entre los puntos importantes que establece el protocolo de la UICN “Guías para las Reintroducciones” se encuentran, por ejemplo: el estudio de viabilidad, la fase de preparación, la liberación y la etapa de seguimiento. <sup>(22)</sup> Los proyectos de rehabilitación y reintroducción o repoblación bien realizados suelen ser costosos y por ello es importante considerar todos esos gastos antes de ponerlos en práctica. <sup>(23)</sup>

### III. METODOLOGÍA

#### 3.1 Descripción del área de estudio

El Centro para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre “Los Reyes” se encuentra ubicado en el municipio de Los Reyes-La Paz, Estado de México, México. En la calle Circuito Emiliano Zapata Norte esquina con Circuito Emiliano Zapata Sur, colonia El Pino. El clima es templado subhúmedo con lluvias en verano, la temperatura media anual oscila entre los 12°C y 19°C. <sup>(63)</sup> Los terrenos del CIVS LR se extienden en una superficie de 38,000 m<sup>2</sup>, con un área construida de aproximadamente 660 m<sup>2</sup> incluyen, el área de las oficinas, la zona clínica, la cocina, los encierros, los estanques, un domo de reptiles y una jaula de vuelo. <sup>(12)</sup> En este estudio los tres sitios distintos donde se albergaban los psitácidos fueron denominados zona I, zona II y zona III (Figura 2).



Figura 2. Vista aérea del CIVS LR, mostrando las 3 zonas que albergan a los psitácidos.

### **3.2 Ejemplares de estudio**

El CIVS LR cuenta con una población dinámica de psitácidos de distintas especies debido a la continua entrada de nuevos ejemplares y a la canalización de otros. Los psitácidos incluidos en este estudio fueron aquellos que en el momento de la evaluación se albergaban en la zona I, II y III.

En el mes de enero del 2011 se obtuvo información concerniente a los registros de entrada de los psitácidos al CIVS LR y en los meses de agosto 2011, marzo/abril 2012 se realizaron las evaluaciones clínicas de los ejemplares. Estas visitas fueron programadas de acuerdo a la factibilidad del personal del CIVS LR para permitirme el acceso a las instalaciones y su tiempo para apoyarme en las actividades del estudio, dado que es un centro con acceso restringido y en función a que existe además un programa interno de actividades de rutina en el mismo.

### **3.3 Evaluación de la infraestructura de los recintos que albergan a los psitácidos del CIVS LR**

La evaluación de los recintos se inició con la solicitud de los planos de las instalaciones para medir el espacio en donde se aloja a los pericos y guacamayas. Como no se encontraron los planos se procedió a medir con cinta métrica todos los recintos.

Mediante visitas de prospección y los reportes meteorológicos se observaron las condiciones ambientales; así mismo se observó la orientación de cada zona para determinar la incidencia de los rayos solares y la dirección de los vientos dominantes.



La humedad se midió con el termómetro / higrómetro digital Zilla® y la temperatura mediante un termómetro digital externo Tempgun®. Ambas mediciones fueron realizadas en los meses de agosto marzo y abril, la temperatura se midió en diferentes partes de cada zona en un periodo entre las 11 am. y la 1pm.

También, se identificó el material de fabricación de las jaulas, perchas y comederos, así como, su distribución en los recintos.

### **3.4 Evaluación del estado de salud de los psitácidos albergados en el CIVS LR**

#### **3.4.1 Examen clínico**

Para evaluar el estado de salud de los psitácidos albergados en el CIVS LR, se elaboró un protocolo de historia clínica, el cual permitió la evaluación rápida y eficaz de los ejemplares (Ver Anexo 1: Hoja clínica - Aves). Además, este protocolo puede ser de utilidad a futuro para el personal médico del CIVS LR para evaluar específicamente a las aves, no solo cuando ingresan, sino también semestralmente, o cuando se considere pertinente. Actualmente se cuenta con un diseño de examen genérico para todas las clases animales que reciben.

Al diseñar esta hoja clínica se determinó que se revisarían aspectos básicos y sencillos que no implicaran la contención del ejemplar por más de 15 minutos (Anexo 1), contemplando la captura y liberación del mismo. <sup>(64, 65)</sup>

En la hoja clínica se estableció un rubro para identificar la situación legal del psitácido: propiedad de la nación (PN), PROFPA y PGR; un individuo entregado de forma voluntaria se convierte en PN y puede recibir un tratamiento sin que éste sea interrumpido; a

diferencia de un individuo proveniente de la PGR o PROFEPA con un juicio inconcluso, por lo tanto, el ejemplar podría ser devuelto al propietario sin concluir su tratamiento. El documento incluyó rubros para la identificación del paciente: el número de ejemplar, la fecha de admisión, el tipo de identificación, la edad, el sexo, y la procedencia.

El examen clínico inició con la observación a distancia de: el estado mental, para determinar el nivel de conciencia del paciente, el cual puede estar alerta y orientado, deprimido pero responde a los sonidos y estímulos visuales, deprimido y sólo responde a estímulos dolorosos, y no responsivo; la frecuencia respiratoria; lesiones externas; el estado del plumaje; la postura y la simetría del ejemplar. Al concluir la evaluación visual se determinó si el psitácido debía ser estabilizado o si se podía continuar con la evaluación física. <sup>(66,67)</sup>

En el examen físico se evaluaron los siguientes aspectos:

El peso: para su medición se utilizó una báscula de aguja indicadora con una capacidad de pesaje que va de los 40g hasta los 5 Kg. Para pesar a los psitácidos, se les envolvió en una tela de contención, la cual se cerraba con pinzas hemostáticas. Después de obtener el peso total, se le restaba el peso de las pinzas y de la tela contenedora.

Los ojos: la inspección se realizó a una distancia de 10 cm aproximadamente para observar asimetrías entre los ojos y entre éstos y las estructuras faciales que pudieran sugerir fracturas de los huesos periorbitales o un decremento del tamaño del globo ocular.

Los oídos: con la ayuda de una lámpara de diagnóstico se revisó el tegumento y la ausencia o presencia de secreciones o cuerpos extraños.

La cavidad nasal: en las narinas se observó que no tuvieran cuerpos extraños y/o secreciones y en la cera la coloración y textura de ésta.

La cavidad oral: se revisó la coloración, la presencia de erosiones, úlceras, y/o secreciones.

Las mucosas: se observó su color para medir indirectamente la perfusión periférica y el tiempo de llenado capilar.

El porcentaje de deshidratación: éste se obtuvo observando el color y sequedad de las mucosas, la turgencia de la piel y la pérdida del brillo de los ojos.

La condición corporal: los músculos pectorales fueron palpados para determinar el radio de la masa muscular respecto al esternón (las plumas que se encuentran sobre el esternón y el abdomen, pueden humedecerse con alcohol para determinar visualmente la cantidad de depósitos de grasa subcutánea), éste debe estar derecho, desviaciones sugieren desnutrición durante el desarrollo o una lesión traumática. La escala empleada fue de 1 a 5. <sup>(66,67)</sup>

Los rangos de peso para algunos Psittaciformes son muy amplios, por lo tanto, en este trabajo se consideró como parámetro base, la media del peso normal para la especie. De tal forma, si el individuo presentaba un exceso de peso del 1-9% aún estaba dentro de un rango adecuado; si sobrepasa del 10% al 19% se clasificaba con sobrepeso y si se pasaba más del 20% se catalogaba como obeso. <sup>(68)</sup>. Además, se relacionó la interpretación final del peso con la condición corporal para obtener una idea más precisa sobre las reservas corporales de grasa y músculo, y así, clasificarlos en las categorías de emaciación, bajo peso, normalidad, sobrepeso y obesidad.

#### 3.4.2 Examen coproparasitológico

Los muestreos se realizaron dos veces, durante 3 días consecutivos, a la misma hora. Se colectaron muestras de heces con un peso de 1 a 2 g aproximadamente de las 3 zonas donde se alberga a los psitácidos, que representaran como mínimo al 10% de los ejemplares de cada zona. <sup>(69, 70)</sup>

En la zona I y II se conjuntan varios psitácidos en un mismo recinto por lo tanto se colocaron plásticos limpios debajo de las perchas favoritas y se sujetaron al piso con tela adhesiva. En la zona III el plástico se puso debajo de cada jaula. (Figura 3 y 4)

Las muestras obtenidas se depositaron individualmente en bolsas pequeñas de plástico, limpias, y se transportaron en una hielera al Laboratorio de Parasitología de la FMVZ, UNAM. El examen coproparasitológico se realizó de acuerdo a la técnica de flotación en tubo, utilizando solución saturada de NaCl. <sup>(71)</sup>



Figura 3. Plástico colocado para el muestreo de heces en la zona I



Figura 4. Plástico colocado para el muestreo de heces en la zona III

### 3.4.3 Frotis sanguíneo

Se obtuvieron muestras de sangre del 10% de los psitácidos albergados en cada zona mediante el corte de la uña de las aves. Se utilizó un corta uñas para gato estilo tijera Wahl® y después se aplicó polvo hemostático Kwik stop® para detener el sangrado. <sup>(70,72-73)</sup> El frotis sanguíneo se realizó siguiendo los pasos de la Técnica del Frotis Sanguíneo. <sup>(71)</sup>

## 3.5 Conocimiento del manejo de los psitácidos albergados en el CIVS LR

### 3.5.1 Recepción

En el mes de enero del 2011 se revisó la base de datos del inventario, las Actas de Ingresos de ejemplares del 2003 al 2007 y el Informe Estadístico Quincenal de Ejemplares del 2008 al 2010 con la finalidad de conocer quién remite a los ejemplares, cuantos psitácidos se

registran por año, cuáles son las especies más decomisadas y a qué lugares han sido canalizados. <sup>(13-20)</sup> También en las visitas de marzo y abril del 2012 se entrevistó al personal encargado de la recepción de ejemplares, utilizando un cuestionario de preguntas abiertas diseñado para detectar puntos críticos y/o indicadores importantes que pudieran repercutir en los ejemplares. (Ver Anexo 2: Cuestionarios recepción, alojamiento, dieta y destino)

### 3.5.2 Alojamiento

El personal encargado de alojar a los animales respondió un cuestionario conformado por preguntas abiertas, éste se diseñó con el objeto de saber si existía algún riesgo de que se presentaran problemas de salud por agentes de limpieza, materiales y vapores tóxicos; y/o problemas de bienestar por hacinamiento de los ejemplares. <sup>(74)</sup> (Anexo 2)

### 3.5.3 Dieta

Se entregó al personal encargado de desarrollar las dietas y a sus ayudantes un cuestionario concerniente a los ingredientes de la dieta y su elaboración (Anexo 2). Además, se hicieron observaciones con respecto a la preparación, distribución y consumo de los alimentos. Así mismo, se determinó si con la dieta proporcionada los pericos, loros, guacamayas y cacatúas cubrían sus necesidades nutricionales, si tenían libre acceso a la comida y agua, y si existía algún tipo de riesgo de enfermarse por consumir ingredientes tóxicos o en mal estado. <sup>(40, 41, 74)</sup> (Figura 5)

### 3.5.4 Destino

Con la ayuda de un cuestionario de preguntas abiertas (Anexo 2) se entrevistó al personal capacitado del CIVS LR sobre las opciones de destino que tienen los psitácidos del CIVS LR y se analizaron los Informes Estadísticos Quincenales de los Ejemplares del 2009 al 2010.



Figura 5. Personal del CIVS LR preparando la dieta de los psitácidos.

## IV. RESULTADOS

### 4.1 Inventario de los psitácidos albergados en el CIVS LR

Los psitácidos se encuentran alojados en diferentes módulos y no existe una división por áreas para especies nativas o exóticas, compartiendo muchas veces el mismo encierro (Cuadro 3- 10).

Cuadro 3. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona I el 13 de enero del 2011

Zona I	Cantidad de ejemplares	Nombre científico	Nombre común
Encierro 1	1	<i>Ara militaris</i>	Guacamaya verde
Encierro 2	1	<i>Ara macao</i>	Guacamaya roja
Encierro 3	3	<i>Aratinga nana</i>	Perico pechisucio
	2	<i>Amazona autumnalis</i>	Cotorra cucha
	1	<i>Amazona viridigenalis</i>	Loro tamaulipeco
	12	<i>Myiopsitta monachus</i>	Cotorra monje

Cuadro 4. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona II el 13 de enero del 2011

Zona II	Cantidad de ejemplares	Nombre científico	Nombre común
Encierro 1	2	<i>Amazona oratrix</i>	Loros cabeza amarilla
	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
	1	<i>Amazona auropalliata</i>	Loro nuca amarilla
	3	<i>Amazona autumnalis</i>	Cotorra cucha

Cuadro 5. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona III el 13 de enero del 2011

<b>Zona III</b>	<b>Cantidad de ejemplares</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>
Jaula 1	2	<i>Aratinga nana</i>	Perico pechisucio
Jaula 2	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
Jaula 3	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
Jaula 4	1	<i>Pionus senilis</i>	Loro cabeza de viejo
Jaula 5	1	<i>Amazona viridigenalis</i>	Loro tamaulipeco
Jaula 6	1	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas
Jaula 7	1	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas
Jaula 8	1	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 9	1	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 10	2	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 11	1	<i>Agapornis personta</i>	Inseparable cabecinegro
Jaula 12	2	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Ninfa
Jaula 13	2	<i>Pionus maximiliani</i>	Loro maitaca verde
Jaula 14	1	<i>Aratinga mitrata</i>	Cotorra cari roja
Jaula 15	1	<i>Aratinga acuticaudata</i>	Perico corona azul
Jaula 16	1	<i>Melopssitacus undulatus</i>	Periquito australiano
Jaula 17	1	<i>Melopssitacus undulatus</i>	Periquito australiano

Cuadro 6. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona I en agosto del 2011

<b>Zona I</b>	<b>Cantidad de ejemplares</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>
Encierro 2	2	<i>Ara militaris</i>	Guacamaya verde
Encierro 3	10	<i>Myiopsitta monachus</i>	Cotorra monje
Encierro 4	1	<i>Ara macao</i>	Guacamaya roja



Cuadro 7. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona II en agosto del 2011

Zona II	Cantidad de ejemplares	Nombre científico	Nombre común
Encierro 1	2	<i>Amazona oratrix</i>	Loros cabeza amarilla
	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
	1	<i>Amazona auropalliata</i>	Loro nuca amarilla
	3	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas

Cuadro 8. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona III en agosto del 2011

Zona III	Cantidad de ejemplares	Nombre científico	Nombre común
Jaula 1	1	<i>Brotogeris jugularis</i>	Perico ala amarilla
Jaula 2	1	<i>Aratinga holochlora</i>	Perico mexicano
Jaula 3	2	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 4	1	<i>Amazona viridigenalis</i>	Loro tamaulipeco
Jaula 5	2	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 6	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
Jaula 7	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
Jaula 8	1	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas
Jaula 9	1	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas
Jaula 10	1	<i>Agapornis roseicollis</i>	Inseparable de Namibia
Jaula 11	1	<i>Agapornis fischeri</i>	Inseparable de Fischer
Jaula 12	1	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Ninfa
Jaula 13	3	<i>Melopssitacus undulatus</i>	Periquito australiano
Jaula 14	2	<i>Melopssitacus undulatus</i>	Periquito australiano
Jaula 15	2	<i>Melopssitacus undulatus</i>	Periquito australiano
Jaula 16	1	<i>Aratinga mitrata</i>	Cotorra cabeci roja
Jaula 17	1	<i>Pionus maximiliani</i>	Loro maitaca verde
Jaula 18	1	<i>Pionus maximiliani</i>	Loro maitaca verde

Cuadro 9. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona I en marzo y abril del 2012

<b>Zona I</b>	<b>Cantidad de ejemplares</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>
Encierro 3	13	<i>Myiopsitta monachus</i>	Cotorra monje
Encierro 4	1	<i>Ara macao</i>	Guacamaya roja
	2	<i>Ara militaris</i>	Guacamaya verde
Encierro 5	2	<i>Amazona oratrix</i>	Loro cabeza amarilla
	2	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas
	1	<i>Amazona auropalliata</i>	Loro nuca amarilla
	1	<i>Amazona aestiva</i>	Loro frente azul

Cuadro 10. Ejemplares de psitácidos albergados en un nuevo encierro de la zona II en marzo y abril del 2012

<b>Zona III</b>	<b>Cantidad de ejemplares</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>
Jaula 1	1	<i>Brotogeris jugularis</i>	Perico ala amarilla
Jaula 2	1	<i>Aratinga holochlora</i>	Perico mexicano
Jaula 3	2	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 4	1	<i>Amazona viridigenalis</i>	Loro tamaulipeco
Jaula 5	2	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 6	1	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 7	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
Jaula 8	1	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas
Jaula 9	1	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas
Jaula 10	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
Jaula 11	1	<i>Agapornis fischeri</i>	Inseparable de Fischer
Jaula 12	1	<i>Agapornis personata</i>	Inseparable cabecinegro
Jaula 13	1	<i>Melopsittacus undulatus</i>	Periquito australiano
Jaula 14	1	<i>Myiopsitta monachus</i>	Cotorra monje
Jaula 15	1	<i>Myiopsitta monachus</i>	Cotorra monje
Jaula 16	1	<i>Pionus maximiliani</i>	Loro maitaca verde
Jaula 17	1	<i>Pionus maximiliani</i>	Loro maitaca verde
Jaula 18	1	<i>Aratinga mitrata</i>	Cotorra cari roja

## 4.2 Infraestructura de los recintos que albergan a los psitácidos del CIVS LR

### 4.2.1 Infraestructura de la zona I

La zona I está delimitada por muros de tabique con aplanado de cemento mortero y acabado final de pintura vinílica. El techo es de lámina acanalada calibre 32 a cuatro aguas. Perimetralmente cuenta con una estructura de perfil tubular rectangular (PTR) y está desplantada sobre un muro de mampostería (piedra braza) para aislar del terreno natural (Figura 6). Al interior, está dividida en 7 encierros asimétricos de amplias proporciones dispuestos a la periferia y divididos por malla galvanizada, tabique y largueros de acero.

Durante la evaluación de las instalaciones se midieron los tres recintos ocupados por psitácidos, dos de ellos contaban con las mismas medidas. El primer tipo de encierro mide 2.50 m de alto, 3 m de ancho y 3.45 m de profundidad. Cuenta con una “trampa-guarda-animales” que en su parte interna mide 97 cm de alto, 1 m de ancho y 1 m de profundidad. El segundo tipo de encierro mide 2.50 m de alto, 3 m de ancho y 4.4 m de profundidad (Figura 7). La entrada de esta zona se localiza en el sureste (SE) y cuando el viento llega del Norte (N) o del Noreste (NE), éste no entra de golpe debido a que choca con la pared.<sup>(73)</sup> Sin embargo, en el techo existe una linternilla o sobre techo, que permite la entrada de corrientes de aire ventilando el lugar (Figura 6).



Figura 6. Vista exterior de la zona I.

En las visitas de agosto 2011 y abril/marzo 2012, el termómetro/higrómetro digital Zilla® no registró el porcentaje de humedad, lo que indica que éste se encontraba por debajo del 30%. La temperatura media registrada en los muestreos de agosto fue de 28.33°C, en marzo 27°C y abril 28°C, considerados parámetros adecuados con base en los rangos de temperatura registrados en sus hábitats. <sup>(35, 36)</sup> (Cuadros 11-21)

Cuadro 11. Registro de humedad de la zona I II y III en agosto 2011 y marzo /abril 2012

FECHA	Porcentaje de humedad		
	ZONA I	ZONA II	ZONA III
1 - agosto - 2011	↓30 %	↓30 %	↓30 %
2 - agosto - 2011	↓30 %	↓30 %	↓30 %
3 - agosto - 2011	↓30 %	↓30 %	↓30 %
9 - agosto - 2011	↓30 %	↓30 %	↓30 %
10 - agosto - 2011	↓30 %	↓30 %	↓30 %
11 - agosto - 2011	↓30 %	-	↓30 %
13 - marzo - 2012	↓30 %	-	-
14 - marzo - 2012	↓30 %	-	-
16 - abril - 2012	↓30 %	-	-
17 - abril - 2012	↓30 %	-	-

- Los psitácidos se albergaban en recintos distintos a los indicados al inicio del estudio.

Cuadro 12. Registro de temperatura del 1 de agosto del 2011 en las zonas I II y III

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
12:00 pm	30 ° C		
12:40 pm			20° C (parte media) 40° C (techo)
1:00 pm		20° C (puerta) 34° C (esquina) 44° C (techo)	

Cuadro 13. Registro de temperatura del 2 de agosto del 2011 en las zonas I II y III

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
11:21 am	28 ° C		
11:40 am			24° C (parte media) 29° C (techo)
12:00 pm		18° C (puerta) 30° C (esquina) 34° C (techo)	

Cuadro 14. Registro de temperatura del 3 de agosto del 2011 en las zonas I II y III

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
11:45 am	28 ° C		
12:28 pm			20° C (parte media) 42° C (techo)
12: 56 pm		20° C (puerta) 34° C (esquina) 40° C (techo)	

Cuadro 15. Registro de temperatura del 9 de agosto del 2011 en las zonas I II y III

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
12:06 pm	30 ° C		
12:30 pm			20° C (parte media) 40° C (techo)
1:00 pm		20° C (puerta) 34° C (esquina) 44° C (techo)	

Cuadro 16. Registro de temperatura del 10 de agosto del 2011 en las zonas I II y III

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
11:50 am	28 ° C		
12:20 pm		20°C (puerta) 33°C (esquina) 42°C (techo)	
12:50 pm			23°C (parte media) 45°C (techo)

Cuadro 17. Registro de temperatura del 11 de agosto del 2011 en las zonas I y III

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
11:20 am	26 ° C	-	
11:50 am		-	25° C (parte media) 30° C (techo)

- Los psitácidos se albergaban en recintos distintos a los iniciados en el estudio.

Cuadro 18. Registro de temperatura del 13 de marzo del 2012 en la zona I

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
11:30 am	28 ° C	-	-

- Los psitácidos se albergaban en recintos distintos a los indicados al inicio del estudio.

Cuadro 19. Registro de temperatura del 14 de marzo del 2012 en la zona I

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
11:05 am	26 ° C	-	-

- Los psitácidos se albergaban en recintos distintos a los indicados al inicio del estudio.

Cuadro 20. Registro de temperatura del 16 de abril del 2012 en la zona I

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
11:30 am	28 ° C	-	-

- Los psitácidos se albergaban en recintos distintos a los indicados al inicio del estudio.

Cuadro 21. Registro de temperatura del 17 de abril del 2012 en la zona I

<b>TEMPERATURA</b>			
HORA	ZONA I	ZONA II	ZONA III
12:18 pm	28 ° C	-	-

- Los psitácidos se albergaban en recintos distintos a los indicados al inicio del estudio.

Las perchas en los encierros son ramas de árboles de pirul (*Schinus molle*) de diferentes grosores que son colectadas en el lugar y cambiadas cuando se gastan. Se distribuyen en distintos niveles de altura, su grosor es el adecuado para estas aves.

En el encierro que mide 2.5 m x 3 m x 4.4 m se alojaba una guacamaya roja, en la segunda visita (el 1 de agosto del 2011), se notó que se realizó enriquecimiento ambiental, el cual no se había llevado a cabo en la primera visita (el 13 de enero de 2011). Éste consistía en cuerdas de mecate, troncos de bambú y cáscaras de coco. No obstante de acuerdo al personal de servicio social dicha ave no utilizaba el enriquecimiento (Figura 8).



Figura 7. Enriquecimiento ambiental en la zona I .



Figura 8. Vista interna de la zona I.

Para el día 13 de marzo del 2012 se observó que ya se había introducido a 2 guacamayas verdes en el mismo encierro de la guacamaya roja (Cuadro 8).

Los comederos son de acero inoxidable y los bebederos son cubetas o recipientes grandes de plástico, ambos se colocan en el piso o en la parte superior de la “trampa guarda-animales”.



#### 4.2.2 Infraestructura de la zona II

La zona II tiene forma piramidal desplantada sobre un muro de mampostería (piedra braza), cubierta con lámina pintora acanalada calibre 32, en la parte baja de la cumbrera tiene lámina traslúcida en color blanco. Está dividida a la mitad para dar lugar a una serie de cinco encierros de cada lado, delimitados por muros de tabique repellido con cemento y mortero, como acabado final tiene pintura vinílica blanca (Figura 9). La fachada de la parte noroeste es de cancelería (herrería con malla) y sobre ésta hay una lona montada en un bastidor de redondos de acero (Figura 10). En esta zona únicamente un encierro está designado para los psitácidos y tiene forma irregular midiendo de alto 3 m, en uno de sus lados 2.5 m y en los tres restantes 4.85 m. Al interior, el recinto está repellido con cemento mortero acabado rugoso, el acabado final es de pintura vinílica verde y amarilla.

Los rayos solares entran por la tarde cuando el sol está en el oeste, ya que el acceso a la luz está orientado hacia el noroeste (NO). El viento principalmente llega del N, pero como la cortina (hecha de lona) no se abre, las corrientes de aire no entran al recinto. <sup>(75)</sup>

Al medir la humedad en la jaula de la zona II, ésta no fue registrada por el higrómetro lo que indica que la humedad se encontraba por debajo del 30%. La temperatura de la zona II durante los muestreos del mes de agosto fue en promedio de 19.6°C cerca de la puerta, de 33°C en el centro de la jaula y de 41.4°C cerca del techo (Cuadro 11-16)

Las perchas son ramas de árboles de grosores variados, algunas frágiles y están colocadas a distintas alturas. Los comederos son de acero inoxidable y se colocan en el piso. El bebedero está hecho de cemento y se ubica en la esquina inferior de la jaula (Figura 11).

El día 10 de agosto del 2011 los psitácidos albergados en esta zona fueron trasladados a una jaula de la zona I debido a que se necesitaba usar ese encierro para otra especie. (Figura 12)



Figura 9. De izquierda a derecha: zona I, zona II y zona III



Figura 10. Fachada de cancelería y lona de la zona II



Figura 11. Distribución de comederos, bebederos y perchas de la zona II.

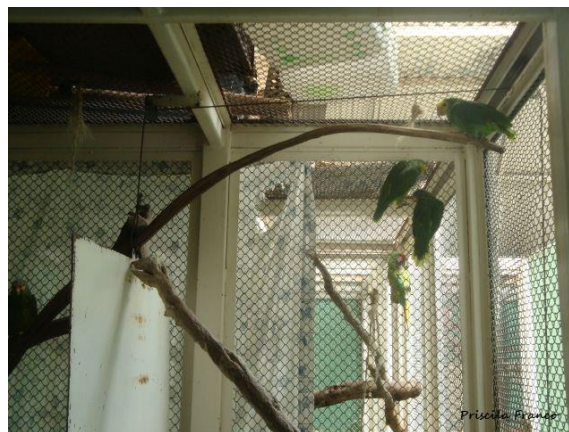


Figura 12. Ejemplares de la zona II trasladados a la zona I

#### 4.2.3 Infraestructura externa de la zona III

La zona III es un cuarto que se delimita por muros de tabique con aplanado, la fachada noroeste es de cancelería (reja de malla con herrería) y acrílico, el techo es de cuatro aguas con láminas pintro y cuenta con una linternilla. En su parte más alta mide 3.85 m y en la más baja 2.70 m., de ancho tiene 2.84 m y de profundidad 5 m (Figura 13 y 14). Al interior de este cuarto se encuentran jaulas individuales que miden 30 cm de diámetro y

45cm de alto y 43 cm de diámetro por 60 cm de alto, la mayoría es de alambre galvanizado (Figura 15).

La entrada de la zona III está orientada de frente al SE y la parte de reja esta hacia el NO, sin embargo, no entra el sol ni las corrientes de aire debido a que las rejas están cubiertas con costales o con acrílico (Figura 14).



Figura 13. Vista Externa de la zona III



Figura 14. Fachada de cancelería y acrílico de la zona III

La temperatura se tomó en dos partes del recinto, al centro en la parte media y cerca del techo. En el mes de agosto del 2011, el parámetro promedio obtenido fue de 22°C en la parte media y de 37.33°C cerca del techo (Anexo 3). Había dos focos de calor colocados en la parte media superior del cuarto sujetos a una base de madera colgante, solo uno de estos servía. La humedad no fue registrada por el higrómetro Zilla®, lo que sugiere que el porcentaje se encontraba por debajo del 30%. (Cuadro 11-17)

En esta zona había dos jaulas con perchas cuadradas de metal, una tenía un aro metálico y otra no tenía percha, las demás tenían perchas de ramas de árboles.

Los comederos y bebederos se colocan en los barrotes o en la base de la jaula, en ocasiones se ponen debajo de las perchas. Algunos son de aluminio galvanizado y los demás de plástico.

El día 13 de marzo del 2012 se notificó que todas las aves de este recinto fueron cambiadas a finales del 2011 a otro encierro. El nuevo lugar se localiza en uno de los últimos recintos de la zona II, las características del material con el que está construido y las dimensiones son las mismas que se describieron para el otro recinto de esta zona II. El sol y las corrientes de aire entran por el noroeste. La temperatura y humedad no pudieron ser medidas, sin embargo se observó que había un calentador. Las jaulas están esparcidas por todo el recinto, colgadas con clavos, puestas sobre mesas o sobre el piso. En este nuevo recinto el piso tenía hoyos tapados con piedras y se observó un ratón casero (*Mus musculus*) (Figura 16).



Figura 15. Jaulas al interior de la zona III.



Figura 16. Ejemplares de la zona III en el nuevo recinto.

### 4.3 Estado de salud de los psitácidos del CIVS LR

#### 4.3.1 Examen clínico

La evaluación clínica se realizó el día 17 de abril del 2012 siguiendo la metodología mencionada anteriormente. El examen fue realizado por dos equipos, integrados por un Médico Veterinario Zootecnista (MVZ), que sujeta y examina al ejemplar, y un MVZ o Pasante de MVZ, que anota los datos en la hoja clínica.

El día de la evaluación, los ejemplares de la zona III se albergaban en jaulas individuales en un recinto de la zona II, los psitácidos de la zona II se cambiaron a un encierro de la zona I, y los psitácidos de la zona I, en su mayoría, ya no estaban (Cuadros 9 y 10).

En total, se examinaron 26 pericos, 20 de la zona II y 6 de la zona I. El tiempo promedio del examen físico, desde la captura hasta la liberación, fue de 7 minutos aproximadamente para cada ejemplar. En la hoja clínica diseñada no se pudo registrar la situación legal, ni el número de ejemplar, debido a que no se cuenta con alguna identificación individual de los psitácidos. De los 26 psitácidos examinados, 13 (50 %) se encontraron clínicamente sanos; 3 ejemplares (11.53%) fueron diagnosticados presuntivamente con una mala nutrición, un perico (3.84%) tenía lesiones relacionadas al parásito *Knemidocoptes* spp, y otro (3.84%), presentaba una masa en cavidad celómica diagnosticada como posible lipoma; 8 psitácidos (30.76%) presentaron alguno de los siguientes signos: plumaje opaco, plumaje maltratado, rectrices rotas ó piel seca, relacionándolo con problemas de manejo y/o deficiencia nutricional (Figura 17 ).

La observación a distancia inició con los ejemplares de la zona II; Un *A. holochlora* y un *A. autumnalis* estaban quietos y posados en la base de su jaula, las demás especies de aves estaban perchando, acicalándose y parloteando. Al ingresar al recinto los ejemplares

mostraron signos de alerta y temor. Por otra parte, los ejemplares de la zona I se percataron inmediatamente de la presencia humana y se mostraron alerta.

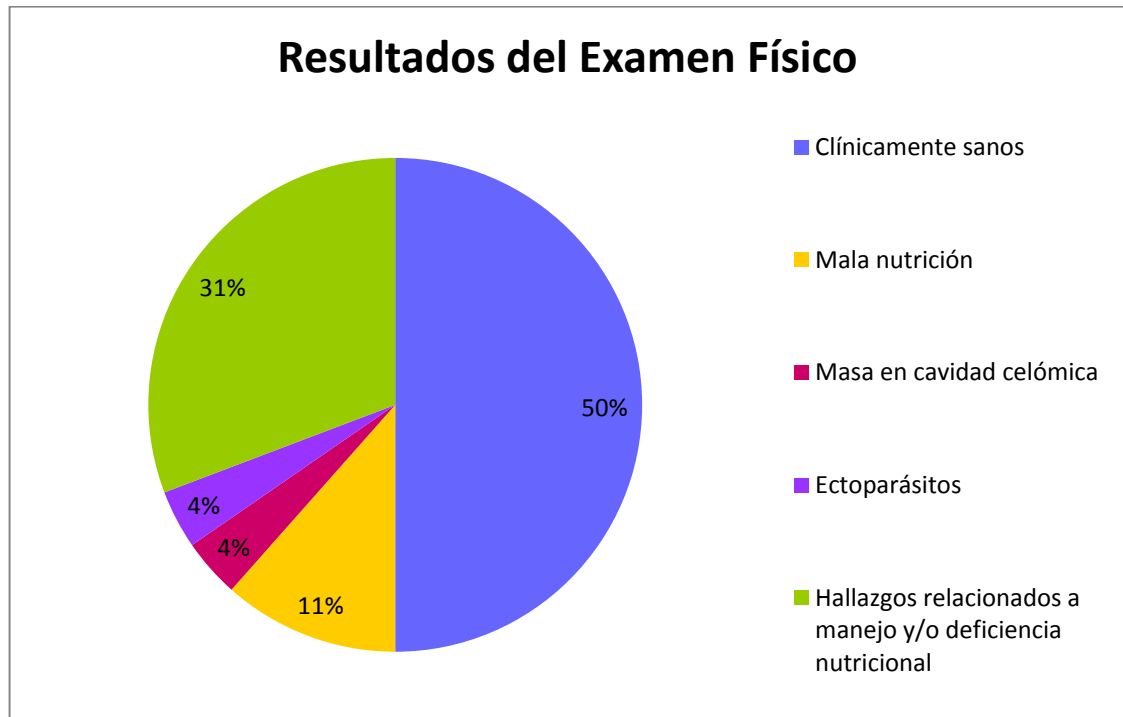


Figura 17. Resultados del examen físico de 26 psitácidos.

Los psitácidos de la zona II, fueron capturados y pesados. El peso obtenido para muchos ejemplares fue incongruente debido al tipo de báscula empleada, por lo tanto, éste se relacionó con la condición corporal para tener un dato más certero (Cuadro 22) (Figuras 18 y 19). De los veinte pericos de esta zona, diez (50%) se catalogaron como normales; seis (30%) estaban delgados; tres (15%) tenían sobrepeso y uno (5%) era obeso. (Figura 20). Como ejemplos de la relación de peso y condición corporal, un *A. viridigenalis* obtuvo un peso superior al 20% del peso normal para su especie catalogándose como obeso y la condición corporal es 3/5, por lo tanto, considerando que los depósitos de grasa se acumulan principalmente en el tejido subcutáneo y en el abdomen, aunado al hecho de que el ejemplar tenía una masa en tejido subcutáneo se le clasificó con sobrepeso. Un ejemplar, *P. maximiliani*, pesó 110 g (con ese peso se catalogaría como emaciado), pero la



condición corporal fue 3/5, en visitas anteriores se le observó deprimido y esponjado, de tal forma se le consideró en recuperación de alguna afección gastrointestinal y se le registró como delgado.

Cuadro 22. Relación de peso y condición corporal (cc) de los loros de la zona II.

Especie	Peso Normal (1,76)	Peso Obtenido	Porcentaje excedido o faltante, respecto al 100%	Interpretación del peso	Condición corporal	Interpretación de cc	Relación del peso y cc
<i>B. jugularis</i>	58g	85g	46%	obeso	3/5	normal	NORMAL
<i>A. holochlora</i>	140g - 170g	75g	- 51.6%	emaciado	2/5	delgado	DELGADO
<i>A. fischeri</i>	42g - 58g	95g	90 %	obeso	2/5	delgado	DELGADO
<i>A. personata</i>	38g - 43g	/			2/5	delgado	DELGADO
<i>A. canicularis</i>	60g - 80g	70g	0%	normal	3/5	normal	NORMAL
<i>A. canicularis</i>	60g - 80g	70g	0%	normal	3/5	normal	NORMAL
<i>A. viridigenalis</i>	316g - 360g	450g	33%	obeso	3/5	normal	SOBREPESO
<i>A. canicularis</i>	60g - 80g	105g	50%	obeso	3/5	normal	NORMAL
<i>A. canicularis</i>	60g - 80g	70g	0%	normal	3/5	normal	NORMAL
<i>A. canicularis</i>	60g - 80g	80g	14%	sobrepeso	3/5	normal	NORMAL
<i>M. undulatus</i>	30g -40g	75g	114%	obeso	2/5	delgado	DELGADO
<i>M. monachus</i>	130g - 140g	160g	18%	sobrepeso	3/5	normal	SOBREPESO
<i>M. monachus</i>	130g - 140g	200g	48%	obeso	3/5	normal	SOBREPESO
<i>A. albifrons</i>	188g - 242g	210g	-5%	normal	4/5	sobrepeso	NORMAL
<i>P. maximiliani</i>	233g - 293g	110g	-58%	emaciado	3/5	normal	DELGADO
<i>P. maximiliani</i>	233g - 293g	200g	-18%	delgado	3/5	normal	NORMAL
<i>A. autumnalis</i>	314g - 485g	410g	2%	normal	3/5	normal	NORMAL
<i>A. albifrons</i>	188g - 242g	210g	5%	normal	3/5	normal	NORMAL
<i>A. mitrata</i>	200g - 240g	180g	-18%	delgado	3/5	normal	DELGADO
<i>A. autumnalis</i>	314g - 485g	/			5/5	obeso	☺

☺ La condición corporal se registró en la necropsia.

En los ejemplares de la zona I se constató una mayor masa muscular a diferencia de los ejemplares de la zona II. Así, al relacionar el peso y la condición corporal, de un total de 6 loros examinados, uno (16.66%) estaba delgado, tres (50%) estaban en una condición y peso adecuados y dos (33.33%) tenían sobrepeso. (Figura 21) (Cuadro 23).

Cuadro 23. Relación de Peso y Condición Corporal (cc) de los loros de la Zona I.

Especie	Peso Normal (1,45,76)	Peso Obtenido	Porcentaje excedido o faltante respecto al 100%	Interpretación del peso	Condición Corporal	Interpretación de cc	Relación del peso y cc
<i>A. auropalliata</i>	460g - 590g	440g	-4.34%	normal	3/5	normal	NORMAL
<i>A. oratrix</i>	450g - 568g	590g	16%	sobrepeso	4/5	sobrepeso	SOBREPESO
<i>A. oratrix</i>	450g - 568g	530g	4%	normal	3/5	normal	NORMAL
<i>A. autumnalis</i>	314g - 485g	570g	18%	sobrepeso	3/5	normal	SOBREPESO
<i>A. autumnalis</i>	314g - 485g	350g	-12%	delgado	2/5	delgado	DELGADO
<i>A. aestiva</i>	350g - 432g	400g	2%	normal	3/5	normal	NORMAL

En la zona I, tres loros (50%) tenían las rectrices rotas, en uno de ellos la causa fueron traumatismos por un cacomixtle (*Bassariscus spp*) que se metió al recinto. Un *A. autumnalis*, carecía de plumas alrededor de los oídos y de la nuca y, presentaba sobre crecimiento del pico (Figura 22). En este mismo encierro, se observó en un *A. oratrix* la ausencia de la falange del dedo 3 del miembro posterior derecho (mpd) y en un *A. aestiva* la falange del dedo 2 del miembro posterior izquierdo, estaba a punto de desprenderse. Otro *A. autumnalis* presentó pérdida de continuidad de la narina derecha (posible indicador de una previa sinusitis crónica).<sup>(77)</sup>

En los ejemplares de la zona II, siete (26.92%) presentaban la piel seca, escamosa y/o el plumaje opaco y maltratado. Dos pericos atoleros (7.69%) tenían las rectrices dañadas debido a las constantes rozaduras con la jaula (Figura 23). Un *A. canicularis* perdió la falange del dedo 2 del mpd. Otro *A. canicularis*, al evitar ser capturado, se golpeó en el dígito mayor y una pluma empezó a sangrar, ésta fue retirada y se colocó antiséptico. Un loro *A. viridigenalis* presentó en la cavidad celómica una masa subcutánea, ovalada, desplazable, suave y de aproximadamente 3 cm de largo por 2 cm de ancho; como diagnóstico presuntivo se cree que puede ser un lipoma (Figura 24). Un periquito australiano presentó signología asociada al parásito *Knemidokoptes spp* (lesiones proliferativas e hiperplásicas en forma de cavidades o de panal en el pico, las narinas y la cera, y disnea profunda).<sup>(78)</sup> Un *A. holochlora* presentó pérdida de continuidad de la narina derecha hacia craneal, la lesión media aproximadamente 1cm de longitud<sup>(77)</sup> (Figura 25). Un *A. autumnalis* tenía sobre crecimiento de pico y uñas, lamentablemente este ejemplar murió mientras se le hacía el recorte de pico; con los hallazgos a la necropsia y el historial clínico, se determinó que la causa de muerte fue un arresto pulmonar secundario a hipoxia (Ver Anexo 3: Necropsia) (Figuras 26-29).

El número de psitácidos que presentaron alguna lesión o cambios clínicos aparentes se presenta en las figuras 30 y 31, para la zona I y II respectivamente.





Figura 18. Colocación de pinza hemostática para cerrar la tela de contención y pesar al loro.



Figura 19. Pesaje de cotorra monje (*M. monachus*).



Figura 20. Revisión de la condición corporal (cc) en un *A. canicularis*.



Figura 21. Determinación de la cc palpando los músculos pectorales en un *A. autumnalis*.



Figura 22. Ausencia de plumas en la parte externa del oído en un *A. autumnalis*.



Figura 23. Plumas primarias lesionadas y cortadas en un *A. canicularis*.



Figura 24. *A. viridigenalis* con masa en cavidad celómica



Figura 25. *A. holochlora* con lesión asociada a previa sinusitis crónica.



Figura 26. *A. autumnalis* que fallece, con sobre crecimiento de pico y uñas.



Figura 27. Recorte de pico, *A. autumnalis*.



Figura 28. Inspección a la necropsia: sobre crecimiento de uñas en *A. autumnalis*.



Figura 29. Inspección a la necropsia, exceso de grasa en *A. autumnalis*.

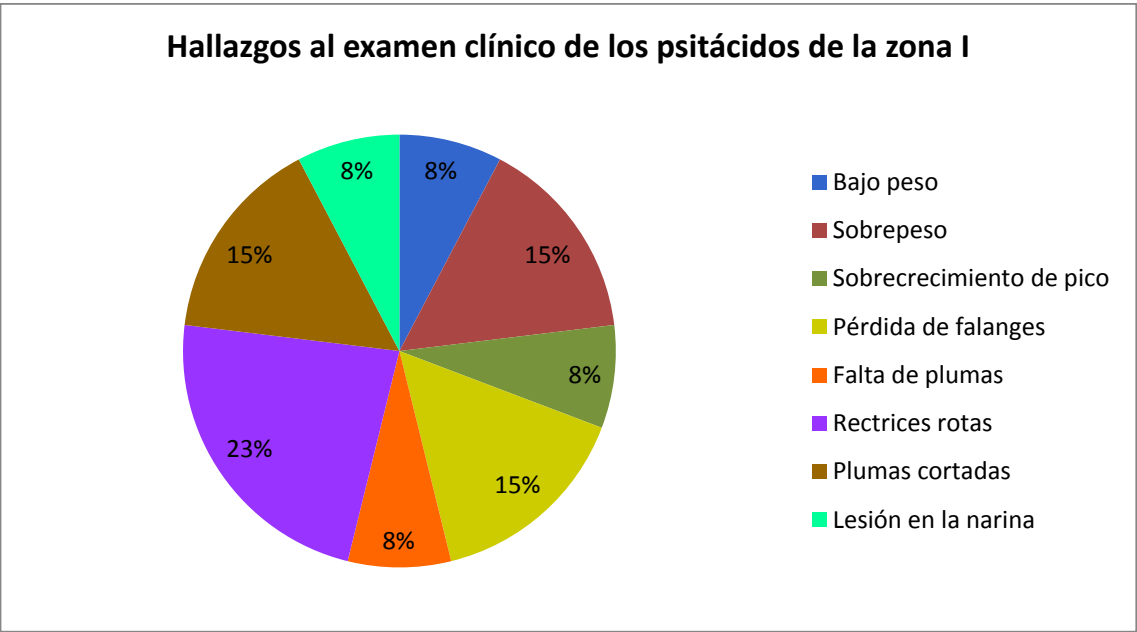


Figura 30. Hallazgos que presentaron al examen clínico, 6 psitácidos de la zona I

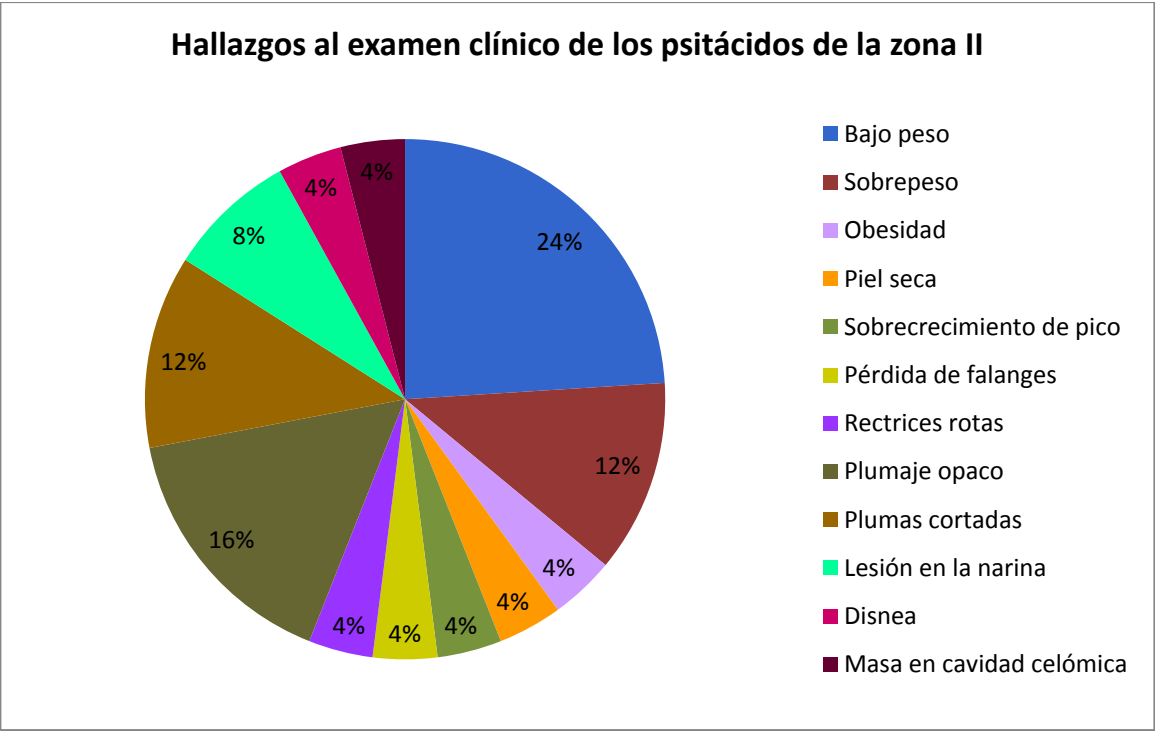


Figura 31. Hallazgos que presentaron al examen clínico, 20 psitácidos de la zona II.

#### 4.3.2 Examen coproparasitológico

En el mes de agosto del 2011 se realizaron dos muestreos seriados de heces, el primero fue en los días 1, 2 y 3 y el segundo los días 9, 10 y 11. La colocación de los plásticos iniciaba a las 11 am., empezando por la zona I, después la II y al final la III. Los plásticos se colocaron debajo de las perchas favoritas y en la base de las jaulas, el tiempo en colocar los plásticos era de aproximadamente 10 minutos para cada zona. Cada muestreo tuvo una duración aproximada de 2 horas desde la colocación de los plásticos hasta la obtención de la muestra, colectando como mínimo para cada zona el 10% representativo. Los ejemplares muestreados corresponden a los de los cuadros 6, 7 y 8.

Las muestras fueron identificadas y transportadas en una hielera al Laboratorio de Parasitología de la FMVZ, UNAM para ser procesadas (Figura 32). En las muestras de la zona I y III no se observaron parásitos, mientras que en la zona II, en una muestra se observaron huevos y proglotis de un cestodo. Después de teñir y montar los proglotis el cestodo fue identificado como *Pulluterina* spp midiendo de 3 - 4 mm de ancho (Ver Anexo 4: Hallazgo de *Pulluterina* spp en Loros Mexicanos del Género *Amazona* en el CIVS Los Reyes) (Figura 33) (Cuadro 24).

Cuadro 24. Resultados del examen coproparasitológico, técnica de flotación.

Zona	Núm.	Muestras positivas.
	Muestras examinadas	Núm. (%)
I	10	0 (0)
II	16	1 (6.25 )
III	12	0 (0)
<b>Total</b>	<b>38</b>	<b>1 (2.63)</b>

Se recomendó desparasitar a los psitácidos de la zona II con prazicuantel (medicamento antihelmíntico) para que expulsaran los cestodos y determinar cuántos realmente estaban



parasitados. Sin embargo, los psitácidos no se desparasitaron y en el último día del muestreo se trasladaron a otro recinto de la zona I, debido a la necesidad de emplear ese lugar.



Figura 32. Identificación de las muestras de heces colectadas de la zona II.



Figura 33. Cestodos *Pulluterina* spp, hallados en una muestra de los psitácidos de la zona II.

#### 4.3.3 Frotis sanguíneo para diagnóstico de hemoparásitos

El día 3 de agosto del 2011 se realizó el primer muestreo y el 14 de marzo del 2012 el segundo. Se atrapó a los psitácidos con el uso de una red y un trazo, del 10% de los psitácidos de cada zona se obtuvo sangre de la uña para realizar dos frotis sanguíneos de cada ejemplar, después de obtener una gota para cada frotis, se procedía a colocar el polvo hemostático. Las especies analizadas fueron: *A. militaris*, *A. auropalliata*, *A. autumnalis*, *B. jugularis*, *A. holochlora*, *A. albifrons* (hembra) y *A. viridigenalis*.

Los frotis se secaron al aire, se fijaron con alcohol metílico y en el laboratorio de parasitología de la FMVZ, UNAM se tiñeron con la técnica de Giemsa y examinaron. Todas las muestras resultaron negativas para hemoparásitos. (Cuadro 25)

Cuadro 25. Resultados de los frotis sanguíneos para la detección de hemoparásitos.

ESPECIE / ZONA	Muestras Positivas a Hemoparásitos	
	3 - agosto - 2011	14 - marzo - 2012
<b>ZONA I</b>		
<i>Ara militaris</i>	-	N
<i>Amazona auropalliata</i>	-	N
<b>ZONA II</b>		
<i>Amazona autumnalis</i>	-	N
<b>ZONA III</b>		
<i>Brotogeris jugularis</i>	N	-
<i>Aratinga holochlora</i>	N	-
<i>Amazona albifrons</i>	N	-
<i>Amazona viridigenalis</i>	N	-

(✓) Muestra positiva ( - ) Muestra negativa (N) No se muestreo ese día

## 4.4 Manejo de los psitácidos del CIVS LR

### 4.4.1 Recepción

Cuando un psitácido llega al CIVS LR, el primer paso es llenar el formato de entrega en donde queda testificado ante el inspector o autoridad, la especie; si es una entrega voluntaria (EV), de PGR o PROFEPA y el estado de salud en el que llega. De acuerdo al examen clínico se decide si se hospitaliza, permanece en cuarentena o es instalado en alguno de los recintos, dependiendo de la disponibilidad de espacio. El área clínica es empleada para cuarentenar o aislar a los ejemplares recién recibidos, más no existe un lugar aislado de las instalaciones del CIVS, en donde las aves de recién ingreso exhiban signología de alguna enfermedad, y así, evitar el contagio de los psitácidos residentes.

Los psitácidos recibidos en el CIVS LR fueron en aumento desde el año 2003 al 2010 de un registro de 5 individuos a 120, respectivamente (Figura 34). Se pudo notar la presencia de ejemplares como *B. lineola* en el 2003 y en años consecuentes nunca más volvió a recibirse. La especie de psitácido nativo más recibida en el CIVS LR durante el periodo 2003 - 2010 fue el *A. autumnalis*. El aumento de las especies exóticas también fue relevante, siendo la especie exótica más decomisada y recibida en el CIVS LR la cotorra monje (*M. monachus*) (Figura 35-37).

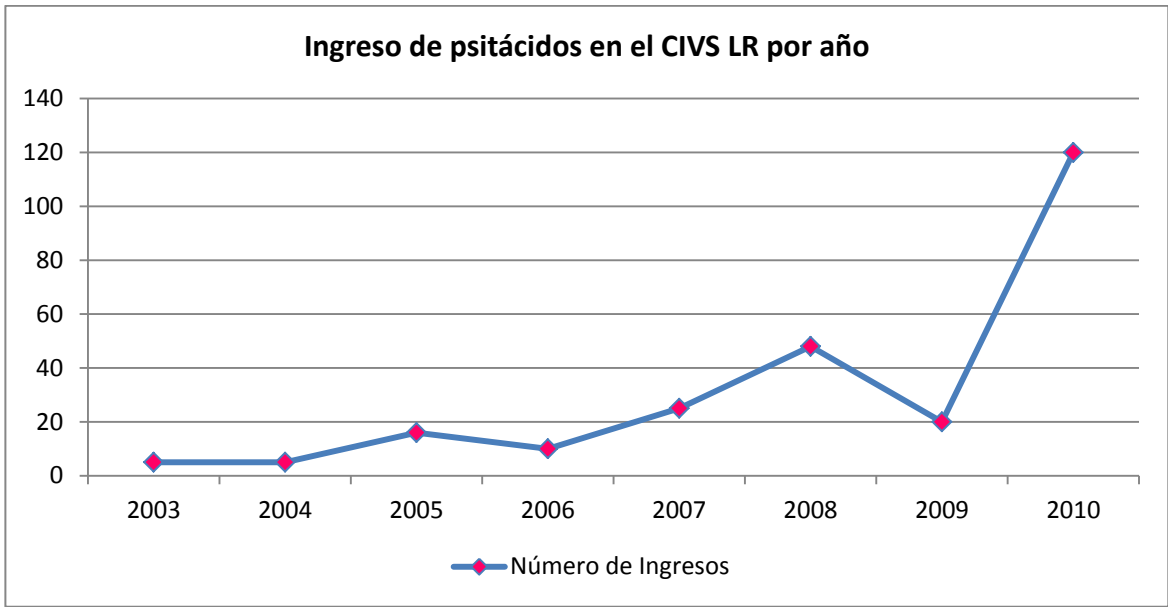


Figura 34. Ingreso de psitácidos en el CIVS LR del año 2003 al 2010.

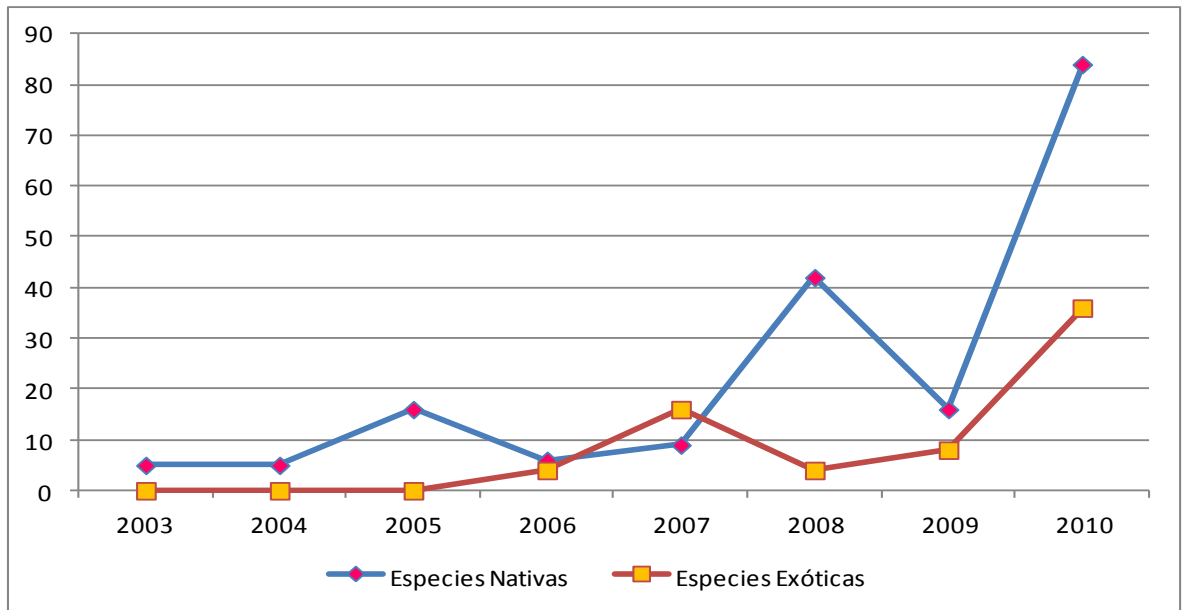


Figura 35. Ingreso de especies nativas y exóticas de psitácidos al CIVS LR del 2003 al 2010.



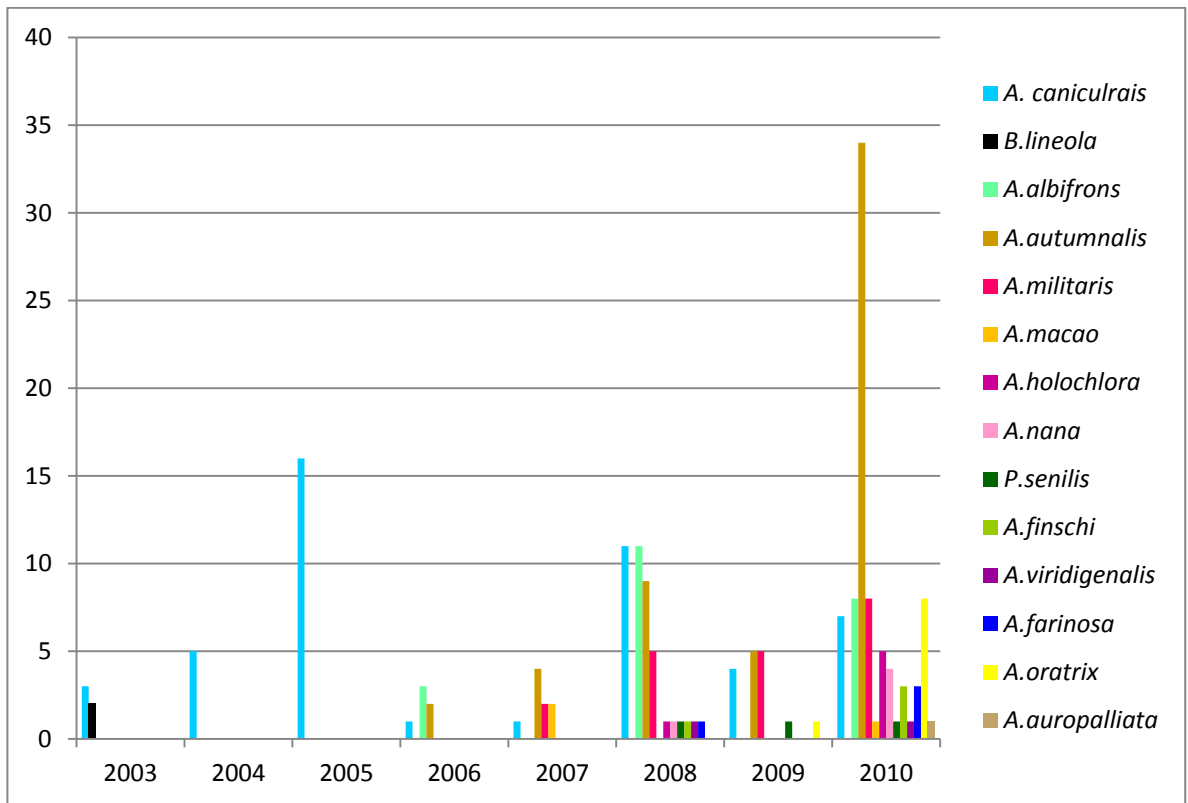


Figura 36. Ingreso de especies nativas de psitácidos al CIVS LR, del año 2003 al 2010.

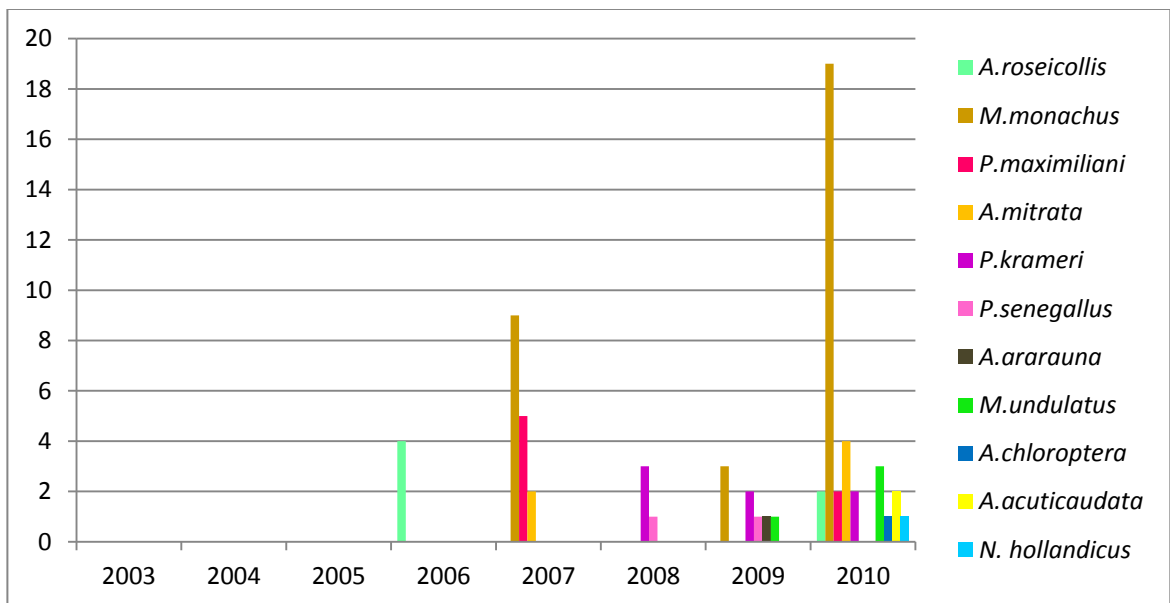


Figura 37. Ingreso de especies exóticas de psitácidos al CIVS LR, del año 2003 al 2010.

#### 4.4.2 Alojamiento

En el CIVS LR se trata de no saturar el espacio de los encierros grandes, como los de la zona I y II, y así evitar agresiones entre los psitácidos al re ajustarse las jerarquías. Además, se cuida de no juntar especies de talla grande con tallas pequeñas y si es posible se colocan individuos de una misma especie en un solo encierro, como en el caso de las cotorras monje (*M. monachus*) (Figura 38). También, se observó que las guacamayas siempre son alojadas en recintos grandes, teniendo desde 1 a 3 ejemplares juntos. Algunos psitácidos son albergados en un cuarto dentro de jaulas individuales, si son de tamaño pequeño y del mismo decomiso se colocan 2 ó 3 en la misma jaula, por ejemplo: *A. canicularis* y *M. undulatus*.

La limpieza de todos los recintos se hace diario, primero se barre y después se lava con agua y jabón. Para el caso de las jaulas individuales a cada una se le quita el periódico sucio y se pone uno limpio, después de este proceso se procede a barrer y lavar el piso. Las paredes y rejas se lavan una vez al año. Cada módulo o zona cuenta con su propio material de limpieza (Figura 39).



Figura 38. Encierro que alberga a los ejemplares de la misma especie, *M. monachus*.



Figura 39. Material de limpieza exclusivo de la zona III.

#### 4.4.3 Dieta

Los pericos del CIVS LR son alimentados diario una vez al día en recipientes de plástico o de acero inoxidable, los cuáles se llenan con una dieta a base de frutas de la temporada, elote, cacahuates y semillas de girasol (Figura 40).

Los ingredientes, en el caso de las frutas y verduras, se mantienen en refrigeración y las semillas son almacenadas en un lugar fresco. La mayoría de los psitácidos consumen el trozo de elote, todas las semillas de girasol y muy poca o nada de fruta; lo cual afecta su nutrición (Figura 41). De forma cotidiana no se administra ningún suplemento nutricional a la dieta a menos que algún médico lo indique.

En el punto referente al agua existe discrepancia ya que algunos de los entrevistados mencionan que se da diario para consumo y baño y otros que se da una vez a la semana solo para baño ya que el agua la obtienen de los alimentos. (Figura 42)

La limpieza de los comederos y bebederos se hace diario, primero con agua y jabón. Se mencionó que también los desinfectan pero no se menciona como se realiza, ni que desinfectante se emplea.

#### 4.4.4 Destino

Los psitácidos del CIVS LR permanecen en este centro de acuerdo a varios factores, el primero es su situación legal, si son ejemplares que se encuentran en un proceso legal su estadía dependerá de la resolución del caso.

Cuando los ejemplares son propiedad de la nación el tiempo que permanecen en el CIVS LR depende de la existencia de solicitudes de ejemplares por parte de alguna institución interesada. Estas organizaciones pueden ser predios o instalaciones que manejan vida

silvestre (PIMVS) ó unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA); para solicitar a los ejemplares primero tienen que tener su registro y requisitos completos, después tienen que tramitar el “Registro de Personas con Capacidad para Recibir Ejemplares de Fauna Silvestre de los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre” y finalmente, si cumplen con todo lo necesario, se les otorga una homoclave de acreditación. La canalización puede ser con fines de reproducción, exhibición, conservación y educación ambiental. <sup>(3,13-20)</sup>



Figura 40. Una de las dos raciones de la dieta para los psitácidos de la zona II.



Figura 41. *A. autumnalis* comiendo semillas de girasol, 8 meses antes de su deceso.



Figura 42. Ejemplar de *A. canicularis* tomando un baño.

#### **4.5 Recomendaciones de destino para los psitácidos en el CIVS LR**

Con la información recopilada de las entrevistas y las visitas de prospección se evaluaron las condiciones en las que estaba trabajando el CIVS LR, y se desarrollaron recomendaciones para acondicionar un recinto permanente para Psittaciformes y Passeriformes. Así como, tres propuestas de manejo para los psitácidos de éste centro:

1. Un programa de educación ambiental.
2. Un programa de rehabilitación y refuerzos poblacionales.
- 3.- La eutanasia de los psitácidos enlistados como especies exóticas invasoras que no son candidatos a formar parte de un programa de educación ambiental, cría en cautiverio, exhibición o a ser repatriadas.

La segunda opción de manejo, el programa de rehabilitación y refuerzos poblacionales, se desarrolló con mayor énfasis debido al interés personal y del CIVS LR por brindar una oportunidad a los psitácidos decomisados de regresar a su medio ambiente y no permanecer cautivos toda su vida.

##### **4.5.1 Recinto especial para Psittaciformes y Passeriformes**

El flujo continuo de diferentes especies animales en el CIVS LR hace difícil la adecuación de los recintos para una especie en particular, y en este caso, los ejemplares de psitácidos tienen que acoplarse principalmente a nuevas condiciones sociales y ambientales.

El CIVS LR tiene una cantidad constante de Psittaciformes y Passeriformes lo cual le permitiría acondicionar un recinto solo para estos órdenes. Por ejemplo: las dimensiones de la zona III permitirían la instalación de 4 módulos para Passeriformes con 4 divisiones

cada uno y de 27 jaulas para psitácidos grandes y medianos. Las dimensiones recomendadas para las jaulas de psitácidos en este recinto son 62 cm de alto, 55 cm de ancho y 76 cm de profundidad. Para un módulo para Passeriformes, se sugiere que mida 195 cm de alto, 40 cm de ancho y 60 cm de profundidad. El material más recomendado en ambos casos sería el acero inoxidable, aunque también puede emplearse alambre tropicalizado. La distribución de las jaulas que se propone quedaría como se plantea en las figuras 43-50.

En la fachada de cancelería (malla con herrería) y acrílico, se recomienda retirar el acrílico y colocar una ventana con mosquitero y barrotes externos. En la fachada donde se encuentra la puerta, también se puede colocar otra ventana (Figuras 43-45,49). Ambas ventanas permitirían regular la temperatura de acuerdo al clima de la época del año; si el clima es frío, las ventanas se pueden cerrar para mantener la temperatura interna y podrán abrirse, para ventilar en épocas calurosas. De igual forma, la instalación de las ventanas permitiría la entrada de los rayos solares de forma directa para permitir la absorción adecuada de la vitamina D a través de la radiación UVb; se recomienda mantenerlas abiertas durante 20 a 30 minutos al día dos o tres veces por semana. <sup>(43,79)</sup>

Para regular la temperatura interior y proporcionar a las aves la radiación UVb necesaria, en caso de que la o las ventana no se puedan abrir, se pueden instalar focos Exoterra Uvb 2.0 Repti Glo / Arcadia bird lamp de tubo linear (para ejemplares sin deficiencias nutricionales) ó focos ZooMed Reptisun 5.0 de tubo linear / Hagen Exo Terra Repti Glo 5.0 (cuando las aves tengan nula o baja exposición al sol o su dieta haya sido alta en semillas de girasol). El foco se deberá colocar a una distancia mínima de 16 cm de separación de las jaulas y no más lejos de 46 cm, siendo un total de 10 focos colocados en las zonas con menor acceso solar. <sup>(43)</sup>

El recinto deberá contar con un humidificador, el cuál puede ser móvil como HumEvap® con capacidad de 34 litros, que detecta automáticamente el porcentaje de humedad al que debe estar el cuarto (55 % – 80 %).<sup>(35,79)</sup>

A la entrada, se recomienda instalar un termómetro-higrómetro digital como el TL-8010®, el cual mide temperaturas de -10°C a 60°C y el porcentaje de humedad relativa interior del 10% al 99%.

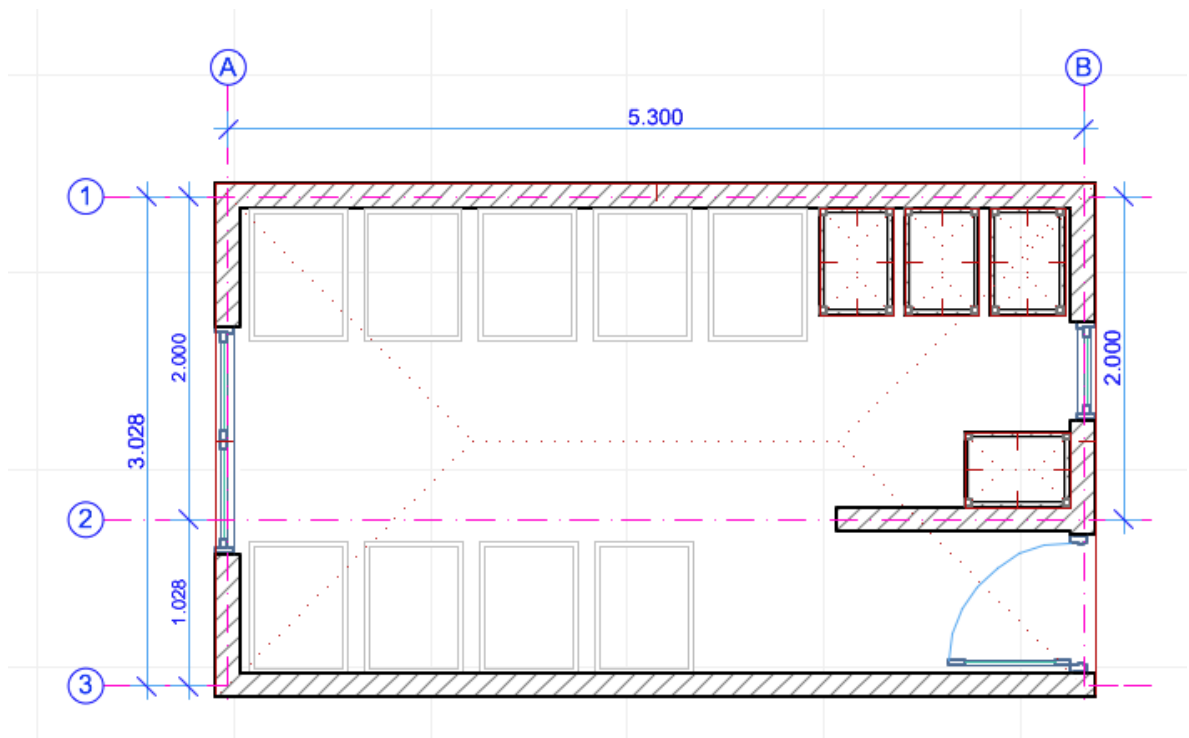


Figura 43. Planta del recinto acondicionado para Psittaciformes y Passeriformes.

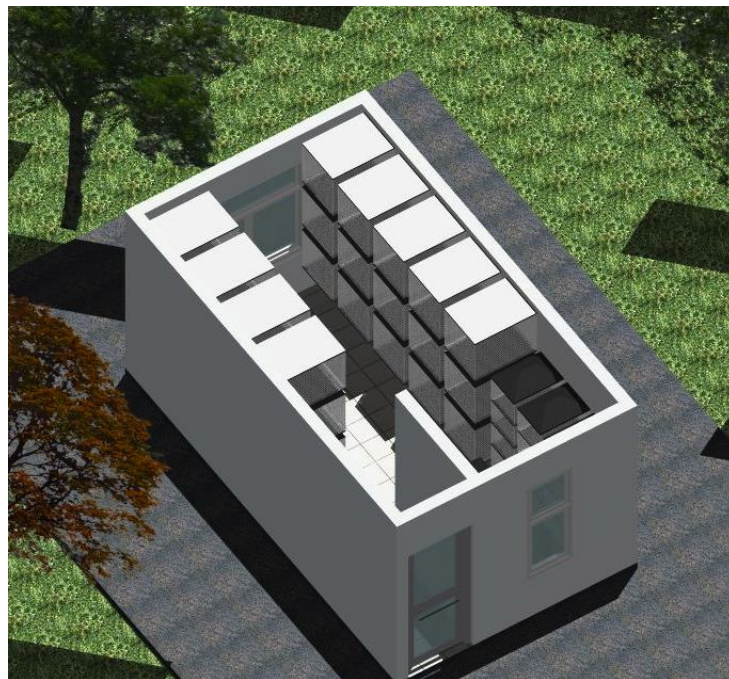


Figura 44. Vista aérea del recinto acondicionado para Psittaciformes y Passeriformes.





Figura 45. Vista externa de la fachada sureste del recinto acondicionado.



Figura 46. Vista externa de la fachada noroeste del recinto acondicionado.

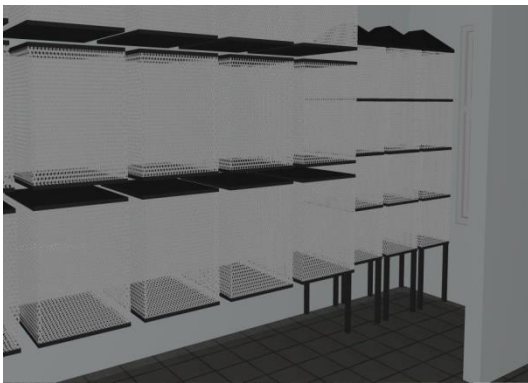


Figura 47. Vista interna e inferior, mostrando el tamaño y disposición de las jaulas



Figura 48. Vista interna y superior, mostrando el tamaño y disposición de las jaulas.

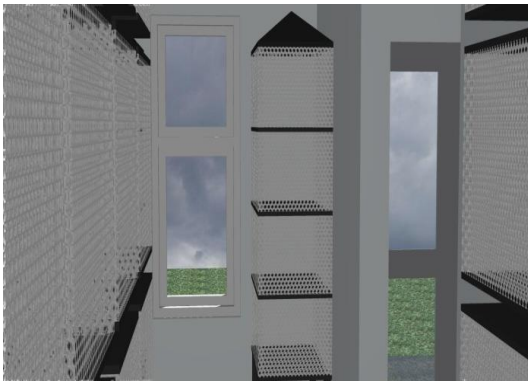


Figura 49. Vista interna de la fachada sureste del recinto acondicionado.



Figura 50. Vista interna de la fachada noroeste del recinto acondicionado.

#### 4.5.2 Educación ambiental

La esencia de la educación ambiental es el crear conciencia en los seres humanos sobre la conservación y el uso sustentable de los recursos naturales, así como, el construir relaciones armónicas entre grupos humanos y los ecosistemas. El hombre debe aprender a reconocerse como parte de los problemas ambientales y vincularlos a su vida cotidiana. <sup>(80)</sup> Bajo ese contexto, el CIVS LR dentro de sus instalaciones, puede implementar un programa más formal en el cuál las personas entiendan la importancia de la preservación de las especies y de sus hábitats, integrándolo a una visión conjunta y no individualista de los servicios y funciones ecosistémicas. <sup>(80)</sup> Cabe mencionar que cuando surge la solicitud o la oportunidad, el personal del CIVS LR asiste a escuelas e instituciones o recibe alumnos en sus instalaciones, para dar pláticas sobre la importancia de la conservación de las especies silvestres así como las consecuencias que implica el tener estos animales en casa.

La guía para elaborar programas de educación ambiental no formal propone 6 pasos. <sup>(78)</sup>

El primer paso es diagnosticar las necesidades ambientales, educativas o comunitarias, identificándose los temas ambientales que serán tratados. Como tema principal se sugiere el tráfico de especies.

En el siguiente paso se debe analizar la congruencia con las políticas de conservación y capacidad de la organización interna del centro. Un aspecto importante es determinar ¿cómo apoyará este programa al CIVS LR? Por ejemplo, generar una conciencia en los participantes sobre el daño que ocasiona el tráfico de especies y las implicaciones del mantenimiento en cautiverio de animales silvestres, que los resultados del programa de educación ambiental muestren una disminución gradual en la cantidad de individuos que ingresan al CIVS LR, y por último contar con indicadores que nos muestren cómo las metas de los CIVS se relacionan con la conservación de la vida silvestre. También, se debe

realizar un inventario de los recursos humanos, materiales, monetarios, de espacios físicos y de equipo que serán requeridos en el programa. Actualmente el CIVS LR no cuenta con áreas físicas apropiadas para impartir pláticas en el CIVS LR, sin embargo a futuro podría construirse un kiosco y acondicionarse con mesas, sillas, una pantalla para proyección, proyector y cortinas que permitan obscurecer el recinto para la presentación de videos. El kiosco puede localizarse en la parte sur oriente del terreno del CIVS LR y con una distancia mínima de 50m de separación respecto a los albergues y jaulas de vuelo de los animales decomisados.

El tercer paso es definir el alcance y la estructura del programa. El programa de Educación Ambiental realizado dentro de las instalaciones del CIVS LR puede ser impartido a personas de todas las edades y únicamente admitirá un número limitado de personas, que irá de acuerdo a la capacidad de las instalaciones. El programa estaría dividido en 4 partes: Plática, Recorrido, Interacción y Reflexión.<sup>(82)</sup> A grandes rasgos cada punto debe incluir lo siguiente:

Plática: En esta parte se impartiría una introducción sobre los CIVS, ¿Qué son?, ¿Cuál es su función?, ¿Qué animales reciben?; el impacto ambiental generado por el tráfico de especies animales y vegetales. Así como, cuales son las especies que está prohibido tener, como afectamos al medio ambiente y cómo podemos ayudar.

Recorrido: La idea es dar a conocer cómo trabaja el CIVS LR; por ejemplo, los lugares donde se albergan los animales, el área clínica, la forma de preparación de los alimentos para diversas especies, las jaulas de vuelo, entre otros. No es necesario que se muestren físicamente todas estas zonas, se puede hacer un video demostrativo. Aquí las personas podrán darse cuenta de todo el esfuerzo y costo que implica mantener a los ejemplares decomisados en buen estado. En particular entender que los requerimientos y cuidados

para cada especie son diferentes. Así, antes de adquirir una “mascota” serán más conscientes.

Interacción: En esta parte las personas podrían conocer de cerca a algún animal que haya sido destinado para el programa de educación ambiental. Para esto, se podrían utilizar ejemplares que por alguna deficiencia física no puedan ser devueltos a la naturaleza. La idea es que interactúen con él y se realicen diferentes actividades como un taller de enriquecimiento ambiental en el que hagan objetos útiles para los animales. Entre las actividades, por ejemplo, el personal del CIVS LR puede entregar materiales como cartón, madera y cuerdas de mecate, con el objeto de que la audiencia construya juguetes para ellos. También se podría desarrollar un taller de dibujos en donde plasmen ideas, por ejemplo, de cómo ayudar a evitar el tráfico de especies o, como contaminar menos, y que los asistentes puedan expresar cómo es que piensan ayudar a mitigar ese tipo de problemas.

Reflexión: Algunos programas de educación ambiental inician abordando la problemática que sufren las especies silvestres bajo tráfico y el cuidado que se le debe dar al medio ambiente. Hacia el final de la plática, por lo general, invitan al público a tomarse fotos con los animales exóticos o silvestres, éstos se muestran en las mejores condiciones y lo que queda grabado en la mayoría de las personas ya no es el mensaje de conservación sino el recuerdo de la foto con el ejemplar “salvaje”. Por lo tanto en el CIVS LR al final del programa se haría énfasis en los puntos mencionados al inicio y se les preguntará qué fue lo que aprendieron con la visita.

El cuarto paso trata sobre establecer los recursos para la realización del programa, conocer si el personal está capacitado y preparado para llevar a cabo tal función o bien determinar el perfil necesario para este puesto. Por lo tanto, se requieren educadores ambientales que sepan manejar animales silvestres y tengan conocimiento de la

problemática ambiental, en este caso, principalmente sobre el tráfico de especies. (ver <http://www.semarnat.gob.mx/informacionambiental/publicaciones/Publicaciones/Guia%20para%20la%20formacion%20de%20educadores%20ambientales.pdf>) Además, el personal debe estar entrenado para enfrentar contingencias y dar primeros auxilios.

El siguiente paso se relaciona con la calidad y la pertinencia del programa, en el cuál se revisará el material didáctico a utilizarse, como los videos que muestran el funcionamiento del CIVS LR. Los ejemplares silvestres destinados para el programa deben ser animales clínicamente sanos, que no sean transmisores de zoonosis y estén acostumbrados al contacto humano. Se realizarán recorridos pilotos para detectar fallas en la logística del programa y detectar zonas de riesgo para los asistentes.

Finalmente se evalúa el programa elaborando estrategias y técnicas para determinar si los objetivos se han logrado, para tal fin, se pueden realizar encuestas posteriores a los visitantes y constatar que aprendieron y si han llevado a cabo sus propuestas para conservar el medio ambiente.

#### 4.5.3 Rehabilitación y refuerzo poblacional

La rehabilitación y la relocación (reintroducción, refuerzo poblacional, introducciones benignas y traslocaciones, UICN 2000) de los psitácidos, tiene como fin principal la conservación de la especie. Sin embargo, existen factores positivos y negativos que deben considerarse antes de realizar un proyecto de este tipo.

Uno de los puntos es considerar la procedencia de los psitácidos, por ejemplo si nacieron en cautiverio o en vida libre. Las aves que nacen en cautiverio y son criadas por humanos no tienen el mismo aprendizaje que los polluelos silvestres pero, se les puede dar la

oportunidad de adquirir la información necesaria para posibilitar su supervivencia en vida libre. De tal forma, es más lógico pensar que aquellos psitácidos decomisados provenientes de vida libre son más fáciles de regresar al medio silvestre. Sin embargo, existe el riesgo de que durante el tiempo que permanecieron cautivos, pudieran haber sido expuestos a enfermedades que no se presentan en su hábitat natural (como la enfermedad del pico y las plumas de los Psittaciformes)<sup>(26)</sup>, por lo que al liberarlos directamente puedan contagiar a poblaciones silvestres, También, la procedencia de los animales decomisados muchas veces es desconocida, por lo que su liberación puede llegar a comprometer la genética de las especies nativas, donde se llegan a liberar. Por otro lado, en el caso de reintroducciones el nicho que ocupaba la especie con anterioridad pudo haber sido ocupado por otra especie, y en vez de ser benéfica la reintroducción ocasionarse un desajuste ecológico. El costo que implica un programa de rehabilitación y relocalización es alto, ya que debe cubrir todas las etapas; el estudio de viabilidad, la fase de preparación, la fase de introducción y la fase de seguimiento, así como los programas de educación ambiental a largo plazo.

Los beneficios de un programa de rehabilitación y relocalización son: el fomento de los valores de conservación hacia las personas; el aporte de material genético a poblaciones disminuidas y/o con cuello de botella; el beneficio de las relaciones hembra-macho, y lo más importante, por lo que vale la pena hacer todo el esfuerzo, es que los individuos que hayan sido decomisados no vivan cautivos de por vida y tengan la oportunidad de contribuir con su especie para cumplir con su papel biológico y ecológico.<sup>(22, 23, 26, 83)</sup>

En diversas partes de América y el Caribe se han hecho relocalaciones exitosas de psitácidos que han favorecido la conservación de ciertas especies en peligro de extinción. Entre las especies reportadas tenemos por ejemplo: *A. viridigenalis*, *A. oratrix*, *Amazona barbadensis*, *A. aestiva*, *Aratinga auricapilla*, *A. ararauna*, *A. chloropterus*, *Aratinga cactorum*, *Amazona versicolor*, entre otras.<sup>(25, 26, 84)</sup>

El CIVS LR podría iniciar proyectos para reforzar poblaciones utilizando especies de psitácidos que están en peligro de extinción y para las cuales se tiene más conocimiento sobre las poblaciones y aspectos ecológicos en México. Por ejemplo, en un estudio realizado con psitácidos mexicanos se desarrollaron modelos ecológicos de nicho y se predijo que las especies *A. strenua*, *B. jugularis* y *A. auropalliata* al parecer presentaban aparente aumento en áreas de hábitat potencial. <sup>(35)</sup> Este tipo de trabajos son los apropiados y necesarios para orientar acciones relacionadas con refuerzos poblacionales de estas especies.

Es importante mencionar que al iniciar un programa de relocación se deben tomar en cuenta factores sociales, clínicos, económicos y adecuar los protocolos de manejo según se requiera. (Ver Anexo 5: Guía de rehabilitación y liberación de psitácidos decomisados)

#### 4.5.4 Eutanasia

La eutanasia es el acto u omisión que ocasiona la muerte inmediata del paciente con el fin de evitarle sufrimientos insoportables o la prolongación artificial de su vida; en ciertos casos representa un acto humanitario compatible con el bienestar animal. En el CIVS LR, el personal médico se encarga de realizar este procedimiento cuando los psitácidos se presentan en muy malas condiciones y su pronóstico no es favorable.

Dentro del concepto de conservación la eutanasia puede verse como algo positivo al eliminarse riesgos de contaminación genética, ecológica, y la dispersión de enfermedades. El dinero que se emplearía para la manutención de esos ejemplares se canalizaría a otras necesidades como los programas de conservación o a mejorar las instalaciones del CIVS LR. Antes de tomar la opción de sacrificar a los ejemplares debe tomarse en cuenta el valor biológico de la especie y considerarse otras opciones de destino; como la

canalización a programas de reproducción, exhibición, educación ambiental o la repatriación de los psitácidos exóticos. <sup>(22, 23)</sup>

En el caso de los psitácidos albergados en el CIVS LR, y eliminando cuestiones de salud, las únicas especies que quizás podrían ser eutanasiadas (si no se contase con la posibilidad de canalizarlas a otros programas) serían las especies invasoras enlistadas por la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad CONABIO, en el caso del orden Psittaciformes la única enlistada es la cotorra monje *M. monachus*. <sup>(29)</sup>



## V. DISCUSIÓN

### 5.1 Infraestructura

Las jaulas de la zona III en su mayoría están galvanizadas y las dimensiones que presentan son insuficientes para el espacio que requieren los psitácidos; es preferible que sean más largas que altas, en donde los psitácidos por lo menos puedan extender totalmente sus alas sin que rocen la jaula.<sup>(79)</sup> Las jaulas que estén galvanizadas deben retirarse o lavarse en una solución de ácido acético al 10% y enjuagarse muy bien con agua, para evitar intoxicaciones por Zinc.<sup>(85)</sup>

A pesar de sólo observarse dos jaulas con perchas cuadradas y de metal, estas tienen que retirarse; las perchas de metal deben ser removidas o cubiertas con mecate para prevenir afecciones como la pododermatitis. Las perchas ideales son ramas de árboles no tóxicos (ver <http://www.theparrotsocietyuk.org/index.php/Poisons/13>), las cuales deben lavarse, enjuagarse y secarse al sol. El grosor de éstas debe ser tal que le permita al ave casi juntar los dedos al perchar, si la jaula es suficientemente grande se pueden colocar perchas de diferentes grosores.<sup>(85,86)</sup>

La zona II fue la que registró las temperaturas más altas durante los muestreos. La parte baja de la cumbrera tiene lámina traslúcida color blanco para permitir el paso de la luz natural, pero paradójicamente, ocasiona que al interior del encierro la temperatura sea muy alta en algunas épocas del año. Se sugiere que se utilice otro tipo de material como losa maciza con tragaluces y que la losa tenga cierto grado de inclinación para reducir el impacto de los rayos solares y distribuir el calor. (Comunicación personal con la Arq. Cintya Barranco y la Arq. Paulina Correa)

En la zona III los rayos del sol no entran directamente debido al acrílico que cubre las rejas. En este caso, se sugiere poner ventanas en la pared de acrílico o bien colocar focos de rayos UV b para que las aves reciban la luz ultravioleta que necesitan en el proceso de absorción de la vitamina D. Las ventanas también beneficiarían en una mejor ventilación de esta zona. <sup>(43,67)</sup>

Durante el presente estudio no fue posible registrar de manera apropiada los porcentajes de humedad, debido a que el higrómetro que se utilizó tenía un rango mínimo de medición de solo el 30% de humedad relativa (HR). Se recomienda a futuro emplear un higrómetro como el Termohigrómetro TL-8010 Twilight® que su rango de medición es de 10% a 99% (HR). El porcentaje óptimo de humedad al que deben estar expuestos los psitácidos es del 55% al 80%. <sup>(79)</sup>

La temperatura media registrada en los encierros de las zonas I, II y III se mantuvo dentro de los parámetros apropiados, a niveles similares que se presentan en los lugares donde habitan la mayoría de los ejemplares (19.5 °C - 30 °C). <sup>(36)</sup> Sin embargo, la temperatura media anual de la parte sur oriente del municipio Los Reyes La Paz oscila entre los 12 °C y 19 °C <sup>(63)</sup> aunado a que en el mes de agosto se registraron temperaturas superiores a los 30°C en ciertas partes de los encierros, por lo tanto se sugiere que la temperatura se mida en diferentes horarios y épocas del año.

La colocación de los comederos y bebederos no debe ser en el piso ni por debajo de las perchas ya que esto facilita que las heces caigan en la comida contaminándola. <sup>(86)</sup> Algunos comederos son de aluminio galvanizado con Zinc (Zn), elemento que puede llegar a ocasionar intoxicaciones en las aves al ingerirse; por lo tanto se recomienda eliminar este tipo de recipientes o lavarlos en una solución de ácido acético al 10% y enjuagarlos muy bien con agua. <sup>(67, 74, 86)</sup>

La premura por mover a los psitácidos de la zona II a la zona I evitó que se limpiara adecuadamente y desinfectara el nuevo recinto, quedando heces de las chinchillas que ocupaban ese lugar. Asimismo, los ejemplares trasladados habían resultado positivos como grupo al cestodo *Pulluterina* spp, pudiendo ser una fuente de contagio para los psitácidos de la zona I. Los psitácidos que ingresan al CIVS LR son acomodados por el personal en el encierro que se encuentre disponible, siempre tratando de acomodarlos por especie. De acuerdo al número de psitácidos que ingresan al CIVS y a la cantidad de paserinos que pudo observarse, se podría designar un recinto específico para estas aves y eliminar la necesidad de desplazamiento entre zonas que tienen que ser acondicionadas constantemente para proporcionar a las aves el ambiente adecuado.

El piso de la zona II debe tener una inclinación del 2% hacia las coladeras ya que después de lavarlo el agua queda acumulada en ciertas partes y posteriormente las heces caen en los charcos creando un foco de infección. <sup>(83)</sup>

En el nuevo recinto donde se albergan los psitácidos de la zona III hay más ventilación y la luz solar entra con mayor intensidad. De acuerdo al personal del CIVS LR, las aves resintieron el cambio de recinto sobre todo por las bajas temperaturas de los meses de invierno. La colocación de calentadores en el encierro, principalmente en la época invernal, permitiría mantener la temperatura en el rango deseado. <sup>(79)</sup> Se pudo observar que el piso de este recinto presentaba varios orificios los cuales habían intentado cubrirlos con piedras no obstante, se pudo constatar la presencia de un ratón casero (*Mus musculus*).

## 5.2 Estado de salud

Durante la revisión, los hallazgos encontrados coinciden con otros estudios de salud realizados en psitácidos en cautiverio: deficiencias nutricionales, problemas en el sistema tegumentario, traumatismos y neoplasias. <sup>(65)</sup> Los pesos de los psitácidos no fueron precisos debido al tipo de báscula utilizada la cual solo alcanzaba a diferenciar entre rangos de 40 g. Sin embargo, de cualquier manera, se hizo una relación del peso y condición corporal para obtener un mejor fundamento al determinar el estado de salud de los ejemplares.

La obesidad, el sobrepeso y la baja condición corporal pueden deberse a diversos factores entre ellos problemas nutricionales. Sin embargo, se ha reportado en diversos estudios que incluso hay psitácidos con un peso normal pero con deficiencias de nutrientes. <sup>(68)</sup> En caso de canalizar estos ejemplares a programas de rehabilitación y relocalización se tendría que asegurar la correcta nutrición de las aves y la adición de suplementos alimenticios. <sup>(84)</sup> Al examen físico los ejemplares del género *Amazona* de la zona I tenían una mejor condición corporal en comparación con los ejemplares *Amazona* de la ex-zona III, que se mantienen en jaulas pequeñas. Los psitácidos que tienen la oportunidad de moverse más en sus recintos son menos propensos a sufrir problemas de sobrepeso por el desgaste energético y en este caso la cantidad de semillas ofrecidas puede ser del 30% al 40% de la dieta, pero deben incluirse diferentes tipos de semillas como alpiste, mijo, linaza, avena, trigo, pimienta. <sup>(33, 87)</sup>

El ejemplar de *A. autumnalis* que falleció era un paciente de manejo riesgoso debido a su condición de obesidad y también en función de que estos ejemplares no están acostumbrados a la manipulación. El tiempo y la posición (decúbito dorsal) en la que se mantuvo durante la revisión y el recorte de pico, ocasionaron que los pulmones permanecieran comprimidos por un tiempo prolongado restringiendo la respiración. <sup>(67)</sup>

A partir del examen coproparasitológico realizado a los ejemplares, se detectó la presencia del el cestodo *Pulluterina* spp. Los cestodos tienen un ciclo de vida indirecto y el huésped intermediario puede ser un invertebrado: caracol, babosa, escarabajo, hormiga, mosca. El huésped intermediario se infecta al comer los huevos que se encuentran en las heces de las aves. Dentro de la dieta de los psitácidos no se incluye ningún tipo de invertebrado, no obstante, alguno pudo haber consumido un invertebrado que entró al recinto o bien puede ser que el psitácido en cuestión ya fuera un portador. Se sabe que en vida libre los *A. autumnalis* llegan a consumir insectos de forma casual. <sup>(88)</sup>

Los resultados de los frotis sanguíneos fueron negativos para los siete ejemplares muestreados. Esto concuerda con otros estudios realizados en psitácidos del Neotrópico de vida libre y en cautiverio. <sup>(83, 89-91)</sup> No obstante, es importante considerar otros métodos diagnósticos para tener certeza en los resultados por ejemplo, la detección de hemoparásitos como *Plasmodium* spp vía reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Dicha técnica ofrece una mayor eficacia para detectar al parásito, a diferencia de la simple observación bajo el microscopio. Un estudio realizado en el año 2008 en la región nordeste y sudeste de Brasil, en el que se aplicó esta técnica, mostró que de 127 psitácidos mantenidos en cautiverio, 73 *A. aestiva* y 10 *A. ararauna* revisados, 28 y 6 estaban infectados respectivamente. Ambas especies son exóticas para México dato importante debido a que en el mismo estudio otras dos especies (*A. farinosa* y *A. macao*) resultaron negativas. Lo anterior enfatiza el cuidado que se debe tener al mezclar especies nativas con exóticas, ya que estas últimas les pueden transmitir enfermedades que de forma natural no presentan las nativas en vida libre. <sup>(91,92)</sup>

### 5.3 Manejo

Con la revisión de los reportes de inventario se logró detectar un aumento evidente (2,300%) en los psitácidos decomisados e ingresados al CIVS LR. Desafortunadamente entre los años 2003 y 2007 no se llevaba un registro computarizado de los ingresos de los psitácidos en este centro, por lo que la información obtenida para los años 2003 - 2007 fue solo aquella que se logró rescatar en los archivos de estantería en el CIVS LR. Sin embargo, se puede considerar que la mayor parte del tiempo hay una cantidad considerable de psitácidos presentes en el CIVS LR. Con base en la dinámica de entrada y salida de los psitácidos este continuo flujo de aves puede traer consigo un riesgo sanitario, que debe minimizarse con la correcta cuarentena de los ejemplares. <sup>(93)</sup>

También se observó que el número de especies exóticas que ingresan al CIVS LR ha incrementado. Esto puede deberse a la prohibición de la comercialización de los psitácidos nativos en el 2008 y como consecuencia la importación de estas aves a México aumentó, dado que la demanda de psitácidos aún persiste. Incluso algunos pericos exóticos como las cotorras monjes (*M. monachus*) se les pinta la cabeza de color amarillo para hacerlos pasar por especies nativas. Algunos psitácidos exóticos que han escapado o sido liberados en la ciudad de México ya colonizan algunas partes de la ciudad (Figura 51 y 52).



Figura 51. *M. monachus* afuera de su nido, hecho en la palmera (*Phoenix* spp).



Figura 52. *Phoenix* spp colonizada por *M.monachus* monachus en la delegación Iztapalapa, México D.F.

El área clínica del CIVS LR, además de ser una zona de hospitalización a veces se emplea como área aislamiento de los ejemplares recién ingresados. Con relación a esta situación, se recomienda la construcción de un recinto separado de las instalaciones del CIVS LR que tenga una distancia de lejanía mínima de 50m, donde se pueda cambiar de ropa el personal, que tenga un tapete sanitario, un lavamanos y de ser posible cuente con una regadera. Éste recinto debe ser edificado de tal forma que disminuya la dispersión por aire o mosquitos, de enfermedades relevantes para las aves como: Newcastle, Influenza Aviar, Psitacosis y el Virus del Oeste del Nilo. <sup>(85, 86)</sup> Además, mientras los ejemplares se encuentran en esta zona se pueden correr pruebas diagnósticas para determinar: la presencia de endoparásitos y bacterias Gram negativas, la cantidad total de proteínas (PT), el hematocrito (Ht), el conteo de células blancas (CBC), detectar agentes patógenos causantes de la Enfermedad de Newcastle, Influenza Aviar, la enfermedad de del pico y las plumas de los psitácidos (Pbfd), la enfermedad de Pacheco (Herpesvirus tipo 3), la Psitacosis y la Salmonelosis. <sup>(94)</sup>

Las jaulas ubicadas dentro de la zona III varían en tamaño y muchas de ellas no permiten que los psitácidos extiendan por completo las alas sin rozar con la jaula. Por otro lado, la falta de espacio no promueve el ejercicio y con el propósito de procurar el bienestar de los animales se sugiere se hagan adecuaciones de espacio. <sup>(40, 85, 86, 95)</sup>

La mayoría de las veces las dietas que se ofrecen en cautiverio son formuladas a base de semillas de girasol. Cuando estas aves llegan al CIVS LR ya están acostumbradas a este tipo de alimentación y aunque en el CIVS se les proporcione la dieta adecuada, los psitácidos pueden elegir únicamente las semillas y dejar las frutas u otros componentes de la nueva dieta. El ofrecer una ración donde la cantidad de frutas y verduras sea mayor al 60% del total de la dieta, un 10% de croquetas para loro y un 30% sea de semillas varias y/o que las semillas de girasol se den germinadas, disminuiría el consumo de grasa e incrementaría el consumo de vitaminas y minerales. <sup>(79,85)</sup>

En vida libre los psitácidos consumen agua del rocío de las plantas o de algunos depósitos que se forman en los troncos y se ha comprobado que aún las especies capaces de producir agua metabólica requieren agua para beber al estar a temperaturas mayores a los 20°C. <sup>(33)</sup> En el CIVS LR el agua se proporciona de manera irregular, dependiendo de la persona encargada; el agua se debe ofrecer diario. Algunos psitácidos en vida libre son más tolerantes que otros a la deshidratación, como el periquito australiano (*M. undulatus*), y a pesar de que los psitácidos del CIVS LR pueden obtener agua de la fruta, no todos la consumen o la cantidad ingerida no es suficiente para hidratarse. De tal forma, se tienen que unificar los criterios y ofrecerse agua todos los días. <sup>(25, 79,85)</sup>

El CIVS LR canaliza a los psitácidos a UMA O PIMVS que se dedican a la educación ambiental, reproducción, exhibición y conservación. Sin embargo, aún no existen UMA que se dediquen a la rehabilitación y relocalización de psitácidos decomisados. <sup>(13, 20)</sup>

#### **5.4 Opciones de destino**

Si se opta por la opción de rehabilitar y relocalizar a los ejemplares, como se mencionó antes, se deben seguir protocolos específicos y tomar precauciones. (Anexo 5) Por ejemplo, los comederos y bebederos deben ser colocados a niveles altos o medios para evitar que los psitácidos se acostumbren a encontrar su comida en el suelo (esto en vida libre haría que las aves liberadas fueran presa fácil). De hecho esto ocurrió en el mismo CIVS LR, un ejemplar *A. albifrons* que generalmente estaba en el suelo fue depredado cuando un cacomixtle entró en el recinto. (Figura 53)

Cuando los psitácidos son mantenidos en cautiverio con fines de exhibición, se les enseñan muchos trucos para el espectáculo. Una reflexión al respecto: “Si pueden



aprender a dar maromas”, ¿por qué no podrían expresar sus instintos naturales? (Figura 54)



Figura 53. *A. albifrons* que acostumbraba estar en el piso.



Figura 54. Espectáculo de animales con fines de educación. *Ara macao* haciendo una maroma.

Los centros de rescate y rehabilitación a nivel mundial reciben una cantidad considerable de ejemplares decomisados al año. <sup>(93, 96)</sup> No todos los centros cuentan con las instalaciones adecuadas y suficientes para albergar a todos los animales; el no proveer las condiciones de mantenimiento adecuadas puede provocar que estos centros sean fuentes de infección de diversas enfermedades. <sup>(91)</sup> Generalmente los zoológicos o criaderos también se encuentran saturados sin tener capacidad de recibir más ejemplares. <sup>(95)</sup> El caso del CIVS LR no es la excepción, es un centro que al año recibe muchos animales y el espacio no es suficiente para proporcionar a cada individuo las condiciones ideales de alojamiento; por lo tanto existe la necesidad de hallar el mejor destino para estas aves. <sup>(93,95)</sup> Asimismo, los psitácidos capturados y transportados ilegalmente sufren de malos tratos y son mantenidos en condiciones inadecuadas; como consecuencia, muchas aves mueren y otras, a pesar de recibir tratamiento médico, quedan imposibilitadas de regresar a la naturaleza. <sup>(10, 93)</sup>

## VI. CONCLUSIONES

El número de psitácidos recibidos en el CIVS LR fue en aumento del año 2003 al 2010, la especie exótica más decomisada fue la cotorra monje (*M. monachus*) y la nativa el loro cachetes amarillos (*A. autumnalis*).

Los psitácidos mantenidos en jaulas pequeñas podrían cambiarse a encierros o jaulas más grandes, para que se ejerciten más y tengan una mejor salud física y mental. Las jaulas deben ser más largas que altas, por ejemplo: para un individuo de 30cm a 40cm las dimensiones mínimas pueden ser 62cm de alto, 55cm de ancho y 76cm de profundidad.<sup>(86,85)</sup> Así mismo, las jaulas fabricadas con materiales tóxicos deben eliminarse.

Los encierros deben permitir la entrada directa de los rayos solares, estar ventilados y contar con termómetros e higrómetros para llevar un control de la temperatura y humedad, la cuales debe estar en un rango de 19.5°C a 30°C y de 55% a 80%, respectivamente.<sup>(36,79)</sup>

Los comederos y bebederos no deben colocarse en el suelo, para evitar su contaminación y propiciar que busquen los alimentos en lo alto, como si lo hicieran en los árboles en vida libre.

Es de vital importancia que el CIVS LR cuente con un área de cuarentena para evitar o disminuir el riesgo de contagio de enfermedades entre especies nativas y/o exóticas.

El 50% de los psitácidos examinados se encontraron clínicamente sanos y el 50% tenía algún padecimiento; los problemas en el sistema tegumentario fueron los más frecuentes. El CIVS LR requiere básculas digitales para determinar de forma más precisa el peso de los ejemplares.

El manejo médico y de movilización de los psitácidos de la zona II (positivos al cestodo *Pulluterina* spp) no fue el apropiado, pudiendo ser éstos una fuente de infección para los psitácidos de la zona I.

La dieta que se ofrece en el CIVS LR debe que ser más rica en vegetales. La cantidad de fruta es adecuada, pero el porcentaje total entre frutas y verduras combinadas debe ser del 50% - 60 % del total de la dieta; las semillas tienen que ser variadas, y ofrecidas en un porcentaje del 30% al 40%. También, deben ofrecerse croquetas para loro, en un 10% del total de la dieta. El agua debe ser ofrecida, ad-libitum diario.

La limpieza que se realiza a diario en los encierros es adecuada. Sin embargo, las mallas metálicas, las paredes y las perchas deben lavarse con agua, jabón y desinfectarse cada 3 meses y siempre que se cambien los animales entre recintos. La desinfección se puede realizar de manera regular con Clorhexidina. <sup>(79,85, 97)</sup> Cuando los ejemplares se trasladan entre recintos, la limpieza de los encierros es inadecuada y no existe una desinfección previa. Este aspecto debe mejorarse para evitar infecciones entre individuos.

De acuerdo a uno de los objetivos de conservación que se plantea en los diversos PACE de psitácidos y al manejo que se realiza en el CIVS LR de estas aves, sería conveniente establecer inicialmente un protocolo único de manejo entre diversas instituciones como CIVS, zoológicos, UMA, entre otros, el cuál puede ampliarse al definir el destino de los psitácidos; por ejemplo, al canalizarlos para reproducción o liberación (Anexo 5).

El personal del CIVS LR tiene la capacidad para explotar el potencial que tiene este centro como herramienta de conservación, proponiendo e implementando las mejoras a las instalaciones y al manejo de su población base, y posteriormente iniciando un programa de educación ambiental dentro de las instalaciones o un proyecto de refuerzo poblacional planteando de forma responsable.

## VII. REFERENCIAS

1. Forshaw JM. Parrots of the World. Ed. Princeton University Press.; 2010: 1-336
2. O'Malley B. Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species. Elsevier Saunders. Toronto; 2005
3. "Ley General de Vida Silvestre", Ley Pub. Núm. X Estatuto ( julio, 3, 2000) Última Reforma DOF 06-06-2012
4. Rojo CA. Conservation and Sustainable Use of Parrots in Mexico.2008 [citado 2010 marzo 23].Disponible en: URL:[http://www.conabio.gob.mx/institucion/cooperacion\\_internacional/TallerNDF/Links-Documentos/WG-CS/WG6-Birds/WG6\\_CS\\_6%20Parrots\\_WG6-CS6.pdf](http://www.conabio.gob.mx/institucion/cooperacion_internacional/TallerNDF/Links-Documentos/WG-CS/WG6-Birds/WG6_CS_6%20Parrots_WG6-CS6.pdf)
5. Wikipedia contributors. Latitude [Internet]. Wikipedia, The Free Encyclopedia; 2011 May 20, 03:23 UTC [citado 2011 Mayo 30]. Disponible en: URL: <http://en.wikipedia.org/w/index.php?title=Latitude&oldid=429987027>.
6. North America Bird Conservation Initiative. Aves en la Cultura. CONABIO. 2009 [citado 2010 marzo 22]. Disponible en: URL: [http://www.conabio.gob.mx/otros/nabci/doctos/aves\\_cultura.html](http://www.conabio.gob.mx/otros/nabci/doctos/aves_cultura.html)
7. Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Investigaciones Históricas/Instituto Nacional de Antropología e Historia. Caminos y Mercados de México. México; 2010
8. PREP. Proyecto para la recuperación, manejo y aprovechamiento sustentable de los psitácidos de México. Macías CC, Iñigo - Elias E, Enkerlin HE. Secretaría de Medio Ambiente Recursos Naturales y Pesca. Instituto Nacional de Ecología, 2000: 1 – 109
9. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Anuario estadístico del comercio exterior de los Estados Unidos Mexicanos 2011 Importación en pesos. (México) INEGI, 2012.
10. Reuter A, Mosig P. Comercio y Aprovechamiento de Especies Silvestres en México: observaciones sobre la gestión, tendencias y retos relacionados. TRAFFIC; Julio 2009

11. Beissinger SR, Bucher EH. Can Parrots Be Conserved through Sustainable Harvesting? A new model for sustainable harvesting regimes when biological data are incomplete. *BioScience* 1992; 42: 163 – 173
12. Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS). 2010 [citado 2011 febrero 16]. Disponible en: URL: <http://www.semarnat.gob.mx/temas/gestionambiental/vidasilvestre/Paginas/centrosparalaconservacioneinvestigacion.aspx>
13. SEMARNAT. CIVS Los Reyes: Informe Estadístico Quincenal de Ejemplares. 2010
14. SEMARNAT. CIVS Los Reyes: Informe Estadístico Quincenal de Ejemplares. 2009
15. SEMARNAT. CIVS Los Reyes: Actas de Ingresos de Ejemplares. 2008
16. SEMARNAT. CIVS Los Reyes: Actas de Ingresos de Ejemplares. 2007
17. SEMARNAT. CIVS Los Reyes: Actas de Ingresos de Ejemplares. 2006
18. SEMARNAT. CIVS Los Reyes: Actas de Ingresos de Ejemplares. 2005
19. SEMARNAT. CIVS Los Reyes: Actas de Ingresos de Ejemplares. 2004
20. SEMARNAT. CIVS Los Reyes: Actas de Ingresos de Ejemplares. 2003
21. Jiménez I. Herramientas de Conservación. En Drews C, editor. *Rescate de Fauna en el Neotrópico*. EUNA. 2002; 67-88
22. IUCN/SSC Reintroduction Specialist Group. Guidelines for the Placement of Confiscated Animals Re-introductions. International Union of Conservation of Nature and Natural Resources. Gland, Switzerland and ERWDA, Abu Dhabi, UAE. 2002
23. IUCN/SSC Reintroduction Specialist Group, Environment Agency-Abu Dhabi, Denver Zoological Foundation. *Global Re-Introduction Perspectives: Re-Introduction Case Studies Around the World*. International Union of Conservation of Nature and Natural Resources. 2002
24. Joseph L, Toon A, Schirtzinger EE, Wright TF, Schodde R. A revised nomenclature and classification for family - group taxa of parrots (Psittaciformes). *Zootaxa*. 2012; 3205: 26-40
25. Magalhães R W. *Iniciativas para Preservação de Psitacídeos*. Eco Associação para Estudos do Ambiente, Editora Gráfica. São Paulo. 2006; 1-157.

26. Snyder N, McGowan P, Gilardi, Grajal A (eds.) Parrots. Status Survey and Conservation Action Plan 2000–2004. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK. 2000
27. Soberanes-González CA. Conservación de la Guacamaya Verde (*Ara militaris*): Análisis Genéticos (tesis de maestría). Distrito Federal, México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2008.
28. Gwynne JA, Ridgely RS, Tudor G, Argel M. Aves do Brasil Pantanal & Cerrado. Wildlife Conservation Society. Edit. Horizonte. Nova York. 2010
29. CONABIO. Especies Invasoras - Aves. 2010 [citado 2012 marzo 20]. Disponible en: URL: [http://www.conabio.gob.mx/invasoras/index.php/Especies\\_invasoras\\_-\\_Aves](http://www.conabio.gob.mx/invasoras/index.php/Especies_invasoras_-_Aves)
30. IUCN. The IUCN Red List of Threatened Species. Psittaciformes 2012 [Citado 2012 julio 3] *Disponible en: URL: <http://www.iucnredlist.org/search>*
31. McLelland JM, Reidc, McInnes K, Roe WD, Gartrell BD. Evidence of Lead Exposure in a Free Ranging Population of Kea (*Nestor notabilis*). Journal of Wildlife Diseases. 2010; 46(2):532-540
32. Brightsmith D. Effects of Diet Migration, and Breeding on Clay Lick Use by Parrots in Southeastern Peru. American Federation of Aviculture Symposium proceedings; 2004 August; Durham NC, USA: Duke University, Department of Biology.
33. Koutsos EA, Matson KD, Klasing KC. Nutrition of Birds in the Order Psittaciformes: A Review. Journal of Avian Medicine and Surgery. 2001; 15 (4): 257 - 275
34. CITES. Appendices I, II and III. 2012 [citado 2012 mayo 20]. Disponible en: URL: <http://www.cites.org/eng/app/appendices.php>
35. Ríos – Muñoz CA, Navarro-Sigüenza AG. Efectos del Cambio de Uso de Suelo en la Disponibilidad Hipotética de Hábitat para los Psitácidos de México. Ornitología Neotropical. 2009; 20: 491–509
36. Morales LP. Evaluación de la Abundancia Poblacional y Recursos Alimenticios para Tres Géneros de Psitácidos en Hábitats Conservados y Perturbados de la Costa de Jalisco, México (tesis de maestría). D.F, México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2005.

37. Renton K. Evaluación del estado de conservación de las poblaciones del loro corona lila (*Amazona finschi*) en México. Informe final del Proyecto AS001. Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología. 2002
38. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas Programa de Acción para la Conservación de la Especie: Guacamaya verde (*Ara militaris*). Oropeza Hernández P, Rendón-Hernández E (Eds.). México, 2012.
39. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas Programa de Acción para la Conservación de la Especie: Guacamaya roja (*Ara macao cyanoptera*). México, 2009.
40. Roudybush TE. Nutrition. In: Altmen R, ed. Avian Medicine and Surgery, W.B Saunders, In Press. 1997: 27-43
41. Brue RN. Nutrition, In Ritchie B, Harrison G, Harrison L, editors. Avian Medicine: principles and applications. Lake Worth (FL): Wingers Publishing, 1994: 63 – 95
42. Hernández-Divers MS. Common Malnutrition Issues in Birds and Reptiles. Proceedings of the North American Veterinary Conference. Orlando, Florida. 2006; 20: 1789-1790.
43. Wade LL, Baines FM, Ultraviolet-induced Photokeratitis in a Meyer's Parrot (*Poicephalus meyeri*) and Ultraviolet-induced Photodermatitis in an African Grey Parrot (*Psittacus erithacus*). Proc Annu Conf Assoc Avian Vet. 2008: 421-422
44. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas Programa de Acción para la Conservación de las Especies: Cotorras serranas (*Rhynchopsitta* spp). México, 2009.
45. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas Programa de Acción para la Conservación de las Especies: Loro cabeza amarilla (*Amazona oratrix*) y Loro nuca amarilla (*Amazona auropalliata*) Oropeza Hernández P, Rendón-Hernández E (Eds.). México, 2012.
46. NOM-059-SEMARNAT- 2010
47. Centro Ecoturístico "Las Guacamayas". Ejido Reforma Agraria. Ribera del Río Lacantún, Chiapas-México. 2012

48. Aluxes Ecoparque Palenque. Conservación de la Guacamaya Roja (*Ara macao cyanoptera*) en México: Reintroducción a la zona de Palenque, Chiapas. [citado 2011 junio 29] Disponible en URL: <http://www.ecoparquepalenque.com/docs/PROYREINTROARAMACAO.pdf>
49. Clavijero F., Historia Antigua de México. Colección "Sepan cuantos..." 29. México, Editorial Porrúa, 1997.
50. Cajas A. Las Aves de los Mayas Prehispánicos. Asociación FLAAR Mesoamérica [Citado 2011 julio 3] Disponible en: URL: [http://www.mayaarchaeology.org/FLAAR\\_Reports\\_on\\_Mayan\\_archaeology\\_Iconography\\_publications\\_books\\_articles/17\\_Mayas\\_arte\\_plumario\\_prehispanico\\_aves\\_mitologicas\\_celestial\\_moan\\_buhos\\_lechuzas\\_comercio.pdf](http://www.mayaarchaeology.org/FLAAR_Reports_on_Mayan_archaeology_Iconography_publications_books_articles/17_Mayas_arte_plumario_prehispanico_aves_mitologicas_celestial_moan_buhos_lechuzas_comercio.pdf)
51. Navarjio O. Las Aves en el Mundo Maya Prehispánico, En De la Fuente B, editora. La Pintura Mural Prehispánica en México. UNAM. Instituto de Investigaciones Estéticas. México; 2004: 221- 253
52. Biblioteca Digital de la Medicina Tradicional Mexicana. Diccionario Enciclopédico de la Medicina Tradicional Mexicana. 2009 [Citado 2011 julio 7] Disponible en: URL: <http://www.medicinatradicionalmexicana.unam.mx/termino.php?l=1&id=2155>
53. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Anuario estadístico del comercio exterior de los Estados Unidos Mexicanos 2009: importación en pesos. (México) INEGI, 2010.
54. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Anuario estadístico del comercio exterior de los Estados Unidos Mexicanos 2010: importación en pesos. (México) INEGI, 2011.
55. DOF. Diario Oficial de la Federación. Manual de procedimientos para autorizaciones, permisos, registros, informes y avisos relacionados con la conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de la flora y fauna silvestres y otros recursos biológicos. 08-10-98 [citado 2011 julio 26] Disponible en URL: <http://faolex.fao.org/docs/texts/mex17962.doc>
56. DOF. Diario Oficial de la Federación. Acuerdo por el que se establece el Calendario de Aprovechamiento Cinegético y de Aves Canoras y de Ornato a la temporada 1999-2000



- SEMARANT. [Citado 2011 julio 30] Disponible en URL: <http://dof.vlex.com.mx/vid/cinegetico-canoras-ornato-temporada-27889333>
57. López Medellín, X., E. E. Íñigo Elias 2009. La captura de aves silvestres en México: Una tradición milenaria y las estrategias para regularla. CONABIO. Biodiversitas 83:11-15DOF.
58. Garza-Almanza V. Tráfico Ilegal de Vida Silvestre y Educación Ambiental. Cultura Científica y Tecnológica. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez.2008.5; 27: 5-12
59. Cantú J. Sánchez M. Grosselet M. Silva GJ. Tráfico ilegal de pericos en México. Una evaluación detallada.2007 [citado 2010 marzo 23]. Disponible en: URL: [http://www.defenders.org/resources/publications/programs\\_and\\_policy/international\\_conservation/trafico\\_ilegal\\_de\\_pericos\\_en\\_mexico.pdf](http://www.defenders.org/resources/publications/programs_and_policy/international_conservation/trafico_ilegal_de_pericos_en_mexico.pdf)
60. Renton K. Parrot play. PsittaScene. 2003; 15 (1): 13
61. Wilson-Wilde L. Wildlife Crime: a global problem. Forensic Sci. Med. Pathol.2010; 6, 221
62. Primack R, Rozzi R, Feinsinger P, Massardo F. Manejo de Áreas Protegidas en Primack Fundamentos de Conservación Biológica. Perspectivas Latinoamericanas. Ed 1°. 2001
63. Servicio Meteorológico Nacional. Normales climatológicas: estación los Reyes, La Paz, 1951-2010. [citado 2011 abril 12]. Disponible en: URL: <http://smn.cna.gob.mx/climatologia/Normales5110/NORMAL15050.TXT>
64. Marietto-Gonçalves GA, de Almeida SM, de Lima T, Okamoto AS, Pinczowski P, Andreatti RF. Isolation of *Salmonella enterica* Serovar Enteritidis in Blue-Fronted Amazon Parrot (*Amazona aestiva*). Avian Diseases,2010 54(1):151-155
65. Deem SL, Ladwig E, Cray C, Karesh W, Amato G. Health Assessment of The Ex Situ Population of St Vincent Parrots (*Amazona Guildingii*) in St Vincent and the Grenadines. Journal of Avian Medicine and Surgery. 2008;22 (2): 114-122
66. Harris DJ. Emergency management of acute illness and trauma in avian patients. Proceedings of the 16<sup>th</sup> Atlantic Coast Vet Conf: 2003 Oct; Atlantic City, NJ, USA.
67. Harrison G, Ritchie BW. Making distinctions in the physical examination, In Ritchie B, Harrison G, Harrison L, editors. Avian Medicine: principles and application. Lake Worth (FL): Wingers Publishing, 1994: 144-147.

68. McDonald D. Nutritional Considerations Section I: Nutrition and Dietary Supplementation, In Harrison G J, Lightfoot TL, editors. Clinical Avian Medicine Vol I. Palm Beach (FL): Spix Publishing, 2006: 85-107
69. Greiner CE, Ritchie BW. Parasites in Ritchie B, Harrison G, Harrison L, editors. Avian Medicine: principles and application. Lake Worth (FL): Wingers Publishing, 1994: 984-996
70. Villanúa D, Pérez- Rodríguez L, Gortazar C, Höfle U, Viñuela J. Avoiding bias in parasite excretion estimates: the effect of sampling time and type of faeces. Parasitology. 2006; 133: 251–259.
71. Departamento de Parasitología. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Manual de Parasitología. Departamento de Parasitología. FMVZ. UNAM
72. Rodríguez O, Matta N. Blood Parasites in Some Birds from Eastern Plains of Colombia. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2001; 96(8): 1173-1176
73. Fudge AM. Avian blood sampling and artifact considerations. In: Fudge AM, editor. Laboratory medicine: avian and exotic pets. Philadelphia: Saunders; 2000. p. 1–8.
74. Lightfoot TL, Yeager JM. Pet Bird Toxicity and Related Environmental Concerns. Vet Clin Exot Anim; 2008(11) 229–259
75. Google Maps -©2012 Google [citado 2012 abril 25] Disponible en: URL: <http://maps.google.com.mx/>
76. World Parrot Trust. 2013 [citado 2012 junio 2] Disponible en: URL: <http://www.parrots.org/index.php/encyclopedia/alphabeticalnavigationquery/>
77. Tully NT, Harrison GJ. Pneumology, In Ritchie B, Harrison G, Harrison L, editors. Avian Medicine: principles and applications. Lake Worth (FL): Wingers Publishing, 1994: 556-581.
78. Williams D. Ophthalmology, In Ritchie B, Harrison G, Harrison L, editors. Avian Medicine: principles and applications. Lake Worth (FL): Wingers Publishing, 1994: 673-694.
79. Fulton S. Husbandry Manual for Blue and Gold Macaw (*Ara ararauna*). Animal Care Studies-Western Sydney Institute of TAFE, Richmond College. 2005 [citado 2012 febrero 20]. Disponible en: URL: <http://nswfmpa.org/Husbandry%20Manuals/Published%20Manuals/Aves/Blue%20&%20Gold%20Macaw.pdf>

80. Castillo A, González-Gaudiano E. La educación ambiental para el manejo de ecosistemas: el papel de la investigación científica en la construcción de una nueva vertiente educativa. En: Castillo A, González-Gaudiano E, editores. Educación Ambiental y Manejo de Ecosistemas en México. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Instituto Nacional de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. México.2009. p. 9-34.
81. NAAE. CECADESU. Guía para elaborar programas de educación ambiental no formal. [citado 2013 abril 28]. Disponible en: URL: [http://www.semarnat.gob.mx/informacion\\_ambiental/publicaciones/Publicaciones/Guia%20para%20elaborar%20programas%20de%20educaci%C3%B3n%20ambiental%20no%20formal.pdf](http://www.semarnat.gob.mx/informacion_ambiental/publicaciones/Publicaciones/Guia%20para%20elaborar%20programas%20de%20educaci%C3%B3n%20ambiental%20no%20formal.pdf)
82. The Wildlife Center of Virginia. 2012 [citado 2012 mayo 30]. Disponible en: URL: <http://www.wildlifecenter.org/wp/environmental-education/>
83. Rooney MB, Burkhard MJ, Greiner E, Zeng QY, Johnson J. Intestinal and Blood Parasites in Amazon Parrots Destined for Relocation in Guatemala. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 2001; 32 (1): 71-7
84. Reintrodução de Psitacídeos - III Encontro de Cetas e Áreas de Soltura do Estado de São Paulo. Março, 2010. p.68.
85. Naylor K. Husbandry Manual for the Superb Parrot (*Polytelis swainsonii*). Western Sydney Institute of TAFE, Richmond. 2005 [citado 2012 febrero 20]. Disponible en: URL: <http://nswfmpa.org/Husbandry%20Manuals/Published%20Manuals/Aves/Superb%20Parrot.pdf>
86. McMillan RJ. Husbandry and Management of Parrot Species.2011 [citado 2012 febrero 20]. Disponible en: URL: <http://www.theparrotsocietyuk.org/index.php/Husbandry/70>.
87. Barrón-Luna FJ. Manual: Alimentación de aves Passeriformes y Psittaciformes (tesis de licenciatura).Distrito Federal, México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2008.
88. Enkerlin-Hoeflich, EC. Status, ecología y conservación de loros Amazona en el Noreste de México. Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey. Centro de Calidad Ambiental. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No.B115. México, D.F. 1998.
89. Bennett GF, Witt H, White EM. Blood Parasites of Some Jamaican Birds. *Journal of Wildlife Diseases*. 1980; 16(1): 29 - 38

90. Deem SL, Noss AL, Cuéllar LR, Karesh WB. Health Evaluation of Free-Ranging and Captive Blue-Fronted Amazon Parrots (*Amazona aestiva*) In the Grand Chaco, Bolivia. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 2005; 36(4) 598-605.
91. Belo NO, Passos LF, Júnior LMC, Goulart CE, Sherlock TM, Braga EM. Avian Malaria in Captive Psittacine Birds: Detection by Microscopy and 18S rRNA gene amplification. *Preventive Veterinary Medicine*. 2009; 88: 220 - 224.
92. Masello JF, Choconi RG, Sehgal RN, Tell L, Quillfeldt P. Blood and Intestinal Parasites in Wild Psittaciformes: A Case Study of Burrowing Parrots (*Cyanoliseus patagonus*) *Ornitología Neotropical*. 2006; 17: 515 - 529.
93. Kurt LV. Breve diagnóstico dos Centros de Triagem e Áreas de Soltura do Estado de São Paulo. *Revista CETAS e ASMS: Relatório de Atividades dos Centros de Triagem e Áreas de Soltura e Monitoramento de Animais Silvestres*. São Paulo. 2012: 15-22.
94. Boyd J, Darrel S, Brightsmith D. Reintroducción, Liberación y Manejo Poblacional de la Guacamaya Roja, En. Boyd JD, McNab RB. (Eds). "La Guacamaya Roja en Guatemala y El Salvador: Estado Actual en 2008 y Posibilidades en el Futuro. Ciudad de Guatemala y Flores, Petén, Guatemala". 2008; 9-15 de Marzo. 109- 123 p.
95. Quesenberry K, Hillyer E. Supportive Care and Emergency Therapy, In Ritchie B, Harrison G, Harrison L, editors. *Avian Medicine: principles and applications*. Lake Worth (FL): Wingers Publishing, 1994: 144-147.
96. Develey PF. Não há mais tempo a perder. *Revista CETAS e ASMS: Relatório de Atividades dos Centros de Triagem e Áreas de Soltura e Monitoramento de Animais Silvestres*. São Paulo. 2012: 12.
97. Flew S. Husbandry Guidelines for Princess Parrots (*Polytelis alexandrae*) *Animal Care Studies-Western Sydney Institute of TAFE, Richmond College*. 2010 [citado 2012 febrero 20]. Disponible en: URL: <http://nswfmpa.org/Husbandry%20Manuals/ Published%20Manuals /Aves/Princess%20&%20Parrot.pdf>

## VIII. LISTA DE CUADROS

1. Especies de psitácidos de distribución natural en el territorio nacional.
2. Precio de venta de polluelos de psitácidos en Welib-Ha, Chiapas.
3. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona I el 13 de enero del 2011.
4. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona II el 13 de enero del 2011.
5. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona III el 13 de enero del 2011.
6. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona I en agosto del 2011.
7. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona II en agosto del 2011.
8. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona III en agosto del 2011.
9. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona I en marzo y abril del 2012.
10. Ejemplares de psitácidos albergados en un nuevo encierro de la zona II en marzo y abril del 2012.
11. Registro de humedad de la zona I II y III en agosto 2011 y marzo /abril 2012.
12. Registro de temperatura del 1 de agosto del 2011 en las zonas I II y III.
13. Registro de temperatura del 2 de agosto del 2011 en las zonas I II y III.
14. Registro de temperatura del 3 de agosto del 2011 en las zonas I II y III
15. Registro de temperatura del 9 de agosto del 2011 en las zonas I II y III.
16. Registro de temperatura del 10 de agosto del 2011 en las zonas I II y III.
17. Registro de temperatura del 11 de agosto del 2011 en las zonas I y III.
18. Registro de temperatura del 13 de marzo del 2012 en la zona I.
19. Registro de temperatura del 14 de marzo del 2012 en la zona I.
20. Registro de temperatura del día 16 de abril del 2012 en la zona I.
21. Registro de temperatura del día 17 de abril del 2012 en la zona I.
22. Relación de peso y condición corporal de los loros de la zona II.
23. Relación de peso y condición corporal de los loros de la zona I.
24. Resultados del examen coproparasitoscópico, técnica de flotación.
25. Resultados de los frotis sanguíneos para la detección de hemoparásitos.

## IX. LISTA DE FIGURAS

1. Loros de la especie *A. autumnalis* que habitan en las selvas de Chiapas, México.
2. Vista aérea del CIVS LR, mostrando las 3 zonas que albergan a los psitácidos.
3. Plástico colocado para el muestreo de heces en la zona I.
4. Plástico colocado para el muestreo de heces en la zona III
5. Personal del CIVS LR preparando la dieta de los psitácidos.
6. Vista exterior de la zona I
7. Enriquecimiento ambiental en la zona I.
8. Vista interna de la zona I.
9. De izquierda a derecha: zona I, zona II y zona III
10. Fachada de cancelería y lona de la zona II.
11. Distribución de comederos, bebederos y perchas de la zona II.
12. Ejemplares de la zona II trasladados a la zona I
13. Vista Externa de la zona III
14. Fachada de cancelería y acrílico de la zona III
15. Jaulas al interior de la zona III.
16. Ejemplares de la zona III en el nuevo recinto.
17. Resultados del examen físico de 26 psitácidos.
18. Colocación de pinza hemostática para cerrar la tela de contención y pesar al loro.
19. Pesaje de cotorra monje (*M. monachus*).
20. Revisión de la condición corporal (cc) en un *A. canicularis*.
21. Determinación de la cc palpando los músculos pectorales en un *A. auropalliata*.
22. Ausencia de plumas en la parte externa del oído en un *A. autumnalis*.
23. Plumas primarias lesionadas y cortadas en un *A. canicularis*.
24. *A. viridigenalis* con masa en cavidad celómica.
25. *A. holochlora* con lesión asociada a previa sinusitis crónica.
26. *A. autumnalis* que fallece, con sobre crecimiento de pico y uñas.

27. Recorte de pico, *A. autumnalis*.
28. Inspección a la necropsia: sobre crecimiento de uñas en *A. autumnalis*.
29. Inspección a la necropsia, exceso de grasa en *A. autumnalis*.
30. Hallazgos que presentaron al examen clínico, 6 psitácidos de la zona I.
31. Hallazgos que presentaron al examen clínico, 20 psitácidos de la zona II.
32. Identificación de las muestras de heces colectadas de la zona II.
33. Cestodos *Pulluterina* spp, hallados en una muestra de los psitácidos de la zona II.
34. Ingreso de psitácidos en el CIVS LR del año 2003 al 2010.
35. Ingreso de especies nativas y exóticas de psitácidos al CIVS LR del 2003 al 2010.
36. Ingreso de especies nativas de psitácidos al CIVS LR, del año 2003 al 2010.
37. Ingreso de especies exóticas de psitácidos al CIVS LR, del año 2003 al 2010.
38. Encierro que alberga a los ejemplares de la misma especie, *M. monachus*
39. Material de limpieza exclusivo de la zona III.
40. Una de las dos raciones de la dieta para los psitácidos de la zona II.
41. *A. autumnalis* comiendo semillas de girasol, 8 meses antes de su deceso.
42. Ejemplar de *A. canicularis* tomando un baño.
43. Planta del recinto acondicionado para Psittaciformes y Passeriformes.
44. Vista aérea del recinto acondicionado para Psittaciformes y Passeriformes
45. Vista externa de la fachada de la fachada sureste del recinto acondicionado.
46. Vista externa de la fachada de la fachada noroeste del recinto acondicionado.
47. Vista interna e inferior, mostrando el tamaño y disposición de las jaulas.
48. Vista interna y superior, mostrando el tamaño y disposición de las jaulas.
49. Vista interna de la fachada sureste del recinto acondicionado.
50. Vista interna de la fachada noroeste del recinto acondicionado.
51. *M. monachus* afuera de su nido, hecho en la palmera (*Phoenix* spp).
52. *Phoenix* spp colonizada por *M. monachus* en la delegación Iztapalapa, México D.F.
53. *A. albifrons* que acostumbraba estar en el piso.
54. Espectáculo de animales con fines de educación. *A. macao* haciendo una maroma.

## **X. ANEXOS**



**ANEXO 1. HOJA CLÍNICA: AVES**

**N° de ejemplar:** \_\_\_\_\_

**Situación legal:** PN PROFEPA PGR

**Fecha:** \_\_\_\_\_

**Especie:** \_\_\_\_\_ **Identificación:** \_\_\_\_\_

**Edad:** \_\_\_\_\_ **Sexo:** \_\_\_\_\_ **Procedencia:** \_\_\_\_\_

Observaciones a distancia: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

**EXAMEN FÍSICO**

**Peso:** \_\_\_\_\_

**Cavidad oral:** \_\_\_\_\_

**Ojos:** \_\_\_\_\_

**Mucosas:** \_\_\_\_\_

**Oídos:** \_\_\_\_\_

**Porcentaje de deshidratación:** \_\_\_\_\_

**Narinas:** \_\_\_\_\_

**Condición corporal:** \_\_\_\_\_

**Sistema músculo esquelético:** \_\_\_\_\_

**Observaciones:** \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

**Dx. Presuntivo:** \_\_\_\_\_

**Tratamiento y Manejo integral:** \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_  
**Nombre y Firma del Médico Responsable**

## **ANEXO 2. CUESTIONARIOS: RECEPCIÓN, ALOJAMIENTO, DIETA Y DESTINO.**

### **Recepción**

1. ¿Qué es lo primero que se hace cuando un psitácido llega al CIVS Los Reyes?
2. ¿Se llena alguna hoja de registro?, ¿Qué datos se recopilan en esa hoja?
3. ¿Se decide el destino final del ejemplar inmediatamente o, se da con el tiempo?

### **Alojamiento**

1. ¿En qué lugar se alberga al perico que acaba de llegar?
2. ¿Cómo se acomoda a los pericos? (uno por jaula, por especie, donde haya lugar)
3. ¿Podría describir el proceso de limpieza del recinto?
4. ¿Cada cuando y con qué limpian los bebederos y comederos?
5. ¿Cada cuando se aseaa el encierro?

Comentarios:

## **Dieta**

1. ¿De qué está compuesta la dieta de los ejemplares?
2. ¿Cómo se conservan los ingredientes?
3. ¿Cada cuando se les da de comer y beber?
4. ¿Qué cantidad de comida y agua se les da?
5. ¿Se adiciona algún componente nutricional a la dieta?

## **Destino**

1. ¿Cuánto tiempo permanecen los psitácidos en el CIVS Los Reyes?
2. ¿Cuáles son las opciones de destino de los psitácidos del CIVS Los Reyes?
3. ¿Cómo se seleccionan los lugares a los que son canalizados?
4. ¿Existe alguna UMA en dónde se canalicen los ejemplares para que sean rehabilitados?
5. Cuando se tienen excedentes de psitácidos en el CIVS Los Reyes, ¿qué se hace con ellos? ¿Se considera la eutanasia?

Comentarios:

### ANEXO 3. NECROPSIA

**Especie:** *Amazona autumnalis*

**Núm. de Identificación:** -----

**Fecha de Colección:** 17 Abril 2012

**Fecha de Necropsia:** 17 Abril 2012

**Localidad:** CIVS Los Reyes

#### **Historia**

Dieta: Semillas de girasol en un 50% y frutas otro 50%

Jaula: Cilíndrica de 40cm de diámetro por 60cm de alto

Se realizaba una revisión clínica a todos los psitácidos del recinto. En este caso, se contiene al ejemplar, es examinado y se le nota sobre crecimiento de pico y uñas, se procede a recortar ambas faneras con un cortaúñas para gato. La posición en que se mantiene es en recumbencia dorsal. Después de unos minutos el ejemplar fallece, se intento darle masaje cardíaco, pero no resucitó.

**Sexo:** macho

**Edad:** adulto

**Peso:** no se peso

**Condición Post mortem:** muerte reciente

#### **Examen Externo**

Pico: cortado

Ojos: sin cambios patológicos aparentes (SCPA)

Narinas: SCPA

Oídos: SCPA

Piel: ligeramente escamosa

Cavidad oral: SCPA

Miembros torácicos: SCPA

Miembros pélvicos: SCPA

### **Examen Interno**

Corazón: atrio derecho alargado, cambio post mortem

Esófago: sin cambios patológicos aparentes (SCPA)

Tráquea:

Sacos aéreos: saco aéreo abdominal izquierdo con depósitos de grasa.

Pulmones: congestionados, cambio post-mortem

Hígado: SCPA

Bazo: SCPA

Gónadas: testículos

Riñones: SCPA

Cerebro: no se revisó

Proventrículo: SCPA

Ventrículo: SCPA

Intestinos: congestionados, cambio post-mortem

Cloaca: SCPA

**Interpretación:** Su manejo no fue el más adecuado (posición y tiempo). Al ser un ejemplar obeso el tiempo de contención fue demasiado que no pudo soportar el estrés y la posición le impedía respirar. Los hallazgos a la necropsia son inespecíficos, sin embargo, se debió haber revisado el encéfalo para observar cambios de coloración (lila o ligeramente gris) sugerentes a hipoxia, y enviar muestras de este órgano a histopatología para detectar micro lesiones secundarias a la falta de oxígeno, u otras patologías asociadas.

## **ANEXO 4. HALLAZGO DE *PULLUTERINA SPP* EN LOROS MEXICANOS DEL GÉNERO *AMAZONA* EN EL CIVS LOS REYES**

Franco-Ochoa M.P.<sup>1</sup>, González-Rebeles-Islas C<sup>1</sup>, Figueroa-Castillo J.A.<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Departamento de Etología, Fauna Silvestre y Animales de Laboratorio. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México. Av. Universidad 3000. Ciudad Universitaria. México, DF. CP. 04510.

<sup>2</sup>Departamento de Parasitología. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México. Av. Universidad 3000. Ciudad Universitaria. México, DF. CP. 04510.

### **RESUMEN**

En el Centro para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre Los Reyes, se reciben continuamente psitácidos decomisados o entregados voluntariamente. Como parte de una evaluación del estado de salud de los psitácidos albergados en este centro, se colectaron muestras de heces para detectar mediante la técnica de flotación la presencia de endoparásitos. La técnica de flotación reveló de un total de 38 muestras examinadas, una positiva en loros del género *Amazona*, en donde se observaron huevos y proglotis de un cestodo concordante con *Pulluterina*. Se han reportado tres especies de *Pulluterina* en el kea (*Nestor notabilis*) y en palomas (*Columba livia*, *Columba livia Gmelin*), mas no en loros del género *Amazona*.

### **INTRODUCCIÓN**

Los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS), son instituciones gubernamentales encargadas de recibir entregas voluntarias y decomisos de fauna silvestre por parte de la Procuraduría General de la República (PGR) y de la Procuraduría Federal de Protección al Ambiente (PROFEPa). Entre sus actividades está la conservación de ejemplares mediante diversas acciones como la rehabilitación, reintroducción, protección, canalización, evaluación, muestreo, manejo, difusión, monitoreo. <sup>(1)</sup>

En los CIVS Los Reyes (LR) se conjuntan una gran variedad de especies de psitácidos, tanto nativos como exóticos, el origen de los ejemplares decomisados la mayoría de las veces es desconocido y pueden ser portadores de distintas enfermedades. El flujo de los psitácidos es continuo y varían los tipos de encierro. Con la finalidad de conocer el estado de salud de los psitácidos albergados en el CIVS LR, se realizó un muestreo de heces en los tres recintos que albergan a estas aves.

## **OBJETIVO**

Determinar la presencia de endoparásitos en psitácidos albergados en el Centro para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre Los Reyes.

## **METODOLOGÍA**

En el CIVS LR se tenían destinados tres albergues para psitácidos nativos y exóticos. A estos albergues se les denominó zona I, zona II y zona III.

La zona I está dividida en 7 encierros grandes dispuestos a la periferia, divididos por malla galvanizada, tabique y largueros de acero. Los encierros de donde se colectaron muestras tienen piso de cemento y miden 2.50 x 3 x 3.45 m. Las especies alojadas en el momento del muestreo se muestran en el cuadro 1.

La zona II esta desplantada sobre un muro de mampostería, dividida en cinco encierros a lo largo delimitados por muros de tabique repellido con cemento y mortero. La fachada de la parte noroeste es de cancelería (herrería con malla) y sobre ésta hay una lona montada. El encierro que alberga la segunda población muestreada mide 3 x 2.5 x 4.85 m y está repellido con cemento mortero acabado rugoso, el piso es de cemento con diferentes inclinaciones. La zona II alberga a 7 ejemplares mostrados en el cuadro 2.

La zona III, es un recinto delimitado por muros de tabique con aplanado y cancelería hay diversas jaulas individuales de formas y tamaños distintos. Las especies alojadas en la zona III se muestran en el cuadro 3.

Los psitácidos de las tres zonas son alimentados todos los días con semillas de girasol, cacahuates, maíz y frutas de la estación. En el mes de Agosto del 2011 se realizaron dos muestreos seriados, cada uno de tres días.

En la zona I y II, después de la limpieza del recinto con agua y jabón, se colocaron plásticos limpios debajo de las perchas favoritas. Y en la zona III los plásticos se pusieron debajo de cada jaula. El muestreo se realizó por la mañana durando en total aproximadamente 2 horas desde la colocación del plástico hasta la obtención de las heces.

Las heces depositadas en los plásticos se colectaron individualmente con un abatelenguas de madera y se depositaron en bolsas de plástico identificadas con la fecha, especie, hora de colecta y número de zona. Las muestras se transportaron en una hielera al departamento de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM, donde se analizaron mediante la técnica de flotación. Debido a la poca cantidad de heces se realizó la flotación en tubo, utilizando solución saturada de NaCl.

Cuadro 1. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona I en el mes de agosto del 2011.

<b>Zona I</b>	<b>Cantidad de ejemplares</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>
Encierro 2	2	<i>Ara militaris</i>	Guacamaya verde
Encierro 3	10	<i>Myiopsitta monachus</i>	Cotorra monje
Encierro 4	1	<i>Ara macao</i>	Guacamaya roja



Cuadro 2. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona II en el mes de agosto del 2011.

<b>Zona II</b>	<b>Cantidad de ejemplares</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>
Encierro 1	2	<i>Amazona oratrix</i>	Loros cabeza amarilla
	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
	1	<i>Amazona auropalliata</i>	Loro nuca amarilla
	3	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas

Cuadro 3. Ejemplares de psitácidos albergados en la zona III en el mes de agosto del 2011.

<b>Zona III</b>	<b>Cantidad de ejemplares</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>
Jaula 1	1	<i>Brotogeris jugularis</i>	Perico ala amarilla
Jaula 2	1	<i>Aratinga holochlora</i>	Perico mexicano
Jaula 3	2	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 4	1	<i>Amazona viridigenalis</i>	Loro tamaulipeco
Jaula 5	2	<i>Aratinga canicularis</i>	Perico atolero
Jaula 6	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
Jaula 7	1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca
Jaula 8	1	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas
Jaula 9	1	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro mejillas amarillas
Jaula 10	1	<i>Agapornis roseicollis</i>	Inseparable de Namibia
Jaula 11	1	<i>Agapornis fischeri</i>	Indeparable de Fischer
Jaula 12	1	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Ninfa
Jaula 13	3	<i>Melopssitacus undulatus</i>	Periquito australiano
Jaula 14	2	<i>Melopssitacus undulatus</i>	Periquito australiano
Jaula 15	2	<i>Melopssitacus undulatus</i>	Periquito australiano
Jaula 16	1	<i>Aratinga mitrata</i>	Cotorra cabeci roja
Jaula 17	1	<i>Pionus maximiliani</i>	Loro maitaca verde
Jaula 18	1	<i>Pionus maximiliani</i>	Loro maitaca verde

## RESULTADOS

En las muestras de la zona I y III no se observaron parásitos, mientras que en la zona II, en una muestra se observaron huevos y proglotis compatibles con los de *Pulluterina* spp. (cuadro 4 y figura 1,2)

Cuadro 4. Resultados del examen coproparasitológico, técnica de flotación.

Zona	Núm. Muestras examinadas	Muestras positivas. Núm. (%)
I	10	0 (0)
II	16	1 (6.25)
III	12	0 (0)
Total	38	1 (2.63)

## DISCUSIÓN

No se ha descrito el ciclo biológico de *Pulluterina*, sin embargo, podría ser indirecto, similar al de los cestodos de la familia Anoplocephalidae, cuyos huéspedes intermediarios suelen ser invertebrados: babosas, escarabajos, hormigas, moscas y ácaros entre otros. El huésped intermediario se infecta al comer los huevos que se encuentran en las heces de las aves y las aves al comer al invertebrado con el cisticercoide. <sup>(2)</sup>

En el CIVS LR, no se incluye ningún tipo de invertebrado en la dieta de los loros *Amazona*, aunque se sabe que en vida libre los *A. autumnalis* llegan a consumir insectos de forma casual, por lo que posiblemente el loro fue introducido al CIVS ya infectado o consumió algún huésped intermediario que entró al recinto. <sup>(3)</sup>

Se han reportado tres especies de *Pulluterina*: *P. nestoris* (especie tipo, Smithers, 1954), *P. columbiae* y *P. karachiensis*, en el kea (*Nestor notabilis*), paloma doméstica (*Columba livia*)

y en la paloma de Gmelin (*Columba livia gmelin*), respectivamente, pero no se tiene registro de que los psitácidos del género *Amazona* también puedan ser parasitados por este cestodo. <sup>(4,5,6)</sup>

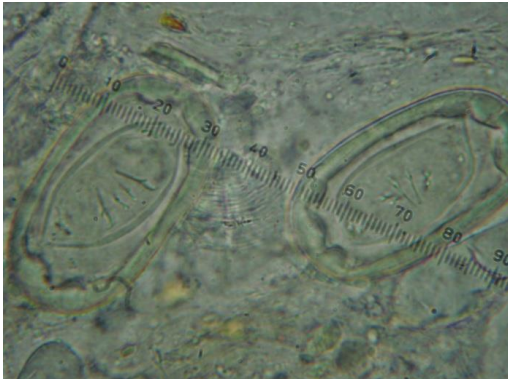


Figura 1. Huevos de *Pulluterina* spp(1000 aumentos).  
Autor: Dr. Figueroa JA

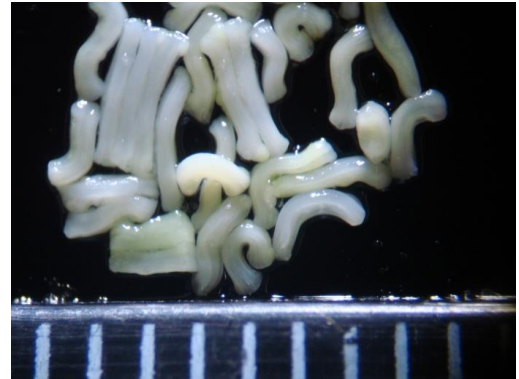


Figura 2. Proglotis de *Pulluterina* spp. (10 aumentos. El espacio entre líneas corresponde a 1mm). Autor: Dr. Figueroa JA

## BIBLIOGRAFÍA

1. “Ley General de Vida Silvestre”, Ley Pub. Núm. X Estatuto (julio, 3, 2000) Última Reforma DOF 06-06-2012.
2. Hernandez-Divers S, *et al.* A Survey of Selected Avian Pathogens of Backyard Poultry in Northwestern Ecuador. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 2006; 20(3):147-158.
3. Enkerlin-Hoeflich, EC. Status, ecología y conservación de loros Amazona en el Noreste de México. Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey. Centro de Calidad Ambiental. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No.B115. México, D.F. 1998.
4. Smithers SR. On a New Anoplocephalid Cestode, *Putluterina nestoris* Eén. et sp. nov., from the Kea (*Nestor notabilis*). *Journal of Helminthology* 1954;28: 1-8.
5. Ghazi RR, Khatoon N, Mansoor S, Bilques FM, *Pulluterina karachiensis* sp.n. (Cestoda: Anoplocephalidae) from the wild pigeon *Columba livia* Gmelin. *Turk J. Zool* 2002;26:27-30
6. Global Cestode Database. 2012 [citado 2012 mayo 20]. Disponible en: URL: [http://web2.uconn.edu/tapewormtest/index.php/parasites/species\\_results/146](http://web2.uconn.edu/tapewormtest/index.php/parasites/species_results/146)

## CONTENIDO

<b>I. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>- 113 -</b>
<b>II. CONSIDERACIONES PRELIMINARES.....</b>	<b>- 115 -</b>
2.1 Aspectos económicos.....	- 115 -
2.2 Aspectos biológicos.....	- 116 -
2.3 Aspectos sociales y legales.....	- 128 -
2.4 Indicadores de éxito.....	- 130 -
<b>III. FASE DE PREPARACIÓN.....</b>	<b>- 131 -</b>
3.1 Transporte.....	- 131 -
3.2 Primera selección de individuos .....	- 133 -
3.3 Protocolo sanitario.....	- 134 -
3.4 Cuarentena.....	- 140 -
3.5 Sexado de aves y análisis genético.....	- 141 -
3.6 Segunda selección de individuos .....	- 144 -
3.7 Primera evaluación de comportamiento .....	- 144 -
<b>IV. FASE DE INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>- 147 -</b>
4.1 Infraestructura .....	- 147 -
4.2 Manejo .....	- 151 -
4.3 Marcaje de los psitácidos.....	- 152 -
4.4 Dieta .....	- 154 -
4.6 Entrenamiento etológico .....	- 158 -

4.7 Segunda evaluación del comportamiento .....	- 162 -
4.8 Liberación .....	- 163 -
4.9 Suplementación .....	- 165 -
<b>V. FASE DE MONITOREO .....</b>	<b>- 167 -</b>
5.1 Métodos de Monitoreo .....	- 168 -
<b>VI REFERENCIAS.....</b>	<b>- 170 -</b>

## I. INTRODUCCIÓN

En México se reconocen 24 especies de psitácidos y habitan principalmente en los bosques tropicales. Su carisma y capacidad de imitación de la voz humana los ha llevado a ser de las especies con mayor demanda comercial. A pesar de las prohibiciones de captura y venta de psitácidos mexicanos el tráfico ilegal de estas aves continúa. <sup>(1, 2,3)</sup>

Las afectaciones al hábitat y el comercio ilegal provocan la disminución de las poblaciones de psitácidos silvestres. <sup>(2,3)</sup> Las aves que son decomisadas del tráfico ilegal son llevadas a los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS), en donde se decide si se les canaliza o, se albergan en sus instalaciones. <sup>(1)</sup>

En muchas ocasiones la cantidad de animales que reciben los centros de rescate a nivel mundial sobrepasa la capacidad de alojamiento y atención que estos centros pueden ofrecer. <sup>(4)</sup> Por lo tanto, es importante considerar otras alternativas de destino para estos ejemplares como canalizarlos a proyectos de conservación.

La conservación de las especies no consta de una sola acción o estrategia ya que requiere de un conjunto de acciones y de un enfoque multidisciplinario para lograr su objetivo, como la protección de áreas naturales, la investigación en campo, el manejo en cautiverio, la educación ambiental y la legislación. Dentro del manejo en cautiverio se puede nombrar: la reproducción de especies con fines de re establecimiento, el control de especies exóticas invasoras, la conservación de especies en zoológicos y la rehabilitación de ejemplares decomisados para realizar refuerzos poblacionales, reintroducciones y/o introducciones benignas. <sup>(5)</sup>

La Ley General de Vida Silvestre define al refuerzo poblacional o repoblación como “La liberación planificada al hábitat natural de ejemplares de la misma subespecie silvestre o, si no se hubiera determinado la existencia de subespecies, de la misma especie silvestre, con el objeto de reforzar una población disminuida” y a la reintroducción como “La

liberación planificada al hábitat natural de ejemplares de la misma subespecie silvestre o, si no se hubiera determinado la existencia de subespecies, de la misma especie silvestre, que se realiza con el objeto de restituir una población desaparecida”.<sup>(1)</sup>

Los programas de liberación, llegan a generar controversia, ya que un proyecto mal organizado y ejecutado puede llegar a generar diferentes tipos de consecuencias negativas, por ejemplo: La afectación de la fauna local por algún tipo de competencia o hibridación, la introducción de agentes patógenos, la liberación de individuos poco capaces de sobrevivir en vida libre y el riesgo que sean liberados en lugares donde la gente aún captura especies para traficarlas.<sup>(6,7)</sup> No obstante en la actualidad los estudios sobre psitácidos y el avance de la tecnología permiten disminuir este tipo de riesgos que afectan la genética y salud de las poblaciones silvestres. Por otro lado, los psitácidos son aves con grandes capacidades de adaptación a ambientes diferentes, tal es el caso de los psitácidos introducidos, que a pesar de que algunos vivieron mucho tiempo en cautiverio, ahora sobreviven exitosamente en muchas urbes, incluida la ciudad de México.<sup>(8)</sup> Asimismo, en diferentes partes de América se han documentado diversos proyectos de liberaciones exitosas de psitácidos.<sup>(9-14)</sup> Los mayores problemas relacionados con las relocalaciones de psitácidos han sido las metodologías inconsistentes, poco documentadas y el monitoreo insuficiente.<sup>(13)</sup>

El presente documento tiene la finalidad de ser una guía para rehabilitar psitácidos decomisados y realizar repoblaciones o reintroducciones, siempre y cuando éstas se usen como estrategias para la conservación de la especie. En ésta se indican los pasos básicos a seguir en cada una de las etapas principales: Consideraciones preliminares, fase de preparación, fase de introducción y etapa de monitoreo.<sup>(6,7)</sup>

## II. CONSIDERACIONES PRELIMINARES

Los proyectos de reintroducción y repoblación (RR) requieren de investigaciones previas y del establecimiento de una metodología consistente y ordenada. Esta etapa servirá para determinar si el proyecto de liberación es factible y viable, considerándose aspectos económicos, biológicos, sociales, y legales. Además, se establecerán los indicadores de éxito de la liberación. <sup>(7,13)</sup>

### 2.1 Aspectos económicos

#### 2.1.1 Costos

Al iniciar un proyecto de liberación tienen que considerarse los costos de operación, que son los gastos necesarios para mantener el proyecto en cada etapa. Algunos programas RR de psitácidos han sido más costosos de lo que se preveía debido a malas planificaciones y compras, otros han sobresalido por tener una excelente organización, buenos resultados y ser económicos, por ejemplo: Un proyecto de reintroducción de loros vináceos (*Amazona vinacea*) que fue bien administrado tuvo un costo aproximado de 4,500 USD, el dinero fue empleado en la construcción de un aviario de 12 m de longitud y en la manutención de los loros (alimento/personal) durante un año. <sup>(12,14,15)</sup>

Los costos innecesarios deben ser eliminados, por ejemplo: comprar fruta que no es de temporada, material de construcción costoso, transportes con sistemas de enfriamiento, entre otros.

La evaluación de los costos y beneficios es un factor importante a analizar con los pobladores del lugar, quienes son parte fundamental del éxito del programa. <sup>(7,14)</sup> Los habitantes locales pueden iniciar programas de ecoturismo (atrayendo ganancias de manera directa e indirecta en otros servicios de la comunidad), algunos ser contratados para recolectar alimentos silvestres o monitorear a las aves liberadas. <sup>(9,15,16)</sup>



## 2.2 Aspectos biológicos

### 2.2.1 Biología de la especie

Todos los seres vivos tienen características especiales que permiten su supervivencia en la vida silvestre, la interacción con su medio ambiente y con otros animales. Para cada especie que se pretenda liberar se deben de conocer los siguientes factores: las preferencias de hábitat, la variación intraespecífica, la época reproductiva, el tamaño de área de acción, el tipo de refugios, las adaptaciones a condiciones ecológicas locales, los requerimientos alimenticios, el comportamiento social, sus depredadores, las enfermedades que los afectan y cuando se trate de psitácidos migratorios se determinarán las áreas migratorias potenciales. <sup>(6,7)</sup>

#### 2.2.1.1 Variación intraespecífica

La variación dentro de una especie es la diversidad genética que hay entre individuos dentro de una población o una especie, o, entre poblaciones diferentes de la misma especie. En las especies, principalmente aquellas en extinción, es importante mantener la diversidad genética, cuya pérdida se asocia normalmente a la reducción del tamaño poblacional o aislamiento y/o fragmentación. <sup>(17)</sup>

Los proyectos de RR pueden ser útiles para evitar la deriva génica, más aún en poblaciones fragmentadas por causas naturales o por la pérdida de hábitat ocasionada por el hombre, en donde no hay posibilidades de un intercambio de genes. <sup>(10,17)</sup> Para ello, actualmente existen técnicas de genética molecular a múltiples niveles que permiten desarrollar planes de manejo genético. <sup>(18)</sup>

Cuando no se cuente con el financiamiento para medir la variación genética entre las poblaciones y evitar mezclas genéticas no deseadas, se recomienda iniciar una investigación histórica y liberar psitácidos de la misma subespecie o raza que la de las poblaciones de psitácidos silvestres que habitan en la zona de liberación.

#### 2.2.1.2 Hábitat

Los psitácidos de todo el mundo, por lo general, habitan en tierras bajas y en selvas tropicales. Las 22 especies de psitácidos nativos de México también prefieren estos hábitats con excepción de la cotorra serrana occidental (*Rhynchopsitta pachyrhyncha*) y la cotorra serrana oriental (*R. terrisi*) que habitan en bosques templados de coníferas. <sup>(19,20)</sup>

#### 2.2.1.3 Socialización y reproducción

Los psitácidos tienen un comportamiento gregario, que les protege de sus depredadores al disminuir la probabilidad de que un individuo sea capturado. Ésto lo logran al ocasionar confusión cuando salen volando y parloteando al mismo tiempo. En la época reproductiva, los psitácidos forman parejas y cuando ésta termina se llegan a agrupar en parvadas pequeñas o de hasta cientos de individuos. <sup>(21-26)</sup>

El periodo reproductivo de los psitácidos inicia con el cortejo, la formación de parejas y termina cuando los volantones dejan el nido. En México, por lo general, la formación de parejas termina en el mes de febrero y los volantones abandonan el nido por el mes de Junio. <sup>(21-26)</sup> Existen variaciones por especie; como con la *Rhynchopsitta pachyrhyncha* que se reproduce en verano-otoño, acorde a la disponibilidad de alimento o por poblaciones como las de *Ara militaris*. <sup>(20,23,27)</sup> Los psitácidos anidan en los huecos o copas de los árboles, termiteros y acantilados. <sup>(5,28,29)</sup> Dependiendo de la especie, llegan a poner de 1 a 8 huevos y el período de incubación es de aproximadamente 25 - 28 días. Los polluelos al nacer son totalmente dependientes de los padres y en promedio pasan 2 meses en el nido. <sup>(23, 28-30)</sup>

El conocer el ciclo reproductivo y la distribución de la variación genética en los psitácidos en peligro de extinción nos brinda herramientas para su conservación y así poder asegurar la producción continua de descendientes y facilitar el diseño de estrategias efectivas para conservar la diversidad intraespecífica. <sup>(17)</sup>

#### 2.2.1.4 Alimentación y área de acción

Los psitácidos son aves que vuelan grandes distancias en búsqueda de alimento y agua. En ocasiones recorren hasta 40 km en ir a forrajear y otros 40 km para regresar a sus dormideros. <sup>(5)</sup> El tamaño de área de acción de estas aves es amplio y cuando la zona no cuenta con la cantidad de alimento suficiente los psitácidos vuelan a otras áreas. <sup>(5,12)</sup> El 60% de las actividades diarias de los psitácidos es empleado en buscar comida y con base a sus requerimientos nutricionales seleccionan los ingredientes que requieren. La mayoría de los psitácidos nativos se alimentan principalmente de semillas, frutos, hojas y flores; algunas especies ocasionalmente consumen insectos como el loro mejillas amarillas (*Amazona autumnalis*) y la guacamaya roja (*Ara macao*). Los árboles que en general emplean más para alimentarse son: *Ficus* spp, *Bumelia* spp, *Ilex* spp, *Hura* spp, entre otros. <sup>(2,22)</sup> Las guacamayas enanas *R. pachyrhyncha* y *R. terrisi* se alimentan de semillas de pino (*Pinus teocote* y *Pinus leiophylla*); consumen arcilla, principalmente en la época reproductiva para disminuir los taninos que contienen ciertas plantas. La guacamaya enana oriental (*R. terrisi*) consume el néctar de flores de maguey verde (*Agave gentryi*). <sup>(31)</sup>

#### 2.2.1.5 Áreas migratorias

Las aves pueden realizar diferentes tipos de migraciones, por ejemplo; la guacamaya enana occidental (*R. pachyrhyncha*) tiene una migración estacional latitudinal, volando distancias mayores o equivalentes a los 1,000 km desde las zonas primarias de anidación en el verano a las áreas de invernada hacia el sur; la guacamaya enana oriental y el loro corona lila (*A. finschi*) realizan una migración estacional altitudinal, principalmente cuando los recursos alimenticios escasean. <sup>(24,32)</sup> Por esta razón, también resulta importante conocer los recursos alimenticios, el clima, el tipo de depredadores, y demás factores que afectan a los psitácidos migratorios, para plantear un programa de aclimatización que abarque las características de cada zona.

## 2.2.2 Estudio del área de liberación

El área de liberación debe escogerse a conciencia analizando diversos factores la distribución natural de la especie, el tipo de vegetación y fauna del lugar, las características climáticas, entre otros. Después de recopilada la información necesaria se debe hacer una evaluación que nos permita determinar si el sitio es adecuado para llevar a cabo un programa RR.

### 2.2.2.1 Elección del área de liberación

Al elegir un sitio de liberación se deben considerar varios aspectos, el primero es conocer la distribución natural o histórica de la especie correspondiente, y así poder hacer una evaluación geográfica y biológica de los sitios disponibles para llevar a cabo la liberación.

En los proyectos de reintroducción se debe tener certeza de que ya no exista en la zona ningún psitácido de la especie o sub especie a liberar y determinarse los factores causantes de la extinción ya sea por ejemplo, pérdida de hábitat, caza furtiva, falta de alimento, catástrofes climáticas e introducción de especies exóticas invasoras; para solucionar el problema antes de llevarse a cabo la reintroducción. <sup>(6,7)</sup>

En el caso de repoblaciones, existen algunos individuos remanentes en el área de interés, y también, deben analizarse las causas por las cuales el número de individuos disminuyó.

<sup>(7)</sup> Una técnica apropiada para conocer la abundancia relativa de las poblaciones silvestres de psitácidos, son los índices poblacionales. Éstos son más sencillos de utilizar a diferencia de desarrollar un estimado de la población. <sup>(33)</sup>

Otro factor a considerar para elegir el sitio de liberación es el cambio climático, que en un futuro no muy lejano, será una de las principales amenazas de extinción de las especies. Ocasiona fenómenos meteorológicos extremos como ondas de calor, ondas de frío, sequías, inundaciones, tormentas y ciclones tropicales. <sup>(34)</sup> En México, ya se reporta el

aumento de las épocas de sequía, los incendios, la proliferación de insectos invasores y la afectación del rango de distribución de algunas aves, como el de la chispita rufa (*Selasphorus rufus*).<sup>(34,35)</sup> Las proyecciones del cambio de rango de las especies en el Neotrópico, indican que los trópicos mexicanos serán de los más afectados por el cambio climático, con una pérdida del 25-38% de las especies endémicas.<sup>(34)</sup> Por lo tanto, en las relocalizaciones de psitácidos es muy importante elegir zonas que satisfagan a futuro sus necesidades alimenticias y ambientales.

El calentamiento global afectará principalmente a las aves costeras, especies con restricciones territoriales, aves migratorias con baja movilidad, aves que viven en condiciones mínimas de variación termal y especies desérticas. Se plantea que las aves de tierras bajas, las de zonas abiertas y las especies migratorias de alta movilidad, tendrán una mejor adaptación al cambio climático. Sin embargo, en las tierras bajas habrá cambios en la precipitación y mientras más aumente la temperatura las aves que ahí habitan, como algunos de los psitácidos mexicanos, competirán con pájaros carpinteros, búhos, abejas, serpientes y mamíferos por refugios o sitios de anidación en donde el microclima de éstos les brinde un refugio.<sup>(34)</sup> Las guacamayas *R. terrisi* y *R. pachyrhyncha*, habitan en los bosques de coníferas y son especies migratorias que pueden verse afectadas por el cambio climático en tres etapas: en la zona de anidación en el verano (al disminuir el alimento y los sitios de anidación por el cambio en la intensidad y frecuencia de los incendios), durante la migración (por las ondas de calor) y en la zona de invernada (en Las Bufas y la Michilia con sequías e incendios y en la Sierra de Manantlan por incendios).<sup>(32, 34, 35)</sup> Los loros *Amazona oratrix tresmariae* y *Forpus cyanopygius insularis* pertenecientes a las islas Marías y el perico *Aratinga brevipes* de la Isla Socorro, están seriamente amenazados ante el cambio climático. Las inundaciones costeras pueden reducir la extensión de los humedales costeros de las islas y aumentar la intensidad de los ciclones.<sup>(34)</sup>

#### 2.2.2.2 Evaluación del sitio de liberación

El sitio de liberación debe satisfacer los requerimientos de hábitat y paisaje de la especie a introducir. Asimismo, se debe evaluar la capacidad de carga del hábitat. <sup>(6,7)</sup> Una forma sencilla de determinar si existe el alimento suficiente para mantener a los psitácidos del lugar y a los que serán introducidos, es observar los frutos de los árboles con el objeto de ver si éstos se descomponen y caen en gran cantidad. <sup>(12)</sup>

También, se debe hacer un listado de la fauna del lugar (considerando principalmente los depredadores), de las fuentes alimenticias y de los árboles o sitios que utilizan para nidificar o dormir <sup>(7,12)</sup>. La calidad del hábitat es uno de los tres principales pronosticadores de éxito de un proyecto RR. <sup>(13)</sup> Cuando no es suficiente la cantidad o la variedad de árboles se puede iniciar un programa de reforestación con las especies necesarias, e incluso trasplantar árboles maduros al área (Cuadro 1. Alimentos consumidos en vida libre por psitácidos mexicanos). La investigación sobre los depredadores que viven en el sitio de liberación permitirá, determinar el tipo de entrenamiento para crear aversión o respuestas de alerta ante ciertas especies, considerar el tipo de diseño de los recintos y acondicionar árboles externos con protección contra ciertos mamíferos y reptiles que puedan atacar los nidos o a las aves recién liberadas <sup>(10,12)</sup> (Cuadro 2. Lista de algunos depredadores de especies de psitácidos mexicanos).

Por otro lado, también se debe estudiar a fondo las poblaciones silvestres de psitácidos que ya habitan el lugar tomando en cuenta su comportamiento, genética y enfermedades así como, evaluar el hábitat para ver si requiere algún tipo de restauración. <sup>(6,7)</sup>

La técnica de análisis FODA puede ser una herramienta apropiada para determinar las fortalezas, oportunidades, debilidades y amenazas de la zona de liberación. En este contexto, las fortalezas serían los atributos y cualidades del sitio, que justifican el proyecto en esa zona, las debilidades los riesgos de perder esos atributos por causas naturales, como catástrofes ambientales o depredaciones; en su caso, las amenazas, serían la

disminución de la calidad consecuente a algún manejo inadecuado de la zona o problemas de otro tipo como serían los ocasionados por condiciones adversas como la extracción de recursos y la urbanización; finalmente las oportunidades que serían precisamente el potencial del manejo sustentable del área, en función de la ponderación entre sus debilidades amenazas y fuerzas. Este análisis puede ser clave para determinar qué factores son esenciales en este proyecto como por ejemplo: Llevar a cabo un entrenamiento antidepredadores, la restauración de la vegetación, la colocación de nidos, entre muchos otros aspectos. <sup>(13)</sup>

Cuadro 1. Alimentos consumidos en vida libre por especies de psitácidos mexicanas. <sup>(20,24,25,27,32,36-42)</sup>

<b>Especie de psitácido</b>	<b>Especie vegetal o animal</b>	<b>Parte que consume</b>
<i>Aratinga holochlora</i>	<i>Bumelia socorrensis</i>	Semilla y fruta
	<i>Guettarda insularia</i>	Semilla y fruta
	<i>Pisidium socorrense</i>	Semilla y fruta
	<i>Panicum</i> spp	Semilla
	<i>Manilkara zapota</i>	Fruta
	<i>Ficus</i> spp	Fruta
	<i>Brosimum alicastrum</i>	
	<i>Cecropia peltata</i>	
	<i>Bursera simaruba</i>	
	<sup>®</sup> <i>Manguifera</i> spp	Fruta
<i>Aratinga brevipes</i>	<i>Bumelia</i> spp	Semilla
	<i>Ilex</i> spp	Semilla
	<i>Pisidium</i> spp	Semilla
	<i>Guettarda</i> spp	Semilla
	<i>Opuntia</i> spp	Pulpa
	<i>Ficus</i> spp	Pulpa
<i>Aratinga canicularis</i>	<i>Ceiba</i> spp	Semilla
	<i>Inga</i> spp	Semilla
	<i>Ficus</i> spp	Fruta
	<i>Bursera</i> spp	Fruta
	<i>Brosimum</i> spp	Fruta
	<i>Gliricidia</i> spp	Flor
	<i>Cambretum farinosum</i>	Flor
	<sup>®</sup> <i>Zea mays</i>	Semilla
	<sup>®</sup> <i>Tamarindus indica</i>	Fruta
<sup>®</sup> <i>Musa</i> spp		

Cuadro 1. Alimentos consumidos en vida libre por especies de psitácidos mexicanas. <sup>(20,24,25,27,32,36-42)</sup>

Espece de psitácido	Espece vegetal o animal	Parte que consume
<i>Aratinga nana</i>	<i>Ficus</i> spp	Fruta
	<i>Inga</i> spp	Fruta
	<i>Pisidium</i> spp	Fruta
	<i>Hura</i> spp	Fruta
	<i>Hyeronima</i> spp	Fruta
	<i>Tamarindus indica</i>	Fruta
	<i>Manguifera</i> spp	Fruta
	* <i>Zea mays</i>	Semilla
<i>Aratinga strenua</i>	<i>Ficus benjamina</i>	Fruta
	<i>Cocus nucifera</i>	
	<i>Casuarina equisetifolia</i>	
	* <i>Manguifera indica</i>	Fruta
<i>Ara militaris</i>	<i>Ficus</i> spp	Semilla
	<i>Brosimum alicastrum</i>	
	<i>Hura crepitans</i>	Fruta
	<i>Bursera</i> spp	Fruta
	<i>Melia azedarach</i>	Tallo
	<i>Ceiba petandra</i>	
	<i>Jatropha dioica</i>	
	<i>Annona</i> spp	
	<i>Hura polyandra</i>	
	<i>Neobuxbaumia tetetzo</i>	Tallo
	<i>Tilandsia</i> spp	*Toma agua
<i>Ara macao</i>	<i>Spondias</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Hura</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Eschwellera</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Terminalia</i> spp	Semilla y fruta
	Anacardiaceae	Semilla, hoja, fruta
	Mimosaceae	flor, néctar, corteza.
	Leguminosae	
	Palmae	
	Burseraceae	
	Moraceae	
	Sapotaceae,	
	Euphorbiaceae	
	Orchidaceae	
Insectos y larvas		
<i>Amazona albifrons</i>	<i>Inga</i>	Semilla
	<i>Croton</i> spp	
	<i>Brosimum alicastrum</i>	
	<i>Ficus</i> spp	Fruta
	<i>Poulsenia armata</i>	Fruta
	<i>Spondias mombin</i>	Fruta
	* <i>Zea mays</i>	Semilla
	* <i>Manguifera indica</i>	Fruta



Cuadro 1. Alimentos consumidos en vida libre por especies de psitácidos mexicanas. <sup>(20,24,25,27,32,36-42)</sup>

Especie de psitácido	Especie vegetal o animal	Parte que consume
<i>Amazona xantholora</i>	No se encontraron datos específicos, sin embargo, la dieta de <i>A. albifrons</i> puede ser extrapolada en esta especie.	
<i>Amazona autumnalis</i>	<i>Bumelia laetevirens</i> <i>Ficus cotinifolia</i> <i>Myrcianthes fragans</i> <i>Pithecellobium ebano (flexicaule)</i> <i>Solanum erithanum</i> <i>Wimmeria concolor</i> <i>Cnidoscopus sp.</i> <i>Croton niveus</i> Bromeliacea <i>Carica spp</i> <i>Acacia farnesiana</i> Insectos	Drupa Fruta Fruta Semilla Fruta Semilla Flor, yema, fruta Semilla Hojas Fruta Corteza
<i>Amazona auropalliata</i>	<i>Cochlospermum vitifolium</i> <i>Curatella americana</i> <i>Terminalia amazonia</i>	Fruta y semilla Fruta y semilla Fruta
<i>Amazona oratrix</i>	<i>Bumelia laetevirens</i> <i>Ficus cotinifolia</i> <i>Myrcianthes fragans</i> <i>Pithecellobium ebano (flexicaule)</i> <i>Pithecoctenium echinatum</i> <i>Solanum erithanum</i> <i>Wimmeria concolor</i> <i>Croton niveus</i> Bromeliacea <i>Acacia farnesiana</i> <i>Cochlospermum spp</i> Insectos	Drupa Fruta Fruta Semilla Semilla Fruta Semilla Semilla Hojas Corteza
<i>Amazona auropalliata</i>	<i>Cochlospermum vitifolium</i> <i>Curatella americana</i> <i>Terminalia amazonia</i>	Fruta y semilla Fruta y semilla Fruta
<i>Amazona viridigenalis</i>	<i>Bumelia celastina</i> <i>Bumelia laetevirens</i> <i>Ficus cotinifolia</i> <i>Myrcianthes fragans</i> <i>Pithecellobium ebano (flexicaule)</i> <i>Solanum erithanum</i> <i>Wimmeria concolor</i> <i>Acacia farnesiana</i>	Drupa Drupa Fruta Fruta Semilla Fruta Semilla Corteza
<i>Amazona finschi</i>	<i>Astronium graveolens</i> <i>Comocladia engleriana</i> <i>Erythrina lantana</i> <i>Brosimum alicastrum</i> <i>Celaenodendron mexicanum</i> <i>Ficus insipida</i>	Semilla Semilla Semilla Semilla y fruta

Cuadro 1. Alimentos consumidos en vida libre por especies de psitácidos mexicanas. (20,24,25,27,32,36-42)

<b>Especie de psitácido</b>	<b>Especie vegetal o animal</b>	<b>Parte que consume</b>
<i>Amazona finschi</i>	<i>Caesalpinia pulcherrima</i>	Fruta
	<i>Eisenbeckia nesiotica</i>	
	<i>Jatropha</i> spp	
	<i>Sciadodendron excelsum</i>	
<i>Amazona farinosa</i>	<i>Ficus</i> spp	Fruta
	<i>Brosimum</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Inga</i> spp	Vaina
	<i>Dussia</i> spp	Vaina
	<i>Casearia</i> spp	Arilo
	<i>Virola</i> spp	Arilo
<i>Bolborhynchus lineola</i>	<i>Myrtis</i> spp	
	<i>Heliocarpus</i> spp	
	<i>Miconia</i> spp	
<i>Forpus cyanopygius</i>	<i>Ficus</i> spp	Fruta
	Bayas	
	Pastos	Semilla
<i>Brotogeris jugularis</i>	<i>Ficus</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Muntingia</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Byrsonima</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Cecropia</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Ceiba</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Erythrina</i> spp	Flor y néctar
	<i>Inga</i> spp	Flor y néctar
	<i>Ochroma</i> spp	Flor y néctar
	<i>Bombacopsis quinatum</i>	Semilla
<i>Pionus senilis</i>	<i>Inga</i> spp	Semilla
	<i>Erythrina</i> spp	Semilla
	<i>Bactris gasipaes</i>	Fruta
	<i>Dendropanax</i> spp	Semilla
<i>Pyrilia haematotis</i>	<i>Ficus</i> spp	Fruta
	<i>Heliocarpus</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Croton</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Erythrina</i> spp	Semilla y fruta
	<i>Loranthaceae</i> spp	Hojas verdes
<i>Rhynchopsitta pachyrhyncha</i>	<i>Pinus arizonica</i>	Semilla
	<i>Pinus gregii</i>	Semilla
	<i>Pinus teocote</i>	Semilla
	<i>Pinus montezumae</i>	Semilla
	<i>Pinus cembroides</i>	Semilla
	<i>Pinus durangensis</i>	Semilla
	<i>Pinus engelmannii</i>	Semilla
	<i>Pinus strobiformi</i>	Semilla
	<i>Abies</i> spp	Brotes terminales
	<i>Quercus</i> spp	Semilla y bellotas
*Arcilla	Semilla y bellotas	

Cuadro 1. Alimentos consumidos en vida libre por especies de psitácidos mexicanas. <sup>(20,24,25,27,32,36-42)</sup>

Especie de psitácido	Especie vegetal o animal	Parte que consume
<i>Rhynchopsitta terrisi</i>	<i>Pinus arizonica</i>	Semilla
	<i>Pinus greggii</i>	Semilla
	<i>Pinus teocote</i>	Semilla
	<i>Pinus montezumae</i>	Semilla
	<i>Pinus cembroides</i>	Semilla
	<i>Pinus durangensis</i>	Semilla
	<i>Pinus engelmannii</i>	Semilla
	<i>Pinus</i> spp	Brotes terminales
	<i>Abies</i> spp	Semilla y bellotas
	<i>Quercus</i> spp	Semilla y bellotas
	<i>Agave</i> spp	Néctar
		*Arcilla

® Plantas exóticas \*Minerales

Cuadro 2. Lista de algunos depredadores de especies de psitácidos mexicanos. <sup>(5,,23-25,27, 41,43)</sup>

Especie de Psitácido	Depredador	Forma de prevención
<i>Aratinga holochlora</i> polluelos adultos	Halcón enano ( <i>Falco ruficularis</i> )	Entrenamiento de aversión
	Halcón enano ( <i>Falco ruficularis</i> )	
<i>Aratinga strenua</i> adultos	Aguililla gris ( <i>Buteo nitidus</i> )	Entrenamiento de aversión
	Aguililla caminera ( <i>Buteo magnirostris</i> )	
	Aguililla cola corta ( <i>Buteo brachyurus</i> )	
	Halcón peregrino ( <i>Falco peregrinus</i> )	
	Cernícalo americano ( <i>Falco sparverius</i> )	
	*Zopilote aura ( <i>Cathartes aura</i> )	
	*Urraca ( <i>Calocitta formosa</i> )	
	*Zanate ( <i>Quiscalus mexicanus</i> )	
<i>Ara militaris</i> huevos	Iguana ( <i>Iguana iguana</i> ), mamíferos	Láminas de metal alrededor de los árboles de anidación
polluelos	Halcón cola roja ( <i>Buteo jamaicensis</i> ) Zopilote aura ( <i>Cathartes aura</i> ) ®abejas africanas	Entrenamiento de aversión
adultos	Halcón cola roja ( <i>Buteo jamaicensis</i> ) ®abejas africanas	Entrenamiento de aversión

Cuadro 2. Lista de algunos depredadores de especies de psitácidos mexicanos. <sup>(5,,23-25,27, 41,43)</sup>

<b>Especie de Psitácido</b>	<b>Depredador</b>	<b>Forma de prevención</b>
<i>Ara macao</i> huevos	Reptiles, aves rapaces, mamíferos	Láminas de metal alrededor de los árboles de anidación
adultos	Aves de presa	Entrenamiento de aversión
<i>Amazona autumnalis</i> huevos	Coatí ( <i>Nasua narica</i> ) Víbora negra( <i>Drymarchon corais</i> )	Láminas de metal alrededor de los árboles de anidación
adultos	Aves rapaces	Entrenamiento de aversión
<i>Amazona oratrix</i> huevos	Víbora negra ( <i>Drymarchon corais</i> )	Láminas de metal alrededor de los árboles de anidación
adultos	Aves rapaces	Entrenamiento de aversión
<i>Amazona viridigenalis</i>	Víbora negra ( <i>Drymarchon corais</i> ) Halcón selvático ( <i>Micrastur semitorquatus</i> ) Halcón gris ( <i>Buteo nitidus</i> )	Láminas de metal alrededor de los árboles de anidación Entrenamiento de aversión
<i>Amazona finschi</i>	Boa ( <i>Boa constrictor</i> ) Tilcuates ( <i>Drymarchon corais</i> ) Ratas arborícolas ( <i>Oryzomys couesi</i> , <i>Xenomys nelsoni</i> ) Tlacucaches ( <i>Didelphis virginiana</i> ) Tejones ( <i>Nasua narica</i> )	Láminas de metal alrededor de los árboles de anidación
<i>Rhynchopsitta pachyrhyncha</i> adultos	Halcón peregrino ( <i>Falco peregrinus</i> ) Gavilán azor ( <i>Accipiter gentilis</i> ) Halcón cola roja ( <i>Buteo jamaicensis</i> )	Entrenamiento de aversión a rapaces
polluelos	Cacomixtle ( <i>Bassariscus astutus</i> ) Mapache ( <i>Procyon lotor</i> )	Láminas de metal alrededor de los árboles usados como dormitorios o sitios de anidación
<i>Amazona auropalliata</i> <i>Amazona farinosa</i> <i>Amazona albifrons</i> <i>Amazona xantholora</i> <i>Aratinga nana</i> <i>Aratinga canicularis</i> <i>Aratinga brevipes</i> <i>Bolborhynchus lineola</i> <i>Brotogeris jugularis</i> <i>Forpus cyanopygius</i> <i>Pionus senilis</i> <i>Pyrilia haematotis</i> <i>Rhynchopsitta terrisi</i>	Rapaces, reptiles y mamíferos	Láminas de metal alrededor de los árboles de anidación Entrenamiento de aversión

\* Ocasionan una respuesta de alarma ®Invaden los nidos y/o pican a los polluelos

### 2.3 Aspectos sociales y legales

Todo proyecto de liberación debe reunir un equipo de profesionales o asesores especializados encargados de un área en particular, estas áreas pueden ser gubernamentales, biológicas, médicas, hortícolas, sociológicas, rurales, entre otras. Para cada etapa del proyecto se realizará un cronograma de actividades que indique las responsabilidades y limitaciones de los profesionales e instituciones participantes. <sup>(6)</sup>

Actualmente, la Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT) es la encargada de regular y fomentar las actividades de reintroducción y repoblación, ya sea mediante su dirección o participando con organizaciones sociales públicas o privadas. De tal forma, se debe cumplir con el artículo 80 de la Ley General de Vida Silvestre y posteriormente solicitar a la SEMARNAT los permisos correspondientes para la liberación de los psitácidos. <sup>(1)</sup>

En ocasiones, los sitios de liberación se localizan cerca de comunidades y es de suma importancia contar con personal capacitado para dialogar con los pobladores y hacerlos partícipes del proyecto. Así como, comenzar un programa de educación ambiental en la comunidad y sus alrededores. <sup>(9)</sup>

La percepción de los pobladores es sumamente importante ya que pueden estar en desacuerdo con el programa y considerar a los psitácidos una plaga, fuente de alimento o de recursos monetarios. De tal forma, la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) plantea un enfoque basado en los derechos para la conservación y su meta se basa en conservar armonizando todas las actividades relacionadas con el medio ambiente. Este enfoque se basa en dos racionalismos: el primero es la concientización acerca de que la falla en conservar los recursos naturales y la biodiversidad puede debilitar los derechos del hombre, por ejemplo, al destruir los recursos y ecosistemas en los cuales muchas personas, principalmente los indígenas y comunidades locales, dependen y el segundo, en que la falla en respetar, asegurar y cumplir local e

internacionalmente con los derechos humanos puede ocasionar la destrucción del medio ambiente, por ejemplo, al ignorar las necesidades de los individuos y grupos, los cuales pueden contribuir a la “conservación con justicia” al ser consultados y estar dispuestos a participar en la toma de decisiones acerca de las actividades, programas y políticas que pueden afectarlos a ellos o a sus alrededores. “La conservación con justicia significa que los actores gubernamentales y no gubernamentales que planean o están comprometidos con políticas, proyectos, programas y actividades con impacto potencial en la conservación de la naturaleza asegurarán a todas las personas potencialmente afectadas los derechos individuales y de procedimiento que son garantizados por las leyes nacionales e internacionales”.<sup>(44)</sup> Por lo tanto, es necesario conocer las actividades del poblado y posteriormente realizar reuniones con las personas para que expresen su opinión e ideas sobre el proyecto. Como ya se ha mencionado, algunos pobladores pueden ser contratados por ejemplo, para recolectar frutos silvestres o monitorear a los psitácidos; la comunidad también puede ser integrada en el proyecto entregándoles camisetas, gorras, panfletos y demás artículos para promover la protección de las aves.<sup>(15)</sup>

El programa de educación ambiental puede iniciarse a la par de la fase de preparación y deberá continuar durante todo el proyecto, inclusive un año después de la etapa de monitoreo y posteriormente pueden hacerse visitas esporádicas. En éste, se explicará la importancia de la función ecológica de los psitácidos como dispersores o reguladores de semillas, las implicaciones del tráfico ilegal, se fomentará la conciencia del cuidado del hábitat y de la fauna local. También, se pueden idear planes eco-turísticos que ayuden económicamente a la población, a disminuir la caza furtiva y a la conservación del lugar.<sup>(9,14,16)</sup> No obstante, no en todos los proyectos RR se requiere de un programa de educación ambiental, en ciertas ocasiones no es conveniente enterar a los pobladores cuando éstos no tienen acceso al sitio de liberación y el informarlos podría atraer su atención de forma mal intencionada.<sup>(12)</sup> La difusión del proyecto en los medios de comunicación masivos y locales podría motivar más a la población y ayudar a cambiar la ideología acerca de la destrucción del hábitat y del comercio ilegal de psitácidos.<sup>(9,11)</sup>

## 2.4 Indicadores de éxito

Las relocalaciones de fauna silvestre son exitosas cuando los animales liberados forman poblaciones viables, autosuficientes, y, principalmente; cuando la probabilidad de supervivencia de un individuo en un año es mayor al 0.50 <sup>(13)</sup> Hay indicadores de éxito a corto y largo plazo que nos servirán para corroborar esta independencia.

En las liberaciones de psitácidos, los indicadores de éxito a corto plazo pueden ser: el uso voluntario de alimentos silvestres, la elección de nuevos sitios como dormitorios, la formación de parejas y la integración a grupos sociales. <sup>(12)</sup> Asimismo, los indicadores de éxito a largo plazo son la reproducción de la primera generación nacida en el medio silvestre, la conservación de la especie por parte de los pobladores mediante registros de su participación en el proyecto y la tasa de supervivencia o mortandad de los individuos liberados al año. <sup>(9,45)</sup>

En el caso de la tasa de supervivencia, ésta debe ser mayor al 0.50 <sup>(13)</sup> También, se puede hacer una comparación de los datos ya registrados de tasas de supervivencia o de mortandad de los volantones en vida libre con las tasas de supervivencia o de mortandad de los psitácidos liberados al año. Por ejemplo, en el año 2005 un proyecto de refuerzo poblacional del la cotorra puertorriqueña (*Amazona vittata*) registró al año de la liberación de 34 ejemplares, un porcentaje de supervivencia del 41%, concordando con el porcentaje de supervivencia de esa especie en vida libre a la edad de volantones. <sup>(10)</sup> Esta comparación se hace considerando que la mayoría de los psitácidos confiscados han vivido en cautiverio y no están acostumbrados a subsistir en vida libre.

### **III. FASE DE PREPARACIÓN**

Previo al inicio de esta etapa se debe contar con un análisis claro de los factores que pueden interferir en el éxito de la reintroducción o repoblación de psitácidos, así como también el área de liberación seleccionada debe cubrir las necesidades biológicas de la especie. <sup>(6,7)</sup>

En la fase de preparación se recibirá a los psitácidos provenientes de decomisos o de entregas voluntarias, ya sea en el centro de rescate o bien directamente en el sitio la liberación, y se procederá a realizar los exámenes de salud pertinentes para seleccionar a los primeros individuos con posibilidades de ser rehabilitados y liberados.

En teoría, los candidatos más aptos a liberar son los psitácidos adultos que acaban de ser extraídos del medio natural, ya que cuentan con el conocimiento de supervivencia en vida libre y han tenido poco tiempo de estar en contacto con patógenos de aves domésticas o exóticas. En segundo plano, están los psitácidos nacidos en cautiverio criados con ciertas medidas sanitarias y con escaso contacto humano y en tercero, los psitácidos criados como mascotas los que con un programa de rehabilitación apropiado y evaluaciones sanitarias, también pueden tener la oportunidad de ser libres. <sup>(10, 12,46)</sup>

En el caso de tratarse de polluelos recién decomisados del tráfico ilegal el contacto con ellos debe ser mínimo. Serán criados a mano con alimento especial para ellos hasta que alcancen la edad de volantón (55 días aprox.). <sup>(14, 47)</sup>

#### **3.1 Transporte**

En el momento de capturar a las aves para su transporte se puede aprovechar para tomar muestras, identificar a los psitácidos y examinarlos físicamente. <sup>(15)</sup>



La movilización de los psitácidos al sitio de liberación debe hacerse transportándolos en cajas bien ventiladas o en jaulas transportadoras (verificando que no se lastimen con el metal), identificadas y con alimento al interior. Idealmente la transportación de las aves será en la noche. <sup>(12,15)</sup>

Las cajas transportadoras pueden adaptarse con una percha al centro para que los psitácidos se sostengan mejor durante el trayecto. El diámetro de la percha corresponderá al tamaño del ave, las falanges de los dedos anteriores (2 y 3) deben casi juntarse con los dedos posteriores (1 y 4). El tamaño ideal de la caja para los loros del género *Amazona* es de 30 cm de alto, 30 cm de ancho y 40 cm de profundidad, estas dimensiones le permitirán al loro girar en 360° sin rozar con la caja. En caso de tratarse de especies más pequeñas como los loros del género *Brotogeris* spp., se pueden colocar de 5 a 6 individuos por caja. En la base de las cajas se puede colocar una cama fina de cal cubierta por una capa de heno o paja de aproximadamente 4 cm de grosor, para que la orina se absorba. <sup>(12,15)</sup>

El interior del camión o vehículo de transporte puede acondicionarse con luz interna y aislamiento térmico. Asimismo, se puede emplear aire acondicionado portátil y un humidificador, ambos conectados a un inversor que obtenga la energía desde la tensión de alimentación de 12 V del vehículo. El interior del camión puede contar con cámaras de video de control manual reversible disponible en la cabina del vehículo, y también se puede integrar un termómetro con sonda sensorial para verificar la temperatura de la caja del camión. <sup>(15)</sup>

Durante todo el trayecto viajará a bordo un biólogo, un médico veterinario o un técnico en el área, quién hará inspecciones periódicas para revisar el estado de los psitácidos; si la cantidad de alimento o agua es suficiente o verificar cualquier otro aspecto que esté relacionado con el bienestar de los ejemplares durante el viaje.

El alimento ofrecido durante el transporte puede ser: manzana, plátano, papaya, pera, chico zapote, melón, naranja (se busca que principalmente sean frutas jugosas para mantener a las aves hidratadas). También se les puede proporcionar semillas de girasol, nueces y cacahuates, pero en menor cantidad. <sup>(15)</sup>

La movilización de aves dentro del territorio mexicano requiere la notificación a la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación o en su momento al Organismo Auxiliar de Sanidad Animal. <sup>(48)</sup>

### **3.2 Primera selección de individuos**

Los psitácidos decomisados pueden ser recibidos en el centro de rescate o en el sitio de liberación, independientemente del lugar, se puede realizar la primera selección de individuos mediante un examen clínico. En la evaluación médica se hará la revisión sistemática de todos los aparatos y sistemas para determinar el estado de salud del psitácido. No todos los ejemplares son factibles de liberar y se debe determinar cuáles son aptos para continuar en la etapa de preparación; las aves que presenten signología correspondiente a alguna enfermedad tratable o traumatismos serán separadas del grupo y revaloradas posteriormente.

Durante la evaluación médica, los ejemplares clínicamente sanos (ya sean adultos o volantones) pueden ser muestreados para la detección de agentes patógenos y serán seleccionados para pasar al área de cuarentena (ver Figura 1. Diagrama de flujo para la liberación de psitácidos decomisados). Para este orden de aves, se debe poner especial atención con aquellas enfermedades que pueden ocasionar un daño económico a la producción avícola del país como son el Newcastle, Influenza Aviar y Salmonelosis. <sup>(48)</sup>

### 3.3 Protocolo sanitario

El tipo de agentes patógenos a detectar en los proyectos RR varía dependiendo de diferentes factores. En particular, la decisión dependerá de las enfermedades no presentes en el sitio de liberación y de la procedencia e historial de los psitácidos a liberar.

Cuando se evalúan enfermedades en animales silvestres clínicamente sanos, es común que existan resultados falsos positivos por ello se sugiere, seguir una serie de recomendaciones, como por ejemplo: Procurar seleccionar pruebas no específicas de especie, seleccionar pruebas que identifican directamente al agente (como PCR), esperar falsos positivos, y siempre re-confirmar los positivos, asimismo utilizar laboratorios con experiencia en especies silvestres.<sup>(49)</sup>

Los psitácidos que hayan salido positivos para alguno de los agentes patógenos de interés, no podrán pasar la segunda selección sino hasta después que la enfermedad que presenten sea tratada y vuelvan a ser sometidos al proceso de análisis clínico. En el caso de que el resultado sea negativo, será reconsiderado, pero si nuevamente resulta positivo, será eliminado del programa. También se tomarán en cuenta aquellas enfermedades en las cuales las aves pueden quedar como portadoras y esto signifique un riesgo para las poblaciones de aves silvestres en el sitio de liberación.<sup>(12)</sup>

A continuación se presentan las enfermedades y agentes infecciosos que han sido considerados importantes para su detección en proyectos de liberación de psitácidos, enfermedades que afectan a los psitácidos nativos de México y aquellas que son consideradas exóticas y de importancia avícola para México.

#### 3.3.1 Parásitos

Diversos estudios realizados en psitácidos silvestres reportan una baja prevalencia de parásitos intestinales y hemoparásitos. Sin embargo, los psitácidos en cautiverio tienen el

riesgo de infectarse al estar en contacto con aves domésticas, aves exóticas (principalmente de especies del viejo mundo), en condiciones de poca higiene y cuando su sistema inmune se ve comprometido por cuestiones de estrés ocasionando desbalances en la relación huésped - parásito.<sup>(12, 50,51)</sup>

Los hemoparásitos que más se han encontrado en loros silvestres del género *Amazona* son microfilarias, *Haemoproteus* spp y *Plasmodium* spp. No obstante, el pequeño número de ejemplares muestreados hacen que la interpretación estadística sea complicada. Un estudio brasileño realizado en el año 2008 con psitácidos en cautiverio detectó la ocurrencia de *Plasmodium* spp en 46 aves (36%) de un total de 127. Las aves que resultaron positivas son especies exóticas para México.<sup>(52)</sup>

Los endoparásitos que se han encontrado en psitácidos silvestres son *Eimeria haematodi*, *Eimeria dunsingi*, *Eimeria aratinga* y *Ascaridia hermaphrodita*, reportándose prevalencias bajas.<sup>(50)</sup> En cambio, en los psitácidos mantenidos en cautiverio algunos de los parásitos intestinales hallados han sido: *Eimeria* spp, *Capillaria* spp, *Ascaridia* spp, *Haemoproteus* spp, *Giardia* spp, *Trichomonas* spp, *Pulleterina* spp, *Pelecitus tercostatus*.<sup>(53 - 56)</sup>

Para el diagnóstico de ciertos parásitos gastrointestinales la técnica de flotación nos permite observar ooquistes de protozoarios, huevos de helmintos y huevos de algunos artrópodos.<sup>(57)</sup> Asimismo, las técnicas de sedimentación nos permiten detectar huevos de acantocéfalos y tremátodos.<sup>(54)</sup>

La presencia de ectoparásitos en los refugios o nidos de psitácidos silvestres es común. En nidos de la especie *R. pachyrhyncha* se hallaron: chinches (*Ornithocoris* sp.), moscas (*Psittipsylla mexicana*) y piojos (*Heteromenopon* sp. y *Pssitacobrosus* sp.), causantes de la anemia en los polluelos que ahí se encontraba, por lo tanto, se les atribuye ser la causa de las fallas en la anidación. A pesar de que las pérdidas de nidadas por esta causa fueron

muy bajas, siempre se debe inspeccionar adecuadamente a los individuos para detectar la presencia de ectoparásitos e iniciar la desparasitación. <sup>(32)</sup>

### 3.3.2 Bacterias Gram negativas

La microbiota intestinal de los psitácidos silvestres se compone principalmente de bacterias Gram positivas: *Lactobacillus* spp, *Bacillus* spp, *Corynebacterium* spp, *Staphylococcus* spp, *Micrococcus* spp y *Streptococcus* spp. Las bacterias Gram negativas son agentes transitorios que llegan a colonizar el tracto gastrointestinal cuando el ave se encuentra inmunodeprimida. Diversos estudios han demostrado que los psitácidos en cautiverio son más propensos a enfermarse por bacterias Gram negativas a diferencia de los psitácidos silvestres en donde la cantidad de estas bacterias tiene una baja prevalencia, con porcentajes del 1.8%. <sup>(58)</sup>

Para determinar la cantidad de bacterias Gram negativas presentes en el tracto gastrointestinal, se pueden coleccionar hisopos cloacales y hacer laminillas para teñirlas con la tinción de Gram. <sup>(58)</sup>

### 3.3.3 Enfermedad de Newcastle

El agente causante de la enfermedad de Newcastle es un *Paramixovirus* del grupo 1 (PMV-1). El virus se inactiva en pH ácido, con desinfectantes como la formalina y el fenol, a temperaturas de 56°C por 3 horas ó a 60°C por 60 minutos; y sobrevive largos períodos a temperatura ambiente, principalmente en las heces. El periodo de incubación es de 4 a 6 días. <sup>(59)</sup>

En México, la detección del PMV-1 es realizada por los laboratorios autorizados por el Consejo Técnico Consultivo Nacional de Sanidad Animal (CONASA). Éstos son: la Comisión México Estados Unidos para la Prevención de la Fiebre Aftosa y otras Enfermedades Exóticas de los Animales (CPA) y el Centro Nacional de Servicios de Diagnóstico en Salud

Animal (CENASA). La muestra que debe ser enviada a estos laboratorios para la detección del virus es sangre coagulada o suero. <sup>(48)</sup>

#### 3.3.4 Salmonelosis Aviar

La bacteria Gram negativa, *Salmonella* spp es un habitante benigno que en ocasiones se encuentra en algunos vertebrados. Sin embargo, cuando las aves se encuentran en condiciones de hacinamiento y poca higiene, el estrés que se genera las inmunodeprime y en consecuencia, la bacteria oportunista *Salmonella* spp coloniza el tracto entérico. <sup>(58)</sup> El periodo de incubación varía de acuerdo a la cepa, en infecciones agudas el tiempo promedio es de 3 a 5 días. <sup>(60)</sup>

Para su diagnóstico se toma una muestra de sangre y se manda analizar por las técnicas de aglutinación rápida en placa con sangre completa y/o, por la prueba bacteriológica para su aislamiento e identificación. La muestra puede ser enviada a los laboratorios de la CPA o CENASA. <sup>(48,61)</sup>

#### 3.3.5 Influenza Aviar

El virus de la Influenza Aviar pertenece a la familia *Orthomyxoviridae*, se distribuye por todo el mundo, principalmente por las migraciones aviares; se disemina por aerosoles, secreciones oculares y en las heces.

El diagnóstico se hace obteniendo una muestra de sangre (puede ser de la vena yugular o ulnar) para detectar anticuerpos vía inhibición de la hemoaglutinación, inmunodifusión en gel agar y, por RT-PCR (Transcriptasa reversa- Reacción en cadena de la polimerasa).

En México, conforme al “Acuerdo por el que se da a conocer la campaña y las medidas zosanitarias que deberán aplicarse para el diagnóstico, prevención, control y erradicación de la Influenza Aviar Notificable, en las zonas del territorio de los Estados Unidos

Mexicanos en las que se encuentre presente esa enfermedad”, los loros no requieren ningún documento para esta campaña, por ejemplo, permiso de movilización. <sup>(48,62)</sup>

### 3.3.6 Psitacosis

El agente causal de la Psitacosis es un parásito intracelular gram negativo llamado *Chlamydia psittaci*. El periodo de incubación de esta enfermedad es de 3 a 10 días, sin embargo también se presentan casos crónicos con pacientes asintomáticos. <sup>(52)</sup> Esta enfermedad se ha reportado en vida libre en guacamayas jacintas (*Anodorhynchus hyacinthinus*) y loros de frente azul (*Amazona aestiva*). <sup>(63)</sup>

Los métodos de diagnóstico para la detección del agente de la psitacosis pueden ser diferentes, para detectar los anticuerpos contra *Chlamydia psittaci* se puede hacer un Ensayo Inmunoenzimático Ligado a Enzimas (ELISA), utilizando hisopos cloacales, coanales o traqueales ó; utilizar el kit comercial Immunocombs<sup>®</sup>, que es una técnica cualitativa rápida y más práctica, esta última requiere de una muestra sanguínea pequeña. Otra técnica de diagnóstico, es la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) en tiempo real, las muestras a colectar pueden ser hisopados de la orofaringe y/o cloaca. <sup>(63-65)</sup>

### 3.3.7 Herpesvirus Psitácido (PshV-1)

El herpesvirus psitácido se ha encontrado en poblaciones de psitácidos en América del Sur, tanto en vida libre como en cautiverio y afecta más a los psitácidos del nuevo mundo que a los del viejo. Las aves infectadas con el PshV-1 (Enfermedad de Pacheco) pueden empezar a diseminar el virus a través de las heces o aerosoles en un lapso de 3 a 7 días de iniciada la infección. El virus se mantiene estable en el medio ambiente y por lo tanto es importante desinfectar con agentes oxidantes como el cloro. <sup>(66,67)</sup>

Dependiendo del tipo de cepa del virus puede ocasionar la mortandad en los géneros *Ara* y *Amazona*. Las cepas 1 y 2 son poco comunes en aves del nuevo mundo; la cepa 3 es

mortal para el género *Amazona*, y en el género *Ara* causa infecciones persistentes; la cepa 4, ocasiona la muerte de las especies del género *Ara* pero no así de las del *Amazona*.<sup>(49)</sup>

El periodo de cuarentena sugerido para prevenir esta enfermedad va de 30 a 60 días, que es el periodo de incubación del agente. El diagnóstico de la enfermedad se hace colectando una muestra de sangre y/o haciendo un hisopado de la cloaca o coana para mandar analizar por PCR o fijación del complemento.<sup>(66,67)</sup>

### 3.3.8 Enfermedad del pico y la pluma (Pbfd)

El agente causante de la Enfermedad del pico y la pluma por sus siglas en inglés (Pbfd) es un circovirus cuyo periodo mínimo de incubación es de 21 a 25 días, pudiendo ser de años. Para su detección se recomienda correr dos muestras, una de sangre y otra de la pluma y analizarlas vía PCR, y un mes después hacer otro muestreo. No obstante, algunas aves infectadas pueden no haber sido detectadas y por ello es ideal hacer otra prueba cuatro semanas después del segundo muestreo. Otras técnicas a emplear son la Hemoaglutinación (se puede usar sangre o plumas), la prueba de ELISA ó una biopsia del folículo y analizarlo por histopatología.<sup>(67)</sup>

### 3.3.9 Poliomavirus Aviar

El poliomavirus es un virus potencialmente oncogénico, tiene un periodo de incubación desconocido, sin embargo, en periquitos australianos el pico de mortandad se da de los 15 a 19 días, y en psitácidos de tallas más grandes sucede entre los 20 a 56 días; los adultos pueden infectarse pero sólo algunos mueren. Los psitácidos del género *Ara*, al ser expuestos al virus antes de las 12 semanas de edad reportaran morbilidad y mortandad aproximada del 100%, si se exponen después de las 12 semanas por lo general sobreviven sin signología y el virus lo eliminan entre 60 a 90 días.<sup>(49,66)</sup>

La detección de los anticuerpos contra el poliomavirus aviar puede realizarse con una muestra de suero mediante las técnicas de inmunodifusión, neutralización del virus e



inmunofluorescencia indirecta. <sup>(68)</sup> Para la detección del ADN viral se puede emplear la técnica de PCR y enviar a laboratorios capacitados: 0.3ml de sangre en un Microtainer® con EDTA o heparina, hisopos cloacales, hisopos de la orofaringe y/o plumas. <sup>(49, 68,69)</sup>

### 3.3.10 Mycobacteriosis

Las bacterias *Mycobacterium avium* y *M. genavense* son patógenos oportunistas altamente resistentes a condiciones ambientales extrema, pueden sobrevivir en jaulas o aviarios durante meses o años y son los causantes de la mycobacteriosis en los psitácidos. Las aves infectadas eliminan a la bacteria en las heces y la orina ocasionando la contaminación del piso y del agua. Su diagnóstico se realiza al demostrar la presencia del bacilo ácido alcohol resistente en frotis fecales o de la lesión, teñidos con Ziehl Neelsen. También se puede detectar mediante la técnica de PCR. <sup>(70,71)</sup>

## 3.4 Cuarentena

El periodo de cuarentena puede variar de acuerdo a las enfermedades que se puedan presentar en la zona o de aquellas que se quieran evitar, por ejemplo: El periodo de incubación aproximado para la enfermedad de Pacheco es de 63 días. <sup>(59)</sup> Los psitácidos que hayan pasado la primera selección deben mantenerse, por lo menos, 45 días en un recinto aislado de otras instalaciones; la distancia mínima son 50 metros. <sup>(12,15,72,73)</sup>

Durante la estancia en cuarentena, se esperaran los resultados de laboratorio de las enfermedades muestreadas y se iniciará la observación diaria de los psitácidos para notar algún padecimiento clínico, antes de ser incorporados a los encierros de aclimatización.

En la entrada de la cuarentena y demás instalaciones, se colocarán tapetes sanitarios con algún desinfectante como Hipoclorito de Sodio al 5%. Sólo el personal encargado de esta área podrá accesar a ella cambiándose de ropa al entrar y salir. Así mismo, todos los

utensilios empleados para estas aves serán de uso exclusivo de la zona de cuarentena. La limpieza de los comederos y bebederos se hará con agua y jabón, para posteriormente sumergirlos en el desinfectante durante 24 horas. <sup>(12)</sup>

En esta área la dieta y el agua se ofrecerán diario en la mañana y tarde, colocando comederos y bebederos a una altura media del recinto, nunca en el piso. La alimentación tratará de ser igual a la ofrecida anteriormente (en caso de saber que comían) y después se hará un cambio gradual para balancearla. Esta “dieta base” estará compuesta en un 60% de frutas y verduras, un 30% de semillas varias, un 10% de croquetas para loro y un suplemento inicial vitamínico, con la finalidad de ofrecerles los nutrientes adecuados para prepararlos para una posible liberación.

El personal encargado de esta área no interactuará con los psitácidos, no hablará dentro del recinto y rechazará cualquier intento de contacto por parte de las aves.

### **3.5 Sexado de aves y análisis genético**

Anteriormente, el sexado de las aves sin dimorfismo sexual se hacía únicamente de forma quirúrgica; la cavidad celómica y el saco aéreo abdominal eran incididos para apreciar las gónadas del ave. En la actualidad se puede colectar una pequeña muestra de sangre para analizar el ADN y determinar el sexo del ave. De tal forma, la muestra para sexar a los psitácidos del proyecto RR puede obtenerse en el momento de realizar el análisis clínico. <sup>(12)</sup>

Como se ha mencionado anteriormente, uno de los riesgos de la liberación de psitácidos es la contaminación genética. Las aves que son traficadas son dispersadas a múltiples lugares, lejanos a su sitio de distribución natural, y cuando éstas son decomisadas no existe la certeza de la procedencia ni del lugar de origen. Al iniciar un proyecto de relocación se hará una búsqueda bibliográfica de estudios genéticos de los psitácidos

residentes y si no existen se promoverá el inicio de un estudio de este tipo.<sup>(18)</sup> No obstante, existen psitácidos que no tienen subespecies y el riesgo de una mezcla genética inapropiada es nulo.<sup>(12,72)</sup>

Los psitácidos que se distribuyen de forma natural en la República Mexicana y que se conocen sub especies o existen debates sobre si es especie o sub especie, se presentan en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Sub especies de psitácidos mexicanos.<sup>(74)</sup>

<b>Nombre común</b>	<b>Nombre científico</b>
Perico verde o mexicano	– <i>Aratinga holochlora holochlora</i> – <i>Aratinga holochlora brewsteri</i> – <i>Aratinga holochlora brevipes</i>
Guacamaya verde	– <i>Ara militaris militaris</i> – <i>Ara militaris mexicanus</i> – <i>Ara militaris bolivianus</i>
Guacamaya roja	– <i>Ara macao macao</i> – <i>Ara macao cyanopterus</i>
Perico Catarina	– <i>Forpus cyanopygius</i> – <i>Forpus cyanopygius insularis</i> – <i>Forpus cyanopygius pallidus</i>
Loro cabeza amarilla	– <i>Amazona oratrix oratrix</i> – <i>Amazona oratrix tresmariae</i> – <i>Amazona oratrix belizensis</i> – <i>Amazona oratrix hondurensis</i> – <i>Amazona oratrix parvipes</i> – <i>Amazona oratrix caribaea</i>
Loro mejillas amarillas	– <i>Amazona autumnalis autumnalis</i> – <i>Amazona autumnalis salvini</i> – <i>Amazona autumnalis lilacina</i> – <i>Amazona autumnalis diadema</i>
Loro frente blanca	– <i>Amazona albifrons albifrons</i> – <i>Amazona albifrons nana</i> – <i>Amazona albifrons saltuensis</i>
Loro corona azul	– <i>Amazona farinosa farinosa</i> – <i>Amazona farinosa guatemalae</i> – <i>Amazona farinosa virenticeps</i>
Perico atolero	– <i>Aratinga canicularis canicularis</i> – <i>Aratinga canicularis clarae</i> – <i>Aratinga canicularis eburnirostrum</i>

Cuadro 3. Sub especies de psitácidos mexicanos. <sup>(74)</sup>

<b>Nombre común</b>	<b>Nombre científico</b>
Perico verde o mexicano	- <i>Aratinga holochlora holochlora</i>
	- <i>Aratinga holochlora brewsteri</i>
	- <i>Aratinga holochlora brevipes</i>
Guacamaya verde	- <i>Ara militaris militaris</i>
	- <i>Ara militaris mexicanus</i>
	- <i>Ara militaris bolivianus</i>
Guacamaya roja	- <i>Ara macao macao</i>
	- <i>Ara macao cyanopterus</i>
Perico Catarina	- <i>Forpus cyanopygius</i>
	- <i>Forpus cyanopygius insularis</i>
	- <i>Forpus cyanopygius pallidus</i>
Loro cabeza amarilla	- <i>Amazona oratrix oratrix</i>
	- <i>Amazona oratrix tresmariae</i>
	- <i>Amazona oratrix belizensis</i>
	- <i>Amazona oratrix hondurensis</i>
	- <i>Amazona oratrix parvipes</i>
	- <i>Amazona oratrix caribaea</i>
Loro mejillas amarillas	- <i>Amazona autumnalis autumnalis</i>
	- <i>Amazona autumnalis salvini</i>
	- <i>Amazona autumnalis lilacina</i>
	- <i>Amazona autumnalis diadema</i>
Loro frente blanca	- <i>Amazona albifrons albifrons</i>
	- <i>Amazona albifrons nana</i>
	- <i>Amazona albifrons saltuensis</i>
Loro corona azul	- <i>Amazona farinosa farinosa</i>
	- <i>Amazona farinosa guatemalae</i>
	- <i>Amazona farinosa virenticeps</i>
Perico atolero	- <i>Aratinga canicularis canicularis</i>
	- <i>Aratinga canicularis clarae</i>
	- <i>Aratinga canicularis eburnirostrum</i>

### **3.6 Segunda selección de individuos**

Al obtener los resultados de laboratorio de las enfermedades muestreadas, se seleccionarán los psitácidos que obtuvieron resultados negativos y se les realizará un segundo examen físico en donde se enfatizará la evaluación del peso y la condición corporal. De acuerdo al peso y a la condición corporal obtenida, se les puede trasladar a dos encierros diferentes: En el primero se pueden alojar los psitácidos con condición corporal igual a 3/5 ó 4/5 y con un peso que esté dentro del rango normal para la especie o ligeramente elevado, en el segundo encierro se alojarán los psitácidos con una condición corporal 2/5 ó 5/5 con un peso dentro del rango normal o inferior para la especie. Ésta selección se realiza debido a que los psitácidos empezaran a ser introducidos a nuevas dietas y mayor ejercicio, por lo tanto, se desea que los ejemplares más aptos, con mayores reservas de energía y musculatura, se coloquen en un encierro diferente a los considerados más delgados y/o débiles u obesos. La condición corporal y el peso serán parte clave para monitorear en la etapa de introducción, la aceptación de los nuevos alimentos y el entrenamiento <sup>(75)</sup> (Figura 1. Diagrama de flujo para la liberación de psitácidos decomisados).

### **3.7 Primera evaluación de comportamiento**

Los polluelos de psitácidos que han sido extraídos de vida libre y aquellos nacidos en cautiverio, no han tenido el contacto parental de su especie que les permita establecer las preferencias sexuales y sociales normales. Así, uno de los principales temores ante los proyectos de este tipo es la impronta con los humanos y/o la no adaptación a la vida libre. No obstante, en un estudio realizado con polluelos de loro Guaro (*Amazona amazónica*) criados a mano y por sus padres, se observó que los primeros no vocalizaban los sonidos normales de su especie pero al ponerlos en contacto durante una semana con sus congéneres empezaron a realizar los llamados típicos de la especie. De igual forma, se observó que el comportamiento de “Neofobia” (miedo a objetos nuevos, que en vida libre

les permite ser cuidadosos ante la elección de alimento tóxico o la evasión de depredadores) se presentó en los psitácidos criados por sus padres a los 135 días de nacidos y en los criados a mano a los 180 días, a pesar de la diferencia de tiempo, se puede notar que esta respuesta de adaptación no se pierde y sugiere que el periodo en el que las aves criadas a mano se han adaptado al cautiverio puede ser solo temporal. <sup>(76)</sup> También, algunas conductas que no han sido aprendidas por los psitácidos en cautiverio pueden llegar a enseñarse, principalmente haciendo uso del condicionamiento clásico. <sup>(78)</sup> Los psitácidos son especies no domésticas, capaces y adaptables que sin ayuda del hombre han logrado subsistir en distintas urbes del mundo. <sup>(79)</sup> Sin embargo, se debe recalcar que cada individuo es diferente y algunos aprenderán más rápido que otros. <sup>(12)</sup>

La evaluación de comportamiento puede iniciar desde que los psitácidos están en cuarentena o bien en la primera semana de haberlos alojado en los nuevos encierros, antes de haber recibido cualquier entrenamiento etológico, y se registrará cuales son los individuos menos adaptados a la presencia humana, poniendo atención en aquellos que busquen el contacto humano, con la finalidad de evitar reforzar este apego.

La primera prueba para identificar el grado de apego de los psitácidos para con los humanos se realizará dentro del encierro más grande, en dónde una persona entrará y permanecerá sin moverse durante 15 minutos, mientras tanto otra persona localizada en el exterior (procurando no ser vista por los psitácidos) anotará las reacciones de aproximación, fuga y vocalización de los psitácidos. <sup>(75)</sup> La persona que está al interior del encierro puede observar el marcaje de los psitácidos que se le acercan, y registrarlos posteriormente. A pesar del parecido entre los individuos, en ciertos casos, existen ejemplares con patrones de color característicos en alguna zona, o el tono del plumaje es más claro o fuerte, con el tiempo se puede empezar a reconocer individuos sin necesidad de observar el marcaje del ave.

## Diagrama de Flujo para la Liberación de Psitácidos Decomisados

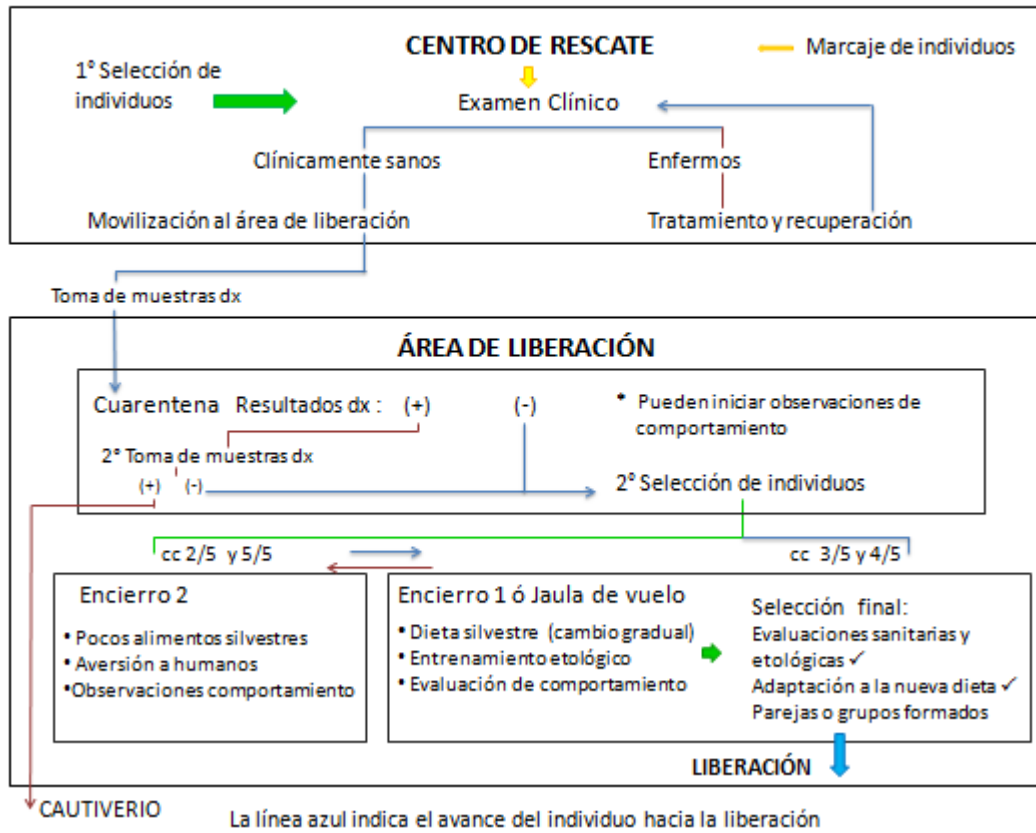


Figura 1. Diagrama de flujo para la liberación de psitácidos decomisados.

## **IV. FASE DE INTRODUCCIÓN**

La liberación de los psitácidos de acuerdo a la UICN puede ser de dos tipos brusca y paulatina (Hard-Release y Soft-Release). En la primera, los animales son liberados al medio ambiente sin haberse llevado a cabo algún programa de adaptación al medio silvestre. El segundo tipo de liberación es el recomendado para emplearse en psitácidos y básicamente consiste en aclimatar a los animales a las condiciones ambientales y alimenticias del lugar en donde serán liberados. <sup>(6,7)</sup>

En el Programa de Recuperación de la Cotorra de Puerto Rico, el Dr. White en el año 2005, propone otros dos tipos de liberación: la liberación precisa y la liberación semi-silvestre. La liberación precisa es cuando un psitácido preadulto (1 a 3 años) es liberado en los alrededores de un nido en donde juveniles silvestres apenas han volado (1 ó 2 días de haber iniciado el vuelo), y al no volar muy bien, permanecen en la cercanía, así, los padres de estos volantones sirven como aves mentoras para los psitácidos que se liberan y así aprenden nuevos comportamientos. La liberación semi-silvestre, es cuando los psitácidos acostumbrados o dependientes a los humanos, son liberados en áreas modificadas y protegidas por el hombre o en zonas habitadas por humanos. <sup>(79)</sup>

La técnica de liberación paulatina es la que se muestra en el presente manual, el tiempo de aclimatización dependerá de la capacidad de las aves de responder al programa, así como, de la organización y metodología establecida. En resumen, la etapa de aclimatización de los psitácidos en diversos proyectos de liberación han tenido una media de 3 meses de duración. <sup>(9, 11, 12, 14, 15, 46,47)</sup>

### **4.1 Infraestructura**

El tipo de infraestructura empleado en el proyecto RR, depende del presupuesto disponible y de la cantidad de psitácidos que se pretenda mantener en cautiverio. Se



puede llegar a utilizar jaulas y construir recintos de diversos materiales y tamaños, para albergar los ejemplares, pero como mínimo, debe existir uno con las dimensiones necesarias para que los individuos puedan ejercitarse. En la presente guía se describe el manejo, basado en el uso de dos encierros.

#### 4.1.1 Encierro 1 o jaula de vuelo

El encierro 1 ó jaula de vuelo, debe estar orientado de este a oeste de tal forma que el sol siempre lo ilumine y le proporcione calor. De preferencia, debe ser construido en un área abierta, procurando que quede alejado al menos unos 100m de cualquier humedal o cuerpo de agua. <sup>(12)</sup>

Este recinto debe ser lo suficientemente grande para que los pericos o guacamayas puedan ejercitarse. Las dimensiones dependerán de la cantidad de aves que se pretenden albergar y las especies de psitácidos. A continuación se enlistan algunas medidas mínimas para distintas especies: En el caso de psitácidos pequeños como los géneros *Aratinga* spp, *Brotogeris* spp, entre otros, se recomiendan encierros de 3 m de alto, 1 m de ancho y 3 m de largo; en el caso de los loros del género *Amazona* pueden albergarse 15 individuos aproximadamente en un encierro de 1.50 m de alto, 1.50 m de ancho y 10 m de largo; y para especies de mayor tamaño como las *Ara*, las dimensiones mínimas recomendadas son 1.50 m de alto, 3 m de ancho y 15 m de largo. <sup>(12,15, 46)</sup> En el caso de guacamayas rojas se ha trabajado con bandadas de 10 a 12 individuos, en encierros de 3 m de alto, 5 m de ancho y 12 m de largo. <sup>(79)</sup>

Resulta importante considerar que el material con el que se construya el aviario evite la entrada de depredadores. Se puede emplear tela de malla fuerte de, calibre 14, con una apertura de máximo una pulgada y media. La estructura del aviario puede conformarse con estacas o vigas de eucalipto, tratado y flameado. <sup>(12,15)</sup> (Figura 2)

Para evitar la contaminación bacteriana y parasitaria, el aviario debe estar suspendido como mínimo a 1 m de distancia del piso. Cuando el recinto este al ras del suelo, se debe retirar diariamente los residuos de alimento y las heces que caigan. Los recintos que no estén suspendidos, la malla que los delimita debe estar enterrada a una profundidad de por lo menos 50 cm hacia adentro del suelo para prevenir la entrada de roedores<sup>(15)</sup>

El aviario contará con una ventana colgante o una puerta, que se abra y cierre a conveniencia al momento de la liberación. Conviene construir puertas tipo doble, para prevenir que las aves escapen. Para proveer con sombra a los ejemplares, una tercera parte del recinto podrá cubrirse con cualquier tipo de material de fácil acceso en la localidad, como por ejemplo, pencas de plátano, pencas de palmera, o tela camuflada, entre otros. Asimismo, una parte del recinto, podrá cubrirse con lona o plástico, con el objeto de que sirva como área de refugio contra la lluvia y corte a la vez las corrientes de aire.<sup>(12,15)</sup> (Figura 3)

El aviario debe contar con al menos tres perchas, distribuidas al inicio, en medio y al final del encierro, para promover el ejercicio. Las perchas deben de obtenerse a partir de árboles de la zona, de distintos grosores y colocadas en diferentes direcciones para forzar a los psitácidos, a ir girando mientras vuelan.<sup>(12,15)</sup> Estas perchas, pueden irse cambiando, periódicamente, y se debe procurar que algunas tengan ramas delgadas, para que los psitácidos se acostumbren a que no todas las ramas llegan a soportar su peso, y de esta manera aprendan a ser cautelosos y ágiles.<sup>(12,75)</sup>

Los comederos y bebederos pueden estar suspendidos en el centro del aviario o fijarse en distintas partes del mismo, a una altura mínima de 1.5 m del suelo. El material de los recipientes puede ser plástico o madera; la limpieza debe ser diaria<sup>(15)</sup> (Figura 4).

#### 4.1.2 Encierro 2

El segundo encierro en el caso de esta guía puede construirse con las mismas indicaciones que se recomendaron para la construcción del encierro (jaula de vuelo). En este caso el recinto puede ser más pequeño debido a que sólo servirá para la manutención de los psitácidos, e inclusive en ocasiones es conveniente que sea un recinto con poco espacio, para que las aves no gasten energía. (Figura 5) Por ejemplo, en la planeación de un proyecto de repoblación en Mato Grosso do Sul, de pequeños psitácidos (*Brotogeris chiriri*, *Aratinga aurea* y *Aratinga leucophthalma*), se estableció que las medidas del encierro serían las siguientes: 2m de alto, 1.5m de ancho y 3m de profundidad. <sup>(15)</sup>



Figura 2. Jaula de vuelo suspendida hecha de eucalipto. Mide 2m alto, 2m ancho y 12 m profundidad.



Figura 3. Aviario cubierto en los extremos con tela camuflada y una cubierta de plástico.



Figura 4. Comedero de madera suspendido.



Figura 5. Segundo encierro con doble puerta.

## 4.2 Manejo

Posterior al proceso de evaluación clínica, mencionado con anterioridad, los psitácidos que pasen la segunda selección, serán trasladados del área de cuarentena al encierro 1 ó 2. En el encierro 1 los ejemplares serán aclimatados y recibirán diversos entrenamientos para finalmente ser liberados (ver Figura 1. Diagrama de flujo para la liberación de psitácidos decomisados).

De acuerdo a las dimensiones del encierro 1, se podrá alojar un número apropiado de ejemplares dependiendo del tamaño de la especie. Por ejemplo, en el caso de loros del género Amazona se han llegado a albergar desde hasta 35 individuos, para aves del género Ara, de 6 a 16 individuos.<sup>(12,15,79)</sup> En este tipo de encierro, los psitácidos tendrán la oportunidad de formar parejas o grupos pequeños.

Las edades de los individuos que se introducen en el aviario pueden ser variadas, esto promueve la socialización y emula las condiciones de las parvadas silvestres. Los volantones y juveniles pueden incluirse en las bandadas siempre y cuando los adultos sean aves silvestres recién capturadas y muestren comportamientos naturales de su especie, ó, cuando los adultos estén bien condicionados. Nunca se debe juntar volantones y juveniles, con psitácidos que muestren conductas inapropiadas aprendidas en cautiverio.<sup>(79)</sup>

En ciertas ocasiones resulta necesario cambiar a las aves de un encierro a otro, por ejemplo, cuando los psitácidos alojados en la jaula de vuelo disminuyan su condición corporal, siendo inferior a 3/5. También puede ocurrir que existan nuevos candidatos del encierro 2 que hayan aumentado su peso y condición corporal, la cual no debe ser menor a 3/5, lo ideal es que sea 4/5, debido a que con el ejercicio y la nueva dieta, ambos parámetros clínicos disminuyen en algunos individuos. Por lo tanto, es importante registrar estos parámetros e interpretar la aceptación al cambio de dieta y el entrenamiento de vuelo.

El número de psitácidos por encierro debe ser establecido con el fin de evitar peleas por espacio o recursos alimenticios.<sup>(75)</sup> Los psitácidos que son agredidos constantemente o los que son agresivos por cualquier motivo, deben ser cambiados a otro encierro, según sea necesario.<sup>(12,79)</sup>

Los psitácidos que nunca han volado o no tienen la confianza para hacerlo debido a confinamientos en cautiverio; pueden ser motivados al ponerlos en contacto con otros individuos de su especie. De igual forma, es importante ser paciente con ellos y no presionarlos en exceso, deben ser monitoreados para asegurar que coman y que no se lastimen al intentar volar; después de cierto tiempo estas aves pueden llegar a ser candidatos a liberación y adaptarse muy bien a la vida silvestre.

La relación psitácido-humano debe ser mínima, limitándose a la entrada a los encierros del personal médico, del encargado de alimentarlos, asearlos y evaluarlos. Dentro de los recintos las personas no hablarán o permitirán que los psitácidos se aproximen a ellos.<sup>(12)</sup>

### **4.3 Marcaje de los psitácidos**

Todos los psitácidos para los que se plantee su futura liberación, tienen que estar identificados con cualquier método que permitan reconocerlos individualmente, y de ser posible, que sea evidente para que facilite su monitoreo posterior. El tipo de marcaje a utilizar dependerá del tipo de hábitat donde los ejemplares serán liberados, por ejemplo; aquellos psitácidos que viven áreas abiertas como la sabana tropical, pueden ser visualizados mejor al marcar las plumas con un color diferente, a diferencia de aquellos que viven en un área de vegetación mas densa como la selva.

#### **4.3.1 Anillos**

Un tipo de marcaje, pueden ser los anillos que se colocan en los miembros inferiores de las aves. Éstos, pueden ser de acero inoxidable o plástico, y deben ser cerrados para evitar

laceraciones en las aves. El anillo debe llevar impreso las iniciales de la organización involucrada, el año de liberación o de decomiso, entre otros datos que se consideren relevantes para el proyecto de liberación. Se pueden usar anillos de colores para identificar diversas características. (Figura 6) <sup>(4,11)</sup>

#### 4.3.2 Microchip

Los psitácidos también pueden ser identificados mediante el uso de microchips. Utilizando un detector electrónico, se facilita la identificación de cada individuo o varios en el momento que se requiera, por ejemplo, cuando se requiere saber, cuáles individuos son los que han formado una pareja, sin la necesidad de manipularlos, capturarlos, o bien, intentar leer el anillo. Este mecanismo de marcaje es muy útil también para identificar aquellos ejemplares que sean capturados ilegalmente después de una liberación, ya que fácilmente se le puede identificar mediante el microchip. <sup>(12)</sup>

#### 4.3.3 Tinta Hidrosoluble Atóxica (THA)

Las plumas de los psitácidos se pueden marcar con tinta hidrosoluble atóxica (THA). Este tipo de marcaje ha demostrado ser un método eficaz a corto plazo especialmente en la fase de monitoreo. Permite el uso de colores de acuerdo al plumaje del ave para hacer que resalte la marca. En lugares abiertos y en el caso de que se hayan colocado estaciones de comederos suplementarios, el marcaje permite una rápida identificación de las aves que acaban de ser liberadas. <sup>(15,73)</sup>

Este tipo de tinta se utiliza comercialmente para pintar porcelana y en promedio dura aproximadamente 3 semanas. Existen varias marcas que se pueden utilizar, por ejemplo el marcador Uni paint marker Mitsubishi®. <sup>(12,15)</sup> Las partes del cuerpo que suelen marcarse, por lo general, son el pico y las plumas del pecho o de la cola, siendo menos eficiente la marcación de pico. <sup>(12,15,73)</sup> (Figura 7)

La THA también permite hacer diversas combinaciones o diseños según se requiera, con objeto de diferenciar individuos, por ejemplo, se puede marcar a las hembras de un color y a los machos de otro, o bien marcar de un color a aquellos que han sido liberados primero.



Figura 6. Perico identificado con un anillo de acero inoxidable.



Figura 7. Loros marcados con THA, alimentándose en un comedero suplementario.

#### 4.4 Dieta

Además de adaptar a los psitácidos a las condiciones ambientales en el hábitat donde se les pretende liberar y las condiciones de competencia que enfrentarán con las especies animales que ahí habitan, es primordial enseñarles a consumir los alimentos silvestres locales. Asimismo, se les debe habituar a tomar agua a partir de las fuentes donde estará disponible en el sitio de liberación, por ejemplo a partir de las hojas de los árboles o de los fosos pequeños que se forman en las comisuras de las ramas.

Al iniciar la fase de aclimatización la dieta base (60% frutas y verduras, 30% de semillas variadas, 10% croquetas para loro y suplemento vitamínico), se dará sin cambio alguno durante dos semanas, gradualmente se irá disminuyendo y un 20% del total de la dieta será cambiado por alimentos silvestres.<sup>(75)</sup> Ese cambio durará 3 semanas y al fin de cada

tres semanas, se adicionarán alimentos silvestres en un 40%, 60%, 80% hasta que se llegué al 100%, siempre vigilando la respuesta a los nuevos alimentos (Figura 8). En teoría, el periodo de adaptación durará 4 meses 1 semana, esto en función de cómo se requiera adecuar el programa conforme a las necesidades que se presenten en cada caso (Cuadro 1).

La dieta de la mayoría de los psitácidos silvestres se compone de una mayor cantidad de semillas y un menor número de frutas, debido a que requieren de más energía para mantener su actividad física diaria.<sup>(20-27)</sup> De tal forma, la dieta silvestre ofrecida debe asegurar la cantidad de energía necesaria para el acondicionamiento físico y la posterior liberación.

Este tipo de dieta, se ofrecerá dos veces al día simulando los horarios en que los pericos silvestres salen a forrajear en vida libre, por ejemplo, entre 5am - 10am / 5pm - 7pm. Para incentivar a que los psitácidos consuman alimento nuevo, éste se puede proporcionar en un inicio durante el horario de la mañana, que es el período del día cuando tienen más hambre.<sup>(12)</sup>

Como parte del entrenamiento para que aprendan a buscar comida en vida libre, se pueden emplear técnicas de enriquecimiento ambiental y forrajeo. Por ejemplo, la jaula puede ambientarse con lianas u otras plantas del lugar; los ingredientes favoritos de la dieta como: semillas de girasol, cacahuates o croquetas pueden esconderse o envolverse en diferentes tipos de hojas, por ejemplo, dentro de hojas de elote, plátano, bromelias, entre otros materiales o vegetales locales. En distintas partes del recinto pueden colgarse racimos de cocos, plátanos, vainas de diferentes leguminosas silvestres. Los alimentos silvestres deben presentarse tal cual se encuentran en vida libre<sup>(14)</sup> (Figura 9, 10 y 11). Aquellos individuos que muestren una mayor aceptación e interés por buscar el alimento, serán registrados como los mejores candidatos a liberación. Se ha reportado que los ejemplares liberados con mejores aptitudes de búsqueda para el alimento, lograron adaptarse mejor a los alimentos silvestres del lugar, después de su liberación.<sup>(75)</sup>



Algunos psitácidos pueden llegar a producir agua metabólica, como es el caso del periquito australiano (*M. undulatus*), otras especies propias de zonas desérticas pueden obtener agua a partir de los cocos de las palmeras o de otro tipo de frutas. No obstante, el agua se les debe proporcionar a diario en recipientes suspendidos; en el caso de que la especie sea de hábitats tropicales, se pueden colocar bromelias (*Bromelia spp*) con agua entre las hojas (por ejemplo, también puede colocarse un vaso dentro de la misma planta para que se mantenga el agua por más tiempo) para que así, asocien que pueden encontrar agua dentro de este tipo de plantas como las que pertenecen a este género (Figura 12 y 13). Las guacamayas verdes (*Ara militaris*) en temporadas calurosas toman agua de las plantas *Tillandsia spp* y se les ha observado bañarse y beber de los lechos de los ríos. <sup>(27)</sup>

Los pericos y guacamayas que viven en cautiverio tienen la costumbre de bajar a la base de la jaula para consumir el alimento que se cayó de los recipientes y para ellos, esa acción no implica ningún riesgo. Sin embargo, en vida libre muy pocas veces bajan al suelo (dependiendo la especie) y si lo hacen, siempre hay uno o varios individuos vigilando. En el caso de los psitácidos nativos de México, éstos no acostumbran alimentarse en el suelo o nidificar ahí, como si es el caso de las guacamayas jacintas (*Anodorhynchus hyacinthinus*) y los loros Galegos (*Alipiopsitta xanthops*). Por lo tanto, al verse psitácidos en la base del aviario, se debe asustarlos, con objeto de eliminar este tipo de comportamiento. En estos casos, se puede desarrollar una marioneta con la forma de algún depredador y espantarlos con ésta, con objeto de que relacionen el peligro que representa estar en el suelo sin mantener vigilancia. <sup>(12,80)</sup>



Figura 8. Dieta silvestre (flor de *Tabebuia* sp., semillas de *Araucaria angustifolia*, fruto de *Euterpe edulis* y dieta base (semillas de girasol, mandarina, manzana).



Figura 9. Ítem para forrajeo: semillas de girasol y pellets para loro, antes de ser envueltas en una hoja de elote.



Figura 10. Loro vináceo (*A. vinacea*) forrajeando.



Figura 11. Ramas de níspero del lugar, presentadas con hojas y frutos.



Figura 12. Loros vináceos (*A. vinacea*) tomando agua de bebederos hechos con cáscaras de coco.



Figura 13. Loros *A. vinacea* consumiendo agua del interior de una bromelia.

## 4.6 Entrenamiento etológico

El entrenamiento y la aclimatización de los psitácidos, previo a su liberación, mejoran la condición física y disminuyen o revierten conductas inapropiadas aprendidas en cautiverio, lo que aumenta sus probabilidades de supervivencia.<sup>(9,12)</sup>

Durante los entrenamientos se evaluará a los ejemplares, registrando quienes: tienen mejor condición física (vuelan sin cansarse por mucho tiempo), hacen sonidos de alerta ante un peligro, huyen ante la presencia de depredadores, no permanecen en el suelo del recinto durante el día o la noche. Esto servirá para decidir cuáles son los mejores individuos a liberarse en una primera etapa y quienes requieren más entrenamiento.

### 4.6.1 Aversión a depredadores

El entrenamiento anti-depredadores es una herramienta utilizada para preparar a los animales que van a ser liberados y reconozcan a sus depredadores en vida libre. El entrenamiento contra depredadores se ha identificado como uno de los principales pronosticadores de éxito en las reintroducciones de psitácidos.<sup>(13)</sup>

En un estudio realizado en el año 2005 en Minas Gerais, Brasil, un grupo de rheas (*Rhea americana*) fue sometido a un entrenamiento anti-depredadores, los resultados obtenidos fueron: una capacidad de reconocimiento del depredador con una duración de por lo menos 3 meses después del proyecto, que la respuesta al depredador varía de acuerdo a la cantidad de individuos de la parvada (mientras menos sean, la respuesta es más intensa) y además, las emas del grupo control que no estuvieron en el entrenamiento no mostraron respuestas adecuadas de huida o alarma ante el modelo depredador (un jaguar disecado).<sup>(80)</sup> Por lo tanto, después de ejecutarse el entrenamiento anti-depredadores es importante hacer pruebas para determinar la capacidad de memoria de los individuos y si el tratamiento ha funcionado.

El enfoque del entrenamiento se hará en base a la lista de los depredadores locales. Los principales depredadores de los psitácidos son las aves rapaces y las serpientes. En vida libre, los padres psitácidos enseñan a sus polluelos a reconocer a sus depredadores, así como la respuesta deben ejecutar ante distintas situaciones de amenaza. Al ser animales gregarios, su defensa principal es mantener a uno o a varios individuos vigilando mientras los otros se alimentan o descansan. Al acercarse una ave de presa los psitácidos pueden mantenerse en silencio y después realizar un sonido de alerta para que toda la parvada emprenda el vuelo escandalizando para confundir al enemigo.

El contacto con depredadores puede no haberse presentado nunca en los psitácidos capturados de vida libre y menos en los nacidos en cautiverio. De tal forma, cuando las aves han estado aisladas de alguno de sus depredadores, evolutivamente u ontogénicamente (toda la vida del animal), es posible enseñarlos a reconocer y responder ante sus depredadores mediante el condicionamiento clásico. Por lo tanto, es conveniente crear la presencia de depredadores para que cuando los psitácidos sean liberados, estos sepan cómo actuar ante ellos. <sup>(77)</sup>

La mayoría de los psitácidos en cautiverio acostumbra caminar o dormir en el suelo de la jaula, factor que en vida libre los puede poner en riesgo, por ello se evitará que los psitácidos se mantengan en la base del aviario, asustándolos con redes cada que se observe esta conducta. <sup>(12)</sup>

A continuación se presenta un ejemplo de entrenamiento anti-depredadores llevado a cabo en la cotorra puertorriqueña (*Amazona vittata*), en dónde se obtuvo con éxito la respuesta de aversión contra halcones cola roja (*Buteo jamaicensis*) <sup>(10)</sup>:

### Etapas 1

El silbido de llamado del halcón cola roja se reproduce cerca del recinto de los psitácidos y al mismo tiempo se pasa por encima del aviario la silueta de esta ave de presa. Esta etapa

sirve para establecer la respuesta inicial al estímulo, el cual también puede ser la presencia o silueta del depredador como en el caso de serpientes, monos, entre otros. (77, 80)

### Etapa 2

A la hora siguiente de realizada la etapa 1 se repite la misma simulación adicionando la participación de un halcón entrenado que se libera en el recinto de los psitácidos y finge atacar una marioneta con la forma de un loro.

### Etapa 3

Finalizada la etapa 2, a la hora siguiente, se inicia la etapa 3 la cual consiste en repetir la etapa 2 pero en esta ocasión, al halcón se le permite atacar a un psitácido vivo (previamente entrenado) para que los demás psitácidos presencien un ataque de forma más real. El psitácido que fungirá como la presa debe ser protegido con un chaleco de cuero para evitar que sea lastimado por accidente; la especie del psitácido entrenado también puede ser una similar a la que se pretende liberar. (10) De no contarse con un psitácido entrenado puede emplearse una marioneta y sonidos reales de un perico alarmado.

### Etapa 4

Una hora después de la etapa 3, se repite la etapa 1 para observar la conducta de los ejemplares y realizar etogramas de las respuestas iniciales después del entrenamiento. Las respuestas de conducta vigilante o no, deben ser registradas antes y después del entrenamiento.

Cada modelo de entrenamiento anti-depredadores debe elegir de forma correcta los estímulos condicionantes y los estímulos no condicionantes. Griffin *et al* (2000), sugieren que los primeros sean modelos de depredadores en diferentes posturas (para evitar la habituación de los animales al modelo); y los segundos, sean eventos significativos que

produzcan miedo, por ejemplo, sentirse perseguidos por el modelo depredador, ser atrapados con una red, observar como atacan a uno miembro de su misma especie, entre otros. También, algunos psitácidos pueden aprender la conducta de vigía al observar como otros individuos la realizan. <sup>(75,80)</sup>

#### 4.6.2 Entrenamiento aversivo a los humanos

Los psitácidos que viven en cautiverio y son tratados con respeto y cariño, asocian a los humanos con estímulos positivos o neutros, e incluso, algunos llegan a improntarse. <sup>(8, 67)</sup> Al ponerse en práctica un entrenamiento de aversión a los humanos, puede ser más fácil ayudar a ciertos ejemplares a adaptarse a la vida silvestre y evitar que busquen el contacto humano en poblados cercanos al sitio de liberación. <sup>(12)</sup>

El entrenamiento de aversión a los humanos se realizará en el encierro más grande o jaula de vuelo. Las personas encargadas de entrar a la jaula de vuelo harán uso de una red pequeña para espantar a los psitácidos que intenten acercarse a una distancia menor a 1 m y de esta forma crear estímulos negativos ante la presencia humana. Los instrumentos o técnicas para asustar a los psitácidos deben ser variados para evitar que se habitúen a un objeto o método; se pueden emplear redes, mantas, movimientos bruscos ó sonidos. Asimismo, las personas deben rotar para que no asocien únicamente a un humano con el entrenamiento de aversión. <sup>(12,77)</sup> La captura de las aves con la red para los muestreos clínicos, ayuda a reforzar este método. <sup>(12)</sup>

Los psitácidos que deben registrarse con una buena respuesta al entrenamiento son aquellos individuos que vuelan o intentan huir desde que la persona es avistada o entra al recinto. <sup>(75)</sup>

#### 4.6.3 Acondicionamiento físico

El acondicionamiento físico permitirá que las aves obtengan la fuerza muscular y agilidad necesaria que requieren para volar largas distancias en búsqueda de refugio y alimento, así como para escapar de sus depredadores. <sup>(5)</sup>

El ejercicio de vuelo se realizará dos veces al día; los psitácidos que se encuentren en un extremo de la jaula serán asustados para que vuelen hacia el otro extremo y viceversa, esta acción se considerará como una vuelta y debe repetirse varias veces, incrementándose el número de vueltas de forma gradual. Los individuos serán monitoreados durante el ejercicio para evitar que presenten disnea o agotamiento; algunos individuos no tienen las mismas capacidades de vuelo y no se debe forzarlos. Al obtenerse un progreso general las sesiones de acondicionamiento físico, éstas deben realizarse por lo menos dos veces al día por 5 minutos durante 5 meses aproximadamente. <sup>(46, 75)</sup> Las especies que requieran una mejor condición física para realizar vuelos rápidos y por grandes distancias, como la cotorras serranas, deben contar con recintos más largos y sesiones de entrenamiento prolongadas. <sup>(81)</sup>

Durante el vuelo, se notará la sincronía de las alas, la capacidad de mantener el equilibrio, la habilidad para girar, evadir perchas u otros obstáculos, la rapidez, y como se perchan. (Figura 14)

#### 4.7 Segunda evaluación del comportamiento

Una semana después de haber iniciado el entrenamiento etológico y el acondicionamiento físico, se puede evaluar de nuevo el comportamiento de los psitácidos del encierro 1. De tal forma, se repetirá la prueba ya mencionada en donde una persona entra al recinto durante 15 minutos y las respuestas de aproximación, fuga y vocalización por parte de los ejemplares serán registradas. En esta ocasión, se espera que el número

de individuos que escapan y vocalizan sonidos de alerta aumente y que los que se acercan disminuya.

Estas pruebas pueden seguir ejecutándose de acuerdo a la evolución de las aves ante los entrenamientos y aquellos individuos que demuestren aversión o cautela ante la presencia humana serán marcados como posibles candidatos a liberación. Sin embargo, cuando el entrenamiento se haya realizado por mucho tiempo (mas de 5 meses, aproximadamente) y las aves sigan demostrando ser muy dependientes de los humanos, éstas serán canalizadas a proyectos de reproducción en cautiverio o de educación ambiental. Si el individuo continua en entrenamiento y aclimatización por mas de cinco meses pero avanza gradualmente, se debe tener paciencia y permitirle continuar. En un proyecto de reintroducción del loro vináceo realizado en Brasil, por ejemplo, un individuo intentaba interactuar con los humanos ante cualquier oportunidad, finalmente después de aproximadamente siete meses de aclimatización fue liberado, se unió a la parvada residente, y formó una pareja con la que ha utilizado los nidos artificiales que se colocaron. <sup>(12)</sup>

En vida libre los psitácidos forman grupos de varios individuos lo que les permite tener una mejor defensa ante algunos depredadores, por lo tanto, también es importante observar el comportamiento de las parejas y grupos formados para tratar de liberarlos en conjunto. Por ejemplo, se observó que al liberar un ejemplar, éste regresaba al recinto de preparación debido a que su compañero no había sido liberado. <sup>(12,75)</sup> (Figura 15)

## **4.8 Liberación**

### **4.8.1 Selección de individuos para la liberación**

Los psitácidos que podrán ser liberados serán aquellos mayores a un año de edad, preferentemente cuando demuestren comportamientos reproductivos y hayan pasado las



evaluaciones sanitarias y etológicas. Las parejas o grupos que se hayan formado deben ser liberados juntos. Cuando se trate de especies migratorias se dará preferencia a aquellas aves que tengan contacto, ó interactúen desde la jaula con especies silvestres para que en el momento de la migración sean acogidas por la parvada. <sup>(11,12, 73,79, 81)</sup>

En una primera liberación, cuando sea posible, se tratará de liberar un número considerable de aves (aproximadamente 16); los psitácidos que son liberados en parvadas consolidadas tienen una tasa de supervivencia más alta que aquellos que son liberados de forma individual o en menor número. <sup>(47,79)</sup> Si existen aves residentes que visiten el recinto el número de psitácidos a liberar puede ser menor. Así mismo, la formación de parvadas residentes por los individuos liberados, permite que las aves sobrevivan por más tiempo al aumentar la vigilancia anti depredadores. <sup>(13)</sup> También es importante considerar la zona de liberación; en ocasiones es preferible liberar pocos individuos bien adaptados para monitorearlos y después de observar su desempeño se decide si se liberan mas individuos. <sup>(12)</sup> Los psitácidos migratorios que no sean aceptados por la parvada silvestre, y no migren, pueden ser atraídos con alimento o capturados y liberarse al siguiente año. <sup>(79)</sup> (Figura 16)

#### 4.8.2 Época de liberación

La liberación debe hacerse después de la época reproductiva, que es cuando los psitácidos son más accesibles a aceptar nuevos integrantes y formar nuevas parvadas. <sup>(12,79)</sup> Además, es un periodo en el que hay más alimento disponible, razón por la cuál ha sido escogida por los padres para que en esa época los volantones salgan del nido y tengan más éxito de sobrevivir. <sup>(21, 23,32)</sup> En México, las liberaciones podrían llevarse a cabo en los meses de julio a octubre, épocas en las que los días aún no son tan cortos y ni tan fríos, aunado al hecho de que algunas especies forman grandes parvadas, principalmente en el mes de octubre. <sup>(32)</sup>

El día de la liberación debe planearse conforme al pronóstico del tiempo para evitar días lluviosos o con cambios bruscos de temperatura. El horario adecuado es por la mañana entre las 6 am y 8am, procurando que se haga después de la salida del sol. <sup>(12,46)</sup>

La técnica de liberación gradual determina que los individuos no deben ser presionados para salir del recinto. Además, pueden entrar y salir del recinto cuantas veces quieran. <sup>(6,7)</sup>

Para estimular que salgan del aviario, se colocará comida afuera de éste. <sup>(12,15)</sup> La ventana colgante (o la puerta) permanecerá abierta todo el día y antes de que anochezca debe cerrarse para evitar la entrada de depredadores.

#### **4.9 Suplementación**

La suplementación de alimentos es otro de los pronosticadores de éxito en los proyectos de reintroducción. <sup>(13)</sup> Después de la liberación lo ideal es ayudar a los ejemplares a alimentarse mientras se acoplan al 100% a su nuevo ambiente.

Antes de la liberación se tiene que asegurar que alrededor del encierro existan árboles que sirvan de fuente de alimento <sup>(12)</sup> También, en éstos y otros árboles pueden colocarse comederos provisionales. Para evitar la presencia de depredadores, las ramas próximas al suelo serán cortadas y en la base del árbol se pondrá alrededor una lámina de metal para que los depredadores no trepen. <sup>(12)</sup>

La distancia del encierro 1 a los comederos suplementarios puede ser de 2m, 5m, 10m, 25m, 50m y 100m y colocados de 10m a 20m de altura, principalmente para las especies que se alimentan en las copas de los árboles, como las *Ara spp* y *Amazona spp* <sup>(12,72, 73)</sup> (Figura 17 y 18).

El periodo de suplementación iniciará ofreciendo comida dos veces al día durante los primeros dos meses posteriores a la liberación; a partir del tercer mes el alimento se colocará una vez al día y del sexto al doceavo mes, una vez por semana. El tiempo

aproximado de suplementación puede variar de seis meses a un año, realizándose adecuaciones de acuerdo a la respuesta de los psitácidos liberados. <sup>(12,73)</sup>

La suplementación también servirá para promover las interacciones entre los miembros recién liberados y los psitácidos locales. Además de, estimular la presencia de los psitácidos liberados en áreas protegidas y mejor monitoreadas mientras se acoplan a su nuevo ambiente. <sup>(47)</sup>



Figura 14 Loros *A. vinacea* en entrenamiento de vuelo.



Figura 15. Pareja de pericos formada en el aviario de vuelo.



Figura 16. Ventana colgante abierta durante la liberación gradual de los loros frente azul (*A. aestiva*)



Figura 17. *A. aestiva* recién liberados alimentándose en comedero suplementario.

## V. FASE DE MONITOREO

El monitoreo es la etapa que muchos proyectos de liberación omiten, principalmente por falta de recursos y tiempo. Sin embargo, es parte esencial para constatar la adaptación de los animales liberados, corregir las técnicas empleadas, observar la respuesta a largo plazo de los pobladores y reportar éxitos o fracasos. <sup>(13)</sup>

Existen diversos métodos que pueden emplearse para monitorear a los psitácidos como: los avistamientos (a pie, en moto, en bici, en carro, a caballo), por telemetría y por sonidos (principalmente en lugares de vegetación cerrada). Independientemente del método a elegir, todo debe quedar documentado, tomando fotos, videos, o en registros. <sup>(6,7)</sup>

Durante el monitoreo se detectarán los sitios que los psitácidos usan para descansar y alimentarse; alrededor de éstos, se pueden colocar plásticos o lonas limpias para coleccionar heces, de las cuales se tomará la parte superior para futuros análisis parasitológicos.

Además de los métodos de marcaje mencionados anteriormente, para el monitoreo a distancia, las técnicas de: THA, impping y corte de plumas, son muy útiles. En el caso del impping, se sustituye una pluma rectriz por otra de un color diferente (puede ser de otra especie), la cual solo durará antes de la muda y por lo tanto no afectará la percepción a largo plazo de los individuos de la especie <sup>(12)</sup> (Figura 19). El corte de plumas rectrices también puede servir para identificar a los individuos; al tratarse de especies que no requieren de un vuelo preciso como las aves de presa, este corte no les afecta biológicamente. <sup>(47)</sup>

## 5.1 Métodos de Monitoreo

El monitoreo se puede realizar dos veces al día, en la mañana (5:30 am - 9:30 am) y en la tarde (3:30pm - 6:30 pm), durante dos meses. Posteriormente, puede hacerse dos veces al día, una semana sí y dos semanas no, durante un año. <sup>(9,12,15,73)</sup>

### 5.1.1 Recorridos a Pie

Las observaciones deben hacerse en puntos clave y en las copas de los árboles, de ser posible subir a ellos y observar de 20 a 30 metros arriba del piso. <sup>(10)</sup> Mediante el uso de un GPS se puede registrar el sitio del avistamiento de los psitácidos, registrando la hora, el número de individuos avistados y la actividad que realizaban. La distancia a monitorear abarcará principalmente el sitio de liberación y se marcarán diversos puntos, variando la longitud entre cada uno. Se han observado patrones de dispersión del sitio de liberación hasta los 200 m. En un proyecto de repoblación, un loro *Aratinga leucophthalmus* fue encontrado 16 meses después de su liberación a 5,400 m. de distancia. <sup>(12,82)</sup>

### 5.1.2 Telemetría

En caso de realizar el monitoreo con telemetría, treinta días antes de la liberación se adaptará un radio transmisor falso a una muestra representativa de los psitácidos y, 4 ó 5 días antes de la liberación éste se cambiará por el transmisor verdadero. <sup>(46)</sup>

Existen dos tipos de transmisores para psitácidos, los que se colocan en el cuello y los que van en las rectoras. Existen diversos modelos que varían en el tiempo de vida y la distancia de lectura, por ejemplo, el radio collar VHF (TXD-203C, Telenax® México) funciona detectando una distancia de 5 km y la pila tiene una duración de hasta 12 meses, y la señal se puede captar con la antena receptor (TR-5 Telemetry Scanning-Receiver, Telonics®, EUA). <sup>(46)</sup>

El monitoreo por telemetría puede realizarse diariamente las primeras dos semanas e irse disminuyendo con el tiempo ó bien, realizarse de 3 a 4 veces por semana desde el inicio.  
(10,47) Todos los esquemas de monitoreo deben de modificarse según se requiera.



Figura 17. Comedero suplementario colocado a 15m. del suelo.



Figura 18. Impping y corte de rectrices para identificar al ejemplar post-liberación.

## VI REFERENCIAS

1. “Ley General de Vida Silvestre”, Ley Pub. Núm. X Estatuto ( julio, 3, 2000) Última Reforma DOF 06-06-2012
2. Macías-Caballero C, Iñigo-Elias E, Enkerlin-Hoelich EC. Proyecto para la recuperación, manejo y aprovechamiento sustentable de los psitácidos de México. Secretaría de Medio Ambiente Recursos Naturales y Pesca. Instituto Nacional de Ecología 2000: 1-109.
3. Reuter A, Mosig P. Comercio y Aprovechamiento de Especies Silvestres en México: observaciones sobre la gestión, tendencias y retos relacionados. TRAFFIC 2009.
4. Develey PF. Não há mais tempo a perder. Revista CETAS e ASMS: Relatório de Atividades dos Centros de Triagem e Áreas de Soltura e Monitoramento de Animais Silvestres. São Paulo 2012: 12.
5. Magalhães R W. Iniciativas para Preservação de Psitacédeos. Eco Associação para Estudos do Ambiente. São Paulo: Editora Gráfica, 2006; 1-157.
6. International Union of Conservation of Nature and Natural Resources/Reintroduction Specialist Group. Guidelines for the Placement of Confiscated Animals Re-introductions. Gland, Switzerland and ERWDA, Abu Dhabi, UAE: IUCN, 2002.
7. International Union of Conservation of Nature and Natural Resources/Reintroduction Specialist Group. Global Re-Introduction Perspectives: Re-Introduction Case Studies Around the World. Agency-Abu Dhabi, Denver Zoological Foundation: IUCN, 2002.
8. Butler CJ. Feral Parrots in the Continental United States and United Kingdom: Past, Present, and Future. Journal of Avian Medicine and Surgery 2005; 19(2):142-149.
9. Valle A, Chagas N. Reintrodução de araras na Chapada Imperial - DF: Condicionamento de vôo, preferência alimentar e percepções de ecoturismo. Reintrodução de Psitacédeos: III Encontro de CETAS e Áreas de Soltura do Estado de São Paulo 2010: 51-54.
10. White Jr TH, Collazo JA, Vilella FJ, Survival of captive-reared Puerto Rican Parrots released in the Caribbean National Forest. Condor 2005;107: 424–432.
11. Lima PC, Santos SS. Reprodução de uma população reintroduzida de *Aratinga auricapilla* (Kuhl, 1820) Aves: Psittacidae, em área de Cerrado no Leste da Bahia. Ornithologia 2005; 1:13-17.

12. Saidenberg, ABS. Avaliação de protocolos sanitários para a espécie Papagaio-de-peito-roxo (*Amazona vinacea* - Kuhl, 1820) em cativeiro e análise de programas de relocação populacional.(tese de doutoramento). São Paulo, Brasil: Universidade de São Paulo, 2009-atual.
13. White Jr, Collar NJ, Moorhouse RJ, Sanz V, Stolen ED, Brightsmith DJ. Psittacine Reintroductions: Common denominators of success. *Biological Conservation* 2012; 148: 106 -115.
14. SANZ V, GRAJAL A. Successful reintroduction of captive-raised Yellow-shouldered amazon parrots on Margarita Island, Venezuela. *Conservation Biology* 1998; (12)2: 430-441.
15. SOS FAUNA. Projeto “De Volta Pra Casa”. Reforço populacional para o Papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva*), Mato Grosso do Sul 2011- atual.
16. Centro Ecoturístico “Las Guacamayas”. Ejido Reforma Agraria. Ribera del Río Lacantún, Chiapas-México, 2012.
17. UNICEN. Variación intraespecífica, evolución y conservación. Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires. Facultad de Ciencias Veterinarias. [Citado 2012 julio 13] Disponible en : URL: [http://www.vet.unicen.edu.ar/html/Areas/Mejora\\_genetica/Documentos/2011/Evolucion%20y%20conservacion.pdf](http://www.vet.unicen.edu.ar/html/Areas/Mejora_genetica/Documentos/2011/Evolucion%20y%20conservacion.pdf)
18. Schmidt KL, Amato G. La genética molecular como una herramienta para la conservación de las guacamayas rojas (*Ara macao*) en la selva maya. In: Boyd JD, McNab RB. (Eds). *La Guacamaya Roja en Guatemala y El Salvador: Estado Actual en 2008 y Posibilidades en el Futuro.* (Petén) Guatemala. 2008; 137- 139.
19. Snyder N, McGowan P, Gilardi, Grajal A (eds.) *Parrots. Status Survey and Conservation Action Plan 2000–2004.* IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK 2000.
20. Enkerlin-Hoeflich EC *et al.* Status, distribución, ecología y conservación de las cotorras serranas (*Rhynchopsitta pachyrhyncha* y *R. terrisi*) en el norte de México: 3a fase. Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey. Centro de Calidad Ambiental. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No. Q050. México (D. F.) 2001.



21. Renton K. Evaluación del estado de conservación de las poblaciones del loro corona lila (*Amazona finschi*) en México. Informe final del Proyecto AS001. Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología 2002.
22. Enkerlin-Hoeflich, EC. Status, ecología y conservación de loros Amazona en el Noreste de México. Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey. Centro de Calidad Ambiental. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No.B115. México (D.F.) 1998.
23. Gaucín-Ríos N. Biología de la conservación de la guacamaya verde (*Ara militaris*) en el Sótano del Barro, Qro. Universidad Autónoma de Querétaro. Facultad de Ciencias Naturales. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No. L204. México (D. F.) 2000.
24. Morales LP. Evaluación de la Abundancia Poblacional y Recursos Alimenticios para Tres Géneros de Psitácidos en Hábitats Conservados y Perturbados de la Costa de Jalisco, México (tesis de maestría).D.F, México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2005.
25. Parque Nacional Cañón del Sumidero, 2010, Monitoreo del Perico Verde Mexicano (*Aratinga holochlora*) en el Parque Nacional Cañón del Sumidero. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas [Citado: 2011 febrero 16] Disponible en: URL: [http://www.conanp.gob.mx/acciones/fichas/perico\\_verde/info/info.pdf](http://www.conanp.gob.mx/acciones/fichas/perico_verde/info/info.pdf)
26. Sánchez-Martínez TC, Renton K. Availability and selection of arboreal termitaria as nest-sites by Orange-fronted Parakeets *Aratinga canicularis* in conserved and modified landscapes in Mexico. *Ibis*, 2009; 151: 311–320.
27. Arizmendi MC. Conservación de la guacamaya verde (*Ara militaris*) en la Reserva de la Biosfera Tehuacán-Cuicatlán, México: un estudio de abundancia y reproducción en la zona de la Cañada. Universidad Nacional Autónoma de México. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No.DT006. México (D. F.) 2008.
28. Parragan Books LTD. Aves del Mundo. Atlantic Publishing. Barcelona España 2006; 126-137.
29. BirdLife International. Species factsheet: *Strigops habroptila*. [Citado 2011 julio 3] Available from : URL: <http://www.birdlife.org>

30. McLelland JM, Reidc, McInnes K, Roe WD, Gartrell BD. Evidence of Lead Exposure in a Free Ranging Population of Kea (*Nestor notabilis*). *Journal of Wildlife Diseases*. 2010; 46(2):532-540.
31. Soberanes-González CA. Conservación de la Guacamaya Verde (*Ara militaris*): Análisis Genéticos (tesis de maestría). Distrito Federal, México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2008.
32. U.S. Fish and Wildlife Service. Thick-billed parrot (*Rhynchopsitta pachyrhyncha*) Draft Recovery Plan Addendum. U.S. Fish and Wildlife Service, Southwest Region. Albuquerque, NM 2012.
33. Cooperrider AY, Boyd RJ, Stuart HR. Inventory and Monitoring of Wildlife Habitat. U.S. Dept. Inter. Bur Land Manage. Service Center. Denver, CO. 1986: 858.
34. Şekercioglu ĆH, Primack RB, Wormworth J. The effects of climate change on tropical birds. *Biological Conservation* 2012; 148: 1–18.
35. Hannah L. Impacts of Anthropogenic CO<sub>2</sub> and Climate Change on the Biology of Terrestrial and Marine Systems, in Kendall, Leicher, Cobb, Cox. *Wildlife Toxicology: Emerging Contaminant and Biodiversity Issues*. 2010; 147-168.
36. Clinton EJ, Aragon TA, McGehee SM. Traditional use of limestone cave by nesting green parakeets (*Aratinga holochlora*) *Ornitología Neotropical* 1997; (8): 243-244.
37. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas Programa de Acción para la Conservación de la Especie: Guacamaya verde (*Ara militaris*). Oropeza Hernández P, Rendón-Hernández E (Eds.). México, 2012.
38. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas Programa de Acción para la Conservación de la Especie: Guacamaya roja (*Ara macao cyanoptera*). México, 2009.
39. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas Programa de Acción para la Conservación de las Especies: Cotorras serranas (*Rhynchopsitta* spp). México, 2009.
40. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas Programa de Acción para la Conservación de las Especies: Loro

cabeza amarilla (*Amazona oratrix*) y Loro nuca amarilla (*Amazona auropalliata*) Oropeza Hernández P, Rendón-Hernández E (Eds.). México, 2012.

41. Elizondo C L. Ficha técnica: *Amazona albifrons*. Instituto Nacional de Biodiversidad. 2011 [Citado 2012 julio 18] Disponible en: URL: [http:// URL The Nature Conservancy](http://URL The Nature Conservancy). Luis Humberto Elizondo C. 12/1/2000. <http://darnis.inbio.ac.cr/FMPro?-DB=ubipub.fp3&-lay=WebAll&-Format=/ubi/detail.html&-Op=bw&id=2849&-Find>
42. Rodríguez-Velázquez J, Sinaca-Colín P, Jamangapé-García G. Frutos y semillas de árboles tropicales de México. INE. Encuadernadora Progreso.México 2009.
43. Sánchez-Mateo A, Soto-Cruz R, Lebgue KT. Diversidad de aves y mamíferos en zonas donde anida *Rhynchopsitta pachyrhyncha*, en el municipio de Madera, Chihuahua, México. Revista Latinoamericana de Recursos Naturales 2007; 3 (1): 52-57.
44. Greiber T. Conservation with Justice. A Rights-based Approach. IUCN, Gland, Switzerland. 2009; 16: 1-118.
45. Seddon PJ. Persistence without intervention: assessing success in wildlife re-introductions. Trends Ecol. Evol 1999; 14, 503.
46. Parás A, Macías C, Ciembor P, Stone E, Lamberski N, Ritchie B. Pre-release health evaluation of amazona parrots in Northeast Mexico. Proceedings of the Association of Avian Veterinarians 2002: 365-367.
47. Brightsmith D. The use of hand-raised psittacines for reintroduction: a case study of scarlet macaws (*Ara macao*) in Peru and Costa Rica. Biological Conservation 2005; 121:465-472.
48. Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. SENASICA 2012 [citada 7 Junio 2012]. Disponible en: URL: <http://www.senasica.gob.mx/>
49. Styles D, Raphael B. Enfermedades Infecciosas y Recomendaciones para su Evaluación, En. Boyd JD, McNab RB. (Eds). "La Guacamaya Roja en Guatemala y El Salvador: Estado Actual en 2008 y Posibilidades en el Futuro. (Petén) Guatemala". 2008; 87-98.
50. Masello JF, Choconi RG, Sehgal RN, Tell L, Quillfeldt P. Blood and Intestinal Parasites in Wild Psittaciformes: A Case Study of Burrowing Parrots (*Cyanoliseus patagonus*) Ornitología Neotropical 2006; 17: 515 - 529.

51. Gordon SE, Montiel-Parra G, Pérez MT. A Survey of Selected Parasitic and Viral Pathogens in Four Species of Mexican Parrots, *Amazona autumnalis*, *Amazona oratrix*, *Amazona viridigenalis* y *Rhynchopsitta pachyrhyncha*. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 2005; 36 (2): 245-249.
52. Belo NO, Passos LF, Júnior LMC, Goulart CE, Sherlock TM, Braga EM. Avian Malaria in Captive Psittacine Birds: Detection by Microscopy and 18S rNA gene amplification. *Preventive Veterinary Medicine* 2009; 88: 220-224.
53. Greiner CE, Ritchie BW. Parasites in Ritchie B, Harrison G, Harrison L, editors. *Avian Medicine: principles and application*. Lake Worth (FL): Wingers Publishing, 1994: 984-996.
54. Rooney MB, Burkhard MJ, Greiner E, Zeng QY, Johnson J. Intestinal and Blood Parasites in Amazon Parrots Destined for Relocation in Guatemala. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 2001; 32 (1): 71-73.
55. Franco-Ochoa MP, Figueroa-Castillo JA, González-Rebeles IC. Hallazgo de *Pulluterina* sp en Loros Mexicanos del Género *Amazona* en el CIVS Los Reyes. *Memorias del VII Seminario Internacional de Parasitología Animal y IX Congreso Nacional de Parasitología Veterinaria*; 2012 Octubre 10-12; Ciudad de Querétaro (Qro.) México 2012:567-573.
56. Díaz JL, et al. *Pelecitus tercostatus* (Molin,1960) (Nematoda, Onchocercidae) in *Amazona vinacea* (Aves, Psittaciformes) from Argentina: morphological details and clinical findings. *Acta Parasitologica* 2012; 57(2).
57. Departamento de Parasitología. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. *Manual de Parasitología*. Departamento de Parasitología. FMVZ. UNAM.
58. Saidenberg AB, Gilardi JD, Munn CA, Knöbl T. Evaluation of fecal Gram stains and prevalence's of endoparasites in free-living macaws. *Pesquisa Veterinária Brasileira* 2013. En prensa.
59. OIE. Newcastle Disease. Technical Disease Card. 2009 [citada 14 Noviembre 2012]. Disponible en: URL: [http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Animal\\_Health\\_in\\_the\\_World/docs/pdf/NEWCASTLE\\_DISEASE\\_\\_FINAL.pdf](http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Animal_Health_in_the_World/docs/pdf/NEWCASTLE_DISEASE__FINAL.pdf)

60. Gerlach H. Bacteria in Ritchie B, Harrison G, Harrison L, editors. Avian Medicine: principles and application. Lake Worth (FL): Wingers Publishing, 1994: 949-983.
61. Marietto-Gonçalves GA, de Almeida SM, de Lima T, Okamoto AS, Pinczowski P, Andreatti RF. Isolation of *Salmonella enterica* Serovar Enteritidis in Blue-Fronted Amazon Parrot (*Amazona aestiva*). Avian Diseases 2010 54(1):151-155.
62. ACUERDO por el que se da a conocer la campaña y las medidas zoonosanitarias que deberán aplicarse para el diagnóstico, prevención, control y erradicación de la Influenza Aviar Notificable, en las zonas del territorio de los Estados Unidos Mexicanos en las que se encuentre presente esa enfermedad. DOF. SEGOB. Secretaría de Gobernación. 2011 [citada 14 Noviembre 2012]. Disponible en: [http://dof.gob.mx/nota\\_detalle.php?codigo=5197236&fecha=21/06/2011](http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5197236&fecha=21/06/2011)
63. Raso T, Fernandes GH, Robaldo NM, Pinto AA. *Chlamydophila psittaci* in free-living Blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) and Hyacinth macaws (*Anodorhynchus hyacinthinus*) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil. Veterinary Microbiology 2006; 117: 235–241.
64. Morales L. Determinación de la Presencia de *Chlamydophila psittaci* en Aves de Compañía, Aves Silvestres en Cautiverio y su Relación con la Enfermedad en Humanos. (Tesis de Maestría) México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2006.
65. Raso T, *et al.* An Outbreak of Chlamydiosis in Captive Blue-Fronted Amazon Parrots (*Amazona aestiva*) In Brazil. Journal of Zoo and Wildlife Medicine 2004; 35 (1): 94-96
66. Phalen DN. Implications of viruses in clinical disorders, In: Harrison GJ, Lightfoot TL, editors. Clinical Avian Medicine. Palm Beach, FL.: Spix Publishing 2006: 727-732
67. Australian Government Department of the Environment and Heritage. Hygiene Protocols for the Prevention and Control of Diseases (Particularly Beak and Feather Disease) in Australian Birds. 2006, [citada 2012 Jun 11]. Disponible en: URL: <http://www.environment.gov.au/biodiversity/threatened/publications/tap/hygiene-protocols/pubs/pachecos-disease.pdf>
68. Piasecki T, Wieliczko A. Detection of Beak and Feather Disease Virus and Avian Polyomavirus DNA in Psittacine Birds in Poland. Bull Vet Inst Pulawy 2010; 54: 141-146

69. Deb *et al.* A Longitudinal Study on Avian Polyomavirus-specific Antibodies in Captive Spix's Macaws (*Cyanopsitta spixii*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* 2010; 24(3):192-198.
70. Pollock CG. Implication of mycobacteria in clinical disorders. In: Harrison GJ, Lightfoot TL (eds.). *Clinical Avian Medicine*. 1st ed. Spix Publishing, Florida. 2006; 681-690 pp.
71. So-Young L, *et al.* Mycobacterium avium subsp. avium infection in a lineolated parakeet (*Bolborhynchus lineola*). *Korean J Vet Res* 2010; 50(1): 59-62
72. LO VK. Repatriação, revigoramento e monitoramento de aves silvestres em área de soltura – Tremedal – BA. In: I Encontro de ASM Estado de SP - Relatório de Atividades. 2006.
73. Reintrodução de Psitacídeos - III Encontro de Cetas e Áreas de Soltura do Estado de São Paulo. 2010: 68.
74. Avibase, the world bird database. Denis Lepage. 2013 [citado 2012 marzo 22]. Disponible en: URL: <http://avibase.bsc-eoc.org/avibase.jsp?lang=ES&pg=home>
75. Saidenberg AB, Franco-Ochoa MP. Muestreo para patógenos y métodos de rehabilitación del Loro vináceo (*Amazona vinacea*) en un proyecto de reintroducción. Curso Teórico-Práctico Clínica, Nutrición y Conservación de Psitácidos: 2012; Playa del Carmen (QR)México: 2012
76. Fox R. Hand-Rearing: Behavioral Impacts and Implications for Captive Parrot Welfare. In:Luescher AU. *Manual of parrot behavior*. Ames Iowa (USA). Blackwell Publishing 2006;10:83-91.
77. Griffin AS, Blumstein DT, Christopher ES. Training Captive-Bred or Translocated Animals to Avoid Predators. *Conservation Biology* 2000; 14: 1317-1326.
78. Wilson HG. Behavior of Captive Psittacids in the Breeding Aviary. In:Luescher AU. *Manual of parrot behavior*. Ames Iowa (USA). Blackwell Publishing 2006;25:281-290.
79. Boyd J, Darrel S, Brightsmith D. Reintroducción, Liberación y Manejo Poblacional de la Guacamaya Roja, En. Boyd JD, McNab RB. (Eds). "La Guacamaya Roja en Guatemala y El Salvador: Estado Actual en 2008 y Posibilidades en el Futuro. Ciudad de Guatemala y Flores, Petén, Guatemala 2008; 109-123.

80. Azevedo CS, Young RJ. Do Captive-born greater rheas *Rhea Americana* Linnaeus (Rheiformes, Rheidae) remember antipredator training?. *Revista Brasileira de Zoologia* 2006; 23(1): 194-201.
81. Munn CA. Parrot Conservation, Trade, and Reintroduction. In: Luescher AU. *Manual of parrot behavior*. Ames Iowa (USA). Blackwell Publishing 2006; 3:27-31.
82. Oliveira R. Área de Soltura e Monitoramento de Fauna Silvestre Associação dos Amigos do Vila Verde. *Revista CETAS e ASMS: Relatório de Atividades dos Centros de Triagem e Áreas de Soltura e Monitoramento de Animais Silvestres*. São Paulo 2012; 34-37.