



Universidad Nacional Autónoma de México

Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán

Manejo de guacamaya roja (*Ara macao*) en cautiverio con fines de conservación
(Revisión bibliográfica)

Tesis

Que para obtener el título de:

Medica veterinaria zootecnista

Presenta:

Carmen Alejandra Uribe Medellín

Asesor:

M. En M.V.Z. Oscar Daniel González Santana
Cuautitlán Izcalli, Estado de México, 2018.



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
SECRETARÍA GENERAL
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.
FACULTAD DE ESTUDIOS
SUPERIORES CUAUTITLÁN
ASUNTO: VOTO APROBATORIO



M. en C. JORGE ALFREDO CUÉLLAR ORDAZ
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLÁN
PRESENTE

ATN: I.A. LAURA MARGARITA CORTAZAR FIGUEROA
Jefa del Departamento de Exámenes Profesionales
de la FES Cuautitlán.

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos comunicar a usted que revisamos el: **Trabajo de Tesis**

**Manejo de guacamaya roja (Ara macao) en cautiverio con fines de conservación
(Revisión Bibliográfica)**

Que presenta la pasante: CARMEN ALEJANDRA URIBE MEDELLÍN

Con número de cuenta: 40901496-9 para obtener el Título de la carrera: Medicina Veterinaria y Zootecnia

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO**.

ATENTAMENTE

"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"

Cuautitlán Izcalli, Méx. a 11 de septiembre de 2018.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	M.V.Z. Rodolfo Córdova Ponce	
VOCAL	M.V.Z. María de la Luz Montero Villeda	
SECRETARIO	M. en M.V.Z. Oscar Daniel González Santana	
1er. SUPLENTE	M. en M.V.Z. Gerardo López Islas	
2do. SUPLENTE	M. en C. Tiziano Santos Morán	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 127).

LMCF/ntm*

Dedicatorias

Al departamento de Conservación del parque Ecoarqueológico Xcaret por todas las facilidades e información para elaborar este trabajo.

A Karol Sepulveda, Marta Yeh, Christian Marina, María Angela Novelo y Alicia Tapia, que me guiaron y compartieron todo su conocimiento acerca de estas hermosas aves.

A Oscar Gonzalez Santana, mi asesor, profesor y amigo por todas las enseñanzas, contribuciones y apoyo para realizar esta tesis.

A mis hermanos Cesar, Karla y Fernanda por estar a mi lado siempre que los necesite.

A Jorge L. Elizagaray M., mi compañero de vida por todo tu amor, cariño, sueños compartidos y aliento sin el cual esta tesis seguiría en un cajón.

A mis padres Jose H. Uribe y Carmen Medellín por todo el amor, cariño, sacrificio y apoyo durante toda mi vida, sin el cual no sería la persona que soy hoy en día.

Índice

1. OBJETIVO	5
2. INTRODUCCIÓN	5
2.1. PSITÁCIDOS	5
2.2. <i>Guacamayas (Ara spp.)</i>	10
2.2.1. Guacamaya Roja (<i>Ara macao</i>).....	11
3. DESARROLLO	20
3.1. <i>Instalaciones</i>	21
Nidos.....	23
Bioseguridad	26
3.2. <i>Alimentación</i>	29
3.3. <i>Creación de parejas reproductoras</i>	30
3.3.1. Determinación del sexo.....	30
3.3.2. Selección de parejas	34
3.4. <i>Postura</i>	36
3.4.1. Manejo de los huevos dentro del nido.....	39
3.5. <i>Observación de huevos a tras luz (Ovoscoopia)</i>	42
3.6. <i>Incubación</i>	44
Incubación artificial	46
3.7. <i>Crías</i>	52
Características del polluelo	52
Alimentación.....	55
Polluelos en nido.....	60
Polluelos en Crianza Artificial.....	64
Independización	75
Principales patologías en polluelos	78
3.8. <i>Manejo</i>	82
3.8.1. Contención física.....	82
3.8.2. Desparasitación	84
4. BIBLIOGRAFÍA	86

1. Objetivo

General

- Recopilar información bibliográfica existente y de la experiencia propia en el parque ecoarqueológico “Xcaret” acerca de guacamaya roja (*Ara macao*).

Particulares

- Recopilar información bibliográfica de métodos de crianza y reproducción de psitácidos en cautiverio.
- Recopilación de la información acerca de las actividades que se llevan a cabo en el área de reproducción y crianza de guacamayas del parque ecoarqueológico Xcaret.
- Apoyar a las actividades de conservación ex situ e in situ de esta especie.

2. Introducción

2.1. Psitácidos

Las aves modernas (*Neornithes*) forman un grupo homogéneo de vertebrados endotermos, ovíparos, que presentan un pico córneo, cuyo cuerpo está cubierto con plumas.

Las aves vivientes se han diversificado ampliamente, y se encuentran distribuidas por todo el planeta y en todos los ambientes terrestres y acuáticos, excepto los desiertos más extremos y en el centro de la Antártida (Navarro et al., 2014).

Según BirdLife International en el 2017 se estiman 1,104 especies de aves en México de las cuales 113 son endémicas, ocupando así el 11vo lugar mundial en cuanto a número de especies (11,000 aprox.).

El orden Psittaciformes está compuesta de 3 superfamilias: Strigopoidea, Cacatuoidea y Psittacoidea como menciona Heatley y Cornejo (2015), aunque algunos autores la

clasifican como una sola familia: Psittacidae. Se encuentran principalmente en climas tropicales y subtropicales. (Bradshaw & Engebretson, 2013). La mayoría de las especies de este orden son diurnas y son reconocidas por sus característicos picos y patas. (Lamberski, 2003)

Generalmente poseen un cuerpo grueso y de posición erguida, con patas zigodáctilas (Figura 1), lo que quiere decir que tienen dedos oponibles en las patas, el dígito I y IV dirigidas caudalmente y dígitos II y III dirigidos cranealmente, siendo el dígito IV reversible (Tully, Dorrestein & Jones, 2000; Lamberski, 2003)



Figura 1: Pata zigodáctila. (Francisco, Smith-Paredes y Vargas, 2015)

Lo cual unido a que son patas relativamente cortas y robustas, les permite agarrarse firmemente a ramas y perchas y manipular con gran precisión alimentos (Figura 2) y objetos de diversas categorías. (Del Valle, 2008)



Figura 2: *Ara macao* manipulando objetos.

Presentan una modificación de los huesos craneales para formar el pico (rostro piramidal). La valva superior del pico también conocida como rinoteca está formada por los huesos premaxilar, maxilar y nasal; y la valva inferior o gnatoteca está formada por cinco huesecillos que se fusionan precozmente para formar la mandíbula, cabe destacar la existencia de un sólo cóndilo occipital y la presencia del llamado hueso cuadrado que conecta la mandíbula con el cráneo (h. temporal) (Figura 3).

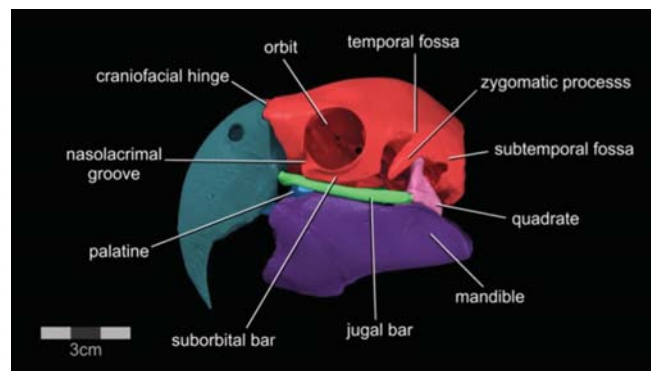


Figura 3: Animación de un cráneo de *A. macao*.(Witmer, 2016)

Los huesos cuadrados forman el componente más importante del llamado aparato maxilopalatino, gracias al cual las valvas superior e inferior del pico pueden moverse de

forma simultánea, la superior hacia arriba y la inferior hacia abajo, cuando gira el hueso cuadrado. El pico puede abrirse ampliamente gracias a este complicado mecanismo. Además, la articulación craneofacial es de tipo sinovial, haciendo que los movimientos del maxilar (valva superior) respecto a la mandíbula (valva inferior) sean más amplios y más fuertes. (Gil, 2010)

El pico tiene una serie de sensores de presión en la punta, los cuales permiten examinar la consistencia y la estructura de los objetos sujetados. (Girling, 2003). La lengua suele ser musculosa y muy versátil, como un dedo extra con el que se puede remover cortezas de frutas o semillas. (Del Valle, 2008) Poseen pocas papilas gustativas en comparación con los mamíferos, aun así el gusto es un factor determinante en la aceptación o rechazo de la comida. (Lamberski, 2003)

Poseen un buche relativamente grande, en el que se almacena temporalmente y se digiere parcialmente el alimento, en cual puede ser regurgitado a las crías o a la pareja o puede seguir su tránsito por el resto del tubo digestivo el cual no posee ciegos, pues estas aves no suelen consumir alimentos que necesiten de largos periodos de fermentación o fuertes floras bacterianas. (Del Valle, 2008)

Tienen un ventrículo muy muscular con una pared gruesa como menciona Lamberski (2003), aunque no está tan desarrollado como en pavos y anátidas, pues estas suelen pelar las semillas antes de ingerirlas. Con las contracciones de estos músculos se lleva a cabo la digestión mecánica. (O'Malley, 2007)

En psitácidos los senos infraorbitales poseen una estrecha comunicación con las cavidades nasales y con los sacos aéreos, estos sacos aéreos tienen una delgada pared poco vascularizada y carecen de cilios. (Lamberski, 2003)

Estas aves suelen ser monógamas y forman parejas de por vida que a su vez forman colonias de diversos tamaños generalmente desde decenas hasta cientos de individuos. Anidan en colonias en cuevas excavadas en riscos o en termiteros, al igual que en oquedades de palmas y árboles de diversas especies.

Se plantea que fue la vida en comunidad y las fuertes exigencias que ella conlleva, una de las principales catalizadoras del elaborado desarrollo de su repertorio vocal. (Del Valle, 2008)

Las especies del nuevo mundo pueden ser encontradas en Sur y Centro América mientras que las especies del viejo mundo están localizadas en Australasia, África y Asia. (Lamberski, 2003)

La familia de los psitácidos tiene un alto porcentaje de especies amenazadas, mundialmente hay cerca de 90 especies en riesgo de extinción. La situación es especialmente crítica en la región neotropical, donde casi el 31% de las especies de psitácidos está en peligro de extinción. México tiene 24 especies de psitácidos de las cuales 7 son endémicas del país. De acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT-2010 que tiene por objeto identificar las especies de flora y fauna silvestres en riesgo, todas las especies de psitácidos, excepto 2, se encuentran en alguna categoría de riesgo: 13 especies en peligro de extinción, 6 amenazadas y 4 en protección especial. En adición, 20 especies están consideradas amenazadas a nivel internacional en la lista roja de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN). (UICN, 2015)

Para atender la problemática que afecta a los psitácidos, en 1999 se constituyó el Subcomité Técnico Consultivo Nacional para la protección, conservación y recuperación de los psitácidos, órgano consultivo de las autoridades, cuya misión fundamental era plantear la estrategia nacional para la protección, conservación y recuperación de los psitácidos en México. (SEMARNAT, 2009).

Se modificó la Ley General de Vida Silvestre para prohibir el aprovechamiento extractivo, con fines de supervivencia o comerciales, de cualquier psitácido con distribución dentro del territorio nacional. (Ley General de Vida Silvestre, 2016)

2.2. Guacamayas (*Ara* spp.)

Las guacamayas poseen parches de piel sin plumas en las mejillas, los cuales son muy sensibles y se debe de tener precaución de no lesionarlos durante las sujeciones físicas. (Lamberski, 2003)(Figura 4)



Figura 4: Parches de piel sin plumas

Dos especies del género *Ara* viven actualmente en México: la verde (*Ara militaris*) y la escarlata (*Ara macao*). Ambas especies han estado sujetas a una explotación irracional y en los últimos 70 años su distribución se ha limitado drásticamente y sus poblaciones y hábitats se han fragmentado aún más. (Íñigo, 1999)

Actualmente las dos especies están consideradas en peligro de extinción dentro de la Norma Oficial Mexicana (NOM-059-SEMARNAT-2010)

Antes de la conquista estas guacamayas eran adoradas por diversas culturas mesoamericanas (Figura 5) que las atrapaban para usarlas en sus ceremonias religiosas. La guacamaya escarlata entre los aztecas era considerada como Xiuhtecutli, dios del sol y del fuego, y para los antiguos mayas en su mitología era Vacub-Caquix, o sea, el sol antes de su creación. Existen evidencias de un antiguo comercio constante de guacamayas como

mascotas, principalmente juveniles de guacamaya verde, desde el sur del país hasta lo que hoy es Arizona y Nuevo México. Algunas culturas las cazaban para alimento. (Íñigo, 1999)



Figura 5: Situada entre una planta de maíz y un árbol de cacao figura de perfil una Guacamaya Verde o Militar (*Ara militaris*) con actitud de posarse sobre el cacao (Navarijo, 2012)

2.2.1. Guacamaya Roja (*Ara macao*)

Reino	Animalia
Phylum	Chordata
Clase	Aves
Superorden	Neognathae
Orden	Psittaciformes
Familia	Psittacidae
Subfamilia	Psittacinae
Genero	<i>Ara</i>
Especie	<i>Ara macao</i>
Subespecie	<i>cyanoptera</i>



Figura 6: *Ara macao cyanoptera* en el parque ecoarqueológico Xcaret.

La guacamaya roja se distingue por su plumaje de color rojo escarlata, el color amarillo y azul de las plumas cobertoras y secundarias de las alas, además de un parche sin plumas en las mejillas (Figura 6). Las plumas cobertoras de la cola presentan un color azul claro, mientras que las plumas cobertoras primarias son rojas. El pico de la mandíbula superior es de color hueso, mientras la mandíbula inferior es negro mate. El iris es color amarillo y las patas color oscuro. Los juveniles son similares excepto por el iris que es de color café claro y, de acuerdo a la guía de identificación de aves de CITES (2015), la cola que suele ser más corta que los adultos. Los adultos miden 85-96 cm de cabeza a cola, con un peso corporal de un poco más que 1 kg, las alas tienen una longitud promedio de 41 cm y la cola tiene un promedio de 53 cm. (SEMARNAT, 2009; Sánchez, Pineda, Benítez, Berlanga y Rivera-Téllez, 2015)

De acuerdo a las características fenotípicas de los ejemplares así como su distribución, existen dos subespecies de la guacamaya roja; una de América del Sur y otra de América Central. La subespecie en América Central (*Ara macao cyanoptera*) se distingue por el

color amarillo con puntos azules de las plumas cobertoras del ala mientras que los ejemplares de la guacamaya roja de América del Sur (*Ara macao macao*) presentan coberturas amarillas con una franja de color verde antes de los puntos azules en el ala. En adición, la subespecie *Ara macao cyanoptera* es de mayor tamaño, presentando una longitud del ala de 413 mm en promedio, comparando con el ala más pequeña de 388 mm en promedio en los ejemplares de América del Sur. (Wiedenfeld, 1994)

Biología de la especie

En América Central, *A. m. cyanoptera* anida durante los meses de diciembre a junio en la época seca. En la selva Lacandona de México, Chiapas anida en cavidades naturales de árboles, vivos o muertos (Íñigo 1999), utilizando más frecuentemente las especies de árbol de *Ceiba pentandra*, *Schizolobium parahybum*, y *Vatairea lundelli*. (SEMARNAT, 2009)

Es decir, aprovecha una cavidad abandonada por otra ave en algún árbol o utiliza huecos naturales como la base de una rama podrida, por lo general utilizan árboles grandes maduros con diámetro a la altura del pecho de promedio 129 cm. (SEMARNAT, 2009) Aunque ocasionalmente se ha encontrado que esta especie puede hacer ella misma una cavidad para anidar. (Íñigo, 1999)

Al parecer, seleccionan las cavidades más altas para anidar, teniendo un promedio de 19 m de altura, y con dimensiones de la entrada de promedio 22 cmx 32 cm. Generalmente, los nidos de las guacamayas se encuentran separados por más de 3 km, lo cual reduciría las fuertes interacciones agonísticas entre las parejas que anidan, y puede causar el fracaso de los nidos. (SEMARNAT, 2009)

Muestra un bajo porcentaje 46-48% de anidación. La causa principal del fracaso de los nidos es la depredación de los huevos o las crías, además del saqueo ilegal de los nidos. En adición, censos de los grupos familiares indican que menos del 20% de la población se

reproduce cada año. Dicha baja en la productividad reproductiva hace a las poblaciones silvestres de la guacamaya roja altamente vulnerable. (SEMARNAT, 2009)

A. m. cyanoptera pone de 1 a 3 huevos, mientras que en *A.m macao* se han registrado nidadas de hasta 4 huevos. En la selva Lacandona de México, se registró un tamaño de nidada promedio de 1.6 huevos/hembra en 1988-1989 y 2.7 huevos/hembra en 1998-1999. Eclosionan en promedio 1.5 a 2.0 pollos/pareja que anida.

Las crías nacen con los ojos cerrados y sin plumaje, con una masa corporal de 25-27 g, y longitud del ala de 18 mm. Las crías demuestran una tasa de crecimiento lento, alcanzando su peso máximo de 1,200 g entre 40-50 días de edad. Las crías abandonan el nido entre los 65-75 días de edad, permaneciendo varios meses con los padres. (SEMARNAT, 2009)

Existe poca información sobre la dieta de *A. m. cyanoptera*, aunque en Belice se registró a esta especie alimentándose de 15 especies de árboles durante la época seca. Las semillas de las plantas forman 76% de su dieta, mientras que los frutos sólo forman el 6% de la dieta. Las semillas también forman el principal componente en la dieta de las crías. (SEMARNAT, 2009)

Utilizan con mayor frecuencia la selva alta perennifolia conservada; en particular, las zonas riparias e inundables presentan hábitats claves que provee sitios de anidación para la guacamaya roja, además de recursos alimenticios durante su periodo reproductivo. Las juveniles de la guacamaya roja presentan un área de actividad de promedio de 7,355 ha. durante los primeros meses de dejar el nido. Sin embargo, los juveniles realizan movimientos de mayores distancias de 9 a 21 km y es posible que realicen movimientos de migración o dispersión cruzando entre México y Guatemala. (SEMARNAT, 2009)

Distribución Histórica

La distribución histórica de *Ara macao* se extiende desde el sur de Tamaulipas y Oaxaca en México, continuando por la región de América Central hasta el Valle de Magdalena en Colombia y luego por el lado de este de los Andes en la región de los Amazonas, hasta Santa Cruz en Bolivia y el norte de Mato Grosso en Brasil (Figura 7).



Figura 7: Distribución de *Ara macao*: Existente en amarillo y posiblemente extirpada en rojo. (UICN, 2015)

En México, la guacamaya roja (*Ara macao cyanoptera*) ocurrió históricamente desde el sur de Tamaulipas, por Veracruz, Oaxaca, Tabasco, Campeche y Chiapas (Figura 8).



Figura 8: Distribución de *A. m. cyanoptera* en México: Área potencial de distribución en rojo

(SEMARNAT, 2009; Íñigo, 1999)

Sin embargo, la guacamaya roja desapareció del sur de Tamaulipas a principio del siglo XIX, y el último registro de la especie en Oaxaca fue en 1961. A principios de los años 70, la guacamaya roja había sufrido una declinación catastrófica por toda su distribución original del país. Actualmente, la guacamaya roja está restringida a la selva Lacandona en el estado de Chiapas, aunque existe reporte de la especie en los Chimalapas de Oaxaca.

La extirpación de *A. m. cyanoptera* por la mayoría de su rango de distribución en México fue propiciado por la acelerada destrucción del bosque tropical perennifolio. Además, la guacamaya roja es altamente cotizada en el comercio por su rareza y belleza, lo que impulsa la captura y tráfico ilegal de la especie. A pesar de la protección que se ha otorgado a la guacamaya roja, la especie sigue siendo capturada y se estima que cada año hay captura ilegal de 50 individuos, con el aseguramiento por PROFEPA de un total de 144 ejemplares de la especie entre 1995-2005. (SEMARNAT, 2009)

La Procuraduría Federal de Protección al Ambiente, PROFEPA es un organismo encargado de regular las actividades industriales riesgosas, la contaminación al suelo y al aire, y el cuidado de los recursos naturales. Entre sus actividades se encuentra el vigilar e impedir el tráfico de flora y fauna en peligro de extinción así como regular las unidades de manejo animal.

Distribución actual y estado de la población

La Guacamaya escarlata (*Ara macao*) es la que tiene una mayor distribución de las 17 especies del género *Ara*, desde México a Brasil. (Vaughan, Nemeth, & Marineros, 2003)

Actualmente la distribución de *A. m. cyanoptera* está restringida a la selva Lacandona de la reserva de la Biosfera de Montes Azules, Chankin y Lacantún en el estado de Chiapas. Adicionalmente, se tiene reporte de una población en los Chimalapas, Oaxaca. Sin embargo, actualmente no existen más datos referentes a avistamientos de la especie en las áreas de su distribución histórica en México, por lo que debido a este hecho resulta aún más importante atender a la especie para evitar su extinción. (SEMARNAT, 2009)

El tamaño de la población de la *A. m. cyanoptera* en México es desconocido. Sin embargo, se ha estimado que existen menos de 200 parejas que anidan en la selva Lacandona. Los censos mensuales realizados por lancha en el río Usumacinta indican un pico en abundancia de las guacamayas a lo largo del río durante los meses de octubre a enero cuando están anidando (Figura 9). (SEMARNAT, 2009)

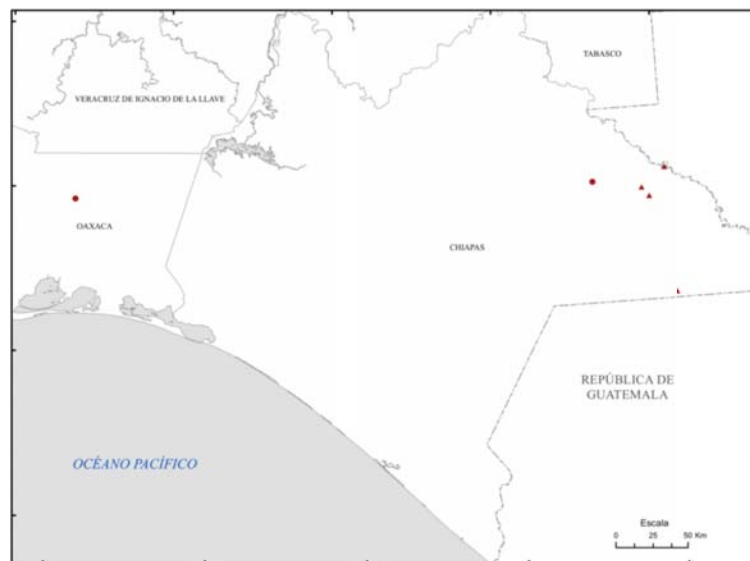


Figura 9: Distribución de *A. m. cyanoptera* en México: Distribución conocida en rojo (Navarro & Peterson, 2007)

En 2000, el subcomité de Psitácidos desarrolló un Proyecto para la Conservación, Manejo y aprovechamiento Sustentable de los Psitácidos en México (PREP), en el cual se considera a la guacamaya roja una especie prioritaria para la conservación. Las acciones propuestas en

el PREP para la conservación de la guacamaya roja incluyen: consolidar un grupo de trabajo nacional y trinacional sobre la especie; determinar la estructura de la población existente; y promover el establecimiento de esquemas de conservación comunitarios. (SEMARNAT, 2009)

Adicionalmente, se llevaron a cabo dos talleres de la iniciativa Trinacional para la conservación de la guacamaya roja en la selva Maya entre Belice, Guatemala y México. El propósito de dichos talleres fue promover la participación y cooperación en la conservación de la guacamaya roja en la selva Maya. Así mismo, el 30 de junio de 2008, el Subcomité de Psitácidos llevo a cabo el Taller de Identificación de Especies de Psitácidos Prioritarios a incluir en un Programa de Acción para la conservación de Especies en Riesgo, identificando a la guacamaya roja como una especie prioritaria para un PACE. (CITES 2013)

A nivel internacional, se encuentra el CITES (Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres) el cual es un acuerdo internacional concertado entre los gobiernos que tiene por finalidad velar por que el comercio internacional de especímenes de animales y plantas silvestres no constituya una amenaza para su supervivencia. En el cual las especies amparadas están clasificadas en tres Apéndices, según el grado de protección que necesiten.

Ara macao se encuentra catalogada dentro del Apéndice I, donde se incluyen todas las especies en peligro de extinción. El comercio de ejemplares de estas especies se autoriza solamente bajo circunstancias excepcionales. (CITES 2013) Mientras que en la UICN se encuentra clasificada dentro de la Lista roja como de baja preocupación. (UICN, 2015)

Estas categorías de protección de la guacamaya roja se justifican debido a la precipitada reducción de su distribución que comprende menos que el 5% del país, la alta deforestación del bosque tropical perennifolio, una alta vulnerabilidad biológica intrínseca de la especie,

y el fuerte impacto de las actividades humanas de captura para el comercio y pérdida del hábitat. (SEMARNAT, 2009)

Principales amenazas y grado de vulnerabilidad

Las principales amenazas para la guacamaya roja son: la acelerada destrucción del bosque tropical perennifolio que ha ocasionado la extirpación de la especie en la mayoría de su rango de distribución en México. El bosque tropical perennifolio presenta la más alta tasa de deforestación en México, y se estima que en la actualidad no existe más del 10% de la superficie original de este tipo de vegetación. (SEMARNAT, 2009)

La selva alta perennifolia es una selva muy densa dominada por árboles altos, de más de 30 m, con abundantes bejucos y plantas epifíticas (que viven enraizadas sobre otras plantas), y que permanece verde todo el año, aunque a veces algunos árboles aparecen desnudos de follaje durante la fase de la floración. (Miranda & Hernández, 1963)

Se desarrolla este tipo de selva en las tierras calientes húmedas con temperatura media anual superior a 20°C., precipitación media anual superior a 1,500 mm., y temporada seca nula o muy corta (con precipitaciones muy altas, de más de 2,000 mm., la temporada seca puede ser un poco más larga). (Miranda & Hernández, 1963)

Las variantes de este tipo de selva son muy numerosas y se caracterizan por la tendencia a dominar de algunos de sus componentes, como en los llamados caobales, ramonales, guapacales, etc. (Miranda & Hernández, 1963)

Por otra parte, estudios de radiotelemetría han demostrado que la guacamaya roja utiliza preferentemente a la selva alta y selva inundable conservada, evitando a los bosques perturbados, secundarios o potreros. Por lo cual, es probable que las selvas fragmentadas o perturbadas presenten bajos recursos alimenticios para la población silvestre de la guacamaya roja. A este problema se suman la depredación de los nidos de la guacamaya

roja por aves y mamíferos, ataques de abejas africanizadas y el saqueo de pichones por el ser humano para su venta en el mercado ilegal. (SEMARNAT, 2009)

Adicionalmente otros agentes que ponen en peligro de éxito reproductivo de las guacamayas, son las tormentas que destruyen sus sitios de anidación, enfermedades crónicas, parásitos como larva de *Auchmeroyia luteola*, *Tabanus* sp, *Musca domestica* y ácaros de *Dermapyssus gallinae* afectando el desarrollo normal e incluso ocasionar la muerte de los pichones. (SEMARNAT, 2009)

La guacamaya roja es altamente cotizada por su rareza y belleza, lo que impulsa la captura y tráfico ilegal de la especie, a pesar de la declinación en sus poblaciones. Se estima que cada año hay una captura ilegal de 50 individuos. La captura de ejemplares de vida silvestre continúa a pesar de que no se han autorizado permisos para la captura de la guacamaya roja desde 1979 y la especie ha sido legalmente protegida en México desde 1994. (SEMARNAT, 2009)

Debido a estas presiones humanas, existe el riesgo que las poblaciones silvestres de la guacamaya roja desaparezcan de la selva maya. Por lo tanto, es urgente implementar estrategias de conservación con base en el conocimiento biológico de la especie. (SEMARNAT, 2009)

3. Desarrollo

El presente trabajo tiene la finalidad de compilar información acerca de las instalaciones y manejos con los cuales diversas instituciones han tenido éxito en la reproducción y crianza de *A. macao cyanoptera*, cuya población se encuentra catalogada en el apéndice I según CITES.

3.1. Instalaciones

En el aviario de Xcaret se utilizan aviarios suspendidos para cada pareja (Figura 10) hechos de malla de acero inoxidable de 1 x 1 pulgada con medidas de 187 cm de ancho por 156 cm de alto por 187 cm de profundidad, con un piso totalmente de malla colocado 100 cm arriba del nivel del suelo, permitiendo que excretas y comida restante pase a través de esta y no pueda ser alcanzada por las aves. El techo también es completamente de malla a excepción de una zona del albergue debajo del cual se pueden resguardar de las inclemencias del medio ambiente. (Harcourt & Chitty, 2005)



Figura 10: Instalaciones de aviarios suspendidos en Xcaret.

Tienen acceso del aire, los rayos del sol y la lluvia, los cuales ayudan a que los ejemplares tengan las plumas y la piel en buena condición. Las desventajas de este tipo de albergues son los posibles riesgos de salud que representan la presencia de depredadores y la posible contaminación con patógenos provenientes de las heces de aves de vida silvestre. (Harcourt & Chitty, 2005)

Se utilizan comederos hechos de aluminio con medidas de 20 cm de ancho por 20 cm de alto y 20 cm de profundidad, los cuales se encuentran fuera del aviario con una comunicación a este, tienen una puerta de 10 cm de alto y 20 cm de ancho con un pasador

para abrir una puerta por la cual se retiran los platos para proporcionarles el alimento sin tener contacto con los ejemplares (Figura 11). A los costados de estos comederos se encuentra una ventana cubierta de malla por la cual se puede visualizar el interior de los platos así como su contenido, además de poder observar si los ejemplares se encuentran alimentándose. Estos platos son de acero inoxidable con 20 cm de diámetro y 10 cm de profundidad.

En cuanto al agua de bebida, se cuenta con bebederos tipo chupón hechos de cobre (Figura 12), los cuales funcionan con un pivote el cual los ejemplares tienen que mover para que el agua salga y puedan beber. Estos chupones son los mismos que se utilizan en instalaciones destinadas para cerdos. El agua que sale por estos bebederos, es agua de proveniente de osmosis inversa.



Figura 11: Comedero de aluminio con puerta abierta.



Figura 12: Bebedero tipo chupón.

En estos aviarios individuales se les colocan perchas y columpios de madera con el objetivo de disminuir el tiempo que pasan sobre la malla. (Harcourt & Chitty, 2005)

Las perchas deben de ser de diferentes diámetros, con el objetivo de prevenir que se formen lesiones en las patas por la constante presión en un solo punto. La presencia de perchas de un solo diámetro ocasiona que la presión en las patas siempre sea en las mismas

zonas provocando una disminución en la circulación, provocando callos y ulceraciones en la base de las patas.

Si no se trata, puede llegar a provocar infecciones recurrentes en patas, referidas como pododermatitis ulcerativa. (Girling, 2003)

Si se utilizan ramas colectadas de lugares en los cuales no se tenga el control de la fauna es importante limpiarlas para prevenir la contaminación y transmisión de enfermedades de aves silvestres. Estas deben de ser limpiadas con cloro diluido o desinfectantes que sean seguros para aves antes de ser colocadas en los albergues. (Girling, 2003)

Nidos

En vida libre muchos nidos son depredados por el ser humano así como por otros animales, tormentas que destruyen los sitios de anidación, enfermedades, parásitos y competencia por cavidades con otras especies de aves o con abejas africanizadas. (Íñigo, 1999)

Las guacamayas utilizan cavidades para anidar y se adaptan a utilizar gran variedad de sitios de anidación (Fulton, 2005), siendo las cavidades naturales de árboles vivos o muertos las más utilizadas.(SEMARNAT, 2009) Aunque son altamente adaptables a los diferentes tipos de nidos, incluidas cajas de madera hechas por el hombre, barriles de madera y hasta tambores de plástico. (Fulton, 2005)

El material más recomendado es la madera puesto que tiene la función de aislante, manteniendo a las aves frescas en verano y cálidos en invierno (Figura 13). Así como proveer enriquecimiento ambiental para las aves, que pueden deshacer la madera. El enriquecimiento ambiental estimula el ave a comportarse de una manera similar a como lo harían en vida silvestre. (Fulton, 2005)

El tamaño de la caja del nido debe de ser grande, como para que le permita al ave darse la vuelta cómodamente dentro del nido, debe de tener de altura al menos 3 veces el tamaño del ave, y de ancho y profundidad debe tener al menos el largo del ave. (Fulton, 2005)

El tamaño del agujero de la entrada debe de ser lo suficientemente grande para que los padres pasen, pero no es recomendable que el agujero sea muy grande puesto que es beneficioso que entre poca luz al nido haciendo que el ave se sienta más segura. (Fulton, 2005)



Figura 13: Nidos de triplay en Xcaret.



Figura 14: Vista interior de los nido.

Es útil colocar en los nidos viruta (Figura 14) como sustrato porque es fresco y no tóxico, provee material que los padres pueden morder y previene que los polluelos presenten lo que se conoce como “patas abiertas” o mejor conocido como “splay leg”. (Fulton, 2005)

El término de patas abiertas se utiliza para referirse a una subluxación coxofemoral, debido principalmente a la falta de sustrato en el nido las piernas se abren lateralmente dislocando la articulación coxofemoral, provocando una distensión o daño del ligamento colateral medial, deformidades angulares de femur, tibiotarso y metatarsos o tendones deslizantes. (Doneley, 2010)

En el aviario de Xcaret se utilizan nidos hechos con madera triplay de pino, rectangulares de 50 cm ancho por 50 cm de alto por 120 cm de profundidad, colocados de forma horizontal y como sustrato se utiliza la viruta, de la cual se le coloca aproximadamente 1 cm de profundidad.

La viruta que generalmente se utiliza es de pino pero se podrá utilizar cualquier tipo de madera siempre y cuando esta esté libre de solventes y no venga contaminada con basura u otros objetos.

Los nidos se colocan de forma horizontal con el fin de evitar accidentes por parte de los padres al entrar y salir bruscamente de este, tratando de defender su nido, resultando en huevos estrellados. Estos nidos tienen una comunicación circular de 20 cm de diámetro por el cual entran las aves hacia el albergue principal y una puerta lateral de 25 cm de ancho por 25 cm de alto, hacia el exterior la cual es útil para que los técnicos observen hacia el interior del nido.

Frecuencia de cambio de nido.

Los nidos por ser de madera tienen un periodo de vida reducido y no se puede establecer un promedio puesto que este tiempo de vida depende de la actividad de los ejemplares y de la cantidad de tiempo que se dediquen a morderlo y picarlo (Figura 15). Lo ideal es cambiar los nidos una vez al año, pero hay parejas que por interactuar demasiado con su nido, lo desgastan más rápido y requieren de un cambio de nido hasta cada 4 meses.



Figura 15: Ejemplo del desgaste de un nido.



Figura 16: *A. macao* asomándose por un orificio.

Se debe de llevar un registro del período de vida aproximado de cada nido para que se pueda mantener en observación a las parejas que suelen desgastar su nido más rápido y se pueda anticipar el cambio de nido, evitando así problemas como la huida de los ejemplares, que sus cría caigan del nido o bien evitar que los depredadores entren por agujeros en el nido. Lo que puede parecer como un pequeño agujero, los ejemplares lo pueden hacer grande tan rápido que en el lapso de un día sea lo suficientemente grande como para que el ejemplar pase a través de este (Figura 16)

Por seguridad de los ejemplares y de los cuidadores, estos nidos son fijados a un PTR (Perfil Tubular Rectangular) para evitar que los nidos se muevan de lugar. Siendo esto parte de los protocolos a seguir en el plan de contingencia anti huracanes que se emplean en el aviario.

Bioseguridad

Se le conoce como bioseguridad operacional al conjunto de prácticas de manejo que reducen el potencial para la introducción y transmisión de microorganismos patógenos y sus vectores a los albergues y dentro de estos. (Woodger, 2008; Hoet, 2015)

Bioseguridad externa se le conoce a prevenir o reducir la posibilidad de introducción o entrada de nuevos agentes patógenos a una población y a Bioseguridad interna se le conoce a prevenir o reducir la posibilidad de diseminación o transmisión de agentes infecciosos en una población. (Woodger, 2008)

Si la principal forma de transmisión de una enfermedad es la indirecta, el agente patógeno deberá poder sobrevivir en el ambiente para así alcanzar a su hospedador susceptible. Es aquí donde el lavado y desinfección de las instalaciones y equipos es una de las medidas de

biocontención más importantes para controlar este tipo de agentes. De esta manera se disminuye la concentración de un agente patógeno en un ambiente o equipo, disminuyendo así las probabilidades de contagio. (Woodger, 2008)

Una buena limpieza es esencial e incluye la remoción de heces, plumas y restos de comida. Al remover las heces se puede remover una pequeña cantidad de sustrato junto con la materia fecal para disminuir el número de patógenos acumulados en el suelo. (Lamberski, 2003)

Tapetes sanitarios

En el parque ecoarqueológico Xcaret se utilizan pediluvios desinfectantes (Figura 17), mejor conocidos como tapetes sanitarios.



Figura 17: Tapete sanitario con TH4 del área de reproducción.

Estos tapetes son vados llenos de agua con desinfectante ubicados estratégicamente en cada acceso de forma que no se pueda entrar a un área determinada sin pasar las botas por este desinfectante limitando la entrada de microorganismos externos tanto como la salida de microorganismos adentro del área. (Kahrs, 1995)

Se utiliza el TH4®, el cual es un desinfectante con amplio espectro de acción, compuesto por una mezcla de Glutaraldehído y 4 compuestos de cuaternarios de amonio.

Control de vectores

En el aviario de Xcaret se tiene un programa de control de vectores que abarcan estaciones de plástico para cebo y trampas de goma para controlar roedores.

El control de insectos, roedores y depredadores es esencial puesto que estas plagas son vectores de enfermedades, contaminan la comida y las fuentes de agua, pueden competir por el alimento, molestar a las aves anidadas y pueden llegar a matar a los huevos, polluelos o bien a los adultos. (Lamberski, 2003)

Las cucarachas pueden transmitir un parasito protozoario (*Sarcocystis falcatula*), los mosquitos pueden ser transmisores del Virus del Nilo Occidental, las hormigas pueden llenar los platos de comida y la mayoría de los psitácidos no ingerirán la comida que está contaminada con hormigas, o bien construir sus hormigueros dentro de los nidos de las aves. Las ratas pueden transmitir enfermedades como *Salmonella spp.* así como depredar a pequeñas aves particularmente las que se encuentran en los nidos. Las serpientes pueden depredar tanto a las aves como a sus huevos. Se debe de evitar que las aves de vida libre entren o perchen en los albergues de los psitácidos puesto que pueden transmitir enfermedades como *Chamydophilia*, también llamada psitacosis por medio de las heces.

Depredadores más grandes como los tlacuaches, mapaches, y rapaces son fáciles de mantener fuera de los aviarios, sin embargo estos aún pueden atacar a las aves desde fuera. (Lamberski, 2003)

3.2. Alimentación

Como las aves que se encuentran cautivas gastan menos energía que las aves de vida libre, éstas consumen menos alimento y por lo tanto las concentraciones de aminoácidos esenciales, vitaminas y minerales deben de ser mayores en dietas de cautiverio. (Lamberski, 2003)

Las combinaciones de ingredientes peletizados que cumplen o bien sobrepasan los requerimientos de nutrientes son la base de la mayoría de dietas de psitácidos en cautiverio. La mayoría de la nutrición proviene de la dieta peletizada, pero una variedad de frutas y vegetales frescos pueden ser agregados para proveer enriquecimiento. (Lamberski, 2003)

En el aviario de Xcaret se realiza la alimentación de las Guacamayas del área de Reproducción repartidos en 3 horarios diferentes del día:

- A las 7 hrs se realiza la alimentación con 30 g de alimento comercial Mazuri® Parrot Breeder.
- A las 11 hrs se alimenta con una masa compuesta de varios ingredientes de la cual se le proporciona 30g. Esta masa se realiza a base de harina de maíz (Maseca®), betabel y maíz quebrado (Figura 18).



Figura 18: Alimentación de las 11hrs de una masa compuesta de harina de maíz, betabel y maíz

- Por último a las 14 hrs se le proporciona 1 trozo de 5 diferentes frutas, aproximadamente 120 g (Manzana, plátano, betabel, piña o naranja, papaya o guayaba) (Figura 19).



Figura 19: Alimentación de las 14 hrs de 5 diferentes tipos de frutas.

Cabe mencionar que las cantidades antes mencionadas son por cada ejemplar de la colección.

3.3. Creación de parejas reproductoras

3.3.1. Determinación del sexo

El dimorfismo sexual es definido como la diferencia de formas, coloración y tamaños entre machos y hembras de una misma especie. El conjunto de dichos caracteres es lo que permite distinguir las llamadas características sexuales primarias (genitales externos) y las características sexuales secundarias, las cuales no son estrictamente necesarias para la reproducción pero tienen alguna función durante la misma, ya que la expresión de caracteres como tamaño, fuerza, y colorido son un conjunto de aspectos que juegan un papel fundamental al garantizar el éxito en los procesos de apareamiento; es así como el

tamaño de los machos en determinadas especies es importante porque les permite competir con otros machos por el apareamiento con las hembras; el plumaje vistoso está asociado con la elección por parte de la hembra. (Matta, Ramírez, Zúñiga, Vera, 2009)

El dimorfismo sexual se encuentra con frecuencia en aves psitácidas de Australia y Asia, en tanto que las especies neotropicales (centro y Sudamérica) y africanas son típicamente monomórficas; esto es debido a que las aves que habitan en climas áridos tienen una mayor dependencia en la identificación visual que las especies selváticas o de bosques. (Liza, 2006)

En las guacamayas como en la mayoría de especies de psitácidos, la determinación del sexo presenta dificultades debido a la ausencia de dimorfismo sexual, por lo cual se torna difícil establecer la formación de parejas de reproducción en cautiverio. Esto disminuye las posibilidades de éxito en el aumento de la población silvestre mediante programas de reintroducción.

Ante esta realidad, se cuenta con diversos métodos de sexado como la endoscopia, determinación de niveles hormonales, cariotipo y la observación del comportamiento y análisis genético; sin embargo estas técnicas presentan ciertas desventajas como el ser traumáticas y estresantes, la incapacidad de establecer el sexo de aves jóvenes, complejidad de la prueba y demanda excesiva de tiempo. En tal sentido, una herramienta más eficaz resulta ser el análisis genético. Al contrario de lo que sucede en los mamíferos (cromosomas XY), las aves presentan los cromosomas heterogaméticos (ZW) en las hembras, mientras que los machos son homogaméticos (ZZ). (Liza, 2006; Matta et al., 2009)

En el Aviario de Xcaret se utilizan dos diferentes técnicas de sexado en las Guacamayas, el sexado quirúrgico y el sexado por medio de ADN.

El sexado quirúrgico fue el primer método que se usó para la determinación sexual en las aves, siendo el más usado en los psitácidos monomórficos.

Existen dos técnicas de sexado quirúrgico: la laparotomía y la laparoscopia; el fundamento de ambas es la visualización directa de los órganos sexuales del ave y comprobar si las gónadas, testículo u ovario, corresponden a un macho o hembra respectivamente. Para esto se tiene en cuenta que los machos tienen un par de testículos ubicados a ambos lados de la columna vertebral, pero las hembras únicamente tienen un ovario funcional ubicado en el lado izquierdo del cuerpo, es por esta razón que la incisión se realiza en este lado del abdomen. (Liza, 2006; Elliot, 1978)

En el aviario de Xcaret se utiliza una técnica modificada (Figura 20), la cual consiste en colocar al paciente en decúbito lateral derecho, con las alas extendidas dorsalmente y la extremidad izquierda en extensión caudal (Fernández, 1996), la incisión se realiza entre el borde caudal del músculo pectoral (línea craneal) y el borde craneal del músculo ileotibial (línea caudal). (Harcourt & Chitty, 2005)



Figura 20: Ara macao con anestesia inhalada para realizar sexado quirúrgico.

Se procede con una disección roma entre las últimas dos costillas accediendo así directamente al saco aéreo abdominal o al torácico caudal. Se introduce el espéculo del otoscopio (Elliot, 1978) en la cavidad para posteriormente traspasar con una lanceta la pared dorsomedial del saco para la visualización de las gónadas. (Fernández, 1996)

En los machos es posible visualizar los dos testículos aunque en general el izquierdo es más grande que el derecho y siempre son alargados y lisos. En las hembras, los ovarios son pares en individuos juveniles pero en adultos sólo se desarrolla el ovario izquierdo, durante la temporada no reproductiva el ovario va de color blanco a ligeramente amarillo, con una granulación fina y apariencia de racimo de uvas y mientras se va acercando la temporada reproductiva, el ovario crece de tamaño y se pigmenta más debido al desarrollo folicular. (Elliot, 1978)

Técnica de sexado por análisis de ADN

En el caso de las aves, y a diferencia de los mamíferos, el sexo heterogamético es el femenino, representado por la pareja de cromosomas sexuales ZW y el homogamético el masculino representado por ZZ. Basándose en dichas diferencias y en un gen localizado en el cromosoma W, se ha desarrollado una técnica molecular de sexado basada en el análisis de un fragmento de ADN del gen *chd* mediante PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa) y resolución mediante electroforesis.



Figura 21: Muestreo de sangre por corte de uña con tarjetas FTA®

Las tarjetas FTA® (Figura 21) son tarjetas de papel de celulosa a base de algodón que contienen sustancias químicas que queman las células, desnaturalizan las proteínas y protegen el ADN, lo cual deja las muestras aptas para la identificación molecular.

Son utilizadas para el muestreo, transporte, registro y aislamiento de ácidos nucleicos a temperatura ambiente.

El sexaje molecular resulta ser un buen método alternativo pues no solamente reduce el estrés del método endoscópico, sino que es menos complejo, más rápido y permite ejecutarse en aves de cualquier edad. (Liza, 2006)

3.3.2. Selección de parejas

En el aviario de Xcaret hay diferentes maneras de formar parejas reproductoras:

- Elegir a los individuos con base a los criterios evitando así la consanguinidad

- Elegir ejemplares que ya hayan formado un vínculo previamente en las distintas áreas (Figura 22).



Figura 22: Pareja de *Ara macao* compartiendo comida en Xcaret.

Los ejemplares se pueden elegir basándose en su comportamiento además de sus características morfológicas para después verificar la viabilidad como pareja y ser candidatas para las distintas funciones zootécnicas con las que el parque Xcaret cuenta.

O bien se puede dejar que los ejemplares elijan a su pareja, esto se logra introduciendo a varios individuos (de tres a cuatro ejemplares de cada género) que son viables para la reintroducción en un albergue grande (Figura 23) y dejar que ellos elijan a su pareja, logrando así una mayor afinidad entre los ejemplares.



Figura 23: Jaula para formación de parejas en Xcaret.

Las actividades de cortejo comienzan por el acicalamiento mutuo. (Harcourt & Chitty, 2005) En el género *Ara* es frecuente que las áreas de acicalamiento sean la cabeza, alas y cola. Por lo general un ave baja su cabeza dirigiéndose a su compañero mientras toma eriza las plumas de la cabeza y nuca. Cuando una pareja comienza a desarrollar un vínculo, las dos aves comienzan a viajar juntos y a dormir lado a lado. Que los machos alimenten a las hembras ayuda a desarrollar un vínculo pero no es considerada una actividad sexualmente motivada puesto que ocurre todo el año. (Harrison, Harrison & Harrison, 1994)

La posición para copula comienza con la hembra abanicando su cola, inclinándose hacia el macho, realizando vocalizaciones suaves. Los machos se colocan a un lado de la hembra, colocando un pie en el dorso de la hembra. (Harrison et al., 1994)

3.4. Postura

Los principales comportamientos reproductivos que se han registrado en vida libre son que las parejas se mantengan cerca de su nido en árboles cercanos manteniendo contacto vocal con el resto de los individuos no reproductivos pero manteniéndose aislados del resto de la bandada, la entrada y salida del nido alternada de los individuos de la pareja, el acicalamiento mutuo de cloacas, el rascado o acicalado con el pico de la parte superior de la cabeza de uno a otro mientras perchán y la alimentación de un ejemplar por parte del otro (regurgitación). (Juárez, Marateo, Grilli, Pagano, Rumi y Silva, 2011)

Pocas veces se puede identificar la cópula entre los ejemplares puesto que generalmente la realizan dentro del nido. (Harcourt & Chitty, 2005)

La preparación del nido y la cópula en vida libre ocurren desde mediados de noviembre y pueden observarse aún algunas parejas buscando nidos hacia finales de enero o principios de febrero.

El proceso de la postura comienza en el infundíbulo, uniéndose aquí el espermatozoide al óvulo, y termina con la postura de los huevos la cual ocurre desde diciembre hasta principios de marzo. Normalmente la nidada consiste de dos huevos, pero las parejas con experiencia pueden poner e incubar hasta 3 huevos. (Ricaurte, 2005; Íñigo, 1999)

La incubación comienza inmediatamente después de la puesta del último huevo de la nidada. Ésta empieza desde finales de diciembre y algunas parejas terminan hasta los primeros días de abril. Este periodo puede durar en promedio por pareja de 24 hasta 28 días (Íñigo, 1999; Hartcourt & Chitty, 2005) de incubación y permanecen en el nido hasta la edad de 120 a 137 días. Es decir, que pasan entre 3 a 4 meses en el nido, durante los cuales los padres alimentan a los polluelos de 4 a 6 veces al día. (Íñigo, 1999)

Los juveniles salen volando del nido junto con los padres entre los 97 y los 140 días de edad. Permanecen con los padres hasta casi un año, antes de que la pareja comience a anidar nuevamente, Se estima que los juveniles no alcanzan la madurez sexual hasta casi los 3 o 4 años de edad. (Íñigo, 1999)

En el aviario de Xcaret se ha observado que los ejemplares no utilizan el nido todo el año, sino solo durante las épocas en la que se van a reproducir por lo que cuando los ejemplares comienzan a hacer uso de este, puede ser indicativo de que la etapa de ovoposición está cerca.

En las horas en las cuales son alimentados los ejemplares son las horas que se utilizan para observar si estos hacen uso del nido. Normalmente después de que se les coloca el alimento en los platos, los dos ejemplares salen a alimentarse, si uno o ambos permanecen dentro del nido, puede ser indicativo de que la ovoposición está cerca o bien que ya ocurrió y que se



Figura 24: Pareja fuera de nido mientras lo revisa el técnico.

encuentran incubando.(Figura 24)

Una vez identificado que la pareja ya está haciendo uso del nido, se debe de observar la frecuencia de entrada y salida del mismo, por lo general, los ejemplares se turnan el tiempo que pasan dentro del nido, por lo que podemos observar a un solo individuo afuera del nido.

Este es el momento en el que se debe de revisar el nido esperando que estos ya hayan realizado la postura (Figura 25).



Figura 25: Pareja con su huevo en Xcaret.

Una vez identificadas las parejas que ya han comenzado a ovopositar, se debe de llevar un monitoreo constante del nido para así poder tener el registro de la fecha en la que se realiza la puesta de cada huevo.

Una vez que los huevos ovopositados hayan cumplido una semana, se procede a realizar el manejo de estos, el cual consiste en ser observados a trasluz en el ovoscopio.

3.4.1. Manejo de los huevos dentro del nido

Este puede llegar a ser un tanto complicado debido a que cuando las guacamayas escuchan algún ruido cerca de su lugar de anidamiento, inmediatamente ingresan al nido manteniéndose dentro (Figura 26) y al momento de querer abrir la puerta los ejemplares, defendiendo su nido, puedan “atacar” al personal encargado o correr el riesgo de que salgan de sus nidos (Figura 27).



Figura 26 y 27: Pareja defendiendo sus huevos del técnico.

Se utiliza un extensor del brazo (Figura 28) que se pueda introducir al nido y permita alejar a los padres de los huevos sin dañarlos y que sea seguro tanto para el personal como para los ejemplares (Figura 29).

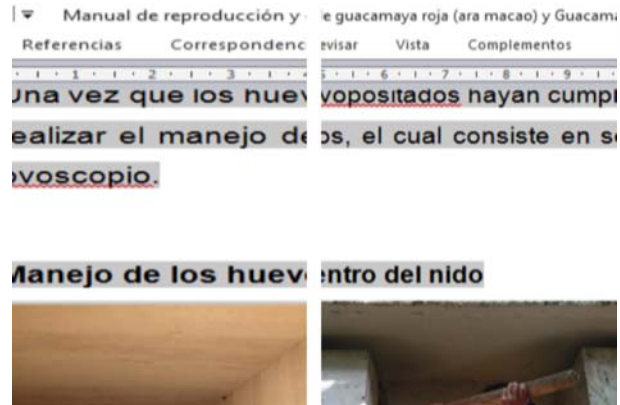


Figura 28. A la izquierda la “Paleta”. Figura 29: Técnico revisando los nidos.

El manejo de los huevos se puede realizar cuando estos han sido ovopositados para revisar las condiciones del cascarón, pero se tiene la desventaja de que no se puede verificar si estos son fértiles, sino hasta la semana de incubación por lo que en este caso se debería de hacer un segundo manejo de los huevos para revisar si son fértiles. Por lo cual, se prefiere hacer solo un manejo de 7 a 10 días después de la última ovoposición en la cual se revisa si los huevos son fértiles y las condiciones del cascarón, factores determinantes para que la incubación tenga éxito.

Entre los factores determinantes para tomar la decisión de sacar los huevos del nido están:

- El historial reproductivo de la pareja
- El estado del nido
- El estado del huevo
- El comportamiento de la pareja

En el historial reproductivo de la pareja se debe de tomar en cuenta si ya han tenido puestas anteriores, si los huevos anteriores han sido fértiles, si los huevos han llegado a término así como también si se ha registrado la ruptura de los huevos por parte de los padres, canibalismo o abandono de los huevos.

En el estado del nido influye mucho que este se encuentre en buenas condiciones tanto exteriores como interiores y la cantidad de viruta para que cuando los padres muevan los huevos, estos tengan menos posibilidades de estrellarse (Figura 31), así como también es importante conocer si dentro de este se han registrado depredaciones anteriores.

En cuanto al estado de los huevos se refiere a que estos no tengan defectos por postura como que se encuentren con un aspecto poroso (Figura 30), que tengan la forma adecuada, que no se encuentren estrellados ya sea a la hora de la postura o bien por el manejo de los padres y que éste siga con el curso natural y normal de la incubación.



Figura 30: Huevo con aspecto poroso. *Figura 31:* Huevo quebrado.

El comportamiento actual de la pareja se refiere a que aunque estos hayan presentado anteriormente comportamientos reproductivos adecuados, puede que estos no sean iguales con todas las puestas por lo que se debe de mantener atento a que estos se alternen el

tiempo dentro del nido empollando a los huevos, manteniéndolos siempre a una temperatura adecuada.

3.5. Observación de huevos a tras luz (Ovoscopia)

El ovoscopio es un aparato que es utilizado para examinar a trasluz el estado de los huevos destinados a la incubación.

Es importante observar a trasluz los huevos que están siendo incubados naturalmente, sin embargo se deben de contemplar las desventajas de molestar a los adultos y los huevos contra las posibles ventajas de tener un programa de observación a trasluz. (Joyner, 1993) Puede proporcionarnos información acerca del grado de adelgazamiento del cascarón (poroso), si existen grietas en el cascarón (Figura 32 y 33), la integridad de la membrada y de los vasos sanguíneos así como el ritmo cardíaco, la etapa de desarrollo en la que se encuentra, el tamaño y la forma de la cámara de aire, el tamaño, el color y forma de la yema. (Joyner, 1993)

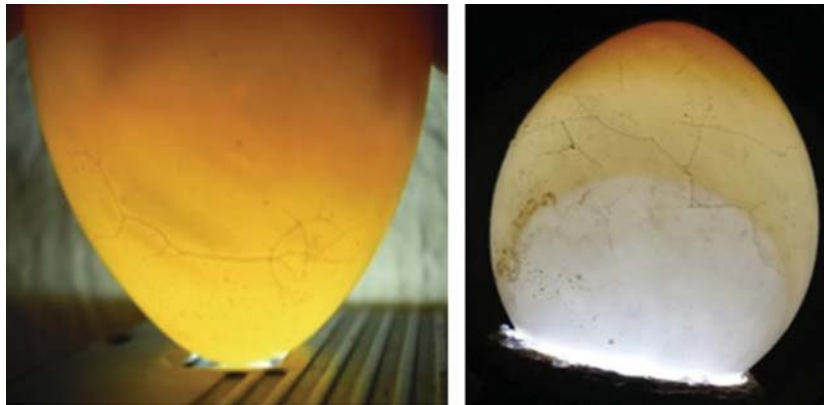


Figura 32 y 33: Huevos de *Ara macao* observados a contraluz con quebraduras.

Sirve para documentar el progreso del desarrollo de un embrión y, en caso de que ocurrieran, la etapa en la que las anomalías ocurren.

La observación regular permite que el huevo sea retirado en cuanto se observe que este tiene algún problema en su desarrollo, evitando así la contaminación del resto de la nidada. (Joyner, 1993)

Además de permitir a los observadores mejorar la habilidad de reconocer las diferentes etapas de desarrollo de las diferentes especies.

Sin embargo la observación a trasluz de los huevos debe de disminuirse al mínimo durante las primeras etapas de desarrollo puesto que el manejo excesivo y las fluctuaciones de temperatura pueden causar la muerte del embrión o malformaciones.

Durante los primeros días de la incubación es cuando el feto se desarrolla más rápido, por lo cual en la observación a trasluz los cambios serán más evidentes. (Ricaurte, 2005)

Una iluminación inicial del 7° al 10° día de incubación (Figura 43, 35 y 36) puede indicarnos si es fértil o no, aunque los signos de fertilidad pueden no estar presentes si el huevo no fue incubado inmediatamente después de la puesta. (Joyner, 1993)



Figura 34,35 y 36: Huevos de *Ara macao* observados a contra luz de 7 a 10 días después de la ovoposición.

En el aviario de Xcaret se realiza el manejo de los huevos aproximadamente a los 7 días de la ovoposición para su observación en el Ovoscopio, recabar información y poder determinar si es factible que el huevo se siga incubando en el nido.

Se utiliza un ovoscopio casero (Figura 37, 38 y 39) con el que se realiza la observación a trasluz del huevo en un entorno oscuro, permitiendo la adecuada identificación de las estructuras internas del huevo, en áreas que carecen de las instalaciones necesarias, este



Figura 37: Ovoscopio casero para realizar la observación a trasluz. Figura 38: Interior del ovoscopio.

Figura 39: Interior con un huevo de 10 días desde la ovoposición.

ovoscopio portátil permite crear un ambiente oscuro en el cual se puede controlar la intensidad de la luz y permita la observación.

La observación en la última etapa de la incubación detecta el movimiento del polluelo, el tamaño, la forma, la ubicación dentro del huevo y el periodo de eclosión. (Joyner, 1993)

La velocidad del desarrollo embrionario varía en función de muchos factores como por ejemplo la temperatura de incubación. (Ricaurte, 2005)

3.6. Incubación

La incubación natural por aves psitácidas en cautiverio es afectada por varios factores, incluyendo la demostración de comportamientos normales por los dos padres, su salud, dieta, especies, origen (silvestres o criadas a mano), experiencia, medio ambiente y diseño del nido. (Harcourt & Chitty, 2005)

En vida libre el nido debe de estar hecho con la ayuda de la pareja, mientras que en cautiverio lo más importante es que los dos ejemplares lo mantengan limpio y bien protegido. El macho debe de tomar el rol del proveedor y alimentar a la hembra abundante y regularmente durante todo el periodo de incubación y crianza. Él debe de estar aún más atento a las necesidades alimenticias una vez que los huevos eclosionan, que es cuando los dos ejemplares se encargaran de alimentar al polluelo. (Harcourt & Chitty, 2005)

Los huevos rotos comúnmente son resultado de aves primerizas e inexpertas, la baja calidad del cascarón siempre debe de tomarse en cuenta para poder descartar las posibles causas, siendo la dieta el primer factor a revisar. Los huevos estrellados son susceptibles a infecciones bacterianas y de ser posible deben ser reparados tópicamente con barniz de uñas y ser incubados artificialmente. (Harcourt & Chitty, 2005) En el aviario de Xcaret se ha utilizado cera para reparar los huevos que se encuentran quebrados.

Los parámetros del nido como limpieza, forma, profundidad, ancho, altura y la cantidad de luz son importantes para el éxito de crianza. (Harcourt & Chitty, 2005)

En el aviario de Xcaret durante el transcurso de la incubación se monitorea el comportamiento de la pareja reproductora. Uno de los comportamientos normales durante esta etapa, es que los dos ejemplares se alternen el tiempo de incubación, por lo que se debe de observar siempre a un individuo dentro del nido, aún durante las horas de alimentación, puesto que entre los comportamientos de las parejas esta la alimentación a sus congéneres por medio de la regurgitación.

Incubación artificial

La incubación de los huevos de aves es una herramienta que ha facilitado los programas de crianza para numerosas especies. Normalmente cuando se remueven los huevos de la primera puesta de los nidos para llevarlos a una incubación artificial, las parejas realizan una segunda postura. (Sutherland-Smith & Witman, 2012)

En el aviario de Xcaret se toman en cuenta ciertos criterios para decidir cuándo pasar los huevos a las incubadoras:

- Que los padres no los hayan incubado o que tengan antecedentes de no incubar.
- Que se encuentren levemente estrellados o bien que la pareja tenga historial de estrellar huevos.
- Que se encuentren en nidos que frecuentemente son depredados.
- Que los padres tengan un historial de ser malos criando a los polluelos.

Con las revisiones frecuentes a los albergues de los ejemplares se puede saber cuándo los padres no están incubando los huevos, ya sea porque se observa a ambos padres fuera del nido o bien porque cuando se realizan revisiones del nido, al tocar los huevos estos se encuentran a una baja temperatura. Se debe de mantener un registro que incluya todos estos datos para poder identificar a las parejas que no incuban sus huevos y en futuras puestas poder retirarlos a tiempo.

También se debe de llevar un registro de las condiciones de los huevos, siendo un hallazgo muy importante cuando los huevos se encuentran estrellados. Esto puede ser ocasionado cuando el ave ovoposita o bien cuando los padres mueven el huevo por el nido sin una cantidad suficiente de viruta que amortigüe. Todo esto debe de mantenerse en los registros para que en futuras puestas se tenga en cuenta que los padres ya han tenido problemas de

huevos estrellados y se puedan retirar a tiempo o bien se realicen revisiones con más frecuencia.

Se debe de tener registro de todas las parejas a las cuales se les deja algún polluelo para que lo críen, así como todos los detalles acerca de los cuidados que recibe el ejemplar.

Como por ejemplo las anomalías en los cuidados que reciben los polluelos. Estas anomalías incluyen desde la ausencia de estos cuidados parentales como que no los mantengan a una temperatura adecuada o bien que no lo alimenten, hasta cuando la frecuencia de estos cuidados está aumentada y se puede observar desde polluelos que de tanto acicalamiento por parte de los padres se encuentran con zonas sin plumaje (Figura 40 y 41) hasta heridas por exceso de acicalamiento. Estos registros sirven para conocer la etapa de desarrollo en la cual se han presentado los problemas y poder retirar al polluelo antes de que exista algún problema.



Imagen 40: Cría de *A. macao* de aproximadamente 2 meses emplumado. *Imagen 41:* Cría de *A. macao* de la misma edad sin plumas debido a un exceso de acicalamiento por parte de los padres.

El registro debe de incluir todos los incidentes de huevos o polluelos desaparecidos para poder identificar los nidos que probablemente son depredados y así poder tomar acciones antes de que sucedan dichos incidentes.

Toda la información se recopilada en diferentes bases de datos, las cuales están divididas de la siguiente manera:

- Registro de Postura.
- Registro de Nacimientos.
- Registro de Polluelos en nido.

El registro de postura contiene toda la información acerca de las parejas que realizan la ovoposición así como la fecha en la que esta se realizó, las condiciones del huevo como forma y porosidad, incluyendo si son fértiles o no, si los padres realizan la incubación o si se mantiene en incubadoras, así como la fecha de eclosión.

También se incluye la información de las anomalías como cuando se realizan ovoposiciones fuera del nido y características no deseadas en los huevos (quebrados o porosos).

En el registro de nacimientos se incluye la información acerca de los padres, la fecha y lugar de eclosión, así como su anillo el cual sirve como método de identificación, las anomalías que pudiese presentar el polluelo, etc.

Y por último se tiene el registro en el cual se agrupa toda la información acerca de los polluelos que se mantienen en nido: quienes son los padres, si estos le proporcionan todos los cuidados necesarios incluyendo alimentación y acicalamiento y la información acerca del tiempo que transcurrió para que el polluelo saliera del nido.

El principal manejo de la incubación artificial se enfoca en minimizar la contaminación y en mejorar las condiciones de incubación para poder maximizar el porcentaje de eclosión. Esto engloba desarrollar protocolos de sanitización, incubación, manejo de los huevos y registros. (Sutherland-Smith & Witman, 2012)

Lo ideal es tener áreas separadas para incubación, eclosión, y de crianza a mano para facilitar el flujo del personal de las áreas más inocuas a las menos limpias evitando así la

contaminación de las diferentes áreas. Todas las superficies deben de ser posibles de desinfectar. Es importante que en todas las áreas se pueda regular la temperatura, humedad y el flujo de aire. (Sutherland-Smith & Witman, 2012)

Se deben de realizar el manejo de personal de forma que sólo los que estén trabajando en el área de incubación pueda tener acceso a esta o bien que las labores en el área de incubación se realicen antes de entrar a otras áreas de trabajo, minimizando así la contaminación. (Sutherland-Smith & Witman, 2012)

Debido a que los huevos son un medio de crecimiento perfecto para bacterias, no se debe de subestimar la estricta higiene para minimizar la contaminación. La desinfección completa de todas las áreas debe realizarse de una a dos veces a la semana. (Sutherland-Smith & Witman, 2012)

Los niveles de higiene, sanitización y la presencia de contaminación por microorganismos pueden ser estimados con cultivos de las superficies de incubación, piso del cuarto de incubación, estantes e instrumentos. (Joyner, 1993)

Problemas por bacterias y hongos en psitácidos normalmente son de baja preocupación, pero incubadoras, nacedoras y salas de incubación contaminadas pueden conducir a pérdidas de grandes números de huevos. (Joyner, 1993)

En el Aviario de Xcaret las incubadoras y nacedoras se desinfectan mensualmente con permanganato de potasio y una gota de formol, además de desinfectar con cada huevo que se introduce a estas.

Esta es una fumigación por gas de formaldehído, el cual se produce por la reacción química exotérmica que ocurre. Esta combinación siempre debe de realizarse en un recipiente de metal, nunca de madera o plástico puesto que estos podrían incendiarse, se debe de tener

especial precaución en la combinación de los compuestos. La formalina en estado gaseoso es altamente irritante, por lo que el personal debe de utilizar el equipo adecuado. (SAG, Ministerio de Agricultura, Gobierno de Chile)

El cuarto de incubación debe de mantenerse extremadamente limpio, la ropa y los zapatos que se utilicen alrededor de otras aves deben de ser removidos o cubiertas antes de entrar al área de incubación. En las manos se debe de realizar un lavado profundo con desinfectante o bien utilizar guantes. Finalmente, se debe de mantener el registro adecuado de toda la información que nos pudiese indicar si existiese un problema. (Joyner, 1993)

La temperatura, humedad y la rotación de los huevos son factores principales en la incubación de aves por lo que la habilidad de mantener, ajustar y monitorear estos parámetros es muy importante.

El equipo principal para la incubación artificial de aves incluye las incubadoras (Figura 42), nacedoras y ovoscopia. (Sutherland-Smith & Witman, 2012)



Figura 42: Incubadora con huevos de *Ara macao*.

Los huevos incubados artificialmente generalmente tienen un menor porcentaje de eclosión que los huevos incubados naturalmente. Aquellos huevos que han sido incubados por los primeros 5 a 7 días del ciclo de incubación usualmente tienen un mayor éxito de eclosión que aquellos que son incubados artificialmente durante todo el ciclo.

Muchos factores del bajo porcentaje de eclosión pueden ser prevenidos con técnicas apropiadas de incubación. (Joyner, 1993)

Factores de la incubación artificial: Los principales factores que afectan la incubación son la temperatura y la humedad durante la incubación, la temperatura y la humedad durante la eclosión, la posición del huevo y el girado del huevo. (Joyner, 1993)

En incubadoras que no posean un dispositivo automático para girar los huevos, se deben de girar manualmente al menos 5 veces al día hasta que el proceso de eclosión comience.

En la habitación de incubación se debe de monitorear las fluctuaciones de temperatura y de humedad. (Joyner, 1993)

Una vez que el embrión ha empezado a picar el cascarón (Figura 43) y ha sido transferido a la nacedora, se debe de dejar que este continúe por su cuenta.

A menudo se realizan intervenciones por personas inexpertas que pueden deteriorar el embrión. Sin embargo, intervenciones a tiempo pueden resultar en polluelos eclosionados que habrían muerto de otro modo. La clave es el conocimiento del periodo de incubación y del periodo normal de eclosión de cada especie, aunque se debe de tener en cuenta que huevos que se desvían del tiempo promedio puede resultar en una eclosión sin asistencia.



Figura 43: Huevo de *Ara macao* picando dentro de la incubadora.

El intervalo de eclosión son de 36 a 48 horas en la mayoría de las especie, eclosiones de menos de 24 h y más de 80 h por lo general tienen problemas posteriores. (Joyner, 1993)

3.7. Crías

En los inicios del aviario del parque Xcaret, el proyecto de reproducción estaba diseñado para obtener el mayor número de nacimientos de psitácidos posibles. Con este objetivo en mente, se optaba por retirar a los polluelos de los nidos a los 10 días de haber eclosionado, esperando que los padres realizaran un reemplazo al hacer una segunda ovoposición.

Esta no era la mejor práctica puesto que todos estos polluelos se trasladaban a una crianza artificial en la cuál a pesar de que ya se tenían perfeccionadas las técnicas de crianza y se llevaba un control muy eficiente de los polluelos, estos no tenían la oportunidad de sociabilizar de la misma manera que lo habrían hecho en el nido con sus padres.

Hace unos años, después de analizar todos los protocolos que se llevaban a cabo en el parque, se ha optado por cambiar a un enfoque más conservacionista, por lo cual se prefiere que las Guacamayas sean criadas por sus padres y que las parejas reproductoras sólo tengan un ciclo completo de crianza por año. Esto comprende desde la postura hasta que los polluelos salen del nido a los 3 o 3 y medio meses. Evitando así la improntación de los ejemplares con el humano.

Características del polluelo

Las crías de psitácidos son nidícolas y altriciales, lo que significa que cuando eclosionan son ciegos, con plumón o desnudos (incapaces de termoregular su temperatura) y totalmente indefensos puesto que no tienen la capacidad de locomoción por lo que permanecen dentro del nido. (Tully et al., 2000; Hartcourt & Chitty, 2005)

La piel de los polluelos debe de ser opaca, suave, y de color rosa a rosa amarillento. El color de la piel varía entre las especie. Generalmente, un cambio de color a rojo oscuro puede indicar hipertermia, deshidratación y septicemia. Mientras que el cambio a color más claro puede indicar hipotermia, anemia, shock, o enfermedad grave. (Joyner, 1993)

Una piel demasiado seca o arrugada puede indicar deshidratación, que normalmente es visto en estados d enfermedad, una temperatura ambiental alta, baja humedad del ambiente o las tres juntas. (Joyner, 1993)

Toda la superficie de la piel debe de ser revisada para dermatitis o heridas. El crecimiento anormal de las plumas puede indicar enfermedad o desnutrición crónica. El patrón de crecimiento de las plumas debe de ser inspeccionado y la madurez del tracto de cada pluma. (Joyner, 1993)

El buche debe de ser cuidadosamente palpado para revisar el volumen y consistencia del contenido. Entre las posibles consistencias que se pueden identificar están los cuerpos extraños, grumos de comida, abscesos, tejido fibroso de previas quemaduras, aire y fluido. El musculo liso de la pared del buche se contrae periódicamente, este tiempo puede variar entre especies pero de 1 a 2 contracciones por minuto pueden ser vistas en un buche que se encuentra parcialmente lleno de comida. (Joyner, 1993)

El tamaño y forma del buche varía entre especies pero con la práctica se podrá diferenciar entre uno muy grande, pequeño o bien el buche pendulante. La piel que rodea el buche debe de ser revisada para poder identificar cualquier descoloración que pudiesen indicar quemadura, infección o laceraciones.

En cuanto a la cabeza, esta puede ser de un tamaño anormalmente grande en relación al tamaño del cuerpo y está asociado con otros signos como un crecimiento anormal de las plumas en la parte superior de la cabeza así como unos ojos muy prominentes, este patrón es muy común en aves con desnutrición crónica. El pico se debe de revisar para identificar desviaciones laterales, maxilas cortas, prognatismo, la presencia de surcos o cortes en la rhamphoteca, colores anormales y la consistencia. (Joyner, 1993)

Los ojos están cerrados al nacimiento y normalmente los abren a las 2 o 3 semanas de edad. Ojos que permanecen cerrados por más tiempo pueden indicar anomalías del crecimiento, desnutrición crónica, o bien que estén cerrados mecánicamente por restos de comida seca o exudado de una infección. (Joyner, 1993)

Ocasionalmente un ojo se abre antes, seguido a los pocos días por el otro. Una secreción clara puede ser observada en los párpados que acaban de abrirse, pero una vez que estos ya están abiertos, cualquier secreción es considerada como anormal. (Joyner, 1993)

A los oídos externos se les debe de evaluar en tamaño, la presencia de comida seca o exudado en la piel o plumas cerca del canal, y la humedad en el canal.

La piel que cubre el conducto auditivo externo a menudo está cerrado durante la eclosión pero éste debe de abrirse casi al mismo tiempo que la apertura de los ojos. (Joyner, 1993)

El examen de la región oral es difícil en polluelos puesto que tienen picos suaves y flexibles, además del comportamiento de respuesta que ocurre cuando los polluelos contraen y extienden alternadamente el cuello mientras cierran el orificio glotal (Comportamiento natural de deglución). (Joyner, 1993)

Esto permite el paso de la comida al buche evitando la aspiración a la tráquea. Las comisuras laterales del pico del polluelo pueden estar ulceradas debido a una presentación excesiva de este comportamiento mal dirigido. Este comportamiento puede ser revisado al colocar una presión ligera en las comisuras laterales del pico. (Joyner, 1993)

Cuerpo y abdomen.

La grasa y músculo subcutáneo debe de ser evaluado en el dorso, los dedos y las alas. Los músculos pectorales no deben de ser utilizados para evaluar el estado nutricional puesto que un polluelo no comienza a desarrollar estos músculos hasta el la etapa de independización

que es cuando empieza a ejercitar este grupo de músculos en preparación para el vuelo. Como la piel es traslúcida, el contenido abdominal puede ser directamente visualizado. (Joyner, 1993)

El saco vitelino no está completamente absorbido hasta aproximadamente 5 días después de la eclosión, pero el saco vitelino no debe de ser visible a través de la piel después de 24 a 48 horas después de la eclosión. (Joyner, 1993)

Apéndices.

Las alas y las extremidades inferiores deben de ser revisadas para checar defectos esqueléticos, inflamación subcutánea, pérdida de masa muscular, cortes y fracturas. La palpación y visualización directa de todas las superficies es esencial. En Polluelos, hasta las pequeñas heridas en la superficie ventral de un dedo puede ocasionar una hemorragia. (Joyner, 1993)

Alimentación

Una dieta adecuada para alimentación artificial debe de ser evaluada para tener las cantidades adecuadas de nutrientes esenciales, aunque lo más importante es el porcentaje de sólidos, proteína y grasa, la relación calcio-fósforo y vitaminas. El método de alimentación (cuchara vs jeringa) debe de ser evaluado a ser posible, porque las técnicas de alimentación a mano pueden causar ciertos síndromes como picos desviados, buches quemados, ruptura de esófagos. (Joyner, 1993)

Las aves que han sido criadas a mano tienen una ingesta de agua aumentada durante los primeros cuatro días de vida. (Lamberski, 2003)



En el aviario Xcaret la alimentación de los polluelos se realiza con una fórmula (Figura 44) que se elabora diario, la cual por cada 4 litros contiene:

- 400 gr de croqueta para perro “Proplan® Puppy” remojada
- 6 Gerber® de frutas
- 100g de cereal Nestum® de Nestle
- 2 cucharadas de crema de maní Skippy®



Figura 45. A: Jarra con 4 litros de fórmula preparada y el recipiente que se utiliza para calentarla. Figura 46: Utensilio (Braun) para mezclar todos los componentes de la fórmula. Figura 47: Consistencia "yogurt" de la fórmula.

La elaboración de esta fórmula consiste en remojar la croqueta por unas horas para después agregar los demás ingredientes y combinarlos con un utensilio mezclador de la marca Braun (Figura 46) hasta que este combinado uniformemente. En cuanto a la consistencia esta no debe ser grumosa pero tampoco debe de muy líquida, se le conoce como consistencia similar al yogurt líquido (Figura 47).

Esta fórmula siempre se debe de administrar a 38°C, teniendo cuidado de que la temperatura no sea más baja puesto que puede desde retrasar el paso del alimento hasta causar impactaciones del buche y en caso de administrarse a una temperatura más alta, puede causar lesiones a la mucosa o hasta provocar quemaduras.

Existen diferentes técnicas de alimentación y estas dependen tanto del tamaño del polluelo como de la experiencia o preferencia del técnico.

Las técnicas de alimentación consisten tanto en la forma de sujetar a los polluelos como en las jeringas (Figura 48) y la posición que toma la jeringa en el pico de los polluelos (Figura 33).



Figura 48: 2 jeringas y una pipeta de diferentes volúmenes para alimentar a crías de diferentes tamaños.

Cuando el polluelo acaba de eclosionar y los padres no realizan la primera alimentación, este se traslada inmediatamente a la sala de crianza en donde se le ofrecen tres primeras tomas de suero con cereal, siendo la cuarta con la fórmula normal pero más diluida a la misma temperatura recomendada de 38 °C



Figura 49, 50 y 51: Polluelos de diferentes tamaños siendo alimentados con diferentes jeringas y pipetas.

El ingluvis o mejor conocida como buche, es una dilatación del esófago que actúa como reservorio de alimentos en el cual no ocurre digestión. (Gil, 2010; O'Malley 2007)

Se puede observar a simple vista que tan lleno esta (Figura 52 y 53) y en base a esto decidir la cantidad de fórmula que se le puede administrar al ejemplar. El buche debe de observar completamente lleno, pero se debe evitar que el esófago que lo comunica a la cavidad oral también lo esté, puesto que hay riesgo de que la cría regurgite accidentalmente y ocurra una broncoaspiración.



Figura 52: Cría con el buche vacío.



Figura 53: Cría con el buche lleno

El intervalo de alimentación está determinado por el tiempo que tarde el vaciado del buche de cada ejemplar, por lo que antes de administrar la siguiente toma de fórmula siempre se

debe de palpar el buche por completo para comprobar que no contenga alimento u objetos extraños.

Con esto corroboramos que el ejemplar no ha ingerido objetos extraños y que el alimento ha salido del buche y pasado a tracto digestivo, evitando así fermentaciones de alimento que pudiesen provocar desde impactaciones de buche hasta infecciones gastrointestinales.

Después de administrar la última alimentación del día, se realiza una limpieza con una gasa con clorhexidina (Figura 54) en las comisuras del pico de todos los ejemplares con la finalidad de evitar problemas causados por hongos.

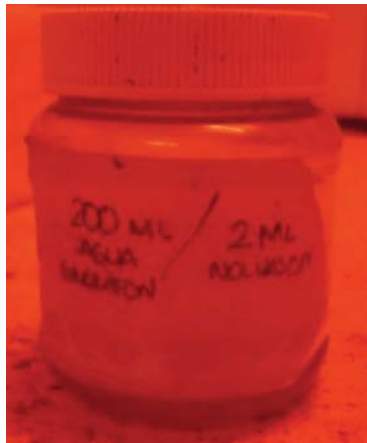


Figura 54: Recipiente de clorhexidina para limpiar a los polluelos.

La clorhexidina es un antiséptico muy utilizado en dermatología veterinaria. Se trata de un antiséptico sintético con una actividad antibacteriana y antifúngica de amplio espectro. Es eficaz contra la mayoría de las bacterias Gram (+) y Gram (-). Combina un efecto rápido con una buena actividad residual de al menos 24 horas mientras que los efectos adversos de su uso son mínimos puesto que no es irritante ni tóxica.

Polluelos en nido

En el área de Reproducción con base en los datos recaudados de ovoposición se calcula la fecha probable de eclosión, para poder realizar el manejo en el cual se observa el interior nidos (Figura 55) y así poder identificar la fecha en la que el polluelo comience a picar el cascarón y poder estar pendientes de cuando termine el proceso de eclosión. Después de que el polluelo eclosiona, pasan alrededor de 5 horas antes de que los padres alimenten al polluelo.



Figura 55: Se observa a los dos padres tratando de ocultar de la vista del técnico al polluelo que está detrás de ellos.

Los padres de los polluelos utilizan su pico para estimular una respuesta de alimentación al sujetar delicadamente la parte caudolateral del pico del polluelo (Figura 56).



Imagen 56: *Ara macao* alimentando a su cría de 3 meses y medio fuera del nido.

El polluelo abre completamente su pico y los padres posicionan su pico para que no se desperdicie alimento en la regurgitación. Los movimientos del polluelo deben de ser rítmicos como un bombeo con el cuello y la cabeza, mientras que el padre regurgita toda la comida en la cavidad oral del polluelo. (Harrison et al., 1994)

Después de este periodo de tiempo se revisa que el polluelo tenga una temperatura adecuada y que tenga alimento dentro del buche o bien el pico presente o muestre restos y/o manchas de alimento, estos son factores determinantes al decidir si el polluelo puede seguir su crecimiento dentro del nido o se introduce a un programa de crianza artificial, puesto que nos da indicios de si los padres les proporcionarían el cuidado suficiente como para que este evolucione favorablemente.

Dado que algunas Guacamayas tienen posturas de 3 o 4 huevos es posible que todos los huevos eclosionen satisfactoriamente, por lo que puede haber nidos en los cuales se encuentren hasta 4 polluelos con aproximadamente 2 días de diferencia entre ellos.

Una gran cantidad de polluelos en el nido puede llegar a desgastar a los padres.

Por lo cual en el aviario de Xcaret se trata de evitar que las parejas tengan muchos polluelos dentro del nido simultáneamente, pero también no se debe de sacar a las crías cuando tienen menos de una o dos semanas de edad, pues este es el periodo al que se le conoce como “periodo de riesgo”.

El periodo de riesgo se refiere a los primeros 15 días de nacido de los polluelos, en los cuales requieren una atención constante puesto que comen poca cantidad de alimento pero muy frecuentemente además de ser muy sensibles a los cambios de temperatura.

Por lo que en el caso de parejas en las cuales eclosionan más de un polluelo con 2 o 3 días de diferencia entre ellos (Figura 57), se saca al polluelo que nació primero siendo este, el que ha permanecido con sus padres por más tiempo, para introducirlo a el programa de crianza artificial.



Imagen 57: Pareja de *Ara macao* con dos polluelos dentro del nido.

Todo esto con el fin de evitar el desgaste de los padres al cuidar una gran cantidad de polluelos, pero sin afectar el ciclo de comportamientos propios de crianza.

Para evitar el estrés de los padres, se tiene el menor contacto posible con el nido y las crías por parte de los técnicos, pero no se debe de dejar de lado las revisiones periódicas para asegurarse que los polluelos están en condiciones óptimas.

Es conveniente que se inicie con revisiones cada dos semanas para después ir las aplazando, hasta el momento en el que se anillan aproximadamente al mes de edad.

El anillamiento consiste en colocarle en el miembro posterior derecho un anillo de acero inoxidable (Figura 58) con un número que sirve de identificación, la cual será única en el aviario y se podrá así mantener los registros del ejemplar.



Imagen 58: Anillo cerrado con identificación para guacamayas en Xcaret.

En el momento en el que se anilla al ejemplar, se considera que el ejemplar ha salido del periodo crítico de la crianza y en el cual se registra el ejemplar en las bases de datos del parque.

Esta base de datos contiene la información de todos los ejemplares con los que se cuenta, incluye datos acerca de su procedencia, de su nacimiento, historia clínica, exámenes que se les hayan realizado, localización dentro del parque y persona responsable del ejemplar.

Conforme el polluelo crece, comienza a tener una urgencia en ejercitar las alas, esto lleva a que el polluelo tenga una pérdida de peso y que tonifique los músculos encargados de sostener el vuelo. (Harrison et al., 1994)

Una vez que el polluelo sale del nido (Figura 59), la independización está cerca de ser completa, los padres comienzan a proporcionales pedazos más grandes de alimento, a menudo colocan estos pedazos de alimento en la cavidad de los polluelos. En algunos casos colocan la comida en el piso del nido o bien en las perchas para estimular el comportamiento de recolección del alimento. (Harrison et al., 1994)



Figura 59: Polluelo saliendo del nido. *Figura 60:* Polluelo comiendo por su cuenta.

Una vez que se observa que estos polluelos se alimentan solos y que los padres casi no intervienen en su alimentación (Figura 60), se puede considerar que este polluelo ya es completamente independiente, esto significa que el ejemplar es lo suficientemente maduro como para realizar un cambio de albergue a el área de independización, en el cual tendrá la oportunidad de convivir con más ejemplares de su misma edad.

Entre los problemas más comunes que pueden presentar los polluelos en una crianza dentro del nido, podemos encontrar patas abiertas, problemas oculares y mutilaciones por parte de los padres, todas estos son factores suficientes como para retirar a los polluelos del nido y llevarlos a la sala de Crianza Artificial y que estos reciban el seguimiento médico adecuado.

Polluelos en Crianza Artificial

Instalaciones



Figura 61: Sala de crianza en Xcaret.

El aviario de Xcaret cuenta con una sala de crianza (Figura 61) construida en el año de 2010, especialmente diseñada para la crianza artificial de Psitácidos, con una capacidad de 80 polluelos.

Tiene 10 focos rojos distribuidos en toda la sala con controles automáticos que se encienden o apagan dependiendo de la temperatura requerida, además de que es posible regular la intensidad de estos focos y así facilitar el control de la temperatura de la sala.

Esta sala se debe de mantener en un rango de temperatura de 32 a 34°C con una humedad relativa entre 40 a 50%.

Para colocar a los polluelos se utilizan 2 tipos de charolas, las cuales se diferencian entre sí por la profundidad que tienen.

Estas charolas están hechas de acero inoxidable, las menos profundas tienen 36x26x10cm y las más profundas tienen 15 cm. A estas charolas se les coloca sustrato de la marca Kaytee® Clean & Cozy Bedding, el cual tiene la apariencia de ser papel cortado, pero están hechos de un material especial que se degrada con el agua de forma que no ocasiona mayor problema en caso de que los ejemplares lo ingieran.

No se recomienda utilizar viruta dado que las crías son muy curiosas y pueden llegar a ingerirlo, lo que les puede provocar problemas digestivos como son oclusiones, impactaciones de buche y desgarramientos en el esófago al intentar extraer la viruta ingerida.

Los polluelos más grandes se colocan en las llamadas “camas” (Figura 62), que son cajones específicamente diseñadas como albergue para los polluelos, hechas de acrílico transparente con marcos de acero inoxidable con malla de acero forrada de plástico, por la cual pasan los restos de comida y principalmente heces para evitar el contacto con los ejemplares, así como el hecho que esté forrada de plástico evita que los polluelos se lastimen las patas.



Figura 62: Camas para polluelos más grandes.

Crianza Artificial

Se debe de mantener registros diarios de los polluelos que incluyan el peso, el volumen con el que se alimenta, el vaciado del buche y la capacidad de este.

Un polluelo debería de aumentar diario de peso a menos que este en un periodo de independización (destete) o que haya estado deshidratado al eclosionar. Algunos polluelos pueden perder peso durante las primeras 48 h después de la eclosión pero progresan bien después.

La historia de la incubación y de la eclosión de cada polluelo así como la eclosión puede ser de gran ayuda cuando ocurren problemas. (Joyner, 1993)

La forma, tamaño y el material del contenedor y del sustrato utilizado para mantener a los polluelos debe de revisarse regularmente para descartar la presencia de heces anormales, producción de orina, sangre o regurgitación del contenido del buche. (Joyner, 1993)

La temperatura y la humedad del ambiente afecta directamente a la salud de los polluelos y el funcionamiento del buche, los cuales deben de ser monitoreados y registrados diariamente en los casos que los polluelos no se desarrollen correctamente. (Joyner, 1993)

Una fuerte respuesta a la alimentación debe de estar presente. El tamaño y el peso de los polluelos debe de ser registrado, se puede comparar con otros polluelos de la misma nidada o bien con aves de la misma especie y edad. El orden de eclosión afecta el tamaño y el peso, así como la especie y subespecie. Aunque siempre existen diferencias entre los ejemplares, una inusual hiperactividad, depresión, torpeza o vocalizaciones pueden ser indicativas de problemas.

La postura y la posición de la cabeza puede ser un indicativo de debilitamiento o de enfermedad, pero esto también puede variar con la edad y con la especie. (Joyner, 1993)

Todos los polluelos deben de ser capaces de sostener su cabeza sin ayuda durante cada alimentación pero durante el resto del tiempo pueden exhibir posiciones para dormir peculiares. (Joyner, 1993)



Figura 63: Caja para transporte a la sala de crianza.

Los polluelos se trasladan del área de Reproducción a la Sala de crianza en una caja transparente de plástico con tapa (Figura 63), la cual contiene sustrato de viruta con una profundidad de al menos 2 cm aproximadamente. Esta caja se utiliza con la finalidad de que el polluelo no sufra cambios bruscos de temperatura, la viruta le da una superficie que amortigua al polluelo, evitando que el ejemplar reciba impactos indeseados, así como la

posibilidad de contaminación con los albergues por los que se cruza para llegar a la sala de crianza.

Se lleva el registro de todas las crías que ingresan a la sala de crianza, el cual contiene la información de quienes son los padres, si la incubación fue natural o artificial, la fecha de nacimiento, si fue criado por sus padres, la fecha de ingreso y la razón por la cual llegó a la sala, las condiciones en las que llegó el ejemplar (Figura 64) además de incluir el nombre de la persona que lo recibió.

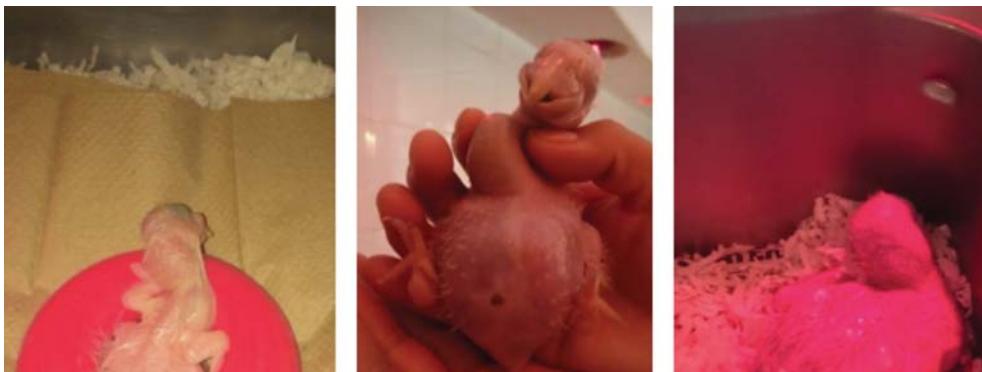


Imagen 64: Cría horas después de la eclosión con poco plumón. *Imagen 65:* Examen general a una cría de una semana de edad al entrar a la sala. *Imagen 66:* Cañones empezando a ser visibles a través de la piel.

En el momento en el cual el ejemplar llega a la sala, se le debe de realizar un examen general (Imagen 65), revisando que las extremidades estén completas, que todas las articulaciones tengan el movimiento adecuado, que no tengan lesiones, la condición corporal del ejemplar, el color y elasticidad de la piel, condición del plumón/pluma (Imagen 64 y 66), la simetría del pico, el estado del ombligo.

Como los polluelos pierden temperatura muy rápido, el examen físico debe de ser realizado en un cuarto cálido o debajo de una lámpara de calor, y las manos deben de estar limpias, secas y cálidas. La rapidez es importante puesto que los polluelos enfermos están cansados y se estresan fácilmente.

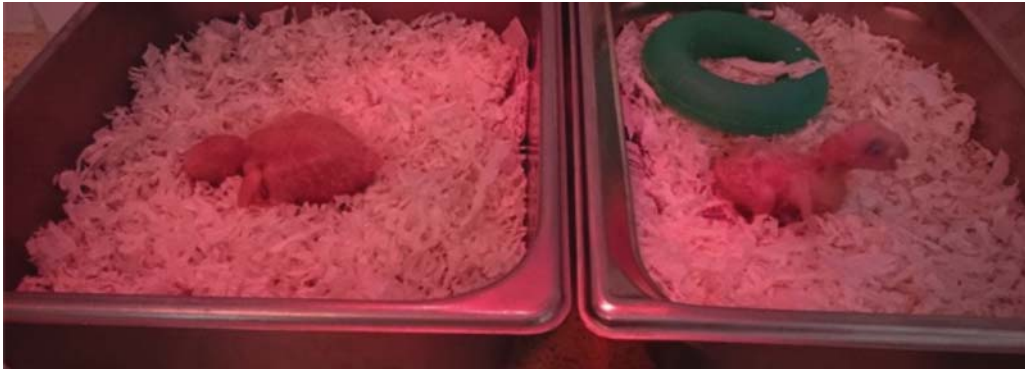


Figura 67: Comparación de dos crías de 1 semana. El de la izquierda se crío una semana con sus padres y el de la derecha se crío en la sala de crianza artificial.

Polluelos de la misma especie y de la misma especie deben de ser utilizados para compararlos cuando sea posible (Imagen 67). (Joyner, 1993)

Después del examen general se realiza la desinfección del ombligo con clorhexidina y se pesa al ejemplar con el buche vacío.

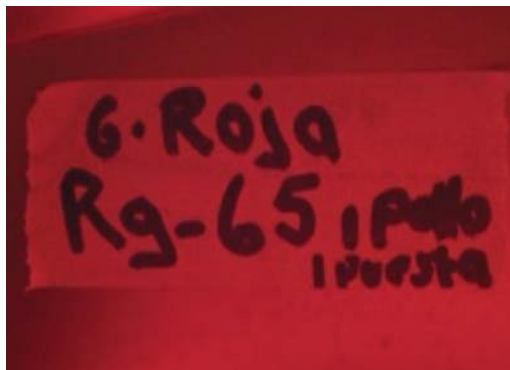


Figura 68: Identificación colocada en el costado de una charola.

Por último se realiza la identificación provisional del polluelo colocando una cinta en la charola que lo va a contener, anotando el número de los padres, el número de polluelo y el número de la puesta (Figura 68).

Del tamaño con el que ingresen a la sala de crianza depende el tamaño de charola en el que se le colocara. Las menos profundas se pueden utilizar cuando los polluelos son pequeños y

todavía no tienen una gran capacidad de locomoción, normalmente cuando el polluelo ya es lo suficientemente grande como para sacar la cabeza por encima del borde de la charola, se ponen en las charolas más profundas, evitando así la regurgitación accidental al presionar el buche contra la charola en el afán del polluelo de sacar la cabeza.

Los polluelos de psitácidos frecuentemente descansan sobre su abdomen como menciona Joyner 1993, por lo que es común ver posiciones extraña al dormir.

Aproximadamente cuando tienen 3 semanas de edad empiezan a abrir los ojos, de los cuales por lo general abren uno y el segundo puede abrirse unos días después (Figura 69).



Figura 69: Sólo un ojo abierto a los 32 días de eclosión. *Figura 70:* A los 34 días con ambos ojos abiertos.

Anillamiento

El anillamiento se realiza en el miembro posterior derecho, con anillos cerrados de acero inoxidable.

El ancho de la articulación metatarso falangiana es el principal criterio para decidir el momento ideal para anillar al ejemplar. Para colocar el anillo se toma la pata del ejemplar y se juntan los dedos II, III y IV hacia adelante siendo estos los primeros que se

introducen en el anillo y se debe de asegurar que pase la articulación así como que el dedo I esté libre.

Por lo general el ancho de la articulación es el ideal para la colocación del anillo cuando el ejemplar tiene un mes de edad y le comienzan a salir las plumas de los cañones. Se elige esta edad para que el continuo crecimiento de la pata no permita que el anillo se salga de su lugar, además de que cuando el ejemplar complete su desarrollo este anillo no lo lastimara de ninguna manera (Figura 71, 72 y 73).



Figura 71: se juntan los dedos II, III y IV. *Imagen 72:* Se pasa el anillo por la articulación metatarsofalángiana. *Imagen 73:* El anillo debe pasar todo el dedo I y regresarlo a la posición natural.

Camas

Para tomar la decisión de pasar los polluelos de las charolas a las camas, se toma como referencia cuando a estos les empiezan a salir las plumas por los cañones (Figura 74), por lo general esto ocurre al mes y medio de edad.



Figura 74: Cañones a los 40 días de edad.

Se prefiere realizar este cambio de charolas a camas en grupos de 3 o 4, así los individuos comienzan a socializar con otros ejemplares desde una edad temprana.

Cuando se hace el cambio de las charolas a las “camas”, es común que los primeros días los polluelos tengan cierto miedo a su entorno puesto que no están acostumbradas a ver tanto movimiento desde esa altura y tal vez se sientan expuestas, también es probable que sea la primera vez que tienen contacto con otros polluelos, por lo que no es raro que se encuentren separadas los primeros días, además de que la superficie en la cual están paradas es muy diferente a la de las charolas y no tienen el sustrato a el que están acostumbrados, así que es normal observarlos dormir en posiciones raras o notarlos un poco incómodos los primeros días (Figura 75).



Figura 75: Ejemplos de cría durmiendo en posiciones extrañas.

Los polluelos deben de tener un aumento de peso constante durante todo su crecimiento, pero hay una etapa en específico cuando los polluelos empiezan a rechazar la alimentación

con fórmula, así como podremos notar que estos empiezan a bajar de peso, este es el momento que se elige para incorporar alimento sólido en su dieta.



Figura 76: Crías experimentando con alimento sólido.

Dado que estos ejemplares no pueden observar a sus padres alimentarse y así seguir su ejemplo, tenemos que comenzar a brindarles diferentes frutas para que empiecen a explorar (Figura 76) y poco a poco aprendan a comerlas.

Esto siempre va acompañado de tomas de fórmula, puesto que aunque la rechacen, debemos de asegurar que los polluelos se sigan alimentando.

Por lo general esta etapa va acompañada del aumento en la exploración de los polluelos, esto es de gran ayuda cuando queremos que los individuos acepten la comida sólida, pero tiene la desventaja de que están en un lugar reducido del cual tenemos que tomar precauciones para que no salgan.

Bioseguridad

Afuera de la sala de crianza se cuenta con un tapete sanitario que contiene TH4® (Figura 77), el cual se debe de cambiar diario para que antes de entrar a la sala todo el personal pase por éste, además de que se tiene un aspersor con el cual todo el personal se tiene que asperjarse por completo, este aspersor contiene Virkons.

Virkons es un desinfectante de eficacia comprobada contra virus, bacterias grampositivas y gramnegativas, hongos, esporas, levaduras, mohos y micoplasmas. Es utilizado en la desinfección de contacto por pulverización sobre superficies, estructuras, utensilios, herramientas y equipos. (SAG, Ministerio de Agricultura, Gobierno de Chile)



Imagen 77: Tapete sanitario con TH4 afuera de la sala de crianza.

Esta sala cuenta con un área para realizar la higiene de las manos del personal, que cuenta con jabón líquido, gel antibacterial y toallas interdobladadas (Figura 78).



Figura 78: De izquierda a derecha: Toallas interdobladadas, gel antibacterial y jabón.

La operación diaria se realiza al iniciar el día, la cual consiste en el cambio de las charolas sucias por limpias con sustrato nuevo. Todas las charolas que se cambiaron, se deben lavar con agua y con jabón, dejándolas secar en los estantes especiales para esta función. Cuando se realiza esta limpieza se debe de asegurar que la identificación de cada ejemplar (cinta de la charola) no se confunda, esto se logra despegando la identificación de la charola sucia y colocándola en la charola limpia.

Posteriormente se realiza la limpieza de las camas la cual consiste en lavar cada una de las partes de la misma (acrílicos, parrilla, charola, etc), dejando para el ultimo el lavado de las mesetas y el piso.

La limpieza de las mesetas, piso, camas y charolas se realiza a diario, mientras que la desinfección de la sala se realiza cada tercer día.

Independización

El área de Independización o antes conocido como destete, es un área en la cual las guacamayas realizan la transición (Figura 79), tanto alimenticia como en lo que se refiere a cuidados por parte del personal, de la sala de Crianza artificial a su vida como adultos.



Figura 79: Cría tratando de salir de la cama.

En esta área desarrollan sus características como individuo y habilidades, de las cuales depende en que área se les ubicara una vez que alcancen su madurez.



Figura 80: Cría en su primer día en el área de independización.

El momento en el cual se traslada a los polluelos a esta área es cuando ya consumen la mayor parte de su porción de alimento sólido y es cuando se procede a sacarlos de la sala de crianza al área de “Independización” (Figura 80).



Imagen 81: Crías en el comedero de destete.

Ésta área se encuentra al aire libre pero está adaptada con focos rojos para mantener una temperatura durante la noche y los días en los que baja la temperatura, así como una gran cantidad de perchas y superficies para que los polluelos comiencen a explorar su nuevo entorno (Figura 81)

Esta área está localizada cerca del área de crianza de modo que sea el mismo personal el que se hace cargo tanto del área de la sala de crianza como del área de destete, de forma que esto sea un factor estresante menos a considerar en tantos cambios.

En esta área se les sigue proporcionando la fórmula o papilla tres veces al día, además de la alimentación normal del área de destete (Figura 82). La cual consiste en tres tiempos:

7hrs 30 grs de croqueta Mazuri® Parrot Maintenance

7 piezas de diferentes frutas (manzana, plátano macho, guayaba, betabel, papaya, naranja o piña)z

11hrs 30 grs de masa (harina de maíz, betabel y maíz quebrado)

14 hrs 6 piezas de diferentes frutas en donde la dieta varia dando piezas dobles (elote, manzana, pera, plátano macho) y piezas de fruta sencilla (guayaba, betabel, papaya o sandía o melón).



Imagen 82. Alimentación con fórmula a crías en etapa de independización.

Conforme van consumiendo más alimento sólido se le va retirando la fórmula progresivamente, primero la toma de la mañana, después la de medio día hasta retirar la toma de la noche y quedar solo con el consumo del alimento sólido. También al mismo tiempo se le va regulando la cantidad de frutas consumidas: primero se retiran las frutas dobles quedando 6 frutas en la mañana y 6 en la tarde, después se le retira la fruta de la

mañana quedando la alimentación normal de las guacamayas adultas la cual queda de la siguiente manera:

7hrs 30 grs de croqueta Mazuri® Parrot Maintenance

11hrs 30 grs de masa (harina de maíz, betabel y maíz quebrado)

14 hrs 6 piezas de diferentes frutas (manzana, plátano macho, guayaba, betabel, papaya o sandía o melón, naranja o piña).

Cabe mencionar que todos estos cambios realizados en la dieta están hechos bajo la supervisión del área de nutrición de salud animal además de llevar un control de peso mensual de los ejemplares en esta etapa.

Principales patologías en polluelos

Candidiasis

La candidiasis es una micosis causada por el hongo *Candida sp.*, la cual forma parte la flora microbiana normal, lo cual es comúnmente conocido como una infección oportunista. La mayoría de casos con infecciones oportunistas es por causa de una enfermedad subyacente y existe un compromiso grave de las defensas del hospedero, también se observan micosis sistémicas primarias. (Jawetz, Melnick & Adelberg, 2005).

Entre los factores predisponentes se encuentran la hipotermia, la alimentación con fórmula que es muy caliente o muy fría, o bien de una consistencia no adecuada, una nutrición deficiente, terapia con antibióticos, enfermedades sistémicas por otras causas. Y en general condiciones que inmunodepriman a los ejemplares. (Rosenthal, Forbes, Frye & Lewbart, 2008)

En el parque Xcaret en base a la experiencia se ha determinado que para evitar que este tipo de hongo se presente en los ejemplares, después de proporcionar la última alimentación del día, se les pasa por las comisuras del pico una gasa con clorhexidina para limpiar todos los restos de alimentos que pudiesen haber quedado y con esto disminuir las posibilidades de que se presenten problemas causados por *Candida*.

Impactación de Buche.

También llamado como estasis de buche, por lo general es causada cuando se le proporciona al ave un volumen mayor al que este puede soportar, cuando el alimento es de una consistencia o temperatura no adecuada, o bien cuando el ave ingiere parte del sustrato en el que se encuentra. (Girling, 2003; Joyner, 1993) Una estasis crónica de buche e intestinos puede ocurrir cuando el polluelo está deshidratado o mal nutrido, además de que esta estasis puede deberse a estasis intestinal provocado por enfermedades sistémicas. (Joyner, 1993)

El tratamiento de la estasis del buche depende de la condición del polluelo y de la gravedad de la estasis. Los polluelos que tengan una estasis ligera se les puede alimentar de un cuarto a un medio del volumen normal de comida o bien saltarse una comida entera, dependiendo del volumen que todavía se mantenga en el buche.

Si la estasis continúa al momento de la siguiente alimentación, se debe de masajear después de la administración de solución salina normal, hasta un cuarto del volumen normal de alimento. (Joyner, 1993)

Si el buche no está pasando ningún líquido ni comida, se debe de introducir un poco de solución salina y masajear el contenido para que este pueda ser fácilmente aspirado con una jeringa y un tubo suave o una cánula para sondear. Posterior a esto se le debe de dar a la cría un pequeño volumen de fórmula de crianza diluida, combinada con suero o bien sólo

con cereal de bebé. La consistencia y el nivel nutricional de la comida deben de ser lentamente restaurados a la normalidad conforme la función del buche se normaliza. (Joyner, 1993)

Los lavados de buche pueden ayudar a remover el material y limpiar las paredes de buche. Aunque éstos pueden tener efectos desfavorables si se realiza con sustancias irritantes. (Joyner, 1993)

Patas abiertas

El término de patas abiertas (Figura 83) es utilizado para referirse a todas las deformidades de patas en aves jóvenes. A menudo existen problemas de los ligamentos de la articulación femoro-tibiotarsal, y/o deformidades del fémur, tibiotarso y tarsometatarso. Como etiologías están mencionadas deficiencias nutricionales y falta de sustrato que le de soporte a los polluelos. (Lightfoot, 2011)

En la mayoría de los casos se ha observado que este problema está relacionado con que los ejemplares realizan intentos de sostener su peso con las patas pero los músculos de sus patas no son lo suficientemente fuertes .



Figura 83: cría con patas abiertas. Figura 84: Cría con una gasa en forma de ocho

Cuando el problema es observado cuando el ejemplar aún es una cría, se puede corregir al colocar al polluelo en un contenedor pequeño, el cual mantenga sus patas en la posición adecuada. (Rosenthal et al., 2008)

Es importante que la identificación y corrección del problema sea temprana, puesto que una vez que el esqueleto ha osificado las técnicas mencionadas como el entablillado es poco probable que funcione.

En el aviario de Xcaret cuando se observa que los polluelos tienen problemas de patas se les realiza una revisión completa para comprobar que todas sus articulaciones están bien formadas, de ser así se les coloca un vendaje correctivo que cumpla con la función de llevar las patas a su posición natural y mantenerlas en esa posición. (Figura 84).

Por lo general se utiliza una gasa que rodea las patas y pasa por en medio de las mismas como menciona Doneley (2010), manteniendo las patas en la posición correcta mientras el polluelo crece y estas terminen de osificarse en la manera correcta.

En la literatura se mencionan varias técnicas para corregirlo como colocar las patas de los polluelos en un bloque de esponja. Sin embargo si no se detecta el problema antes de que la

osificación sea completa, puede ser necesario realizar una osteotomía quirúrgica para corregir la rotación. (Doneley, 2010)

3.8. Manejo

3.8.1. Contención física

Como la mayoría de los psitácidos se encuentran en grandes aviarios con una o más aves, con frecuencia se utilizan redes para la captura inicial de las aves. Las redes deben de ser escogidas cuidadosamente para que estas sean lo suficientemente fuertes para resistir la fuerza del pico y de las uñas, los orificios de la malla deben de ser pequeños para que no entre la cabeza del ave y el marco debe de ser ligero para que si accidentalmente cae sobre el ave, esta no resulte lesionada.

Además la red debe de ser del tamaño adecuado para cubrir al ave entera sin que sobre una gran cantidad de red. Idealmente cada exhibidor debe de tener su propia red específica para la especie que contiene pero de no ser esto posible las redes deben de ser limpiadas y desinfectadas periódicamente. (Lamberski, 2003)

Una vez que el ave se encuentra en la red se debe de liberar al ave cuidadosamente de esta, ya sea con el uso o no de guantes de carnaza. El uso de guantes o no depende de la especie, el temperamento del ejemplar y la experiencia del manejador. (Lamberski, 2003)



Figura 85: Sujeción con una toalla. Se coloca el dedo pulgar y el dedo índice a los lados de la mandíbula.

Aves que se encuentren en albergues más pequeños pueden ser manejadas con la ayuda de una toalla (Figura 85). Una vez que el ave se encuentra en la mano, la cabeza se debe de sujetar colocando el dedo pulgar y el dedo índice o el medio a los lados de la mandíbula y el dedo índice puede ser colocado encima de la cabeza para controlar más los movimientos de esta mientras que la otra mano debe controlar las patas y alas (Figura 86 y 87). Se debe de tener cuidado de no restringir el movimiento de la cavidad celómica.



Figura 86 y 87: Sujeción de patas, alas y cola con una mano.

Para realizar el pesaje se puede colocar al ave dentro de un cajón y después restarle al peso total, el peso del contenedor. (Lamberski, 2003)

3.8.2. Desparasitación

Desparasitación se refiere a la administración de fármacos con acción contra los parásitos para eliminar a estos del organismo de un ejemplar. Se agrupan en dos: parásitos internos y parásitos externos.

Para la eliminación de parásitos externos se utiliza el Frontline® (Figura 88) el cual contiene como principio activo el Fipronil. Este se aplica por medio de aspersión en el lomo, alas, así como plumas timoneras y de la cloaca.

Para la eliminación de parásitos internos se utilizan fármacos como fenbendazol (Panacur®), el cual es un benzimidazol antihelmíntico de amplio espectro eficaz contra nematodos y cestodos.



Figura 88 y 89: Aspersión de plumas de la cola con Frontline® e inyección subcutánea en músculos pectorales.

También se utiliza Ivermectina la cual tiene eficacia contra parásitos externos así como helmintos y nematodos, aunque se ha reportado que tiene resistencia contra algunos nematodos gastrointestinales y garrapatas.

Algunos parásitos pueden llegar a desarrollar resistencia a algunos fármacos en específico, con el fin de evitar esto se van alternando los fármacos utilizados en cada desparasitación que se realiza.

En el área de reproducción anualmente se realiza el manejo de cada ejemplar del área para desparasitarlos contra parásitos internos y externos. Esta desparasitación se realiza sólo una vez al año ya que se ha observado que estos ejemplares al no estar en contacto con el suelo tienden a tener una menor carga parasitaria.

Mientras que en el área de independización la desparasitación se realiza cada 4 meses contra parásitos internos y externos.

4. Bibliografía

1. BirdLife International (2017) Country profile: Mexico. Disponible en: <http://www.birdlife.org/datazone/country/mexico>. Checked: 2017-08-12.
2. Bradshaw, G. A., & Engebretson, M. (2013). Parrot breeding and keeping: The impact of capture and captivity. Editorial Animals & Society Institute, USA.
3. CITES, Convención sobre el comercio internacional de especies amenazadas de fauna y flora silvestres, Apéndices I, II y III. 2013.
4. Del-Valle, C. M. (2008). Introducción a la biología y ecología de las psitácidas neotropicales. En *Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional*. Recuperado de: <http://www.veterinariosvs.org> ISSN 2011-9348.
5. Doneley, B. (2010). Avian Medicine and Surgery in Practice. Companion and aviary birds. Editorial Manson. Reino Unido.
6. Elliot, L. (1978). Sex determination of birds. Iowa State University Veterinarian, Volume 40:Issue 3, Article 4
7. Fernández Morán, J.(1996). Endoscopía en aves. Técnica y aplicaciones. *Clínica Veterinaria de Pequeños animales.*(Vol 16) pp 176-184
8. Heatley, J.J. & Cornejo, Juan (2015). Psittaciformes. En Fowler, E. & Miller, R.E. (8 Ed.), Zoo and Wild Animal Medicine (pp. 172-185). Elsevier Saunders
9. Joyner, K. L.(1993). Psittacine Incubation and pediatrics. En Fowler, E. & Miller, R. E. (3 Ed.), Zoo and Wild Animal Medicine (pp. 247-259). Elsevier Saunders
10. Lamberski, N. (2003). Psittaciformes (Parrot, Macaws, Lorries). En Fowler, E. & Miller, R. E. (5 Ed.), Zoo and Wild Animal Medicine (pp. 187-210). Elsevier Saunders
11. Sutherland-Smith, M & Witman, P. (2012). Prehatch Protocols to Improve Hatchability. En Fowler, E. & Miller, R. E. (7 Ed.), Zoo and Wild Animal Medicine (pp. 324-328). Elsevier Saunders
12. Francisco Botelho, J. , Smith-Paredes, D. , O.Vargas, A.(2015) Altriciality and the evolution of toe orientation in birds. Springer Science+Business Media New York.
13. Fulton, S. (2005). Husbandry Manual of Blue and gold macaw Ara ararauna. Recuperado de: http://www.parrotgarden.com.au/wp-content/uploads/2016/05/Blue___Gold_Macaw.pdf
14. Gil Cano, F. (2010). Anatomía específica de Aves: Aspectos funcionales y clínicos. Unidad Docente de Anatomía y Embriología. Facultad de Veterinaria. Universidad

- de Murcia. Recuperado de :
<https://www.um.es/anatvet/interactividad/aaves/anatomia-aves-10.pdf>
15. Girling, S. (2003). Veterinary nursing of exotic pets. Blackwell.
 16. Harrison, R., Harrison, G. y Harrison, L. (1994). Avian Medicine: Principles and Applications. Wingers. Estados Unidos.
 17. Hartcourt Brown, N. & Chitty, J. (2005) BSAVA Manual of Psittacine Birds.(2 ed) United Kingdom.
 18. Hoet, A. E. (2015). Bioseguridad para el rebaño. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Zulia, Venezuela.
 19. Íñigo, E. (1999). Las guacamayas verde y escarlata en México. Biodiversitas25: 7-11.
 20. Jawetz, Melnick & Adelberg. (2005). Microbiología médica (18 ed). El Manual Moderno.
 21. Jiménez Arcos, V. H., Santa Cruz Padilla, S. A., Escalona López, A., Del Coro Arizmendi, M., & Vázquez, L. (2012). Ampliación de la distribución y presencia de una colonia reproductiva de la guacamaya verde (*Ara militaris*) en el alto de Balsas de Guerrero, México. Revista Mexicana de Biodiversidad, 864-867.
 22. Juárez, M. C., Marateo, G., Grilli, P. G., Pagano, L., Rumi, M. y Silva Croome, M. (2011) Observaciones sobre la nidificación del Guacamayo verde (*Ara militaris*: Psittaciformes: Psittacidae) en Argentina. Acta zoológica lilloana 55 (2): 272-277,
 23. Juárez, M., Marateo, G., Grilli, P. G., Pagano, L., Rumi, M., & Silva Croome, M. (2012). Estado del conocimiento y nuevos aportes sobre la historia natural del Guacamayo verde (*Ara militaris*). Hornero, 5-16.
 24. Kahrs, R.F. (1995). Principios generales de la desinfección. Rev. sci.tech Off.int. Epiz., 1995, 14 (1), 143-163.
 25. Ley General de Vida Silvestre. Diario Oficial de la Federación, 19 de diciembre 2016, México.
 26. Lightfoot, T. L.(2011). DMV360: Pediatric Psittacine Diseases. Recuperado de: <http://veterinarycalendar.dvm360.com/psittacine-pediatric-diseases-proceedings?id=&pageID=1&sk=&date=>
 27. Liza Rodríguez J. S. (2006). Determinación del sexo en guacamayos de las especies *Ara ararauna*, *Ara macao*, *Ara chloroptera*, *Ara militaris*, *Propyrrhura couloni* mediante el uso del ADN. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Perú.
 28. Matta Camacho, N. A., Ramírez Martín N., Zúñiga Díaz B. C., Vera V. (2009). Determinación del sexo de aves mediante herramientas moleculares. Acta biol. Colomb., Vol 14.

29. Miranda, F., & Hernández, E. (1963). Los tipos de vegetación de México y su clasificación. Colegio de Postgraduados, Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos.
30. Monterrubio Rico, T. C., De Labra Hernández, M. Á., Ortega Rodríguez, J. M., Cancino Murillo, R., & Villaseñor Gómez, J. F. (2011). Distribución actual y potencial de la guacamaya verde en Michoacán, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 1311-1319.
31. Navarajo Ornelas, M. L. (2012). Guacamaya: símbolo de temporalidad y fertilidad en dos ejemplos de pintura mural. *Estudios de cultura maya*. Obtenido de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0185-25742012000100006&lng=es&tlng=es.n
32. Navarro-Sigüenza, A. G., Peterson, A.T. (2007). *Ara macao* (guacamaya roja). Recuperado de http://www.conabio.gob.mx/informacion/metadatos/gis/ara_macagw.xml? httpcache=yes& xsl=/db/metadatos/xsl/fgdc_html.xsl& indent=no
33. Navarro-Sigüenza, A. G., Rebón-Gallardo, M. F., Gordillo-Martínez, A., Townsend Peterson, A., Berlanga-García, H., & Sánchez-González, L. A. (2014). Biodiversidad de aves en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 476-495.
34. NOM-059-SEMARNAT-2010. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Diario Oficial de la Federación.
35. O'Malley, B. (2007). Anatomía y fisiología clínica de animales exóticos. Estructura y función de mamíferos, aves, reptiles y anfibios. España: Servet.
36. Ricaurte Galindo, S. L. (2005). Embriodiagnos y ovoscopia. Análisis y control de calidad de los huevos incubables. *Revista: REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*.
37. Rivera Ortíz, F. A., Contreras González, A. M., Soberanes González, C. A., Valiente Banuet, A., & del Coro Arizmendi, M. (2008). Seasonal abundance and breeding chronology of the Military Macaw (*Ara militaris*) in a semi-arid region of central Mexico. *Ornitología Neotropical*, 255-263.
38. Rivera Ortíz, F. A., Omayá, K., Ríos Muñoz, C. A., Solórzano, S., Navarro Sigüenza, A. G., & Del Coro Arizmendi, M. (2013). Habitat characterization and modeling of the potential distribution of de Military Macaw (*Ara militaris*) in Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 1200-1215.
39. Robertson, H. A., Dowding, J. E., Elliott, G. P., Hitchmough, R. A., Miskelly, C. M., O'Donnell, C. F., Powlesland, R., Sagar, P., Scofield, R. y Taylor, G. A. (2012). Conservation status of New Zealand birds. New Zealand: Publishing Team, Department of Conservation.

40. Rosenthal, K. L., Forbes, N. A., Frye, F. L. y Lewbart, G. A. (2008). Rapid review of Exotic animal medicine and husbandry. Pet mammals, birds, reptiles amphibians and fish. Editorial Manson.
41. SAG, Ministerio de Agricultura, Gobierno de Chile. Preparación y manejo de desinfectantes químicos y físicos.
42. Sánchez, O., M. A. Pineda., H. Benítez., H. Berlanga y Rivera-Téllez E. Guía de identificación para las aves y mamíferos silvestres de mayor comercio en México protegidos por la CITES, 2a. Edición, Volumen I: AVES. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales(SEMARNAT) - Comisión Nacional Para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), México, D. F. 2015.
43. SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales)(2009). Programa de Acción para la Conservación de la Especie: Guacamaya roja.
44. Tully, T. N., Dorrestein, G. M., & Jones, A. K. (2000). Handbook of Avian Medicine (2 ed). Saunders Elsevier.
45. UICN (2015). The UICN Red List of Threatened Species. Obtenido de: <http://www.iucnredlist.org/>
46. Vaughan, C., Nemeth, N., & Marineros, L. (2003). Ecology and management of natural and artificial scarlet macaw (*Ara macao*) nest cavities in costa rica. *Ornitología Neotropical*, 381-396.
47. Villaseñor, E., & Botello, F. (2012). Registros notables de la guacamaya verde (*Ara militaris*) en el norte del estado de Guerrero, México. *Acta Zoológica Mexicana*, 465-470.
48. Wiedenfeld, D. A. (1994). A new subspecies of scarlet macaw and its status and conservation. *Ornitología Neotropical*, 99-104
49. Witmer, L. (2016). Visible Interactive Parrot - macaw skull with labeled skull bones. [video] Disponible en: http://www.ohio.edu/people/witmer/3D_parrot.htm
50. Woodger, G.J.A. La bioseguridad y la desinfección en el control de enfermedades. Antec Internacional. Recuperado de: <https://www.engormix.com/porcicultura/articulos/bioseguridad-desinfeccion-control-enfermedades-t25852.htm>