13

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

MANUAL PARA EL MANEJO DE PSITTÁCIDOS EN CAUTIVERIO

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE :

BIOLOGO

PRESENTAN:

Mendoza García Clara Luz
Morales Soto Luis Antonio

DIRECTOR DE TESIS

BIOL. SALVADOR GAONA RAMIREZ
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA,
UNIVERSIDAD AUTONOMA METROPOLITANA – IZTAPALAPA

ASESOR INTERNO

M en C. ALFREDO A. BUENO HERNANDEZ

2000

Universidad Nacional Autónoma de México
UNAM
Biblioteca Central
Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

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.

AGRADECIMIENTOS

A nuestro amigo

M.V.Z. Mario Bautista

A quién agradecemos el habernos hecho partícipes de su amplia experiencia, por que gracias a su asesoría y valiosa colaboración hemos logrado la realización de un buen trabajo.

A nuestros sinodales

Biól. Salvador Gaona Ramirez

M. en C. Alfredo Bueno Hernández

M. en C. David N. Espinosa Organista

M. en C. Efraín Angeles Cervantes

Dra. Ma. Elena Ayala Escobar

Biól. Ma. del Carmen Resendiz

A cada uno de ellos le agradecemos las observaciones, aportaciones y sugerencias que nos han hecho con la finalidad de enriquecer este trabajo.

Agradecemos también la participación y el apoyo recibido por parte de

Biól. Alejo Juárez

Biól. Alicia Lombardero

M.V.Z. Mayra Velez Hernández

M.V.Z. Guillermo Islas

Pedro Mata Rosales

Biól. David Reyes

Lic. Miguel Costa Lavin

A todas las personas que contribuyeron de manera directa o inderecta en la realización de este trabajo, muchas gracias.

A la Universidad Autónoma de México, por habernos abierto sus puertas y permitirnos ser parte de ella

DEDICATORIAS

Queremos dedicar este trabajo que ha sido fruto de un gran esfuerzo a nuestros **Padres**, por que de ellos recibimos nuestras primeras enseñanzas y desde entonces siempre nos han brindado el apoyo necesario para seguir adelante y nos han impulsado para alcanzar el éxito, aún en los momentos más difíciles.

A nuestros Hermanos de quienes hemos recibido un gran apoyo.

A nuestros amigos y a todas las personas que han creído en nosotros y nos han apoyado para salir adelante.

A todas las personas que se han preocupado por la conservación de las especies y son consientes del grave problema que estas enfrentan.

A todos ellos queremos brindarle nuestro más sincero agradecimiento.

INDICE

	Pág.
Introducción	1
Marco teórico	4
Características generales de la familia ***Psittacidae***	5
Área de estudio	10
Justificación	11
Objetivos	12
Método	13
Resultados (Manual para el manejo de psittácidos en cautiverio)	
Adquisición de un psittácido	15
Donde efectuar la compra	17
Especies de mayor demanda en el mercado mexicano	18
Instalaciones	19
Alimentación	22
Dietas sugeridas para psittácidos en cautiverio	25
Contención	28
Contención física	28
Contención química	29
Anestésicos volátiles	29
Anestésicos inyectados	29
Medicina preventiva	30
Programa de manejo sanitario	33
Primeros signos de enfermedades y medidas a tomar	34
Principales enfermedades y posibles tratamientos	35
Enfermedades con lesiones en el sistema cardiovascular	35
Enfermedades con signos que sugieren patologías nerviosas	36
Enfermedades del sistema digestivo superior	37
Enfermedades con lesiones en el hígado	38
Enfermedades en el sistema músculo esquelético	39
Enfermedades del sistema reproductor	40
Enfermedades de la piel	41
Enfermedades intestinales	42
Marcaje	44
Transporte	46
Transportación para psittácidos	47

Reproducción 48
Métodos para determinar el sexo 48
Formación de parejas 51
Nidos 52
Incubación artificial 54
Nacedoras 57
Alimentación de los pollos 59
Discusión de resultados 61
Conclusiones 63
Recomendaciones 64
Bibliografía 65
Anexo I Características de las especies de mayor demanda en el mercado 71
Anexo II El papel de las vitaminas en la alimentación de los psittácidos 89
Anexo III Desinfectantes químicos 94

INDICE DE GRAFICAS, CUADROS Y FIGURAS

		Pág
Gráfica 1	Comparación del número de vertebrados terrestres entre México y el mundo	1
Gráfica 2	Comparación del número de especies de vertebrados terrestres endémicos con respecto al total de especies en México	2
Gráfica 3	Comparación del número de psittácidos y el resto de las aves para México y el mundo	5
Gráfica 4	UMAS de modalidad intensiva registradas hasta 1999	17
Cuadro1	Psittácidos con distribución en México	7
Cuadro 2	UMAS de modalidad intensiva que reproducen psittácidos y tienen sus excedentes a la venta	18
Cuadro 3	Contenido nutricional de las semillas más comunes en la alimentación de los psittácidos	23
Cuadro 4	Desinfectantes y concentraciones recomendadas	31
Figura 1	Jaulas suspendidas utilizadas en la UMA Ecological Breeding	19
Figura 2	Albergue tipo aviario utilizado en la UMA Granja la Suiza	20
Figura 3	Contención física de un psittácido	28
Figura 4	Jaula enfermería para pequeños psittácidos	34
Figura 5.1	Caja-nido para ninfas	52
Figura 5.2	Caja-nido para agapornis y perico catarina	52
Figura 5.3	Caja nidal tipo "T" para loros, cotorras y conuros	53
Figura 5.4.	Caja nidal tipo "L" invertida para guacamayas, loros y cacatúas	53
Figura 6	Cuarto de incubación	55

GLOSARIO

APC	Asociación para la Conservación de Psittácidos
Apéndice I de la CITES	Incluye las especies que se encuentran en peligro de extinción, cuyo comercio ha de estar sometido a una reglamentación particularmente estricta y se autoriza solamente bajo circunstancias excepcionales.
Apéndice II de la CITES	Incluye las especies que si bien en la actualidad no se encuentran necesariamente amenazadas de extinción podrían llegar a encontrarse en esta situación si el comercio no se regula estrictamente.
CERERES	Centro de Resguardo y Rehabilitación de Especies Silvestres
CITES	Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Flora y Fauna Silvestre
Contención	Es la inmovilización total o parcial de los animales para su manejo
INE	Instituto Nacional de Ecología
Manejo intensivo	Aquel que se realiza sobre ejemplares o poblaciones de especies silvestres en condiciones de cautiverio o confinamiento.
SARH	Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos
SEDUE	Secretaría de Desarrollo Urbano y Ecología
SEMARNAP	Secretaría del Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca
UMA	Unidad para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de la Vida Silvestre.
Zoonosis	Enfermedad que puede ser transmitida de los animales al hombre

RESUMEN

La captura de fauna silvestre en México se practica por diversos motivos, siendo el principal la comercialización de ejemplares, productos y subproductos; de esta forma cientos de miles de animales son capturados anualmente para cubrir la demanda nacional e internacional. Entre las especies mas afectadas por este fenómeno podemos citar a los loros, pericos, guacamayas, tucanes, halcones, tortugas, serpientes, falsos camaleones, iguanas, ardillas y monos (Moctezuma, 1994).

Una manera de disminuir la destrucción de los ecosistemas naturales y al mismo tiempo frenar el comercio clandestino de la fauna silvestre se basa en la cría autorizada y controlada de animales silvestres en cautiverio, con la cuál se pueden obtener beneficios económicos y sociales (INE, 1996), cuando la cría en cautiverio se integra apropiadamente a un programa de recuperación de especies puede ofrecer varias ventajas, la mas importante es que puede servir como una red de seguridad para especies cuyas poblaciones silvestres enfrentan una alta probabilidad de extinción (Synder,1994)

El contexto anterior señala la gran importancia que reviste el hecho de dar a conocer algunas alternativas para adquirir de manera legal ejemplares de fauna silvestre, en particular, de los miembros de la familia Psittacidae, con lo cual se podrá ayudar a disminuir la presión que sufre sus poblaciones silvestres, al satisfacer una parte de la demanda nacional e internacional que tienen como mascotas, así como la posibilidad de llevar al cabo programas de repoblación de las especies de psittácidos nacionales en sus zonas de distribución natural con programas multidiciplinarios.

Una alternativa para lograr este objetivo es la de promover que las personas sólo adquieran ejemplares de fauna silvestre en UMAS registradas y autorizadas ante la Secretaría del Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca (SEMARNAP) o en tiendas de mascotas que acrediten su legal procedencia.

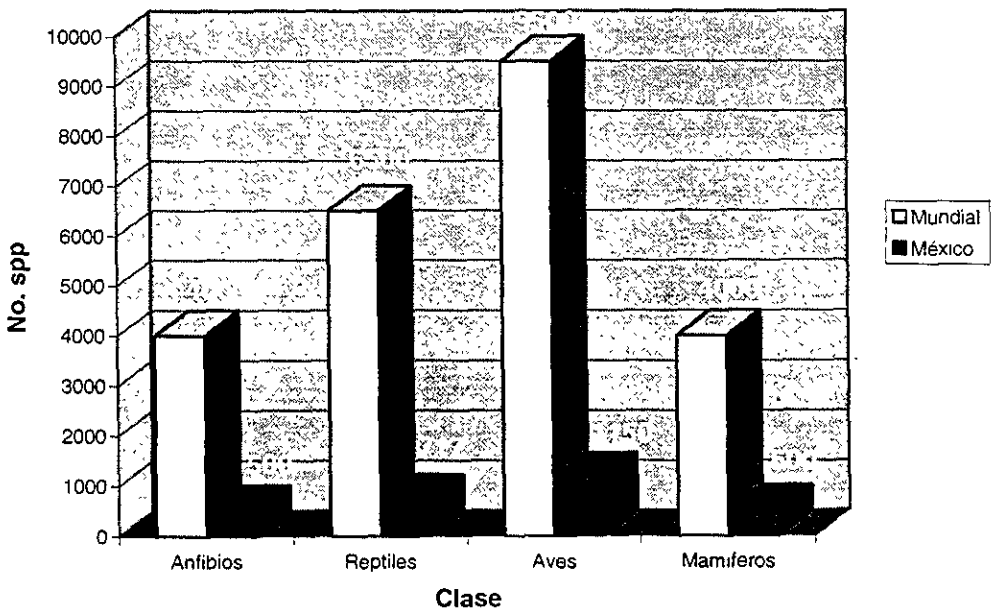
El presente trabajo se baso en la colaboración en las diferentes actividades que se realizan en el Centro de Resguardo y Rehabilitación de Especies Silvestres (CERERES) de Los Reyes - La Paz, Estado de México, dependiente de la SEMARNAP. Desde la recepción de ejemplares, determinación de la especie, levantamiento del acta de entrega – recepción correspondiente y apoyo en las labores de alimentación, medicación, rehabilitación, canalización y liberación, así como en la ambientación de albergues para las diferentes especies de fauna silvestre.

Así como en las visitas y/o estancias en diferentes UMAS de modalidad intensiva, zoológicos, tiendas de mascotas y comercializadoras de fauna silvestre.

INTRODUCCIÓN

La riqueza biológica de México se relaciona con tres hechos de gran relevancia. Por una parte, se halla en la intersección de dos regiones biogeográficas la Neártica y la Neotropical. La primera se constituye por especies de afinidad boreal que habitan climas templados y fríos. La segunda por su parte se conforma por especies de afinidad tropical, que viven en las partes medias o bajas con climas cálidos, secos o húmedos. Por otro lado posee una compleja topografía que proporciona una gran diversidad de hábitats (Toledo, 1988), además de que en el país se han originado una gran variedad de taxones producto de la evolución (Escalante, 1993).

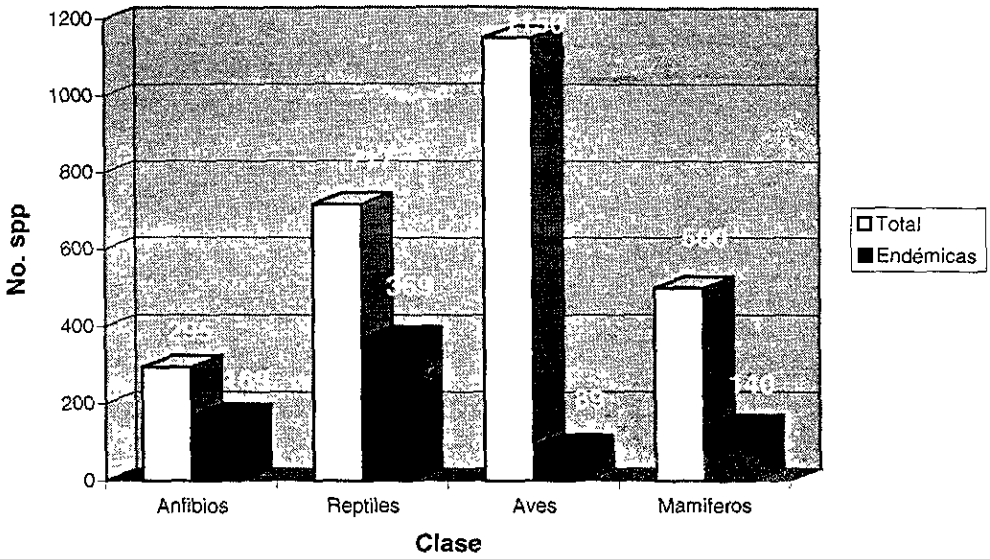
Como resultado de lo anterior, el territorio nacional se encuentra privilegiado por sus recursos naturales, siendo uno de los países de mayor riqueza biológica en el mundo junto con naciones como Brasil, Colombia, Australia, Zaire e Indonesia encontrándose entre los 12 países de mayor diversidad a nivel mundial (Mittermeier y Goettsch, 1992). No hay otro País de tamaño comparable al nuestro que tenga tal diversidad en sus ecosistemas, lo que da lugar a una enorme biodiversidad (Gráfica 1).



Gráfica 1. Comparación del número de vertebrados terrestres entre México y el mundo.

Fuente: SEMARNAP, 1997

La fauna mexicana no sólo es notable por su riqueza, sino también por su gran número de endemismos (Gráfica 2); de todo el continente americano, México es el país con mayor porcentaje de especies endémicas de vertebrados terrestres (Toledo, 1988). En solamente el 1.3% de la tierra emergida del mar que constituye el territorio nacional se concentra entre el 10 y el 15 % de las especies terrestres, ocupando el primer lugar a nivel mundial en reptiles con 717 spp de las cuáles el 53% son endémicas; el cuarto en anfibios con 295 spp y 63% de endemismos; el segundo en mamíferos con 500 spp de los cuáles 33% son endémicos y el 11º en aves con 1150 spp (Gráfica 2) (SEMARNAP, 1997; Moctezuma,1992).



Gráfica 2. Comparación del número de especies de vertebrados terrestres endémicos con respecto al total de especies en México.

Fuente: SEMARNAPP, 1997

Conforme los bosques desaparecen, las aguas se contaminan y se depreda la flora y la fauna con diversos fines, la tensión y el desequilibrio aumentan. En la actualidad el 70% del territorio nacional sufre algún tipo de desertificación (SEMARNAP, 1997). El incremento de la mancha urbana, la deforestación para la creación de áreas de cultivo o pastoreo como alternativas para solucionar el problema económico y alimenticio, la contaminación, la caza y la captura clandestina de animales silvestres son los principales problemas que han contribuido a la disminución de las poblaciones de fauna silvestre (Estudillo, 1994).

En México, la captura de fauna silvestre se practica por diversos motivos, siendo el principal la comercialización de ejemplares, sus productos y subproductos. De esta forma cientos de miles de animales se capturan anualmente para cubrir la demanda nacional e internacional. Entre las especies más afectadas por este fenómeno podemos citar a los loros, pericos, guacamayas, tucanes, halcones, tortugas, serpientes, iguanas, ardillas y monos (Moctezuma, 1994).

Un estudio reciente muestra que por lo menos 30 especies de vertebrados se han extinguido en el último siglo (Moctezuma, 1994). El Instituto Nacional de Ecología (INE) revela que del año 1600 a la fecha en México se han extinguido 16 especies de peces, 2 de anfibios y reptiles, 10 de aves y 10 de mamíferos (No. 14 lista INTERNET). Entre las especies extintas se encuentran la foca monje del Caribe (***Monachus tropicalis***), el carpintero imperial (***Camphephilus imperialis***) y el salmón del río colorado (***Pychocheilus lucius***) entre otros (Moctezuma, 1994).

En la actualidad, se calcula que 4000 especies de flora y fauna silvestres de la República Mexicana son consideradas como raras, amenazadas o en peligro de extinción, dentro de esta última categoría se identifican 1000 especies de plantas, 139 de mamíferos, 272 de aves, 218 de reptiles y anfibios y 126 de peces de agua dulce. En suma se puede decir que el 28% de la fauna de vertebrados del país se encuentran amenazados en alguna medida (No. 14 lista INTERNET).

Como uno de los esfuerzos para controlar esta situación, en 1982 la Dirección General de Vida Silvestre de la entonces Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos (SARH) instrumentó una prohibición para la Exportación e Importación de Vida Silvestre viva, así como los productos de esta al país (Subsecretaria de Flora y Fauna, 1982; Rodríguez, 1986). De igual manera en junio del mismo año, el Gobierno Federal declaró la veda para la captura y el aprovechamiento de algunas especies de aves canoras y de ornato entre las cuáles destaca el loro de frente roja (***Amazona viridigenalis***), el loro cabeza amarilla (***Amazona oratrix***) y el loro nuca amarilla (***Amazona auropalliata***) (SEMARNAP, 1998).

Una manera probable de disminuir la destrucción de los ecosistemas naturales y al mismo tiempo frenar la depredación clandestina de la fauna silvestre se basa en la cría controlada de animales silvestres en cautiverio, con la cuál se pueden obtener beneficios económicos y sociales (INE, 1996). Cuando la cría en cautiverio se integra apropiadamente a un programa de recuperación de especies puede ofrecer varias ventajas. La más importante es que puede servir como una red de seguridad para especies cuyas poblaciones silvestres enfrentan una alta probabilidad de extinción (Synder, 1994).

A mediados de los años 80 se inicia un proyecto destinado a fomentar e impulsar el establecimiento de Unidades de Producción de Fauna Silvestre como una posible alternativa para contrarrestar el deterioro ecológico y a la vez satisfacer los requerimientos económicos de la sociedad, generando fuentes de empleo y divisas así como aminorar las presiones a las que se encuentran sometidas algunas poblaciones de fauna silvestre (SEMARNAP, 1998).

Durante 1988, la Dirección General de Conservación Ecológica de los Recursos Naturales, perteneciente a la desaparecida Secretaría de Desarrollo Urbano y Ecología (SEDUE), instrumentó como procedimiento administrativo permanente la expedición de autorizaciones para el establecimiento de criaderos de fauna silvestre, cuyo objetivo fue el de normar y fomentar el establecimiento y desarrollo de criaderos de especies de fauna silvestre, regulando el manejo, uso y destino de este recurso natural (INE, 1996).

En 1991, México se suscribe a la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre (CITES), la cuál regula el comercio internacional de especies amenazadas y en peligro de extinción utilizando como herramienta principal la expedición de certificados o permisos para la importación, exportación y reexportación de ejemplares, productos y subproductos (SEMARNAP, 1997), aumentando las posibilidades de disminuir tráfico de flora y fauna silvestre, ya que México es también un trampolín de otras naciones hacia mercados como Estados Unidos, Europa, Japón y Medio Oriente (Méndez, 1994).

Como resultado del ingreso de México a la CITES, la Dirección General de Aprovechamiento Ecológico de los Recursos Naturales, adquiere el compromiso de contar con Centros de Rescate y Rehabilitación de Especies Silvestres (CERERES) para albergar y rehabilitar a los especimenes que sean producto de decomisos, para posteriormente liberarlos en su hábitat natural o enviar al país de origen a los ejemplares exóticos que sean solicitados por el país miembro.

En 1994, el Gobierno Federal emitio la NOM-059-ECOL-94 que determina las especies y subespecies de Flora y Fauna Silvestres terrestres y acuáticas en peligro de extinción, amenazadas, raras y las sujetas a protección especial, además establece especificaciones para su protección.

MARCO TEÓRICO

Hace poco más de cinco décadas se comenzó a emplear con mayor frecuencia el término extinción para designar un fenómeno que las actividades humanas estaban provocando en todo el planeta; la desaparición de especies de flora y fauna silvestre (Moctezuma, 1994).

En general uno de los factores más importantes que amenaza en gran medida a las poblaciones silvestres es el aprovechamiento irracional e ilegal, el cual incluye la cacería furtiva, captura, colecta, transporte y comercio no autorizados de ejemplares (SEMARNAP, 1996).

Durante siglos, uno de los grupos de vertebrados que más interés ha causado en el hombre por sus hábitos, belleza y colorido han sido las aves, ocupando un lugar preponderante en la mitología, historia, religión, arte, medicina tradicional y cosmovisión de las culturas indígenas (Velarde,1996). Aunque por muchos años los canarios formaron la base principal de las aves importadas, en la actualidad son las silvestres quienes tienen mayor demanda (Clapp, 1975). La captura de aves silvestres para el comercio nacional e internacional es causa importante de la disminución de las poblaciones de muchas especies.

De las aproximadamente 10,000 especies de aves que existen en el mundo, México cuenta con cerca de 1150 (Escalante, 1993; Robles y col, 1989), de las cuáles alrededor del 10% son endémicas. El endemismo de las aves de nuestro país se encuentra concentrado en su mayoría en zonas montañosas, desérticas e islas y muchas de ellas pertenecen a géneros que solamente se encuentran en México (Navarro, 1993).

En México las aves silvestres se explotan de diversas maneras como son la cacería, alimentación, ornato, investigación y comercialización. En el ámbito nacional las aves tienen un mercado constante, ya que es una costumbre muy arraigada del mexicano tener jaulas con aves ya sea de compañía, adorno, para escuchar su canto, como mascotas, etc. por lo que es común ver en los mercados populares del país a los pajareros que comercializan cenzontles, clarines, calandrias, pericos, loros entre otras aves. Sin embargo estas son tomadas de su ambiente natural contribuyendo así a la disminución de sus poblaciones (Ramos, 1982).

En el país se han extinguido varias especies de aves a causa de los factores ya mencionados. Algunos ejemplos de ellos son el carpintero imperial (***Camphephilus imperialis***), el zanate de pico fino (***Quiscalus palustris***), el petrel (***Oceanodroma macrodactyla***) y el cara cara de la isla Guadalupe (***Polyborus lutosus***), así como la paloma de la Isla Socorro (***Zenaida graysoni***) la cuál solo existe en cautiverio (CIPAMEX,1989).

Antes de la veda de los 80´s, México se encontraba entre los diez principales países exportadores de aves nativas en el mundo, exportando principalmente pericos, rapaces, gorriones, tucanes, mosqueros, calandrias, mieleros, etc., a naciones como Estados Unidos, Gran Bretaña, Holanda, Bélgica Suecia, Francia, Italia, Suiza, Alemania, Japón entre otros (Ramos, 1982). Con el establecimiento de Unidades para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de la Vida Silvestre (UMA), a partir de 1999, México ha reiniciado la exportación de Fauna Silvestre a Estados Unidos y Europa.

Los datos exactos sobre la comercialización de las aves no se conocen pero se sabe que los pinzones África y los psittácidos de todo el mundo constituyen la mayor parte de los especimenes comercializados (Beissinger, 1994).

Los psittácidos representan la partida monetaria más grande del comercio. Los Estados Unidos comercializan el 47% de todos los psittácidos y probablemente el 80% de los neotropicales, seguidos por la Comunidad Económica Europea y Japón (Beissinger, 1994).

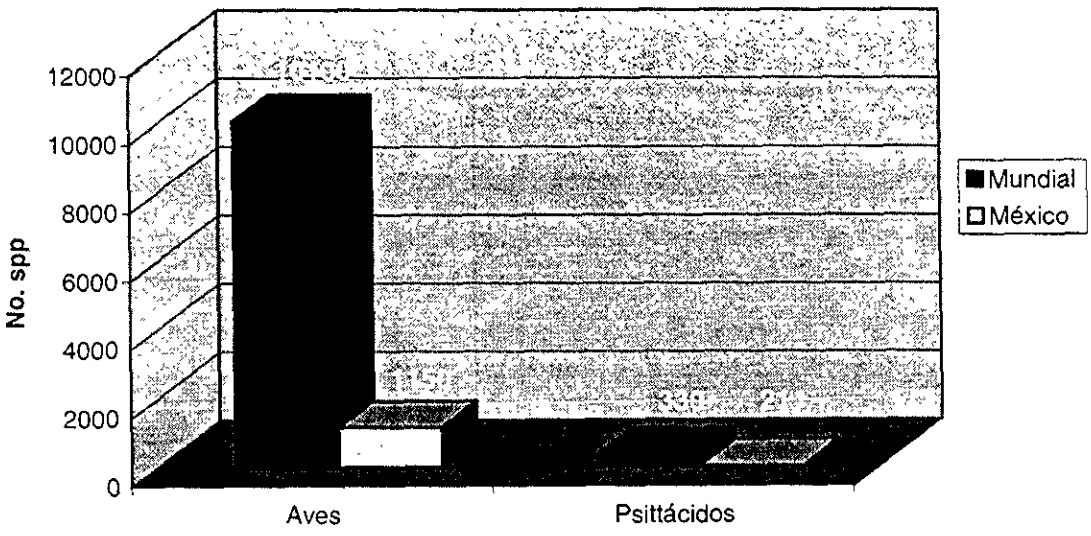
Los psittácidos son mascotas deseadas por su gran longevidad y belleza. Sin embargo los reproductores de estas aves no logran cubrir la demanda nacional e internacional y muchas veces son tomados del medio silvestre poniendo en grave riesgo sus poblaciones.

Características generales de la familia Psittacidae

Los psittácidos aparecieron hace aproximadamente 40 millones de años en el oligoceno (Austin,1994). Los fósiles de psittácidos más antiguos de los que se tienen registros son: ***Achaeopsittacus verreauxi*** proveniente del oligoceno alto a inicios del mioceno, habitó hace treinta millones de años y fue encontrado en Allier, Francia y el ***Conuropsis fratercula***, proveniente del mioceno alto, el cuál habitó aproximadamente hace veinte millones de años y fue localizado en Nebraska, E.U.A. Otros fósiles encontrados son ***Pionus ensenadensis*** y ***Aratinga roosvelti***, localizados en Argentina y Ecuador respectivamente, los cuáles vivieron hace un millón de años y provienen del pleistoceno (Juárez, 1998).

La familia ***Psittacidae*** incluye aves tan familiares como los loros, cacatúas, guacamayas y pericos. Son aves propias de climas cálidos y templados. La mayoría de ellas se reúnen en grupos en huecos de los árboles, rocas y termiteros (SARH, 1982); son arborícolas, ponen de 2 a 5 huevos blancos (Howell y Webb, 1995). Algunas de ellas son ampliamente conocidas por su demanda como aves ornamentales (Guacamayas y Cacatúas), mientras que otras se presentan como plagas agrícolas (Perico atolero) y de algunas se tiene poca información (Medina, 1982).

Esta familia cuenta con aproximadamente 330 especies (Paradise, 1995; Parker, 1995) (Gráfica 3), reportándose para México 21 de ellas (Cuadro 1) de las cuáles 6 son consideradas endémicas (Navarro, 1993). Sin embargo, algunos autores consideran al perico verde, endémico de la isla Socorro como una especie diferente (***Aratinga brevipes***), con lo cual se incrementa el número a 22 especies para México (Howell y Webb, 1995). Los psittácidos se distribuyen en 25 Estados de la República Mexicana que son: Sonora, Chihuahua, Sinaloa, Durango, Nayarit, Jalisco, Colima, Zacatecas, Michoacán, Guerrero, Oaxaca, Nuevo León, Tamaulipas, San Luis Potosí, Veracruz, Coahuila, Tabasco, Campeche, Chiapas, Yucatán, Quintana Roo, Puebla, Tlaxcala, Hidalgo y Morelos (Estudillo, 1994).



Gráfica 3. Comparación del número de psittácidos y el resto de las aves para México y el mundo.

Fuente: Paradise, 1995; Parker, 1995

Los psittácidos son aves de tamaño variable que van desde los 9 cm como en el caso de los diminutos pigmeos de Nueva Guinea, hasta los 100 cm que mide el guacamayo Jacinto (***Anodorhynchus hyacinthinus***) (Parker, 1995). Su cuerpo es compacto. Las alas son fuertes y la cola varía de muy corta como en el perico Catarina (***Bolborhynchus lineola***), a muy larga que se presenta en todas las guacamayas. Sus patas son cortas, zigodáctilas (dos dedos el 2º y 3º dirigidos hacia adelante y dos hacia atrás el 1º y 4º); su pico posee cera en la base superior, es corto, fuerte y en forma de gancho (Van, 1996). La lengua es carnosa y en algunas especies como en los lories se halla recubierta por papilas fibrosas parecidas a un cepillo que facilita lamer néctar, así como zumos de frutos y secreciones de árboles (Thomson, 1992).

El color predominante para el caso de los psittácidos americanos es el verde y se combina con otros como el azul, amarillo, anaranjado y rojo. En cambio la mayoría de los psittácidos africanos y asiáticos carecen de plumaje verde, siendo este de color blanco, negro, gris, rosado o amarillo en su totalidad o en combinación (Parker, 1995), como es el caso del lory rojo (***Eos bornea***), el loro gris africano (***Psittacus erithacus***) y todas las especies de cacatúas. La mayoría de los psittácidos no presentan dimorfismo sexual, sin embargo en algunas especies como la del loro eclectus (***Eclectus roratus***), el dimorfismo es muy evidente, siendo el macho de color verde y la hembra de color rojo.

Peterson (1994) reporta que la mayoría de las especies mexicanas presentan un plumaje de color verde y entran en alguna de las siguientes categorías: a) Guacamayas muy grandes y con la cola larga y delgada, b) Pericos pequeños con las alas y cola puntiaguda en forma de cuña y c) Loros y Cotorros rechonchos con la cola cuadrada.

Desde un punto de vista ecológico los psittácidos son un eslabón más de la cadena trófica, siendo por ejemplo para el caso de México, parte de la dieta de algunas especies tales como la víbora negra (***Drymarchon corais***), el halcón selvático (***Micrastur semitorquatus***), la ardilla roja (***Sciurus aureogaster)***, el papan (***Cyanocorax morio***), el ocelote (***Leopardus pardalis***), el tigrillo (***Leopardus wiedii***), el coatí (***Nasua nasua***), el águila crestada (***Spizaetus ornatus***), el águila tirana (***Spizaetus tyrannus***) y de algunas otras especies de aves rapaces (Enkerlin, 1996; Burton,1989). También juegan un papel importante en la dispersión de semillas, permitiendo así evitar la sobrepoblación y competencia en ciertas zona y la colonización de otras.

Cuadro 1. Psittácidos con distribución en México.

NOMBRE COMUN	NOMBRE CIENTÍFICO	NOM-ECOL-059-94 Y NAVARRO 1993	CITES	CACACO 1999-2000
Perico quila	*Aratinga holochlora*	A*	II	
Perico verde centroaméricano	*Aratinga strenua*		II	
Perico azteca	*Aratinga nana*		II	♣
Perico atolero	*Aratinga canicularis*		II	♣
Guacamaya roja	*Ara macao*	P	I	
Guacamaya verde	*Ara militaris*	P	I	
Cotorra serrana occidental	*Rhynchopsitta pachyrhyncha*	P*	I	
Cotorra serrana oriental	*Rhynchopsitta terrisi*	P*	I	
Perico catarina	*Bolborhynchus lineola*		II	♣
Periquito mexicano	*Forpus cyanopygius*	*	II	
Perico señorita	*Brotogeris jugularis*		II	
Lorito encapuchado	*Pionopsitta haematotis*	R	II	
Loro senil	*Pionus senilis*	A	II	
Loro frente blanca	*Amazona albifrons*		II	♣
Loro yucateco	*Amazona xantholora*	A*	II	
Loro tamaulipeco	*Amazona viridigenalis*	P*	I	
Cotorra guayabera	*Amazona finschi*	A*	II	
Cotorra cucha	*Amazona autumnalis*		II	♣
Loro cabeza azul	*Amazona farinosa*	A	II	
Loro cabeza amarilla	*Amazona oratrix*	P*	II	
Loro nuquiamarilla	*Amazona auropalliata*	A	II	

Basada en la lista de la American Ornitologist's Union A.O.U. 1983 y Navarro. 1993.

Simbolismo de la NOM-ECOL-059-94:
(*) Endémica
(P) Peligro de extinción
(A) Amenazada
(R) Rara
(Pr) Protección especial

♣C.A.C.A.C.O: Calendario de Aprovechamiento Cinegético y de Aves Canoras y de Ornato para la temporada 1999-2000.

Nota: A partir de la temporada 1998-1999 todos los ejemplares autorizados en el CCTAACO para su aprovechamiento, deberán contar con anillos de identificación con las siglas 98SEMARNAP99 000000 DGVS/INE G

Para la civilización mesoamericana la guacamaya roja era el símbolo del sol, lo cual la convertía en un elemento indispensable dentro de los ritos relacionados con ese astro. Los psittácidos han sido comercializados en México por siglos. Existen evidencias que desde el año 1100 al 1716 grupos étnicos como los Pimas en Arizona intercambiaban piedras verdes por guacamayas rojas principalmente, con las culturas mesoamericanas (Hagrave, 1970). El principal interés por los psittácidos creció desde la época de la conquista debido al colorido de su plumaje, la posibilidad de imitar el lenguaje humano y por su tendencia a formar lazos afectivos con las personas, características que les dan un gran valor como mascotas (Gobbi, 1996; Paradise,1995).

Durante las ultimas décadas se han llevado a cabo muchos estudios enfocados a aspectos biológicos, hábitat, distribución y comportamiento de las aves canoras y de ornato, poniendo mayor énfasis en las especies de la familia ***Psittacidae***, pero la mayoría han carecido de continuidad y de una metodología específica (Velázquez, 1987). Los psittácidos ponen su nido en orificios, riscos o rocas, pero la mayoría utilizan árboles con cavidades naturales o agujeros hechos por pájaros carpinteros u otras aves. En el derribo selectivo de los árboles, son eliminados los más grandes y viejos, dejando solamente aquellos que son muy pequeños o no contienen sitios adecuados para anidar (Estudillo, 1994).

En 1985 y 1986 la Dirección General de Conservación Ecológica de los Recursos Naturales (de la entonces SEDUE), en coordinación con las Delegaciones Estatales promovieron la realización de estudios enfocados a conocer el estatus poblacional, distribución, reproducción y hábitat de las especies de psittácidos en los estados de Tamaulipas, Oaxaca, Nayarit, Veracruz y Colima. Estos estudios revelaron que las poblaciones silvestres de estas aves se han reducido de manera alarmante. Una de las causas es el cambio de uso de suelo, el cual ha afectado su zona de distribución. A consecuencia de ello algunas aves invaden los campos de cultivo por lo que algunos agricultores consideran plagas a los miembros de esta familia y contratan capturadores para eliminarlos, además de ser afectadas por el uso de insecticidas y otras sustancias químicas (Velázquez, 1987).

Uno de los motivo por el cuál se pierden los sitios de anidación, es debido a que muchas de estas aves hacen sus nidos a alturas considerables, por lo que la obtención de polluelos se complica, esto hace que los cazadores capturen a los pollos haciendo grandes agujeros en los nidos, impidiendo así que vuelvan a ser utilizados (López, 1997). Por otro lado los capturadores que reciben un precio muy bajo por los pericos, tiran los árboles donde se encuentran los nidos, para poder tomar a los polluelos causando la perdida de los sitios de anidación, así como la posible muerte de los pollos con la caída del árbol (Estudillo, 1994). Esta situación hace más difícil la sobrevivencia de las poblaciones silvestres ya que además de perderse los sitios de anidación les priva de alimento (INE,1998). Después de la destrucción del hábitat la segunda razón por la cuál se reducen las poblaciones de los psittácidos, es el saqueo de las crías de los nidos naturales (Maineros, 1994).

Muchos traficantes utilizan métodos inadecuados para transportar y vender a los psittácidos, que van desde colocarlos en cajas cerradas por debajo de otros cargamentos, hasta mojarlos y sujetarlos por el pico y con las alas amarradas para evitar que el gorgoteo y el aleteo delate al traficante. En consecuencia, no se les proporciona alimento ni agua en todo el camino, incluso cuando el viaje es muy largo acostumbran rellenarles el estómago a la fuerza con masa de tortillas usando jeringas (Méndez, 1994; INE, 1998). Es evidente que al transportar individuos adultos tendrían un mayor riesgo de ser descubiertos, por esa razón se inició la extracción y venta de crías sin emplumar incrementando la mortalidad de ejemplares tan sólo en el transporte (INE, 1998). Según Méndez (1994) para que una de estas aves ilegal lleguen a una casa como mascota, tuvieron que haber muerto aproximadamente ocho en el proceso.

La Asociación para la Conservación de los Psittácidos (APC), reporta que en México son alrededor de 150,000 psittácidos los que se exportan anualmente de manera ilegal y el 60% de ellos muere antes de su comercialización. La situación se agudiza con la entrada de compradores de plumas cuyo método de obtención implica la muerte de aves adultas con armas de fuego, acelerando con ello la disminución de la población de un número considerable de especies, pero muy particularmente de guacamayas (Beissinger, 1994).

La cría en cautiverio de psittácidos ha tenido una función crucial en la recuperación de especies críticamente amenazadas. La APC plantea que cuando la cría en cautiverio se emplea adecuadamente en programas de recuperación, puede proporcionar un empuje crítico para algunas poblaciones severamente amenazadas, sin embargo cuando se emplea inadecuadamente, puede llevar a costos de recuperación más altos y a riesgos más que a beneficios (Synder, 1994).

La APC, también reconoce que la cría de psittácidos en cautiverio tiene otros valores relacionados con la recuperación de las especies, tales como proporcionar aves para exhibición, educación (especialmente para convencer al público de la necesidad de conservar el hábitat) y para la recaudación de fondos.

Las poblaciones cautivas pueden proporcionar también un recurso importante para investigaciones biológicas fundamentales que no pueden llevarse a cabo con individuos silvestres, lo que implica que la reintroducción no es la única manera en que la cría en cautiverio juega un papel en la conservación (Synder, 1994).

Debido a la gran demanda que presentan los psittácidos como aves de ornato y de compañía, por su gran belleza, plumaje colorido y su característica única de imitar algunas palabras, la mayoría de las especies de este grupo se encuentran en peligro de extinción, amenazadas y/o bajo protección especial. Por ello es importante disminuir esta constante presión a la que son sometidas sus poblaciones silvestres, fomentando la demanda para las especies permitidas en el C.A.C.A.C.O y promoviendo la no adquisición de las especies vedadas. Asimismo como dar a conocer la posibilidad de adquirir ejemplares provenientes de Unidades para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de la Vida Silvestre (UMAS) autorizadas ante la SEMARNAP y/o importados, que demuestren su legal entrada al país con su correspondiente certificado CITES de importación.

ÁREA DE ESTUDIO

El presente trabajo se llevó a cabo en las instalaciones del Centro de Rescate y Rehabilitación de Especies Silvestres (CERERES) "Los Reyes – La Paz". Ubicado en Circuito Emiliano Zapata Norte esquina con Circuito Emiliano Zapata Sur, Colonia El Pino, Municipio de Los Reyes-La Paz, Estado de México, complementándose con visitas y/o estancias en las Unidades para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de la Vida Silvestre (UMA).

UMAS de modalidad Intensivas

- Animales en peligro para su adopción y reproducción, Morelos
- Aviario E.M., Guanajuato
- Aviario Costa, Morelos
- Criadero El Oyameyo, D.F.
- Granja La Madera, Edo. de México
- Ecological Breeding, Morelos
- Parque Loro, Puebla
- Reavyfex, Guanajuato

UMAS Zoológico

- Zoológico de San Juan de Aragón, D.F.
- Zoológico de León, Guanajuato
- Zoológico Benito Juárez (Morelia), Michoacán
- Zoológico de Zacango, México

Tiendas de mascotas y comercializadoras

- Fauna internacional
- +Kota
- Moons Acuarios

Bajo la dirección del Biólogo Salvador Gaona Ramírez y el asesoramiento del M. en C. Alfredo A. Bueno Hernández y el M.V.Z. Mario Bautista.

JUSTIFICACIÓN

El presente trabajo deriva de la estancia realizada en el Centro de Resguardo y Rehabilitación de Especies Silvestres (CERERES) "Los Reyes-La Paz", perteneciente a la SEMARNAP, el cual tiene como objetivo principal recibir cualquier ejemplar de fauna silvestre nacional proveniente de rescates, entregas voluntarias y/o decomisos, así como alojar a ejemplares de fauna silvestre exótica de procedencia dudosa.

Durante la estancia en dicho centro, se pudo constatar que uno de los grupos de vertebrados terrestres con mayor demanda comercial es el de las aves, en particular los miembros de la familia ***Psittacidae***, a la cual pertenecen los loros, guacamayas, cacatúas, periquitos, etc.

La destrucción del hábitat y la explotación que sufren las aves por el comercio ilegal, son algunos de los factores más importantes que pone en riesgo las poblaciones silvestres, además la gran mayoría no son mantenidas en buenas condiciones, provocando que muchas de ellas lleguen enfermas a los mercados y mueran en pocos días. Cantú (1996) reporta que el grado de mortandad es muy cercano al 50%, a esto podemos agregar que la mayoría de las veces las personas que compran aves ilegales, no obtienen la asesoría que les permita tener los conocimientos necesarios para mantenerlas en buen estado, por lo que su tiempo de vida se reduce a unos cuantos meses o a muy pocos años, repitiéndose así un ciclo al adquirir nuevos ejemplares de manera ilegal.

El presente trabajo pretende impulsar la reproducción en cautiverio de los psittácidos con mayor demanda en el mercado mexicano, ofrecer una alternativa para la adquisición legal de aves y orientar a los interesados acerca de su mantenimiento y cuidado, así como disminuir el tráfico ilegal de los psittácidos.

OBJETIVOS

Objetivo General

Elaboración de un manual para el manejo de psittácidos en cautiverio

Objetivos Particulares

- Determinar que especies de psittácidos tienen mayor demanda en el mercado mexicano
- Establecer las condiciones necesarias para la adquisición de un psittácido
- Establecer los diferentes tipos de instalaciones para el mantenimiento de psittácidos en cautiverio
- Elaborar dietas para los psittácidos en cautiverio
- Establecer las medidas de bioseguridad para un criadero de psittácidos de modalidad intensiva
- Establecer los diferentes métodos de marcaje empleados en los psittácidos
- Establecer las diferentes técnicas para la determinación del sexo en estas aves
- Establecer las diferentes técnicas de reproducción en cautiverio

MÉTODO

El presente trabajo se desarrolló en 4 fases

Fase de campo

Fase de gabinete

Investigación de campo

Integración del manual

FASE DE CAMPO

La fase de campo se llevó a cabo en las instalaciones del CERERES de "Los Reyes-La Paz", en el Estado de México, de septiembre de 1997 a septiembre de 1998, durante este período se colaboró con las diferentes actividades llevadas a cabo en este Centro

- Recepción de ejemplares
- Determinación específica de los ejemplares mediante guías y claves (Peterson, 1994; SARH, 1982; Howell, 1995) y comparación con otros especímenes ya determinados
- Levantamiento del acta de entrega - recepción
- Examen físico preliminar al ingreso de cada ejemplar
- Traslado al área de cuarentena
- Aplicación de programas de medicina preventiva
- Ambientación del aviario definitivo
- Traslado de las aves al aviario definitivo
- Elaboración de dietas y preparación del alimento adecuado para cada especie
- Alimentación de los animales
- Auxilio en administración de medicamentos en caso de ser requeridos
- Apoyo para realizar necropsias
- Liberación y/o canalización de ejemplares
- Levantamiento del acta correspondiente de liberación y/o canalización

Durante la estancia fueron recibidos ejemplares pertenecientes a las cuatro clases de vertebrados terrestres

- Mamíferos: Felinos, Caninos, Prociónidos, Marsupiales, Primates, etc.
- Aves: Falconiformes, Strigiformes, Psittaciformes, Passeriformes, Anseriformes, etc.
- Reptiles: Tortugas, Cocodrilos, Serpientes, Iguanas y Culebras
- Anfibios: Ranas, Sapos, Ajolotes y Salamandras

Este trabajo fue encaminado al manejo de ejemplares de la familia ***Psittacidae*** y durante la estancia en el CERERES fueron albergados los siguientes especimenes:

- 24 Loros cabeza amarilla (***Amazona oratrix***)
- 18 Guacamayas enana (***Rhynchopsitta pachyrhyncha***)
- 3 Guacamayas verde (***Ara militaris***)
- 16 Loros mejillas amarillas (***Amazona autumnalis***)
- 180 Pericos atolero (***Aratinga canicularis***)

FASE DE GABINETE

La fase de gabinete consistió en una revisión bibliográfica y visita vía INTERNET a paginas de asociaciones dedicadas al manejo de Psittacidos para recopilar información sobre características generales que deben presentar las instalaciones para psitácidos, alimentación, aspectos sanitarios, enfermedades mas frecuentes y programas reproductivos, así como aspectos biológicos de las especies de mayor demanda en el mercado mexicano.

INVESTIGACIÓN DE CAMPO

La investigación de campo fue realizada en los diferentes Zoológicos y UMAS antes mencionados. En esta fase fueron entrevistadas personas que han manejado y reproducido ejemplares de la familia ***Psittacidae***.

INTEGRACIÓN DEL MANUAL

La última fase consistió en la integración del "Manual para el manejo de psitácidos en cautiverio" en base a la información recopilada por las entrevistas, fuentes bibliográficas, y experiencias aprendidas mediante estancias realizadas en UMAS y en el CERERES

RESULTADOS

Adquisición de un psittácido

Antes de adquirir algún psittácido, es primordial definir el objetivo de la compra (compañía, ornato, reproducción o simplemente gusto por las aves), posteriormente se debe considerar el precio del ave, costo de alimentación y del albergue, así como su comportamiento en estado silvestre y el tipo de hábitat natural en que se distribuye (Anexo I), para que en la medida que sea posible llevemos esas condiciones a su cautiverio. La adquisición de un psittácido no debe basarse únicamente en su valor ornamental, puesto que debido a sus hábitos gregarios necesitan estar en compañía, por lo que no es conveniente adquirirlo si no se dispone del tiempo necesario para atenderlo.

Se debe tener pleno conocimiento sobre el manejo que requiere cada especie, de no ser así, es necesario contar con el apoyo de un experto, ya que un mal manejo resultará estresante para el ave.

El manejo exitoso de ejemplares de esta familia requiere:

1. Un amplio conocimiento de la medicina aviar y en particular sobre psittácidos.
2. Conocimiento de los hábitos reproductivos, de comportamiento y requerimientos alimenticios de cada especie.
3. Conocimiento zootécnico para el manejo de los ejemplares.

Una idea equivocada respecto a este tipo de aves es la de que todos los psittácidos son capaces de convertirse en buenos "habladores", sin embargo, sólo algunas especies como el loro gris (***Psittacus erithacus***), el loro cabeza amarilla (***Amazona oratrix)***, el loro nuca amarilla ***(Amazona auropalliata***) y las cacatúas, tienen más desarrollada la habilidad de imitar sonidos e incluso la voz humana.

Con frecuencia se adquiere un psittácido determinado por el simple hecho de desear una especie en particular. Sin embargo, los aspectos negativos asociados con el ave no siempre son debidamente considerados, por ejemplo, las cacatúas producen un polvo muy fino que puede agravar los problemas respiratorios de algunas personas (No. 9 lista INTERNET). Asimismo, los psittácidos pueden transmitir al humano enfermedades como la psitacosis (zoonosis); por otro lado, las cacatúas y las guacamayas en especial poseen voces muy fuertes que pueden ser escuchadas a largas distancias e incluso loros más pequeños como los conuros tienen voces chillonas que pueden llegar a molestar. En cambio, las especies pequeñas como los periquitos y las ninfas no son ruidosos, algunos incluso emiten un silbido agradable. Por otro lado, los ejemplares capturados en su hábitat natural, los que se dejan solos por mucho tiempo o los que no reciben la debida atención son los que con mayor probabilidad lanzarán agudos chillidos.

Se deben considerar también las necesidades nutricionales de cada especie, por ejemplo, los lories se alimentan de semillas en polvo y de néctar, por lo que la preparación de su alimento es más complicada y requiere de mayor tiempo (No. 7 lista INTERNET), además no debemos olvidar el pico fuerte que poseen, en especial las especies de gran tamaño que pueden llegar a ser muy destructivas.

Si la finalidad de adquirir psittácidos es la de su reproducción, es recomendable elegir ejemplares sexualmente maduros, si es posible parejas ya formadas (ver reproducción) con lo que se aumentarán las posibilidades de éxito, en cambio si deseamos adquirir un ave que nos sirva de mascota y compañía, debemos tener la seguridad de que sea un ejemplar joven, ya que en caso contrario nos resultará muy difícil conseguir su adiestramiento. El problema es que en muchas especies la edad no puede ser determinada hasta después de la primer muda, por lo que debemos elegir un criador o vendedor de confianza. Por lo general un loro joven a menudo presenta un iris de color gris oscuro que se va cambiando a castaño o blanco conforme va llegando a la madurez. Las aves jóvenes cuentan con un plumaje de tonalidades más apagadas y en algunos casos puede haber la ausencia de un color, además las escamas de sus patas son más suaves en comparación con las de los adultos.

Los psittácidos deben estar sanos al momento de la compra, así que es necesaria una revisión veterinaria y un certificado debidamente firmado. Si esto no es posible debemos tener en cuenta:

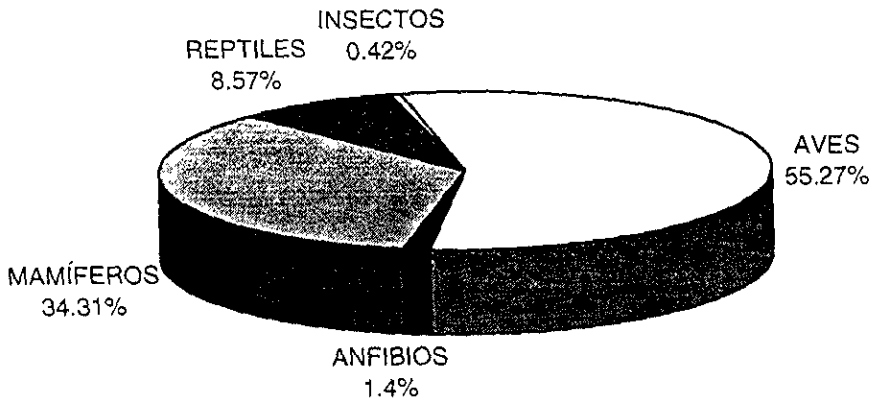
- Las condiciones bajo las cuales viven las aves. El espacio del que dispondrán debe ser amplio y muy limpio.
- Los ojos de las aves deben estar abiertos y no deben esconder la cabeza entre el ala.
- Las plumas deben estar pulcras y limpias. Los puntos carentes de éstas pueden sugerir la presencia de una infección parasitaria que puede o no ser curada o también puede tratarse de un ejemplar que adolece del vicio de arrancárselas. La ausencia de plumas en la cabeza constituye generalmente un indicio de que le han sido arrancadas por sus congéneres (Parker, 1995).
- La respiración debe ser uniforme y sin congestión (Silva, 1992).
- Los orificios nasales deben estar limpios y no bloqueados, ya que esto puede interferir con su respiración y puede sugerir la presencia de una infección respiratoria menor (Alderton, 1989).
- El ave debe tener limpio el orificio anal y sin mancha de materia fecal líquida. En caso contrario, se sugiere la presencia de un problema de salud presente o reciente (Parker, 1995).
- Revisar que no exista alguna inflamación alrededor del ojo, ya que puede deberse a una infección o deficiencia de vitamina A (Alderton, 1989).
- Si aparece hundido el pecho o la quilla sobresale, significa que el animal está enfermo y no se ha alimentado bien (Silva, 1992).
- Debe tener un aspecto "inteligente" y mostrar interés hacia cuanto ocurre a su alrededor, pues si mantiene los ojos cerrados o lagrimea puede que esté enfermo (Paradise, 1995).
- Debe contar con todos los dedos. Si las escamas en las patas aparecen levantadas o presenta costras en el pico o alrededor de él, probablemente se deba a la presencia de ácaros, originados por la falta de limpieza de su alojamiento y de las perchas (Parker, 1995).
- Si presenta alguna o varias de estas características o cualquier otra que le haga sospechar malestar del ave, no la adquiera.

Donde efectuar la compra

En los únicos lugares que debemos pensar cuando queremos efectuar la compra de algún psittácido son las tiendas de mascotas que acrediten la legal adquisición de sus ejemplares (en caso de ser importados solicitar el certificado CITES) y en las Unidades para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de la Vida Silvestre (UMAS) registradas ante la SEMARNAP (Cuadro 2) (exigiendo en ambos casos la factura de compra). Además de tener la ventaja de que estas aves no presentan el estrés que dificulta su mantenimiento y reproducción en cautiverio, obtendremos ejemplares criados a mano que serán más fáciles de adiestrar como mascota.

Se debe evitar comprar psittácidos en aquellos sitios en los que el personal a su servicio no tienen los conocimientos adecuados sobre aves. Acudamos en cambio, a los que están en condiciones de prestarnos un buen servicio de ayuda antes, durante y después de la venta (Parker, 1995).

En México hasta finales de 1999, había registrados 635 UMAS de modalidad intensiva, (Gráfica 4), de las cuales, en 61 de ellas se reproducen psittacidos.



Gráfica 4. UMAS de modalidad intensiva registradas hasta 1999.

Fuente: Archivo del Departamento de Permisos y Autorizaciones en Territorio Nacional. INE. SEMARNAP.

Algunas de las UMAS intensivas más importantes que reproducen psittácidos en México y que tienen excedentes a la venta se enlistan en el cuadro No. 2.

Cuadro No. 2. UMAS de modalidad intensiva que reproducen psittácidos y tienen sus excedentes a la venta.

NOMBRE DE LA UMA	UBICACIÓN	TELEFONO	ESPECIES A COMERCIALIZAR
ANIMALES EN PELIGRO PARA SU ADOPCIÓN Y REPRODUCCIÓN	Calle Matamoros No. 10 Col. Hidalgo. C.P. 62550 – Jiutepec, Morelos.	Tel. 01 (731)90841	Guacamaya Roja. Verde. Catalina. Cacatúas. Perico Eclectus, Loro Nuca Amarilla.
FINCA DE GUADALUPE	Km 48.2 Carretera Federal Cuautla-Nepantla. Municipio de. Tepetlixpa. C.P. 56890 – Edo. de México.	Tel. 5301848 y 52423 08, Fax. 5194268	Guacamaya de Ala Verde.
GRANJA LA SIBERIA	Dom. Conocido Camino a Acozac. Mpio. Iztapaluca. Edo. de México.	Tel: 01 (597) 202 50 Fax: 203 49.	Psittácidos en general.
REAVYFEEX	Agua Azul No. 32 Fracc. La Punta de Obrajuelo. Guanajuato.	Tel. 01(473)162593, 2941710, Fax. 2931258	Psittácidos en general.
AVIARIO COSTA	Calle Bosque de Real del Norte No. 5 Fracc. la Herradura. Mpio. de Huixquilucan. Estado de México.	Tel. 5 89 79 45. Fax. 5 25 33 69	Cacatúas y Loro Gris Africano.
AVES EXOTICAS CANCÚN	Paseo del Norte No. 1. Residencial Campestre. Cancún. Quintana Roo.	Tel: 01(98) 82 05 57 Fax: 82 05 59.	Guacamaya Roja. Híbrida (Roja X Verde). Loro Cabeza Amarilla y Gris africano.
RANCHO EL GUAJOLOTE	Carretera Federal No. 70 Tramo San Luis - Río Verde. Mpio. San Nicolás Tolentino. San Luis Potosí.	Tel: 01 (48) 110274 y 110275 Fax: 17 0060	Guacamaya Verde. Roja e Híbrida (Roja X Verde) y Agapornis.
PARQUE LORO	Km. 9 de la Carretera Puebla – Atlixco. Mpio. de San Andrés Cholula. Puebla	TEL: 01 (22) 842124	Guacamaya Verde y Catalina (Roja X Verde).

Fuente: Archivo del Departamento de Permisos y Autorizaciones en Territorio Nacional. INE-SEMARNAP

Especies de mayor demanda en el mercado mexicano

Durante 1999, se autorizó la importación de 5860 ejemplares de psittacidos, de los cuales las especies mas representativas fueron las Agapornis cara de melocotón, Agapornis de fisher, Rosela manto dorado, Loro gris africano, Guacamaya azul-dorado, Guacamaya verde y Guacamaya roja, así como el Loro eclectus, entre otras.*

De igual manera, en ese año se autorizó el aprovechamiento comercial de 249 ejemplares de estas aves, siendo las especies más producidas las de Agapornis enmascarada, Agapornis cara de melocotón y Agapornis de fisher, Ninfas, Guacamaya roja, Guacamaya verde y Guacamaya azul dorada, así como el Loro gris africano, Loro Tamaulipeco y el Loro cabeza y nuca amarilla.**

*Información basada en los archivos del Departamento de Certificados CITES y Permisos de Importación y Exportación. Instituto Nacional de Ecología, SEMARNAP.
**Información basada en los archivos del Departamento de Permisos y Autorizaciones en Territorio Nacional. Instituto Nacional de Ecología, SEMARNAP.

Instalaciones

La construcción de los recintos varía de acuerdo con los requerimientos de cada especie y la finalidad por la cual son albergados.

Las jaulas empleadas en cualquier UMA de modalidad intensiva deben proporcionar el confort necesario para mantener sanas a las aves. La mejor orientación para toda clase de aviario es aquella en la que el eje longitudinal del edificio sigue la dirección este – oeste de forma que la fachada principal se encuentre orientada hacia el sur, con ello el sol entrara por completo en invierno durante todo el día, por recorrer un menor arco e ir más abajo con respecto al horizonte. En cambio, durante el verano entrará muy poco sol por estar muy alto en su posición (Castello, 1970). Además con esta orientación se evitan las corrientes predominantes de la región, las cuáles pueden ser muy peligrosas para las aves (Kelly, 1994).

El sol proporciona un gran beneficio, pero se incurriría en una falta grave si se olvidase proporcionar una zona de sombra para que las aves se cobijen del sol y de la lluvia. Incluso las aves tropicales no soportan la exposición prolongada y directa del sol. Sin embargo, debemos proporcionar un espacio descubierto para asegurar la asimilación de rayos solares y el metabolismo de las vitaminas tal como la D3 que actúa en la absorción del calcio, además se ofrece una alternativa para que las aves se bañen con el agua de lluvia (Mark, 1981).

Debemos procurar no colocar los albergues debajo de los árboles debido a las fuertes goteras que se forman cuando llueve o a los problemas ocasionados por los mohos y la posible transmisión de enfermedades ocasionada por los pájaros que reposan encima del albergue. Se debe tener cuidado de que el aviario se encuentre lejos de disturbios innecesarios tales como carreteras, transeúntes y botes de basura (Mark, 1981).

El tamaño del albergue dependerá de tres factores principales

1. La especie albergada
2. El tiempo que pase el ave dentro de él
3. La función zootécnica de cada ave

Uno de los albergues más utilizados en Unidades de manejo intensivo son las jaulas suspendidas en forma de rectángulo (Figura 1), las cuales permiten un máximo uso del espacio disponible. Su importancia radica en el respeto que se guarda al no invadir el territorio de las aves, realizando un manejo de todas las actividades desde el exterior. El agua es proporcionada a través de bebederos de botella o automáticos que así como los contenedores de alimentación y la caja nidal son manejados desde el exterior.

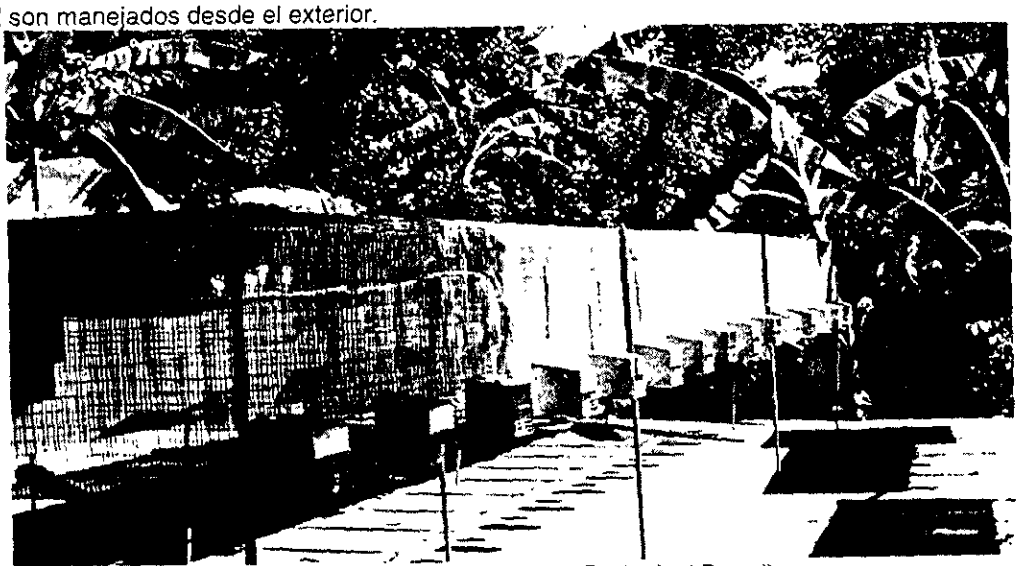


Figura 1. Jaulas suspendidas utilizadas en la UMA Ecological Breeding.

La puerta de acceso de las jaulas de suspensión debe hacerse acorde al tamaño de las aves y por lo regular son estándar. Las aves no deben tener contacto con el sistema de cerradura, ya que son muy hábiles para escapar.

Según Paradise (1995), las dimensiones mínimas para una jaula suspendida para cualquier ejemplar de ***Amazona spp*** deben ser de 90 cm de longitud, 60 de anchura y 60 de altura, con lo que se satisface el deseo del ave de moverse de un lado para otro.

Otro tipo de albergue que da muy buenos resultados en la reproducción de estas aves son los aviarios (Figura 2). Según Parker (1995) debemos tomar como valores mínimos al momento de su construcción 3 m de longitud X 1 de ancho X 2 de altura. La longitud es más importante que el ancho, por lo tanto se le debe dar un valor máximo. Los periquitos cubren grandes distancias entre los puntos en que se alimentan, por lo que se les debe proporcionar un área de vuelo de gran longitud. Los loros del género ***Amazona*** y los gris africano, pasan la mayor parte de su tiempo trepando, por ello no necesitan un área de vuelo tan larga, de hecho es preferible dar una mayor anchura y un número mayor de ramas en las que puedan trepar y posarse.

Figura 2. Albergue tipo aviario utilizado en la UMA Granja la Suiza.

En cautiverio, la forma de obligar a que las aves tengan movimiento y actividad dentro de los albergues es distribuyendo el alimento, el agua y las perchas en puntos distantes del albergue, esto además de promover una distracción evita la presencia de cuadros con conductas aberrantes.

Debemos considerar que los psittácidos exigen un cuidado especial debido a sus hábitos destructivos. Para ello se deberá evitar el uso de madera en la construcción de su albergue, reemplazándola por cualquier tipo de (malla) metal resistente. Para los periquitos más pequeños como las ninfas, agapornis y australianos, basta con utilizar una tela metálica de 6.5 mm de diámetro. Para todas las aves de tamaño medio como las del género ***Amazona*** es suficiente una tela metálica de 25 mm de diámetro y para las guacamayas y cacatúas es preciso el uso de tela metálica de mayor calibre (Mark, 1981), de preferencia malla electrosoldada. De igual manera, el espacio entre barrotes no debe permitir que las aves sean capaces de sacar la cabeza para evitar accidentes.

Actualmente en E.U.A. el envenenamiento por metales pesados es un problema frecuente, siendo la causa más común el envenenamiento por zinc. Esto ocurre después de que el ave ingiere algo de zinc de la pintura que recubre el alambre del aviario, contenedores de agua y alimento. Así que si se desea utilizar alguna pintura para proteger de la corrosión a los barrotes o a los complementos del aviario, se recomienda que esta no contenga zinc (No. 15 lista INTERNET). La absorción de plomo o cobre también provoca en las aves diarrea hemorrágica, vomito y la muerte (Cowie, 1980). Sin embargo no se ha reportado ningún caso en México.

El tipo de suelo mas apropiado para los aviarios es el de concreto, el cuál debe estar ligeramente inclinado hacia un drenaje para poder realizar una limpieza fácil y eficaz, ya que los pisos poco drenados contribuyen a una mala higiene por la difícil remoción de residuos. Otra opción es la de cubrir el piso con una capa de 15 cm de algún substrato como la viruta, arena, aserrín o grava. El substrato deberá ser rastrillado diariamente y cambiado cada dos meses para mantener una apariencia limpia y pulcra. No es recomendable el uso de pasto, ya que es una tarea ardua y difícil mantenerlo vivo y limpio, debido en gran parte a la naturaleza cáustica de los excrementos de los psittácidos (Mark, 1981).

Para la ambientación de las jaulas se deben considerar los hábitos de cada especie. Existe un gran surtido de plantas para los aviarios. Las plantas de hoja perenne son las más idóneas porque proporcionan cobertizo durante todo el año. Además de crecer rápidamente, varias plantas herbáceas son muy útiles para cubrir los lugares de anidación y los insectos son atraídos hacia ellas, lo cuál es benéfico para las aves que se alimentan de estos. Asimismo, la hiedra es ideal para cubrir las paredes o la tela metálica expuesta (Mark, 1981).

Se sabe por norma general que entre más pequeña es el ave mayor número de perchas requiere. Las perchas naturales de ramas de árbol son las más idóneas, después de todo son las que utilizan en su medio natural. Estas ramas deben esterilizarse para mayor seguridad de las aves (No 1 lista INTERNET). El diámetro de las perchas debe ser muy variado para que las patas estén obligadas al ejercicio y se evite la formación de callosidades. Las aves de mayor tamaño como las del género ***Amazona*** prefieren un espacio descubierto para desplazarse y con algunas perchas colocadas estratégicamente, firmemente adheridas en cualquier extremo o en las esquinas de la jaula, ya que el apareamiento se lleva a cabo invariablemente en una percha y si ésta da vueltas o se mueve violentamente puede provocar la pérdida del equilibrio de las aves y dar huevos infértiles (Mark, 1981).

Los pequeños psittácidos como los periquitos, lories, ninfas y agapornis entre otros, pasan la mayor parte del tiempo volando por lo que deben disponer de áreas de vuelo considerablemente largas. Por su parte, no obstante que las guacamayas son hábiles voladoras, prefieren trepar evitando siempre que pueden el vuelo, por lo tanto una jaula destinada a alojar guacamayas debe estar perfectamente ambientada con ramas frescas siendo muy adecuadas las de los árboles frutales (Mark, 1981). Es recomendable colocar dentro del aviario ramitas de pino, así como juguetes de diferentes materiales como acrílico, cuero sin curtir, madera, lazos de plástico duro, etc. para mantener sanos a los psittácidos, principalmente cuando se cuenta con un número reducido de ejemplares en el albergue. Si se colocan ramas delgadas o lazos resistentes en la parte superior del aviario, las aves pasaran gran parte del día trepándose, colgándose y columpiándose en ellas (No. 2 lista INTERNET).

Debemos asegúranos que los psittácidos tengan fácil acceso al alimento, agua y las cajas para anidar. Algunas especies como las guacamayas también requieren de un par de cajas resistentes como lugar fijo, algunas de ellas pasarán incluso gran parte del día en su interior aceptándolos como hogares en todo el sentido de la palabra (Mark, 1981).

No es recomendable el uso de estanques en los albergues, ya que es difícil tener un buen control sanitario sobre de ellos, lo cuál propicia la formación de bacterias, siendo más conveniente el uso de bebederos, procurando no situarlos debajo de las perchas para evitar que se produzca contaminación.

Alimentación

El estado nutricional de un ave es fundamental para la buena salud y eficiente manejo de un aviario, por lo que la rutina de alimentación es de gran importancia. Esta se llevará a cabo todos los días a la misma hora. Antes de agregar el alimento en los platos, éstos deberán ser lavados para evitar sobras de comida descompuesta o en época de lluvia, la presencia de hongos que pueden provocar problemas como la aspergilosis. En los lugares donde la temperatura es extremamente alta, el alimento se descompone con mayor facilidad, por lo que es más recomendable proporcionar a las aves, pequeñas cantidades de alimento 3 ó 4 veces al día que brindarles toda la ración completa (Rosemary, 1990).

Existen en el mercado dietas bien equilibradas (ejemplo Mazuri) que contienen casi todos los nutrientes necesarios, siendo las mejores aquéllas que no tienen preservadores sintéticos y aditivos, aunque un suplemento enzimático es recomendable para aumentar la eficiencia digestiva.

Si se desea preparar la alimentación de las aves es necesario seguir las siguientes recomendaciones:

- Todas las semillas, frutas y verduras deben ser de máxima calidad.
- Las semillas deben estar lustrosas, limpias y frescas.
- Para mantenerlas frescas, lo mejor es almacenarlas en frascos secos y herméticos, para prevenir la ranciedad provocada por la oxidación. Si se compran a granel se almacenarán en envases a prueba de ratones, como por ejemplo recipientes de plástico con tapa.
- Las semillas nunca deberán ser depositadas en sacos de papel, en una atmósfera húmeda o con moho, ya que esto produce su descomposición. Son necesarias semillas de calidad, con el fin de que los machos sean fértiles y las hembras no sufran agotamiento y para la adecuada formación de huevos (Vriends, 1991).

Mantener una alta calidad en el alimento y agua de bebida, es una parte esencial de un programa de manejo en cautiverio y prevención de enfermedades.

Durante el invierno y en época de reproducción, las aves necesitan un complemento de semillas proteicas y grasas. El resto del año requieren de una mayor cantidad de semillas energéticas y menos alimentos grasos.

a) Semillas ricas en hidratos de carbono (Energía): alpiste, cualquier mijo (en rama es la forma que más le gusta a los loros), el maíz, el trigo y el maíz verde adherido a la mazorca.
b) Semillas ricas en proteínas: Piñones, cacahuates (sin sal), pepitas de girasol (Cuadro 3). Estas son a la vez las semillas más ricas en contenido graso (Parker, 1995). Se debe tener cuidado con el suministro de estas semillas, ya que el exceso de grasas impide que el cuerpo absorba minerales de vital importancia, además de que las aves obesas son malas reproductoras.

Si una semilla es objeto de rechazo en estado seco, posiblemente sea aceptada si se somete previamente a germinación (Parker, 1995); para lo cual se deben remojar pequeñas cantidades de semillas (las suficientes para cubrir las necesidades del día) por un período no mayor a 24 horas, ya que un período más prolongado da lugar a su fermentación agriándose con mucha rapidez, originando sustancias que pueden ser peligrosas para las aves. En este tiempo se iniciará el proceso de germinación, produciendo cambios químicos en su interior, provocando que los niveles de proteínas aumenten (Coborn, 1994; Kelly, 1994). Además, los granos germinados tienen un elevado contenido de vitamina "E", que actúa como potencializador de la fertilidad (DOMEFAUNA, 1993), por lo que se recomienda que las semillas germinadas solo se suministren durante el invierno y en época de reproducción y crianza, así como tónico en el caso de aves que sufren de estrés. De igual manera, se recomienda la disminución de alimentos ricos en proteína para el caso de aves nerviosas y agresivas, compensándolo con frutos y vegetales ricos en vitaminas.

Cuadro 3. Contenido nutricional de las semillas más comunes en la alimentación de los psittácidos.

Semilla	Grasas (%)	Hidratos de carbono (%)	Proteínas (%)	Minerales (%)
Mijo grande blanco	4	60	11	3
Pequeño mijo amarillo	4	63	11	3
Alpiste	6	55	14	2
Pepita de girasol sin cáscara	41	20	24	3
Pepita de girasol con cáscara	26	21	16	29
Piñones	47	12	31	3
Cacahuates	47	19	26	2
Cáñamo	32	18	19	2
Semilla de adormidera	40	12	17	6
Semilla negra	32	15	17	7
Calza	40	10	19	4
Linaza	34	24	21	6
Avena	5	56	11	2
Trigo	2	76	11	2

Fuente: Palazuelos, 1983.

Una dieta basada en semillas es rica en grasa, baja en calcio y vitamina "A", lo cual les provoca deficiencia de esta vitamina, por lo que debe ir combinada con alimentos de otros grupos.

Además de las semillas, debemos ofrecer frutas y verduras que son ricas en minerales y vitaminas (Anexo II), principalmente la vitamina "A" que sirve para los ojos y conservación epitelial, pero bajas en calorías. También son importantes como fuente de pigmentación y así mantener el color del plumaje. La deficiencia de vitamina A es probablemente el desorden nutricional más común, que usualmente se manifiesta por placas necrozadas pequeñas y blancas en la boca y en la lengua (No.10 y 12 lista INTERNET). Tanto las frutas como los vegetales proveen enzimas que son esenciales para que las vitaminas, minerales y hormonas puedan realizar sus actividades, puesto que estas son las responsables de todas las reacciones bioquímicas del cuerpo (No. 2 lista INTERNET). Para algunos psittácidos que beben muy poca agua, la adición de frutas y verduras a su dieta sirve como fuente adicional de líquidos.

Es importante escoger frutas y verduras de color verde y amarillo oscuro por que contienen una mayor concentración de carotenos y nutrientes, por ejemplo: acelgas, espinacas, brócoli, elote, zanahorias, manzana, papaya y naranjas (No. 10 lista INTERNET).

Las vitaminas tienen un papel preponderante en el estado de salud de las aves (Anexo II) y su carencia puede disminuir sus defensas, así pues la falta de vitaminas puede aparecer cuando el cuerpo del ave ya no las puede metabolizar (Wolfgang, 1995), por lo que en estos casos es recomendable salpicar las verduras con vitaminas y las frutas con aceite de germen de trigo o aceite de hígado de bacalao (Silva, 1992), estos aceites son una fuente adicional de nutrientes y también pueden ser utilizados cuando las aves lleguen a época de la puesta para que les ayude en la protección contra un posible bloqueo ovárico (Paradise, 1991).

Frecuentemente algunos productos lácteos son ofrecidos a los psittácidos, sin embargo las aves no pueden desarrollar la enzima (lactasa) necesaria para digerir el azúcar de la leche. La leche puede provocar diarrea cuando la lactosa en la dieta básica alcanza del 10 al 30% del peso seco (Wissman, 1998).

Durante el invierno y la época de muda, postura y crianza, los niveles de proteína y calcio deben aumentarse. Esto se logra modificando la concentración de los componentes de la dieta. Sin embargo, si esta no se modifica, se pueden adquirir en el mercado bloques de minerales, vitaminas y vitaminas/minerales. Estos pueden suministrarse a través del agua o mezclándolos con el alimento. La desventaja de agregar vitaminas al agua es que la mayoría se degrada rápidamente y se promueve el crecimiento bacteriano. El mezclar las vitaminas y minerales en el alimento tiene la ventaja de que se puede suministrar la dosis de acuerdo a las necesidades de cada ave. No obstante, las concentraciones muy elevadas de proteína y calcio pueden provocar daños en el riñón debido a exceso de proteínas y minerales (ver reproducción).

La alimentación de un ave nunca será completa si carece de carotenoides, que son responsables de los colores amarillos, anaranjados y rojos de las plumas, estos se pueden transformar en el organismo de las aves pero no pueden ser sintetizados, por lo que deberán estar presentes en la dieta, si se carece de ellos las partes relevantes del plumaje palidecerán y posteriormente se tornarán blancas. Es recomendable también proporcionar en la dieta el alga espirulina, la cual además de ser altamente nutricional posee poderosos efectos terapéuticos. Esta contiene todos los aminoácidos esenciales y es una fuente riquísima de vitamina B12 y Beta caroteno (20 veces más que la zanahoria), esto aunado a que aumenta el proceso antígeno por macrófagos, incrementando los niveles de anticuerpos y acrecentando la función de las células T (No. 12 lista INTERNET).

Los lories (lengua de cepillo), se alimentan de néctar y polen con un poco de fruta y flores (Kelly, 1994), tienen su lengua similar a un cepillo con la cual colectan el polen y el néctar de las flores cuando está disponible, junto con frutas, semillas inmaduras y unos cuantos insectos. Tanto el polen como el néctar puede ser su principal alimento. El polen suple el nitrógeno y el néctar es una fuente de carbohidratos (No. 5 lista INTERNET). Los lories en cautiverio también se alimentan de semillas en polvo (harinas) por no contar en su sistema digestivo con músculos fuertes ni molleja. Si estas aves son alimentadas con una dieta compuesta exclusivamente de semillas puede provocarles problemas tales como parálisis de sus patas y eventualmente, esta dieta puede matar un lory por mal nutrición o por una impactación del buche (Anexo II) que resulta cuando el contenido del buche llega a endurecerse en una gran masa que no puede ser removida por vómito o por paso en el tracto digestivo (No. 4 lista INTERNET).

Se recomienda como regla general ofrecer a todas las aves de una ración del 100%, el 60 o 70% de concentrados y semillas y el porcentaje restante de frutos y vegetales de la estación, es importante que el concentrado mantenga de un 18 a un 22% de proteína, para asegurar el aporte necesario para el ave. En aves que tienen hábitos semilleros, la cantidad de semilla y concentrados es hasta de un 80% y el 20% restante de frutos y vegetales (Com. Pers. Mario Bautista).

:

Dietas sugeridas para psittácidos en cautiverio

a) Dieta para Lories

MEZCLA DEL NÉCTAR

Un paquete de cereal proteico (Heinz Hi)
½ Cucharada de leche desnatada de buena calidad
½ Cucharada de glucosa en polvo
½ Cucharada de maltosa (Maltogen)
¼ Cucharada de azúcar sin refinar
1 Cucharadita de vitamina aviar/suplemento mineral

MÉTODO PARA LA MEZCLA DEL NECTAR

Mezclar todos los ingredientes y colocarlos en un contenedor hermético. Colocar 1 cucharada del polvo/100 ml de agua, se suministrarán 150 ml por pareja al día, cuando se encuentren en época reproductiva o de crianza será necesario aumentar la proporción.
No se debe pensar que los crios comen menos.
No debemos mezclar las sobras del néctar, ni debemos guardarlas en el refrigerador cuando se observen problemas de hongos, ni cuando la mezcla no esté fresca.

MEZCLA SECA

2 Cucharadas de cereal de arroz
2 Cucharadas de harina de arroz
2 Cucharadas de galletas de huevo
1 Taza de glucosa en polvo
1 Cucharadita pequeña de multivitaminas para aves en polvo
1 Cucharadita (para postre) de polen (opcional)

MÉTODO PARA LA MEZCLA SECA

Mezclar homogéneamente todos los ingredientes y guardarlos en un contenedor hermético.
En época de reproducción sustituiremos el cereal de arroz y la harina de arroz por cereal proteínico para incrementar el nivel de proteínas, además de adicionar una cucharadita de calcio y carbonato en polvo.

Además se debe proporcionar frutas y vegetales como manzanas, peras, apio, uvas, al igual que cereales y remolacha, que se puedan mantener frescas en el refrigerador (No. 7 lista INTERNET), así como flores tales como rosas, dientes de león y maravillas a las que gustan desgarrar después de que todo el néctar y polen ha sido consumido, sin olvidar un constante suministro de agua.

b) Dieta para pequeños psittacidos tales como los miembros de los géneros ***Nimphicus, agapornis, aratingas***, etc.

DIETA PARA PROPORCIONAR DURANTE LA EPOCA DE REPRODUCCIÓN, CRIANZA, MUDA E INVIERNO

45% de mijo (de diversos tipos)
30% de alpiste
15% de semillas de girasol
5 % de avena
3% de nuez
2 % de níger

DIETA PARA PROPORCIONARSE DURANTE LOS PERIODOS RESTANTES

60% de mijo
24% de alpiste
8% de semillas de girasol
3 % de avena
3% de nuez
2 % de níger

Las semillas de girasol no deben suministrarse en porcentajes superiores a los indicados, ya que cantidades excesivas de las mismas darán lugar a obesidad y a pobres resultados en la crianza (Peters, 1994).

c) Dieta para periquitos australianos

Para el caso de los periquitos australianos, en los cuales el número de ejemplares es reducido, es preferible confiar en las dietas que se encuentran en el mercado, las cuales son especiales para ellos. Sin embargo si se desea elaborar su dieta es necesario mezclar

- 60% de mijo
- 30% de alpiste
- 10% de una mezcla de níger, semillas de linaza y avena

El agua debe cambiarse por lo menos una vez al día. Las semillas germinadas solamente deben administrarse para estimular el instinto sexual y durante el período de desarrollo (Verson, 1992). Sin embargo, no puede considerarse completa la alimentación de los periquitos, si por lo menos tres veces por semana no se incluye una dotación suficiente de verduras tales como espinacas, alfalfa y col. Sobre todo en la época de crianza, en la cual se debe aumentar la dotación, particularmente de las más ricas en hierro, por ejemplo la espinaca que es un excelente revitalizador (DOMEFAUNA, 1993).

d) Dieta general para pequeños psittácidos

MEZCLA DE SEMILLAS	MEZCLA DE VEGETALES	OTROS
1 Kg. de alpiste 200 gr. de mijo 50 gr. de avena 100 gr. de alimento de iniciación para pollito 50 gr. de semilla de girasol 50 gr. de semilla de cártamo	Elote, ejote, brócoli, acelga, pepino, manzana, pera, uva, naranja. Estos vegetales se cortarán en pequeños trozos. Esta mezcla puede variar de acuerdo a la disponibilidad de éstos u otros vegetales. Aproximadamente de ¼ a ½ taza de esta mezcla por animal.	En época de reproducción y crianza se les da ½ rebanada de pan integral y ½ huevo cocido y un suplemento de Calcio y minerales, dos veces por semana.

Para los géneros ***Psittacula, Platycercus, Bolborhyncus*** y ***Aratinga*** se adiciona 30 gr de cacahuate crudo pelado (Macip, 1996).

e) Alimentación para cacatúas

ALIMENTACIÓN DIARIA POR AVE (Aves en desarrollo y cría)	ALIMENTACIÓN DIARIA POR AVE (Aves adultas)
60% Croqueta Mazuri para cría	60% Croqueta Mazuri para mantenimiento
30% Vegetales y frutas	30% Vegetales y frutas
3 diarias de cada una a escoger	3 diarias de cada una a escoger
brócoli, apio, zanahoria, espinaca o elotes	brócoli, apio, zanahoria, espinaca o elotes
manzana, papaya, uvas, naranja, plátano	manzana, papaya, uvas, naranja, plátano
10% Mezcla de semillas	10% Mezcla de semillas
girasol, avena, mijo blanco y alpiste.	girasol, avena, mijo blanco y alpiste.
Com. Per. Miguel Costa	

f) Alimentación de mantenimiento proporcionada para ejemplares del género ***Amazona***

25-35 gramos de croqueta o concentrado con 22% de proteína
20 gramos de semilla de girasol
10 gramos de maíz precocido
100 gramos de frutas y vegetales

Para época de invierno, reproducción y crianza se deben elevar los niveles de grasa
Com. Per. Mario Bautista.

g) Alimentación para guacamayas

ALIMENTACIÓN DIARIA POR AVE (Por la mañana)	ALIMENTACIÓN DIARIA POR AVE (Por la tarde)
Una yema de Huevo	½ naranja
½ elote	100 Mg. de semillas de girasol
$^1/_3$ de caña de azúcar	1 pieza de plátano Tabasco
½ pieza de zanahoria	50 gr. de papaya
10 croquetas de perro	50 gr. de soya naturista
6 vainas de elote	

Varios recipientes con agua fresca y limpia para beber y bañarse (Soto y Camacho, 1996).

h) Alimentación para crías de guacamaya

ALIMENTACIÓN PARA GUACAMAYAS DE CERO A CUATRO MESES DE EDAD

400 gr. de maseca
200 gr. de croquetas Puppy
100 gr. de cereal proteinado Gerber
1 frasco de frutas tropicales Gerber
1 cucharada de aceite de girasol

PREPARACIÓN DE LA MEZCLA

1.- Remojar la croqueta por ½ hora o más para facilitar la elaboración de la mezcla y colocarla dentro del refrigerador para evitar contaminación.
2.- Licuar con agua purificada suficiente, nunca con agua corriente.
3.- Vaciar el licuado en un recipiente de plástico grande.
4.- Incorporar el cereal, el Gerber de frutas y el aceite batiendo con una cuchara agregando a su vez un poco de agua.
5.- Añadir la maseca sin dejar de batir hasta desaparecer los grumos y agregar más agua hasta obtener un atole.

La mezcla debe permanecer en refrigeración y se ira utilizando la cantidad necesaria para alimentar a las crías. La cantidad a utilizar deberá entibiarse y espolvorearse con FERVIVAC VITAMINAS así como la adición de SUERO PEDIALITE sabor coco durante la primer semana. Para facilitar su alimentación se le dará su papilla con una jeringa, una vez utilizada se lavará perfectamente y se pondrá en un recipiente de plástico con una solución de QRIT y agua destilada, con el fin de evitar cualquier tipo de contaminación.

Para los recién nacidos el atole será aguado y a partir de las dos o tres semanas sé ira espesando gradualmente hasta las cuatro semanas que es cuando cambia su dieta por alimentos sólidos (Macip, 1996).

NOTA: Estas dieta puede sufrir modificaciones de acuerdo con la ubicación y condiciones climáticas en las que se encuentre el aviario.

Contención

A pesar de trabajar con animales que han sido mantenidos en cautiverio, se debe recordar que son animales silvestres que nunca perderán su instinto natural, por lo que se deben considerar las siguientes medidas básicas de seguridad:

- Un animal puede presentar confianza para una persona, pero eso no significa que cualquiera pueda acercarse de la misma manera, ya que la relación hombre animal es individualmente particular.
- Demostrar firmeza y seguridad en el manejo.
- Se debe evitar el uso de la fuerza física con los animales, tener paciencia y procurar hacer uso de métodos indirectos como las cajas y redes. Es necesario recordar que el método más seguro para el manejador significará menos estrés para el animal (CITES, 1984).

Contención Física

La contención física es la acción de inmovilizar a los animales a través de instrumentos o herramientas físicas. El método de contención utilizado para los animales varía de acuerdo al grupo, edad, sexo y tamaño del ejemplar a tratar. Para realizar la contención, se deben tomar en cuenta los siguientes factores:

1. La técnica debe ser adecuada para la persona que realizará la sujeción
2. Debe proveer seguridad máxima para el operador y el animal

Los psittácidos presionan fuertemente con el pico para defenderse por lo que el uso de guantes de cuero es recomendable y necesarios. La forma de sostener ejemplares de especies medianas o grandes es colocando una mano alrededor del cuello para sostener la cabeza del ave. Esta deberá sujetarse firmemente teniendo cuidado de no asfixiar o fracturar al ejemplar. la otra mano deberá colocarse alrededor del cuerpo de tal forma que esté algo estirado (Figura 3). Las patas deberán hacerse hacia atrás y sujetarlas junto con el cuerpo y las alas, si se manejan animales muy pequeños pueden utilizarse toallas para envolverlos y evitar el maltrato de sus alas. Las redes de aro son muy útiles para la captura de estas aves.

Figura 3. Contención física de un psittacido de especie mediana o grande.

Contención Química

Para el caso de las aves en general, no es muy común el uso de anestésicos, a menos que se realice una cirugía mayor, puesto que el umbral de dolor en aves es muy alto y se corre mayor riesgo al utilizar anestesia. Sin embargo, existen diversos anestésicos que pueden aplicarse de manera inhalada o inyectada en caso de que así se requiera. Los aspectos a destacar para la anestesia de aves son:

- Las aves enjauladas poseen tasas metabólicas altas y pueden detoxicar y eliminar rápidamente la mayoría de los fármacos.
- El diseño de las plumas permite realizar un doble intercambio gaseoso en cada ciclo respiratorio (absorción rápida de anestésicos volátiles o gaseosos).
- Las aves deben mantenerse en ambientes cálidos mientras dura la anestesia y durante el período de recuperación, ya que las aves, sobre todo las pequeñas son propensas a la hipotermia durante la anestesia (Cowie, 1980)

La aplicación puede administrarse por diferentes vías, y las dosis varían de acuerdo al peso, edad, sexo, temperamento del animal, tolerancia al narcótico, alimento y condiciones patológicas entre otras, provocando diversas reacciones individuales (CITES, 1984).

Cuando se realiza una cirugía mayor, es recomendable provocar anestesia general, ya que la anestesia local, en particular en las especies pequeñas puede provocar un shock. Para provocar anestesia general es preferible el método de inhalación al procedimiento inyectable por ser más fácil el control del período de la anestesia.

A) Anestésicos volátiles:

Éter: Es útil para las intervenciones de corta duración en la mayoría de las especies, aunque suele ser insuficiente en periquitos y loros grandes. El método consiste en utilizar un algodón humedecido con éter y colocarlo sobre una mascarilla no muy apretada, el efecto tarda en producirse de 10 segundos a 2 minutos dependiendo de la especie. Cuando cesen los forcejeos deberá retirarse la mascarilla. La anestesia dura de 1 a 4 minutos. Debe tenerse mucho cuidado con la concentración del éter (Cowie, 1980).

Ciclopropano: Se administra mezclado con oxígeno al 25-40% mediante una mascara de vidrio o plástico con tamaño suficiente para lograr un cierre hermético con las plumas de la cabeza. Puede conseguirse un buen control de la profundidad de la anestesia y mantenerla durante una hora. El tiempo de inducción es de 1.5 a 5 minutos según la profundidad requerida (Cowie, 1980).

B) Anestésicos inyectados:

Los anestésicos inyectables se aplican generalmente por vía intramuscular en los músculos pectorales, a menos que se indique lo contrario. Puesto que la dosis precisa es tan pequeña debe usarse una jeringa para tuberculina dividida en microlitos o una jeringa para insulina.

La mezcla de Ketamina con Xilacina es preferible a la aplicación de Ketamina solaporque la inducción y la recuperación son más suave. Esta mezcla puede ser combinada en una jeringa o en un frasco estéril en proporción de Ketamina (Imalgen 100 mg/ml) 0.0.5 mg/g y Xilacina (Rompun 20 mg/ml) 0.01 mg/gr. Se pueden utilizar también agentes antagonistas de la Xilacina, como son Yohimbina y Tolazolina, que pueden acortar el tiempo de recuperación (Steiner y Davis, 1985).

Otra combinación menos usada es la de Ketamina con Diazepam en proporciones de 30-40 mg/Kg y 1.0-1.5 mg/Kg respectivamente. Esta mezcla provee anestesia razonable con recuperación tranquila y su aplicación es vía intravenosa (Cowiie, 1980)

Para evitar daños en la recuperación del anestésico es recomendable cubrir al animal y proporcionar un lugar tranquilo y oscuro para reducir la posibilidad de traumatismos.

Medicina preventiva

La medicina preventiva es el único método efectivo para el manejo sanitario de la fauna. El objetivo de esta, es la obtención de ejemplares exentos de enfermedades mediante una atención especial en los cuidados higiénicos, vacunación, medicación y adecuada nutrición con aislamientos y saneamientos rigurosos (Dwight, 1979). Algunas enfermedades son causadas por el libre crecimiento de microorganismos y la mejor forma de evitar que los animales contraigan alguna enfermedad es previniéndola La manera de lograr que se lleve a cabo este objetivo es mediante el control de las vías por las que se pueda adquirir cualquier tipo de enfermedad.

La mayoría de las enfermedades son contraídas por transmisión tanto de factores externos como internos (Tipo Horizontal y Vertical).

Las enfermedades de transmisión de tipo horizontal son causadas por factores externos como son personas, insectos, aves, fauna silvestre y domestica, alimentos contaminados, agua, jaulas y polvo. La disminución del porcentaje de enfermedades por esta vía requiere de un continuo programa de sanidad con el cuál se reduzca el número de organismos patógenos, siendo un seguro contra cualquier brote de enfermedad.

Las enfermedades de tipo vertical son transmitidas de los padres a la descendencia recién incubada por infecciones de los órganos reproductivos. Ciertos patógenos se acarrean dentro del huevo por lo que se integran a él antes de que este tenga cascarón y membranas, otros los llevan en el cascarón o lo penetran a través de los poros naturales después de que se pone el huevo. El patógeno puede tener acceso al huevo como resultado de la infección de ovario y folículos ováricos (transmisión transovárica), por contaminación del óvulo liberado en la cavidad peritoneal o por contacto en el oviducto. Una vez agregado al cascarón y las membranas, el microorganismo goza de un lugar protegido donde no se le destruye con facilidad, de ahí que después pueda invadir al embrión en desarrollo y se observen a menudo lesiones en tejido y órganos al nacer (Calnek, 1995).

Cuando el huevo recién puesto se enfría de la temperatura corporal a la temperatura del nido o del ambiente, existe presión diferencial entre el interior del huevo y la atmósfera, así que lleva hacia adentro cualquier líquido en la superficie del cascarón. Las bacterias móviles se valen de esta presión para penetrarlo. La contaminación primaria de esta naturaleza es por microorganismos entéricos en particular salmonelas y coliformes, pero también pueden entrar otro tipo de bacterias y hongos (Calnek, 1995). Sin embargo estas no son las únicas vías por las que se pueden contraer enfermedades ya que el estrés y la desnutrición provocan la debilitación de los ejemplares y por lo tanto mayor susceptibilidad a las enfermedades.

Uno de los principios más importantes para la prevención de enfermedades empieza con la ubicación adecuada del aviario. Esto involucra la planeación, preparación y construcción de las instalaciones, así como la asignación de cada una de las áreas que lo comprenden (área de albergue, área de cuarentena, área de incubación, etc.). Un buen diseño de instalaciones contribuye a evitar que la transmisión de enfermedades se propague de un área a otra. La primer regla para la construcción del aviario es excluir a las aves silvestres, pues varias de ellas son susceptibles a ciertas enfermedades comunes de las aves, actuando así como portadoras de una gran variedad de enfermedades víricales y bacterianas al igual que parásitos como los ácaros que albergan en sus nidos (Gordon, 1985).

El albergue independientemente de la especie, debe contar con espacio suficiente, evitando de esta manera el hacinamiento, ya que esto incrementa el canibalismo, el picado de las plumas, la histeria y otros problemas derivados del estrés, retardando así el crecimiento, disminuyendo la eficiencia del alimento e inhibiendo la reproducción (Dwight, 1979).

Las jaulas individuales del área de enfermería y cuarentena deben colocarse a una altura tal que permita que la limpieza y la desinfección sean completas, fáciles y eficientes. Debemos evitar colocar una jaula sobre otra debido a que las defecaciones del ave de la jaula superior caen sobre la jaula inferior.

El uso de medicamentos no sustituye una buena higiene, la continua o masiva administracion de drogas para mantener la salud, puede causar mas tarde un gran daño, por ello es necesario contar con un programa de limpieza.

El saneamiento del albergue empieza con la preparación de alojamientos limpios e higiénicos mucho antes de la llegada de las aves. La eliminación del polvo de los aviarios es también un factor muy importante debido a que el virus causante de la enfermedad de Marek se aloja en el polvo fino (Dwight, 1979; Gordon, 1985).

Aún estando vacíos los aviarios, los techos, paredes y suelos deberán lavarse con abundante agua. Para una mayor limpieza puede agregarse un detergente o mojar las paredes y aplicarlo directamente, dejándolo impregnado sobre la superficie. El período durante el cuál se dejará actuar al desinfectante dependerá del agente biológico que se desee eliminar, de las propiedades bactericidas y la concentración del producto. Debemos considerar que la reacción desinfectante-microbio no es inmediata, si no que el número de microorganismos que mueren a consecuencia de la desinfección se incrementa en función del tiempo de contacto, por lo cuál lo ideal es de 24 a 48 horas, de no ser así se exige como tiempo mínimo de 3 a 4 horas (Vera, 1982). Enseguida debemos enjuagar con agua limpia.

La efectividad del saneamiento depende de la minuciosidad de la limpieza antes de la aplicación del germicida, puesto que los medios sólidos tienen una gran cantidad de substancias orgánicas que pueden proteger a los microorganismos, formando una cubierta protectora que les impida el contacto con el desinfectante, incrementando así el número de patógenos (Mackey,1983). Es por ello que para lograr una buena desinfección habrá que exponer a los microorganismos al medio, liberándolos de las barreras orgánicas que lo protegen, esto se logra mediante la limpieza mecánica de las superficies donde pueden encontrarse (Estupiñan, 1983).

Para la aplicación del germicida se emplea un desinfectante soluble en el agua y se aplica estando aún húmeda el área de lavado. Algunos de los desinfectantes eficaces son los compuestos de amonio cuaternario, el yodoformo, el formaldehído con fenol, los compuestos fenólicos, el alquitrán de hulla y el cloro (Anexo III).

La reacción desinfectante-microorganismo puede acelerarse e incrementarse mediante la elevación de la temperatura (Cuadro 4), ya que de esta manera se facilita la penetración de la substancia química, por ejemplo la sosa cáustica mejora su efecto germicida al aumentar la temperatura y las soluciones de formaldehído son prácticamente ineficaces por debajo de los 15 °C. El cloro es una excepción, ya que mantiene sus propiedades desinfectantes independientemente de la temperatura (Ruíz, 1982).

Cuadro 4. Desinfectantes y concentraciones recomendadas.

Producto	Concentración
Solución caliente de sosa cáustica	2%
Sulución caliente de carbonato de sodio anhidro	5%
Solución de cal clorada	2% de cloro activo
Soluición de hipoclorito de calcio o sodio	2% de cloro activo
Solución caliente de formaldehído	1%
Solución caliente de sosa y potasa cáustica	3%
Solución recién preparada de cal apagada	10-20%

Fuente: Wailly, 1977

Por medio del equipo pueden diseminarse enfermedades y parásitos. Por lo general, el equipo y los vehículos de limpieza tienen acumulaciones de heces que guardan patógenos los cuales pueden ser una fuente de infección para otos albergues a los que pueden ser transportados. Por ello los equipos de limpieza deben ser exclusivos de cada área, también debemos evitar el uso de aspiradoras que pueden llegar a esparcir los microorganismos y circular a través de la bolsa para posteriormente virar dentro del aire.

Los pisos poco drenados contribuyen a una mala higiene por la difícil remoción de residuos, estos deberán ser lavados una o dos veces por semana con un desinfectante. Los pisos de los aviarios que cuenten con cubiertas de aserrín, viruta u otro material podrán ser cambiadas cada dos meses. Después de este tiempo, deberán ser desechadas inmediatamente, porque las ratas, ratones, insectos y otros seres pueden resguardarse en ellas e introducir organismos patógenos, ya que las pilas de basura y el equipo sin usar son buenos escondites y lugares de reproducción de estos y pueden servir como reservorios de enfermedades y contaminar con sus excrementos principalmente con salmonelas (Calnek, 1995).

Se debe evitar condiciones de excesiva sequedad en el suelo, ya que esto permite la deshidratación de las excretas que más tarde se convertirán en polvo contaminando no solo de esa jaula sino también de las jaulas aledañas.

Debemos recordar que los psittácidos tiene sitios favoritos en donde pasan la mayor parte del tiempo y es ahí en donde se acumulan las deyecciones que dan como resultado una proliferación de microorganismos por lo que no debemos colocar el agua ni la comida debajo de estas zonas ni de las perchas.

Cuando las masas de heces comiencen a acumularse sobre las mallas, perchas y paredes, se deberán raspar y desprender de toda la suciedad tantas veces como se requiera, rociando el área para humedecer y remover las heces sin originar polvo, en esta fase de lavado es ideal el uso de un detergente germicida y/o un desinfectante.

Es necesario extremar las medidas de higiene en el área de hospital ya que es ahí donde se reúnen aves provenientes de diferentes aviarios que después regresan a sus respectivas jaulas y no sólo pueden llevar el trastorno original, sino una o más enfermedades contraídas durante su estancia en el hospital (Calnek, 1995).

Los tapetes sanitarios deben ser colocados a la entrada del aviario que cuente con jaulas suspendidas y de ser posible a la entrada de cada jaula de piso. El desinfectante no debe ser inactivado por materia orgánica y deberá ser renovado con frecuencia. Debemos tener un cuidado especial en estos tapetes, ya que un mantenimiento inapropiado puede extender el desarrollo de enfermedades. TAPELAC (de Carpelac S.A. de C.V.) es un desinfectante de amplio espectro, bactericida, viricida y funguicida, además de ser biodegradable, no es tóxico ni irritante, mutagénico, carcinógeno ni corrosivo.

Los recipientes de agua y de comida deben ser lavados diariamente y desinfectados una vez por semana (se puede utilizar para esto una solución de cloro al 5 %), asegurándonos de eliminar todo el alimento, así como los residuos endurecidos ya que el alimento apelmazado contiene abundantes esporas de moho y puede causar micosis del conducto digestivo (Dwight,1979). Debemos desechar los utensilios que presenten grietas, despostilladuras o fuertes ralladuras. El agua y la comida deberán cambiarse diariamente.

Las aves portadoras son aquellas que en apariencia se han restablecido de una infección clínica pero que todavía retiene al microorganismo infeccioso en alguna parte de su cuerpo, aunque parecen sanas el patógeno infeccioso continúa multiplicándose en el cuerpo y eliminándose al medio ambiente, al igual que las parvadas infectadas de manera activa pueden perpetuar una enfermedad y constituir un riesgo para otras aves. Se sabe que varias enfermedades comunes frecuentemente se transmiten mediante portadores. Otro caso puede darse en especies que son por naturaleza muy resistentes a cierta enfermedad pero puede ser portadora de la misma para otras especies que sean muy susceptibles (Calnek, 1995).

Los mercados que venden animales de todo tipo, con el fin de cubrir la demanda de los compradores, cuentan con aves de diversos estados de salud, sin embargo las instalaciones donde son albergadas, pocas veces son limpiadas o desinfectadas siendo así, medios ideales para la transmisión y propagación de enfermedades. Por esta razón no se deben adquirir ejemplares que sean mantenidos inadecuadamente y no demuestren su legal procedencia aunque sean de menor costo, ya que por lo general estos se debilitan más fácilmente por el estrés y son más susceptibles a enfermedades.

Cuando las aves enferman a causa de patógenos infecciosos, estas se convierten en una fuente de infección para el resto de las aves por liberar material infeccioso al ambiente, por lo cuál se les debe retirar de la parvada y sacrificarlas, de tal manera que no se permita la descarga de sangre o exudados. La incineración es el método más confiable para la eliminación de las aves muertas, o bien cuando los ejemplares son pocos, se puede hacer uso de una fosa de eliminación, mediante la excavación de un agujero profundo, asegurándonos que el sitio no se ubique donde el agua pueda contaminarse, que los animales no tengan acceso a él y que no entren moscas, arañas u otros insectos, además la cubierta de la fosa deberá sellarse con plástico (Dwight, 1979).

Las medidas en contra de los insectos son parte del ambiente sanitario y de limpieza general, puesto que muchos insectos sirven como transmisores de enfermedades (Ruíz, 1982). Varios parásitos y patógenos se alojan de una generación a otra en insectos residentes (enfermedad de Marek), algunos parásitos sanguíneos o intestinales son huéspedes que necesitan de los insectos para su etapa intermedia de desarrollo (céstodos) y otros son simplemente transportados de manera mecánica de ave en ave o por picadura tal es el caso del virus de la viruela aviar (Calnek,1995).

Los humanos constituyen una vía de infección potencial debido a la movilidad, trabajos, curiosidad, ignorancia, indiferencia y/o falta de cuidado. Se ha descubierto que por lo menos un patógeno aviar (virus de la enfermedad de Newcastle) sobrevive por varios días en las mucosas de las vías respiratorias humanas (Calnek,1995).

Debemos proporcionar una dieta adecuada para cada especie sin confundir calidad con cantidad y disponer de un suministro continuo de agua potable para todas las aves, sin importar su edad. Considerando que las aves consumen aproximadamente 2.5 ml de agua por cada gramo de alimento y la disminución del ingreso de agua origina también la disminución en el consumo de alimento. Además los bebederos de agua deberán estar protegidos de las inclemencias del tiempo.

La calidad del agua de bebida ha sido un motivo de preocupación pues se ha visto que tiene relación con muchos problemas sanitarios entre los que destacan las diarreas infecciosas, originadas por contaminación bacteriana.

Programa de manejo sanitario

Después de haber adquirido nuestro primer psittácido, todas las adquisiciones posteriores deberán ser sometidas a cuarentena en un lugar alejado del resto de las aves, ya que los organismos de nuevo ingreso pueden traer consigo algún agente patógeno. El período de aislamiento sugerido es de 14 a 21 días, que por regla general es suficiente para que cualquier enfermedad en estado de incubación se manifieste (Herbert, 1993). Es recomendable conocer los antecedentes clínicos del ejemplar así como el manejo que se les ha dado, si no es así, durante la cuarentena podemos observar cuidadosamente cuáles son los hábitos alimenticios del ejemplar y realizar una inspección clínica que nos permita evaluar su estado de salud. Como medida preventiva para enfermedades de menor riesgo se recomienda suministrar un antibiótico de amplio espectro por un periodo de tres días en el agua de bebida.

Durante el examen clínico es importante que se tomen muestras de sangre para la biometría hemática y química sanguínea. Las pruebas serológicas que se recomiendan realizar son las de la enfermedad del newcastle, salmonella e influencia aviar.

En el caso de las pruebas de parasitología se recomienda realizarlas por medio de la "Técnica de Flotación" (Juárez, 1998).

Se deberá llevar a cabo un programa de desparasitación el cual se dividirá en dos etapas. En la primera se suministrará al agua de bebida PANACUR al 2% durante tres días consecutivos y en la segunda etapa se suministrará en un litro del agua de bebida BACTREX durante tres días consecutivos.

Primeros signos de enfermedades y medidas a tomar

Dentro del manejo de las aves silvestres, uno de los principales problemas es la detección y diagnóstico de enfermedades, ya que las aves pueden o no exhibir síntomas visibles de importancia en una enfermedad. Por lo general las aves enfermas se sitúan en un lugar de la jaula con el plumaje erizado, se mantienen dormidos durante horas en el día y comen poco o nada. Una ves detectados estos signos se pueden tomar las siguientes medidas:

- Mover al ejemplar a una jaula pequeña (Figura 4) lejos de otras aves, si este se encuentra situado en una jaula que albergue a dos o más ejemplares.
- Suministrar al ejemplar un débil té de manzanilla endulzado ligeramente con glucosa como agua de uso y hacer posible el acceso a comida fácil de digerir en adición a semillas para ave (evitar que coma y beba mucho).
- Es conveniente colocar un plástico bajo la percha (en el piso de la jaula), para obtener muestras para su análisis en el laboratorio.
- Proporcionar la temperatura y humedad adecuada.
- Colocar a las aves en un cuarto con poca luz para que se relajen.

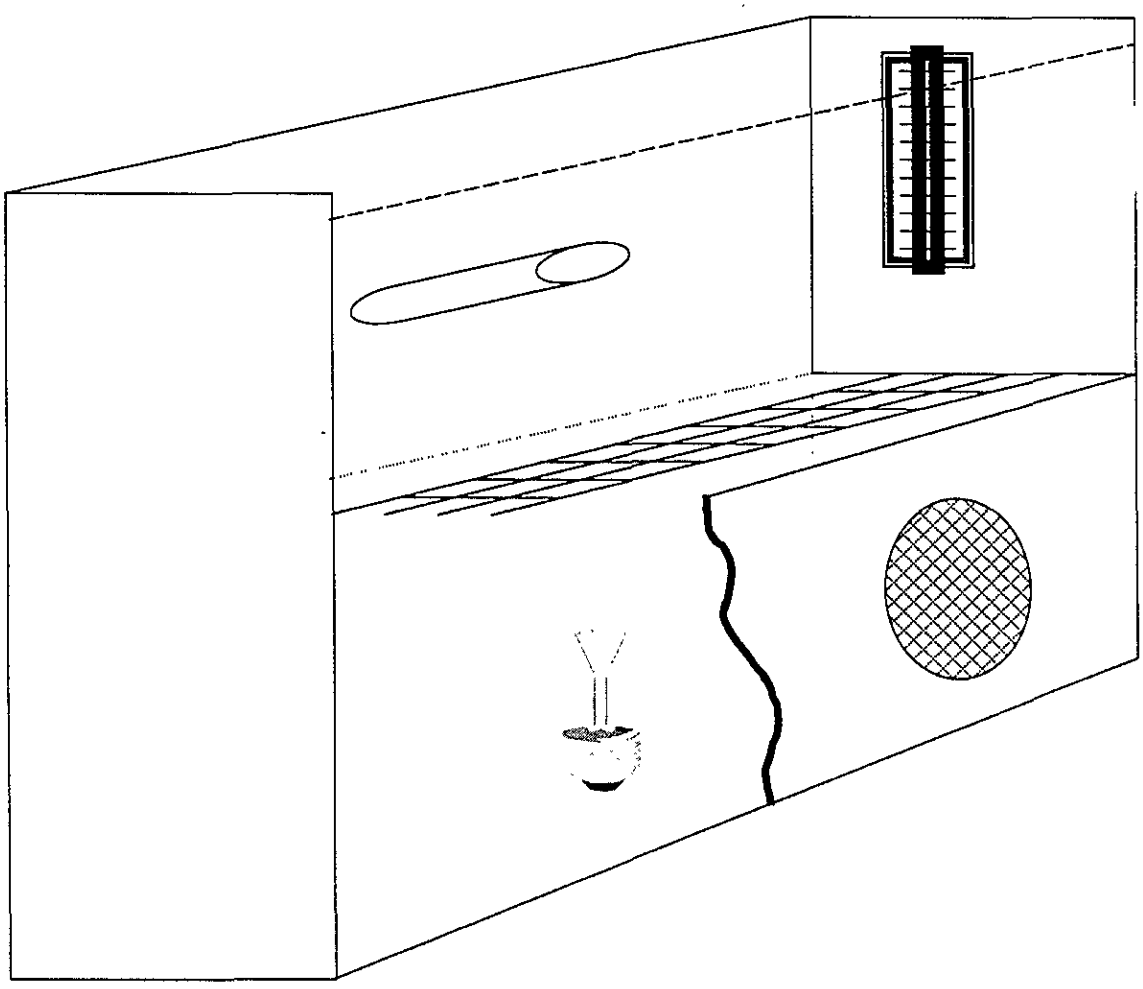


Figura 4. Jaula enfermería para pequeños psittácidos. Modificado de Juárez, 1998.

Principales enfermedades y posibles tratamientos

Los programas de medicina preventiva son diseñados con la finalidad de evitar que se presente cualquier brote de enfermedad. Un buen programa nos permite mantener libre de enfermedades nuestra colección aviar, como pudimos constatar en las diferentes UMAS visitadas, en las cuales nos informaron que gracias a los programas de medicina preventiva aplicados no se tenían problemas dentro de los aviarios. No obstante se enlista el siguiente cuadro para conocer y detectar las enfermedades más frecuentes que pueden contraer los psittácidos.

Enfermedades con lesiones en el sistema Cardiovascular

Enfermedad	Etiología	Otras aves afectadas	Lesiones	Comentarios	Posibles tratamientos
Pulorosis, tifoidea aviar, paratifoidea	***Salmonella pullorum*** ***Salmonella gallinarum*** y otras salmonelas	Todas las aves	Nódulos en el miocardio, pericarditis con adherencias	Adultos: ooforitis u orquitis. Jóvenes: Lesiones entéricas y septicemia con diarrea	El dimetrizole puede ayudar a prevenir y combatir la enfermedad (4)
Listeriosis	***Listeria monocytogenes*** bacilo gram (+)	Todas las aves silvestres	Miocarditis focal, necrosis hepática focal, pericarditis, encefalitis, degeneración de grasa y decoloración del hígado.	Es una enfermedad poco común, puede ser secundaria a otras infecciones	Uso de antibióticos de alto espectro (2)

Enfermedades con signos que sugieren patologías nerviosas *

Enfermedad	Etiología	Otras aves afectadas	Signos	Comentarios	Posibles tratamientos
Newcastle	Paramyxovirus	Todas las aves silvestres	Descenso del apetito, diarrea, dificultades respiratorias seguida por temblores y parálisis de alas y patas, determinando la muerte en pocos días	Es una enfermedad grave y altamente infecciosa, puede transmitirse a través del aíre, la ropa o el alimento. Las lesiones en el sistema nervioso central son microscópicas	No existe algún tratamiento más que la prevención y el aislamiento (1,2,5)
Enfermedad de Marek	Herpesvirus	Aves de 6 a 20 semanas de edad	Parálisis de alas y patas. En ocasiones pueden afectarse otros tejidos, especialmente vísceras, gónadas y ojos. En la forma ocular, el iris se torna grisáceo y en casos graves perdida de la vista. En las aves postradas una pierna está hacia delante y la otra hacia atrás	Macroscópicamente se pueden observar lesiones en los nervios que inervan la región afectada. Microscópicamente se observan células neoplásicas infiltrando los nervios y el SNC	No existe un tratamiento efectivo contra la enfermedad (1,3,4)
Encefalitis aviar	Picornavirus	Pollos y faisanes	Tremor de la cabeza, cuello y piernas y postración	Lesiones microscópicas. Los sobrevivientes desarrollan cataratas	
Encefalitis equina en aves	Alphavirus	Faisanes, perdices, pavos y patos pekín	Parálisis, en ocasiones deja secuelas como la ceguera y en algunos casos sobreviene la muerte	Únicamente se presentan lesiones microscópicas. La encefalitis se transmite por picaduras de mosquitos	
Aspergilosis	***Aspergillus fumigatus***	Todas las aves	Muertes embrionarias, signos respiratorios anormales y en algunos casos sintomatología nerviosa	Nódulos amarillos o blancos como queso en el encéfalo, con frecuencia laminados o en forma de hifas verdes en pulmones, sacos aéreos y traquea	

- Los signos que sugieren enfermedades nerviosas en aves incluyen ataxia, parálisis, caminar en círculos, tremores, movimientos de la cabeza y cuello, caerse para atrás, pérdida del equilibrio. Cualquier combinación de éstos signos puede presentarse.

Enfermedades con lesiones en la cavidad oral, faringe, esófago, buche, proventrículo y molleja.

Enfermedad	Etiología	Otras aves afectadas	Signos	Comentarios	Posibles tratamientos
Capilariasis	***Capillaria contorta*** y ***Capillaria annulata*** (Nemátodos)	Pollos y pavos	Presencia del parásito en la mucosa engrosada e inflamada	Se presenta en esófago y buche, se diagnostica a través de raspados de la mucosa	Aplicar una solución acuosa de metiridina al 5%, vía subcutánea bajo el ala (2)
Tricomoniasis	***Trichomona gallinae*** Protozoo flagelado	Pavos, palomas y rapaces	Masas cónicas en la mucosa de la boca, faringe, esófago y buche	Tricomonas en fluidos orales, en ocasiones con lesiones en proventrículo, en rapaces se presentan lesiones hepáticas.	Sulfato de cobre a una dosis de 100 mg/100 cc durante 20 días (2)
Candidiasis	***Candida albicans***	Aves domésticas y silvestres	Placas grises y delgadas pseumembranosas en faringe cavidad bucal y esófago con inflamación ligera	Secundaria a parasitismo, malnutrición, falta de higiene pobre, impactación u otras enfermedades	Sulfato de cobre en el agua de bebida, Nistitina a una dosis de 0.25 ml por cada 28 gr de peso 2 veces al día por medio de una sonda o bien terconazole en el alimento (5)
Viruela húmeda	Poxvirus	Todas las aves	Presencia de placas amarillo-grisáceas de 1-5 mm fuertemente adheridas en la mucosa de la cavidad oral, faringe y esófago	En ocasiones las placas son tan amplias que llegan a impedir la respiración y la ingestión de alimentos	No existe tratamiento específico, pero se pueden aplicar antibióticos para prevenir infecciones secundarias por bacterias (3)
Buche penduloso. Impactación del buche	Genética en pavos; asociado a fallas en el manejo en psittácidos alimentados a mano	Pavos, pollos y aves jóvenes alimentadas a mano	Buche y esófago aumentados de tamaño y en ocasiones impactados	A menudo micosis secundarias en buches y esófagos atónicos. Casos esporádicos de parálisis del nervio vago	Colocar al ave cabeza abajo y realizar un "ordeño" del material hacia el exterior o administrar unas gotas de aceite mineral y masajeando suavemente se puede deshacer la obstrucción. En casos muy graves deberá realizarse una cirugía (5)
Deficiencia de Vitamina A	Dosis inadecuadas de vitamina A	Pollos y pavos	Conjuntivitis, sinusitis, y rinitis, en ocasiones exceso de uratos en tracto urinario y cloaca, pústulas en esófago, cavidad oral y faringe	Las únicas lesiones y signos que se observan en jóvenes son párpados pegajosos y ataxia	Anexo II

Enfermedades con lesiones en el hígado

Enfermedad	Etiología	Otras aves afectadas	Síntomas	Comentarios	Posibles tratamientos
Salmonelosis Pulorosis Tifoidea Paratofoidea	***Salmonella pullorum S. gallinarum*** Otras salmonelas	Todas las aves	Necrosis hepática focal, ano pastoso, disminución del apetito, diarrea aguda, enteritis con placas en la mucosa. Puede ser septicemica con muy pocas lesiones, especialmente en las aves jóvenes	Las infecciones por salmonela son más comunes en las aves jóvenes	El Dimetridazole puede proporcionar efectivos resultados para la prevención y combate de la enfermedad en la dosis que el MVZ señale (3, 4)
Tuberculosis	***M. avium***	Todas las aves	Granulomas hepáticos. Las lesiones se diseminan a otros órganos en casos avanzados.	Se presenta en aves mayores de 1 año. La emaciación extrema es típica de la tuberculosis	No existe tratamiento efectivo
Cabeza negra	***Histomona meleagridis***	Todas las aves	Depresiones hepáticas de forma oval de hasta 2 cm Tiflitis	El agente se transmite a través de otros parásitos	
Aflatoxicosis	***Aspergillus flavus*** (toxina)	Aves domésticas	Hígado pálido, hiperplasia biliar, enteritis catarla	La toxina está presente en los alimentos	
Psitacosis	***Chlamydia spp***	Psittácidos	Plumas rizadas, somnolencia, diarrea verde o gris, perdida de peso, conjuntivitis, alas caídas, respiración rápida y trabajosa peso, aerosaculitis, peritonitis, hepatitis necrótica, dilatación del bazo y del hígado	**Es una zoonosis.** Las aves pueden ser transmisoras de esta enfermedad sin síntomas. La zoonosis puede difundirse vía oral al aspirar gotitas de descargas nasales contaminadas o por el polvo de las plumas	Se puede usar un tratamiento de tetraciclinas o clorotetraciclinas vía intramuscular en dosis de 2.5 a 5 mg/ave tres veces cada tercer día. Se puede administrar clorotetraciclinas en loa alimentos a una dosis de 5-10 mg diarios ó en el agua de bebida a una dosis de 0.6 a 1.2 mg/ave durante 14 días (1, 2, 4)

Enfermedades con lesiones en el sistema músculo esquelético

Enfermedad	Etiología	Otras aves afectadas	Lesiones	Comentarios	Posibles tratamientos
Miopatía nutricional	Deficiencia de aminoácidos azufrados, vitamina E y selenio	Todas las aves domésticas y silvestres	Las fibras musculares de la pechuga y piernas presentan desde estrías hasta masas blancas	En los jóvenes las lesiones musculares pueden acompañarse de encefalomalacia y diátesis exudativa	Administrar tiamina, aunque se administren todas las vitaminas del complejo B (5)
Raquitismo	Desorden de tipo metabólico causado por insuficiencia de vitamina D, calcio y fósforo	Aves domésticas y silvestres criadas en cautiverio	Picos y huesos suaves, "perlas en las costillas", epífisis aumentadas de tamaño, quilla encorvada, paratiroides aumentadas de tamaño	Por lo general se presenta en aves de pocas semanas de edad. La causa más común es la deficiencia de vitamina D3	Suministrar suplementos minerales en el agua de bebida (5) (Anexo II)
Pododermatitis "bumblefoot, clavo"	Traumatismo seguido de una infección bacteriana	Aves domésticas y rapaces	Patas hinchadas, cojinetes con lesiones abiertas. En algunos casos se afectan las articulaciones	En rapaces se asocia a malas perchas	
Gota	Enfermedad metabólica con precipitación de cristales de ácido úrico	Aves domésticas y silvestres	Tofos grises semisólidos depositados alrededor de las articulaciones. Las articulaciones afectadas se deforman y aumentan de tamaño. Es mas visible en piernas y patas	Los cristales de ácido úrico pueden depositarse también en los ureteres y serosas	Brindar una dieta adecuada y administrar Allopurinol (Zylooprim de Burroug HS Wellcome) vía oral (5)

Enfermedades con lesiones en el tracto reproductor

Enfermedad	Etiología	Otras aves afectadas	Lesiones	Comentarios	Posibles tratamientos
Salmonelosis Pulorosis Tifoidea Paratifoidea	***Salmonella pullorum Salmonella gallinarum Salmonella spp***	Aves de todas las edades	Ooforitis con folículos hemorrágicos, gaseosos o atróficos y orquitis	Algunas veces acompañado por miocarditis y pericarditis	El tratamiento antibiótico con furazolidona o espectinomicina puede ser eficaz (1)
Retención del huevo	Huevos regurgitados hacia la cavidad peritoneal por causas desconocidas, pero se asocia a deficiencia de calcio, baja temperatura y obesidad	Hembras en reproducción	Huevos completos o en fárfara en la cavidad peritoneal. Peritonitis		Aplicar por vía subcutánea boroglucana de calcio en solución salina. La anestesia puede relajar los músculos abdominales hasta el punto de que pueda ser extraído el huevo retenido (1)
Prolapso del oviducto	La causa de esta enfermedad es desconocida pero con frecuencia acompaña a la obesidad	Hembras en reproducción	Prolapso del oviducto y canibalismo en el mismo	Ocurre en hembras obesas que inician su etapa reproductiva	

Enfermedades con lesiones en la piel

Enfermedades	Etiología	Otras aves afectadas	Lesiones	Comentarios	Posibles tratamientos
Viruela	Poxvirus	Todas las aves	Pústulas amarillas y costras café rojizo en la piel sin plumas (cara, carúncula, etc.)	Presencia de lesiones cutáneas amarillas o grises que inician en la cabeza y afectan cara, cresta párpados, patas y piernas. La infección ligera puede causar tan solo ligeros trastornos a las aves, en casos más graves produce perdida del apetito y descenso de peso	Aplicar ungüentos tópicos en las lesiones de la piel (1)
Dematitis inespecifica	Parasitosis externas deficiencias de vitaminas	Todas las aves	Pitiriasis y dermatitis discretas, plumaje maltratado e incompleto	El mal aspecto de las plumas acompaña a muchas enfermedades por lo que se considera un indicador inespecífico de mala salud. Revisar la dieta y la presencia de parásitos externos	

Enfermedades con lesiones intestinales

Enfermedad	Etiología	Otras aves afectadas	Signos	Comentarios	Posibles tratamientos
Pulorosis	***Salmonella pullorum***	Todas las aves jóvenes	Diarrea blanca adherente, enteritis, deshidratación, no absorción del saco vitelino, nódulos en pulmones, ciego y molleja, placas en la mucosa y hepatitis	Esta enfermedad se manifiesta en los pollos recién nacidos como una septicemia aguda con mortalidad elevada. Es epizoótica en aves mayores de 4 semanas de edad	
Tifoidea	***Salmonella gallinarum***	Todas las aves	Diarrea y palidez de la cabeza, las lesiones son similares a las de la pulorosis, en animales adultos se presenta enteritis grave, hígado color bronce con focos necróticos, esplenomegalia y anemia	Es una enfermedad similar a la pulorosis pero la tifoidea se presenta también en adultos	
Paratifoidea	***Salmonella spp*** *(*alrededor de 20 especies*)*	Aves jóvenes y adultas	Enteritis grave, placas mucosas y caseosas en el ciego, en ocasiones pueden presentarse lesiones similares a las de la pulorosis	Generalmente se presenta en aves de menos de 8 semanas aunque en ocasiones también afecta a aves adultas	
Infección Arizona	***Arizona hinshawii***	Aves jóvenes	Enteritis, no absorción del saco vitelino, hepatomegalia, peritonitis, salpingitis y turbidez intraocular	mortalidad excesiva en jóvenes. En algunas ocasiones hay diarrea	
Colibacilosis	***Escherichia coli***	Aves jóvenes	Depresión, debilidad, diarrea, enteritis, perihepatitis, artritis, onfalitis, salpingitis, peritonitis, panoftalmitis, pericarditis y aerosaculitis	Se pueden identificar varios síndromes con esta infección que por lo general es secundaria y puede transmitirse por vía fecal o por polvo contaminado	Antibióticos específicos de amplio espectro (3)
Hexamitiasis	***Hexamita meleagridis, H. columbae***	Pavos y palomas	Enteritis catarral en el intestino delgado, dilatación intestinal, presencia de ***hexamita spp*** en las criptas intestinales	Diarrea acuosa, muerte por convulsiones	
Tuberculosis	***Mycobacterium avium M. tuberculosis***	Todas las aves	Granulomas adheridos a la serosa del intestino y en otros órganos. Emaciación extrema	Se presenta en adultos	No existe tratamiento efectivo

Enfermedad	Etiología	Otras aves afectadas	Signos	Comentarios	Posibles tratamientos
Cabeza negra	***Histomona meleagridis***	Aves jóvenes, pavos y pájaros de tierras altas	Ciego hinchado y con nódulos cecales. Secuelas de lesiones hepáticas	Las lesiones hepáticas e intestinales son patognomónicas	
Coligranuloma	***Coliforme mucoide***	Aves jóvenes	Granulomas en duodeno, ciego, mesenterio e hígado	Las lesiones semejan las de la tuberculosis	
Plaga del pato	Herpesvirus	Patos, gansos y cisnes	Enteritis grave, placas en relieve en esófago, ciego, recto, cloaca y bolsa de Fabricio, hemorragias y necrosis en el intestino y en el tejido linfoide	Se observan cuerpos de inclusión intranucleares	
Coccidiosis	Protozoos del género ***Eimeria***	Todas las aves	La gravedad variable, generalmente se presenta diarrea en ocasiones con sangre, anorexia, postración y muerte	Por lo general se presenta asociada a otras enfermedades	Mezclar 10 gotas de una solución de sulfametacina al 16% en 28 ml de agua de bebida durante 3 días, retirar el agua medicada por 3 días y repetir la dosis (3)
Parasitismo	Ascáridos, céstodos, ***Capillaria spp***	Todas las aves	Presencia de parásitos. Enteritis de gravedad variable	Examen microscópico de raspados intestinales para identificar los parásitos como ***Capillaria spp***	Puede utilizarse el Piperzine o Levamisole (5)

Basada en Rupley (1997); Clubb, 1997; *Com. Per.* MVZ. Mario Bautista.

(1) Cowie, 1980
(2) Davis y Col., 1977
(3) Gordon, 1985
(4) Juárez 1998
(5) Steiner y Col., 1985

Marcaje utilizado en aves en cautiverio

Como una medida que permita comprobar la legal adquisición y procedencia de la fauna silvestre en posesión, la SEMARNAP a través del INE exige un sistema de certificación o marcaje que permita demostrar la procedencia de los mismos.

Para el caso de aves en cautiverio, los apliques son la técnica más comúnmente utilizada; estos se han hecho más sofisticados y más complejos con el objetivo de conseguir su identificación desde lejos sin necesidad de sujetar al animal, evitando su manejo y el estrés que se le puede ocasionar.

Dentro de los apliques puede utilizarse él **bandeo** o **anillado**, que son la forma más común de marcado aviar, son de aplicación tarsiana y existen en una gran variedad de modelos, tamaños, sistemas de numeración, materiales, etc. La banda lleva un grabado en el que se anota el número de identificación y se coloca alrededor de la pata. El anillo deberá moverse libremente de arriba hacia abajo en el tarso del animal de tal forma que no le cause daño. Debemos procurar que el anillo no quede exageradamente flojo, para evitar que se salga de la pata del ejemplar o se atore.

Los anillos deben cerrarse colocando los extremos enfrentados firmemente uno con otro, con ayuda de pinzas especiales. Este marcaje se recomienda aplicar en ejemplares adultos de especies medianas y grandes.

Los anillos cerrados son el sistema de marcaje más apropiado para aplicarse a los pollos de psittácidos nacidos en cautiverio, ya que este se coloca en los primeros días de nacida el ave y conforme esta crece y se engrosa su tarso, es imposible de extraer sin causarle daño, lo que lo hace ser un sistema inviolable.

Los anillos pueden encontrarse de diferentes modelos como son: los de sistema de cierre de solapa en modelos grandes y de contacto en modelos pequeños, y pueden ser fabricados en diferentes materiales como el plástico, goma, celuloide, aluminio etc, este tipo de marcaje tiene el inconveniente de que para su identificación es necesario la contención del ave (Gaviño, 1985). Tiene la desventaja de que el número y letras de identificación se deterioran con el tiempo, ya que las aves juegan con el pico con ellos, lo que provoca que sea necesario sujetar al ave para leer la clave de identificación (No. 6 lista INTERNET). Además tienen el riesgo de que si se utiliza en aves adultas, pueden ser desconocidos ya sea por ellas o por sus congéneres, llegando incluso a perder la pata al intentar quitárselo, por lo que si el ave no se acostumbra a él, es preferible quitárselo y probar con otro sistema de marcaje.

Las bandas pueden clasificarse según el lugar en que se coloque en el ave.

Bandas en la membrana del ala: Son bandas de aluminio que pasan a través del patageo y quedan cerradas cuando se les pone presión. Se emplea primordialmente cuando se desean bandas de poca visibilidad. Frecuentemente se colocan bandas en ambas alas para asegurarse que la marca quede por si pierde una (Gáviño, 1985). Este método no es muy utilizado para aves en cautiverio, ya que tiene la desventaja de que se tiene que contener al ejemplar para hacer la lectura.

Bandas en las patas: Estas son las bandas para aves mas comúnmente utilizadas. Se emplean tres tipos de bandas: de metal, de acero inoxidable y de aluminio y monel una aleación que no se desgasta tan rápidamente como el aluminio. Las bandas de aluminio y monel se utilizan para aves de todo tamaño. Las bandas de acero inoxidable se usan casi exclusivamente en loros ya que se ajustan muy bien a los tarsos de éstos.

Hay que prestar atención para asegurar que la banda se mueva libremente por encima de los huesos de las patas, sin quedarse atrapada en las articulaciones. Un ave a la que se le acaba de colocar una banda debe ser observada para asegurarse de que no se le produzca una infección o hinchazón en el area de la banda. Las bandas nuevas pueden ceñir la pata causando su pérdida.

Las bandas plásticas tienen la ventaja de ser muy económico, sin embargo, los números empleados pueden ser borrados y cambiados. Se utiliza principalmente en especies pequeñas de bajo valor económico como por ejemplo en ninfas y agapornis (INE, 1999).

El tatuaje se emplea como un método de identificación en aves con muy buenos resultados, por su condición de permanente, indeleble y difícil de falsificar. Se utiliza como sistema complementario pues se asocia a otros procedimientos de identificación. El lugar de aplicación en aves es en el ala, en el área desplumada de la cara interna, precisamente en el pliegue cutáneo que ocupa el ángulo de la articulación cartiana.

El hecho de que la marca tatuada aumenta sin deformarse a medida que crece el animal permite recurrir a este método en edades tempranas con la seguridad de su permanencia durante toda la vida del animal (Gaviño, 1985). Este método presenta el inconveniente de que para su lectura es necesario contener al animal.

Una variante del tatuaje es la inyección de tinta por vía subcutánea, el cual es un modo de identificación permanente utilizado para señalar el sexo de las aves.

El corte de plumas es un método indirecto de marcaje de aves, el cual consiste en insertar una pluma de distinto color al ave a marcar, en el cañón de otra previamente cortada, por intermedio de una pieza acopladora de extremos puntiagudos, es conveniente que las plumas insertadas contrasten fuertemente sobre el plumaje general. Este tipo de identificación es recomendable para aves voladoras, con lo cual es posible hacer observaciones a distancia. Este método de identificación no es permanente pero nos permite identificar al ave por un largo período (Gaviño, 1985).

Microchips: Los avances tecnológicos han desarrollado un sistema electrónico permanente de identificación animal a través de un implante llamado "microchip". La memoria del microchip almacena 700 trillones de diferentes combinaciones. Este número es leído a través de la piel por medio de un lector y mostrado en una pantalla de cuarzo. Cada microchip es único y no tiene duplicado. La aplicación del microchip se lleva a cabo mediante una simple y segura inyección a través de una aguja hipodérmica (INE, 1996). Este minúsculo Chip es casi imposible de remover de aves vivas sin hacer un daño grave en el tejido. Este método tiene el inconveniente de ser costoso, además de que cada lector solo lee los microchip de su propia compañía, sin embargo tiene la ventaja de que puede aplicarse a aves de cualquier edad, sin que el organismo pueda rechazarlo.

Transporte

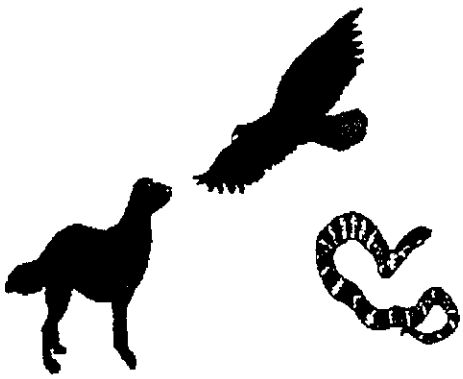
Los animales que se movilizan por medios terrestres, acuáticos o aéreos ya sea que viajen durante un tiempo corto o largo, se les debe colocar en contenedores o en cajas de transporte apropiadas para cada una de las especies. La caja debe llevar perfectamente adherida una identificación o etiqueta visible que indique que tipo de animal se está transportando (nombre común y científico), número de ejemplares, datos del destinatario y temperatura requerida.

Etiquetas

DESTINATARIO
NOMBRE:
DOMICILIO:
TELEFONO:

CANTIDAD:
NOMBRE COMUN:
NOMBRE CIENTÍFICO:

TEMPERATURA REQUERIDA
MINIMA °C:
MAXIMA °C:



ANIMALES

VIVOS

MANEJAR CON CUIDADO

Solo podrán ser movilizados animales en buenas condiciones de salud (certificados de salud expedidos por un Medico Veterinario Zootécnista con cédula profesional).

Los animales enfermos o heridos no deben ser transportados, pero esto no se aplica para aquellos animales que estén ligeramente heridos o que de estar enfermos, el transporte no les ocasione algún sufrimiento innecesario (IATA, 1997). Nunca se deberán transportar animales junto con sustancias peligrosas o tóxicas. Las cajas deberán estar fijas y bien sostenidas durante el transporte para evitar que se muevan y se lesionen los ejemplares.

Los viajes tienen una influencia perturbadora sobre los animales, por lo tanto deberán ser molestados lo menos posible. La mayoría de las aves incluyendo los psittácidos prefieren la luz tenue que les induce a descansar y disminuye el estrés (IATA, 1997; SAGDR, 1995).

Los animales considerados como enemigos naturales no deben ser embalados juntos dentro de las bodegas del avión, en caso de ser necesario deberán ser cargados tan distante el uno del otro como sea posible (IATA, 1997).

Transportación para psittácidos

El transporte de estas aves se realiza confinándolas en cajas que deberán contar con perchas de diámetro adecuado a las patas de los animales para que se posen cómodamente durante el viaje. Las cajas deben contar con bebederos y comederos idóneos dispuestos de tal forma que no puedan vaciarse mojando la jaula o a los animales. La altura de la caja dependerá del tamaño del ave, considerando siempre que tengan libertad para mantenerse erectos sobre la percha (que deberá estar bien sujeta a las paredes de la caja y con posición cercana al suelo de la misma), así como para moverse, comer y tomar agua. La caja deberá contar con un número suficiente de orificios (no mayor al diámetro de la cabeza de las aves que se transportan) en la tapa y las paredes para que la ventilación sea apropiada. En el piso se debe colocar un material inocuo y absorbente para que retenga la humedad de sus excrementos. Cuando los ejemplares a trasportar son especies de psittácidos grandes (cacatúas, guacamayas, loros, etc.) deberán viajar de forma individual o cuando mucho con dos animales de la misma especie por caja. Es importante señalar que toda jaula de transporte deberá estar cubierta para que los animales no se alteren (IATA, 1997; SAGDR, 1995).

Construcción del Contenedor

- El material de construcción dependerá de la especie a trasladar; este puede ser de madera no tóxica, alambre no tóxico u otro material liviano.
- El tamaño está directamente relacionado con los hábitos normales y la libertad necesaria de movimiento de las especies a trasladar.
- El piso debe ser sólido y a prueba de filtraciones.
- Las perchas serán de madera, las cuales deberán distribuirse de tal modo que las excretas de las aves no caigan dentro de los recipientes del agua o alimento, ni sobre otras aves, y se colocarán a una altura tal que las aves abandonen sus perchas sin que sus cabezas lleguen a entrar en contacto con el techo, ni la cola llegue al piso mientras estén emperchadas.
- Debe haber una puerta corrediza o de bisagras para cada contenedor o compartimiento de un contenedor.
- Debe proveerse de agujeros enmallados de ventilación de aproximadamente 2.5 cm de diámetro a una distancia de 5 cm entre uno y otro a lo largo de tres caras del contenedor.
- Debe insertarse recipientes separados para alimentos y agua, los que deberán ser accesibles para ser rellenados; para las aves pequeñas es necesario tener un flotador o esponja en la superficie del agua con el fin de prevenir que se ahoguen.
- Las aves agresivas como por ejemplo las rosellas adultas, agapornis, etc., deberán ser embaladas individualmente.
- El expedidor deberá proveer suficiente alimento y agua dentro del contenedor al tiempo de la aceptación. Las aves no requieren, normalmente de agua o alimento adicionales durante las 24 horas siguientes al despacho.
- Las aves no se alimentan en la oscuridad y deben ser ubicadas en sitios en que, si bien la luz puede ser difusa, al menos les permita ver sus alimentos (IATA, 1997).

Reproducción

Para reproducir psittácidos en cautiverio hay ciertas cuestiones que se deben tomar en cuenta, tales como que los machos de estas especies, eyaculan cantidades pequeñas de plasma seminal que posee nutrientes y actúa como un fluido de transporte para transferir los espermatozoides, lo que provoca que pocas copulaciones tengan resultados exitosos, especialmente porque el macho no posee órganos copulatorios, sin embargo, las hembras son capaces de retener esperma en regiones glandulares de la unión uterovaginal, siendo el esperma soltado poco a poco manteniéndose fértil así por largos periodos (No. 14 lista INTERNET).

La reproducción de estas aves es interrumpida y activada por un complejo de comportamientos y estímulos ambientales, de los cuales los más importantes son los térmicos (Temperatura y Humedad), sonidos y comportamiento de las parejas, territorio y sitios de anidación, alimenticios y energéticos, y periodos de horas luz (Fotoperíodo) (No. 14 lista INTERNET).

El comportamiento reproductivo y los estímulos necesarios de cada especie son considerablemente diferentes, por lo que para algunas especies, la reproducción en cautiverio es relativamente fácil, sin embargo para otras no se ha logrado tener éxito en este sentido. Si después de considerar esto, nuestro objetivo sigue siendo la reproducción de estas aves, con lo primero que debemos contar además de albergues apropiados (ver instalaciones) es con ejemplares maduros y sanos, sin embargo, una vez que los psittácidos tienen su plumaje de adulto, se dificulta conocer su edad, al menos que hallan sido criados en cautiverio y se tenga su registro (anillo cerrado). En algunas especies se pueden diferenciar los ejemplares adultos de los juveniles, principalmente en las especies grandes, tales como en el loro gris africano, en el que el iris del ojo tarda varios años en ser verdaderamente amarillo–paja. El cambio de plumaje puede llevarse a cabo sobre el curso de varios años, siendo el caso más notable el del doble cabeza amarilla, en el cuál el área del plumaje amarillo se incrementa para cubrir la cabeza, remplazando el verde plumaje del polluelo sobre el periodo de 4 años o más.

Métodos para determinar el sexo

Dimorfismo sexual

Otro de los problemas al que nos enfrentamos al querer reproducir psittácidos es que en la mayoría de las especies de esta familia no se presenta dimorfismo sexual, sin embargo, en algunas de ellas se presentan variaciones en el colorido y diseño de sus plumas, las cuáles han sido interpretadas como diferencias sexuales. Un ejemplo de ello se observa en los loros eclectus, donde el macho presenta una coloración verde con el pico amarillo y la hembra es roja con el pecho azul y pico negro; los periquitos australianos pueden diferenciarse por el color de la cera del pico, siendo café para el caso de las hembras y azul en los machos. En general los psittácidos pueden diferenciarse por la tonalidad del plumaje siendo en los machos más oscura y brillante con relación al de la hembra y las manchas que existen en alguna parte de su cuerpo más prominente.

Un indicador más confiable para determinar el sexo de especies medianas o grandes de psittácidos, es mediante la observación de la forma de la cabeza vista de perfil, ya que la cabeza de la hembra es redonda y de circunferencia pequeña y la del macho es más cuadrada y con la frente plana, características que pueden ser visualizadas desde arriba. De igual manera, para el caso de los machos la silueta del cuerpo es robusta y en las hembras esbeltas y pequeñas. La cola y el pico de las hembras también es más pequeña en relación a la de los machos (Arnot, 1993), sin embargo existen otros métodos más confiables que permiten conocer el sexo de estas aves.

Pelvico

Este método ha sido utilizado durante mucho tiempo en pequeños psittácidos, principalmente en periquitos, agapornis y algunas veces en conuros; la técnica consiste en determinar la forma y la distancia que existe entre los huesos de la pelvis por medio del tacto. Cuando las puntas de los huesos se cierran hasta casi llegar a tocarse, es probable que se trate de un macho y si los huesos se encuentran separados por una distancia de más de 1/8 de pulgada el ave es considera hembra (Bates, 1978). La forma de las puntas de los huesos es una característica que también se debe tomar en cuenta para determinar el sexo, ya que las hembras presentan huesos con bordes redondeados, mientras que en los machos los bordes terminan en punta (No. 3 lista INTERNET).

Ventajas
- No requiere de anestésico y la sujeción se realiza fácilmente.
- Tiene una factibilidad del 90% en aves adultas (Bates, 1978).

Desventajas
- Para llevar a cabo esta técnica se debe contar con experiencia, por lo que se recomienda practicar con algunas aves que hallan sido previamente sexadas.
- Este método solo se debe aplicar a aves maduras, puesto que los huesos de algunas hembras se separan únicamente cuando alcanzan la madurez sexual o poco antes de la puesta, por otra parte los machos jóvenes pueden mostrar una distancia considerable entre los huesos de la pelvis debido a que estos aun no se encuentran endurecidos (Arnot, 1993).
- El esfuerzo muscular que realizan las hembras al momento de la postura puede ocasionar que los huesos pélvicos se muestren móviles y que en algunas ocasiones se encuentren muy juntos.
- Esta técnica solo puede aplicarse a pequeñas especies de psittácidos.

Genético

La determinación del sexo de manera genética, cromosómica o del DNA se lleva a cabo por medio de la observación de cromosomas sexuales. Éste método se basa en el hecho de que las aves presentan un numero particular de cromosomas pares (los psittácidos poseen de 30 a 40 pares) y es uno de estos los que determinan el sexo. A diferencia de lo que ocurre con los mamíferos la hembra es heterocigotica y por ende es la que posee un par de cromosomas diferentes llamados ZW, en el cual uno de los cromosomas sexuales es más pequeño que el otro. En cambio, el macho posee dos cromosomas ZZ del mismo tamaño (Rosemary, 1990).

Para realizar este estudio deben ser seleccionadas células que siempre estén en activa división, estas pueden encontrarse en la médula de los huesos pero se corre el riesgo de matar al ave al momento de obtener la muestra. Una alternativa es la de estudiar células que se localizan en la base del crecimiento de las plumas, para ello deben ser removidos los folículos de las plumas de no más de diez días y extraer la pulpa del tejido folicular en condiciones estériles, posteriormente se someten a crecimiento artificial para producir rápidamente un gran número de divisiones celulares. Cuando se tienen los cromosomas formados se adiciona un inhibidor para detener la división. Entonces los cromosomas son teñidos, observados mediante un microscopio de contraste de fases y contados formando parejas, esto produce un cariotipo, nombre que se le da a una serie particular de cromosomas (Juárez, 1998; Rosemary, 1990)

Ventajas
- Las muestras pueden obtenerse fácilmente
- Los riesgos traumáticos son nulos
- Existe la probabilidad de detectar mutaciones o anomalías genéticas
- Se tiene un 99% de certeza (Levinson, 1995)
- El estrés de las aves por la determinación del sexo es mínimo
- Las aves jóvenes pueden ser sexadas, aun antes de que salgan del nido
- El cultivo puede congelarse y almacenarse para producir células vivientes las cuales pueden cultivarse para su analisis (Rosemary, 1990)

Desventajas

- El tiempo de recolección de las muestras es de 3 semanas como mínimo
- Los resultados no se obtienen de inmediato
- Esta técnica no se realiza comercialmente en México

Determinación del sexo en los pollos

Una forma fácil de determinar el sexo a las aves de manera confiable es mediante el sexado de los pollos. Cuando estos comienzan a emplumar se observan las alas de las plumas y si estas se ven uniformes se trata de un macho, en cambio si las alas presentan plumas largas y cortas se trata de una hembra (No. 3 lista INTERNET).

Quirúrgico

Esta técnica es la más utilizada para determinar el sexo de las aves. Esta consiste en un examen visual de las gónadas por medio de una cirugía que debe ser practicada únicamente por especialistas. La edad del ave a la cual se recomienda realizar esta cirugía es después de los 6 meses de edad.

Procedimiento:

El ave a sexar debe ser pesada y mantenida sin alimento 6 horas antes de la cirugía para que se vacíe el buche o 12 horas para que se vacíen los intestinos, ya que su volumen puede impedir la visibilidad (Cowie, 1980). Para realizar la cirugía algunas personas optan por anestesiar al ave, sin embargo, la mayoría de los especialistas que llevan a cabo este tipo de cirugía prefieren no anestesiar, ya que se basan en el supuesto de que el umbral del dolor en aves es muy alto y se corre mayor riesgo al aplicar anestesia que al no utilizarla. Si se decide utilizar algún anestésico se sugiere el uso de una mezcla de Ketamina a una dosis de 10 – 30 mg/kg y 2 – 8 mg/Kg de Xilacina (forma inyectable), o gas anestésico como el isofluorano (ver contención). Una desventaja que presentan los anestésicos inyectados es que provocan que las aves permanezcan dormidas por mucho tiempo, despertando de manera violenta; el gas isofluorano a pesar de ser más costoso y de requerir de un equipo especial para su aplicación tiene la ventaja de que las aves permanecen dormidas solo el tiempo necesario para llevar a cabo la cirugía y despiertan poniéndose rápidamente de pie (No. 3 lista INTERNET).

Ya sea despierta o anestesiada, el ave debe ser coloca sobre una plancha de acrílico en posición decúbito lateral izquierdo, con las alas extendidas dorsalmente y la pata izquierda sujetada posteriormente, de esta manera podemos examinar el lado izquierdo, ya que en la mayoría de las hembras existe un solo ovario que se localiza en la parte izquierda. Posteriormente se procede a la remoción de las plumas del área indicada y a la desinfección con alcohol y solución yodada. Se debe realizar una pequeña incisión de aproximadamente 0.5 cm en la piel sobre el último espacio intercostal, en la cual se introduce la cánula del endoscopio perfectamente desinfectada. Dorsalmente puede observarse el polo craneal del riñón el cual es de color café rojizo oscuro, la glándula adrenal que en algunas especies es de color crema o anaranjado y hacia la derecha se observa una porción del pulmón de color rosa o naranja intenso, justamente entre la glándula adrenal y el riñón, en posición ventral se encuentran las gónadas. Los machos presentan dos testículos de forma elíptica, de superficie lisa y de coloración blanquecina. En algunas especies estos están pigmentados total o parcialmente como en el caso de las guacamayas que presentan testículos totalmente negros; su tamaño varía de acuerdo a la edad, la especie y el ciclo reproductivo en que se encuentra el ave. El ovario de las hembras adultas presenta una gran cantidad de folículos que asemejan un racimo de uvas, lo cual facilita su identificación, en hembras jóvenes no se logran apreciar los folículos pero puede observarse el ovario que es de forma triangular con superficie granular y carente de vascularización. Una vez identificadas las gónadas, se procede a cerrar la incision mediante una sutura con un punto en la pared muscular y otra en la piel, posteriormente se aplica un cicatrizante como el enroflaxacin (baytril) en una dosificación de 10 mg/kg por vía intramuscular (Com. Per. Mario bautista).

La recuperación de la anestesia es más satisfactoria si se coloca al ave en un ambiente con una temperatura entre los 27 y 32 °C en un área oscura y tranquila evitando lugares donde pueda trepar, ya que esta podría marearse, caer y sufrir algún traumatismo (Levinson, 1995).

Ventajas
- Es un procedimiento fácil de realizar.
- Requiere de un equipo sencillo y económico.
- El tiempo de cirugía y recuperación es muy corto.
- Los riesgos traumáticos por manejo, anestesia y complicaciones quirúrgicas son mínimos.
- Los resultados se obtienen de inmediato
- Puede ser realizado en aves jóvenes de cualquier especie.
- Se puede evaluar la madurez y condición de las gónadas y realizar una evaluación diagnostica de otros órganos (pulmón, hígado, glándula adrenal, intestinos, etc.) descubriendo así algún tipo de padecimiento y/o anormalidad.
- Se pueden obtener muestras de tejido para cultivo.
- Tiene un margen de certeza de un 99% (Levinson, 1995).

Desventajas
- La cirugía debe ser realizada por un especialista

Formación de parejas

Lo mas conveniente cuando se seleccionan parejas reproductoras de grandes psittácidos, tales como ejemplares del género ***Amazona***, guacamayas y el loro gris africano es tener varios ejemplares maduros y sexados (de preferencia 3 machos y 3 hembras o más), en un gran aviario y tenerlos en observación para ver que ave es compatible con otra, entonces cada pareja formada se puede transferir a su aviario de reproducción (Alderton, 1989).

Otra opción es la de comprar parejas ya formadas en criaderos autorizados, usualmente esto lleva a precios muy elevados, sin embargo esto se justifica, ya que se asegura que las aves sean compatibles, puesto que en estos las aves son albergadas y alimentadas bajo idénticas condiciones, ya que (principalmente para las grandes especies) no basta con tener un macho y una hembra en un albergue apropiado, si no son compatibles entre sí, además de que las aves criadas en cautiverio no tienen el estrés que causa que las aves silvestres no se reproduzcan en cautiverio.

La pareja debe ser compatible, sin embargo esto no se logra de la noche a la mañana, por lo cual se les debe dar un mínimo de un año o hasta que peleen continuamente hasta el punto donde uno de los dos se estrese o no le permita alimentarse a su pareja. Otro factor que impide la reproducción es la edad avanzada de una o ambas aves, misma que puede determinarse a través de un sexado quirúrgico, mediante la observación del estado de los ovarios o testículos. También la pobre fertilidad se puede deber a diversos factores tales como la mal nutrición de los padres, infección del huevo y condiciones impropias de incubación (Flamer, 1984), así como alta o baja temperatura de incubación y/o humedad que puede traer como resultado el retraso o adelanto de la eclosión dando pollos débiles con inretráctiles sacos de yema o pollos que mueren al adherirse a la membrana o ahogados en fluidos excesivos. Cambiando las parejas puede resultar una anidación inmediata si todos los otros factores son los adecuados (Alderton. 1989).

Se debe encontrar un lugar en el cual las aves se sientan seguras, sin embargo, si una pareja adulta, aparentemente compatible, no ha anidado después de 3 o 4 años, un cambio de escenario puede dar resultado, por ejemplo si están en un aviario moverla a algo totalmente diferente, como por ejemplo a una jaula suspendida. una inadecuada dieta puede inhibir la reproducción, por lo que la dieta debe ser nutritiva y variada. Un brusco incremento en proteína animal y vitaminas puede estimular la crianza (Arnot, 1993, Rosemary, 1990).

Nidos

Una vez que se tiene a la pareja en un lugar cómodo, un factor importante es el nido (Figura 4). El nido de caja rectangular es recomendable para grandes psittácidos. Ahí la hembra puede incubar sin maltratarse las plumas de la cola y es el mejor sitio para el desarrollo de los pollos ya que les permite moverse libremente, además de proveer un lugar oscuro para los ocupantes que les da un grado de mayor seguridad e incluso puede estimular a algunas parejas a la crianza.

Se debe recordar que la fortaleza de una guacamaya radica en su pico, especialmente cuando lo usan en defensa de su nido, por lo que para estas especies es esencial situar el nido donde este pueda ser inspeccionado desde el exterior del aviario. Debido a que las grandes guacamayas son destructivas y los nidos de madera son caros para remplazarlos, algunos criadores usan barriles o nidos de metal, sin embargo en estos no se tiene la protección en contra de temperaturas extremas, además de que todos los pericos gustan de roer el interior del nido y esto parece ser un estimulo para la crianza (Rosemary, 1990).

El substrato que más se utiliza es la viruta esterilizada, aunque algunos criadores sugieren el uso de harina de maíz, la cuál evita que los pollos lleguen a ingerir alguna astilla que pueda lesionarlos, además de servirle como alimento (Alderton, 1989). Este sustrato debe inspeccionarse y remplazarse regularmente.

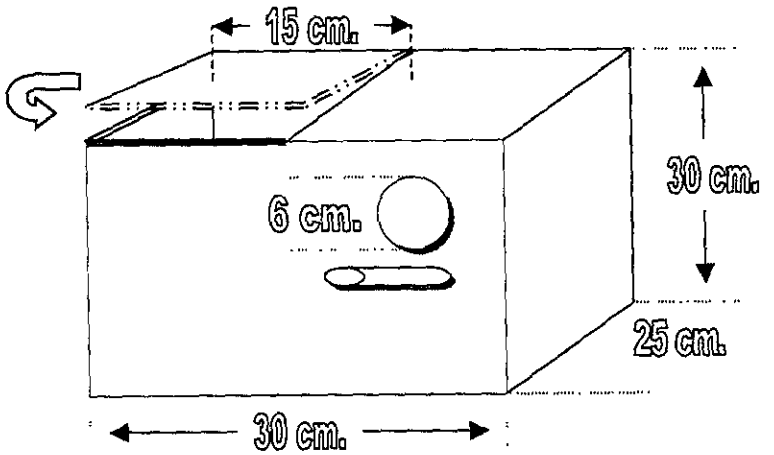


Figura 5.1. Caja – Nido para ninfas

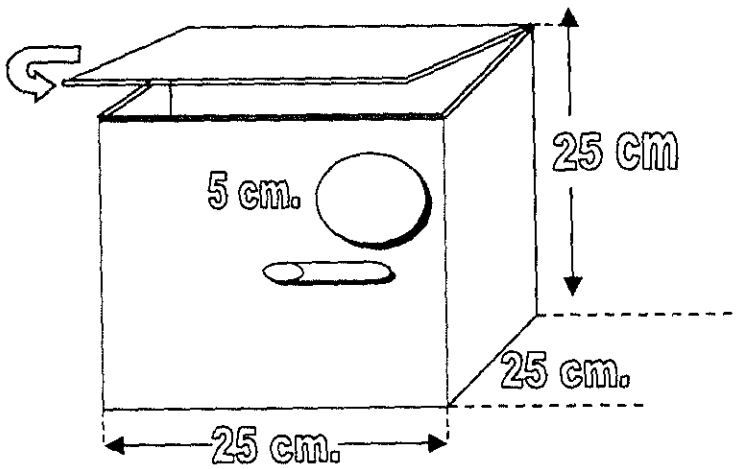


Figura 5.2 Caja – Nido para agapornis y perico catarina.

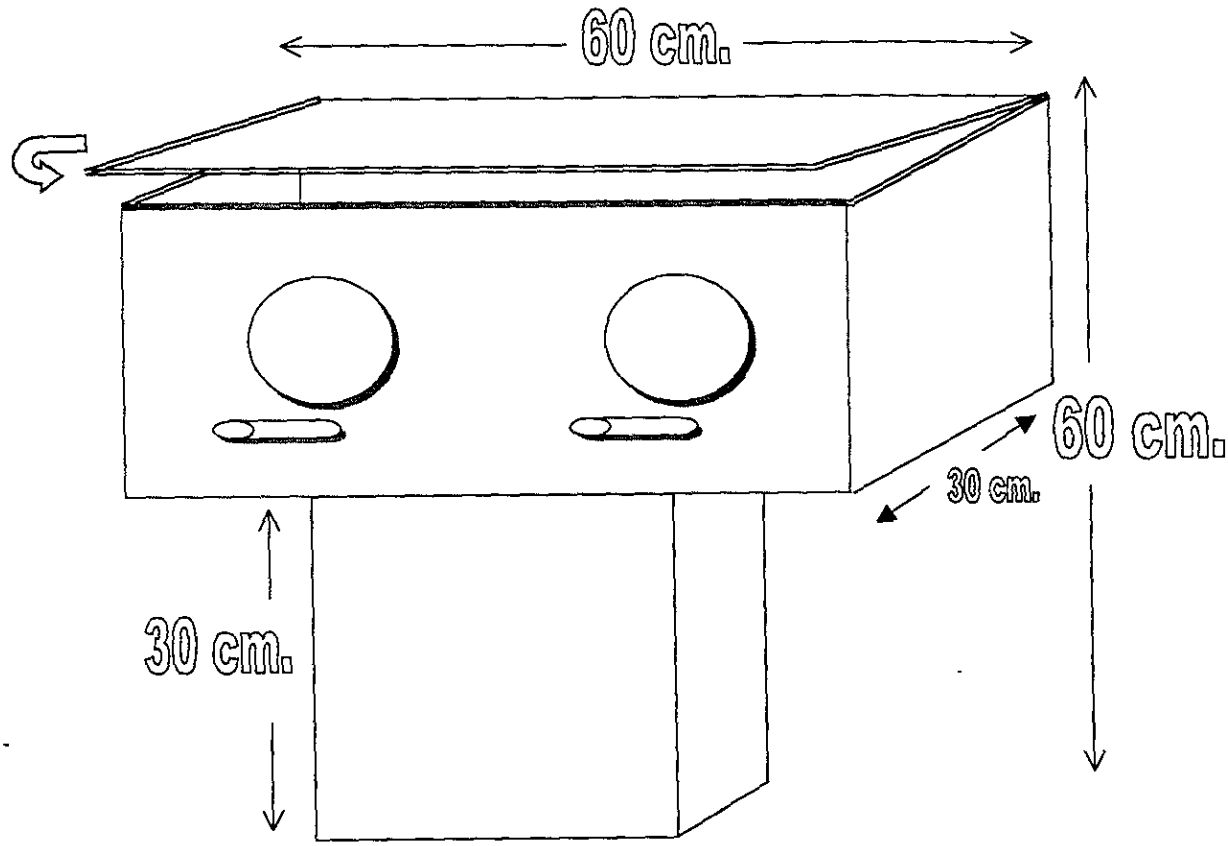


Figura 5.3. Caja nidal tipo "T" para loros, cotorras y conuros.

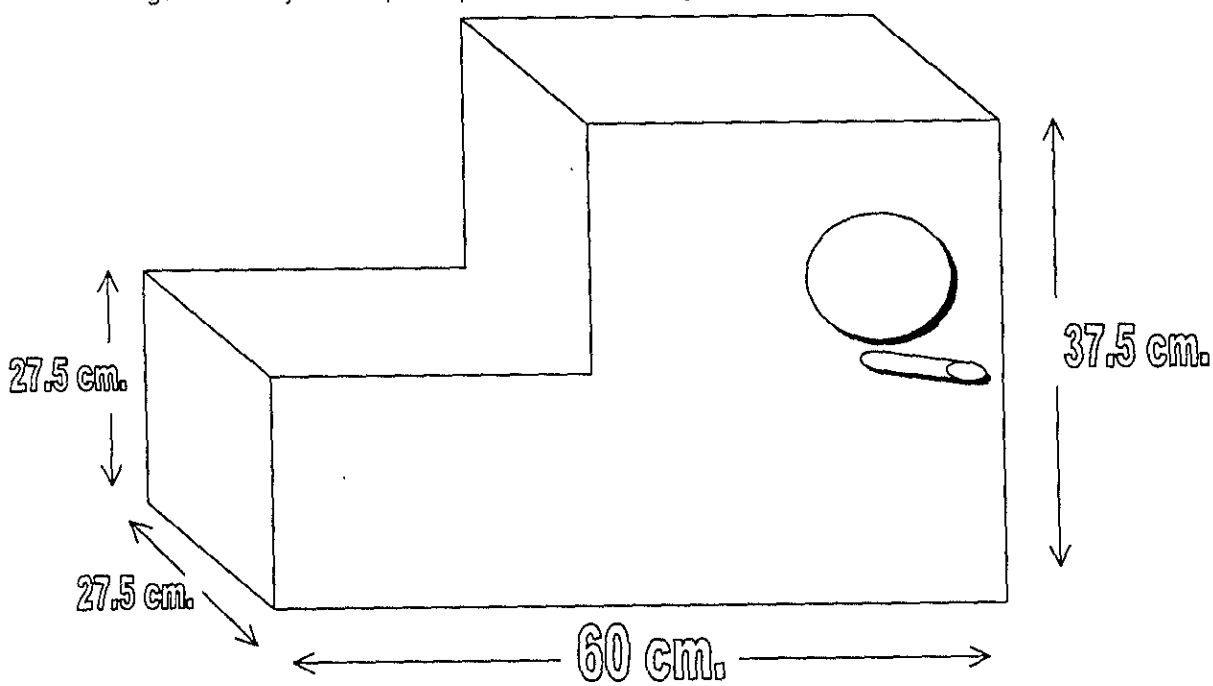


Figura. 5.4 Caja nidal de tipo "L" invertida para guacamayas, loros y cacatúas

Incubación artificial

Para ciertas especies, tales como los ***Amazona spp***, el loro gris africano, las guacamayas y cacatúas, la producción puede incrementarse significativamente mediante la incubación artificial, ya que los huevos se pierden normalmente por descuido de los padres, depredación, condiciones ambientales extremas, infecciones patológicas, infecciones transmitidas por los padres hacia los pollos y otras calamidades que pueden ser evitadas.

Muchas parejas ponen una segunda y en algunos casos triple puesta para remplazar los huevos que son removidos, por ejemplo si los huevos de guacamayas son removidos, estas pueden volver a poner después de 3 ó 4 semanas. Sin embargo un inadecuado programa de incubación artificial puede provocar pérdidas más que ventajas debido a una pobre nutrición de los padres, técnicas inapropiadas de manejo y otros factores que deben ser corregidos (Van, 1987).

Para evitar efectos psicológicos negativos, al momento de extraer los huevos del nido es recomendable permitir que la pareja saque una nidada por año, con lo cuál podremos saber que parejas realizan buenos cuidados parentales, para poderlas utilizar en caso de ser necesario. Si deseamos aumentar el éxito en la cópula en parejas que son fácilmente estresables, los huevos no deberán ser recolectados de la caja nido, hasta que la eclosión sea completa (Rosemary, 1990).

El recolectar huevos que han sido incubados durante varios días por sus padres, dan como resultado un incremento en la eclosión (Burnham, 1983).

Los huevos a eclosionar pueden almacenarse en condiciones apropiadas una semana previa a la incubación sin una significativa perdida en la eclosión; por ejemplo, preincubación de huevos de cacatúa a una temperatura de 13 °C y una humedad relativa de 60% no reduce la viabilidad hasta después de 4 días de almacenamiento (Cutler y col., 1985).

Los huevos puestos en cajas secas pueden ser cubiertos por microorganismos contaminantes provenientes de las heces, material de las plumas de los padres o previas anidaciones. Aún cuando estos se encuentren aparentemente limpios pueden presentar una cantidad significativa de bacterias o virus sobre sus cascarones, que pueden ser esparcidos a las incubadoras. Existen algunas controversias respecto a los beneficios de la limpieza, lavado, tratamiento con antibióticos o desinfectado de los huevos; el principal inconveniente del lavado es que el agua es un magnifico vector de contaminación bacteriana, pudiendo introducir a través de los poros de la cáscara muchos gérmenes al huevo, este inconveniente se presenta con mayor frecuencia si el agua se encuentra a menor temperatura que el interior del huevo, lo cuál facilitará su paso a través de la cáscara (Castello, 1970). Este método de diferencia de temperatura, es utilizado cuando se desea introducir agua en los huevos cuando tienen pérdida excesiva de peso o antibióticos para controlar ciertas infecciones bacterianas transmitidas por los huevos (Ekperigin y Mc Capes,1977; Gee, 1983).

Los huevos que están manchados por heces, pueden ser limpiados exitosamente en seco con un papel fino, lija o lana de acero. Las ventajas fundamentales que tiene este tipo de limpiado con respecto al lavado con agua son la rapidez y que no se corre el peligro de contaminación hacia el interior, sin embargo este método solo es efectivo para huevos ligeramente sucios (Castello, 1970).

El lavado consiste en la inmersión de los huevos en una solución de agua con detergente y desinfectante a cierta temperatura y posteriormente el lavado y secado. El principal inconveniente es que el agua de lavado puede ser un importante vector de contaminación bacteriana, no obstante cuando las condiciones de lavado se siguen al pie de la letra hacen que este método de limpieza sea ideal. Para llevarse a cavo este tipo de lavado deben tomarse en cuenta los siguientes aspectos:

1. La temperatura del agua debe ser mayor que la que tenga el interior del huevo. El agua caliente hace que el material del interior del huevo impida el paso del agua hacia el exterior y por lo tanto las bacterias y otros organismos. Una temperatura entre 43 y 49 °C es la más adecuada, ya que temperaturas mayores pueden causar grietas en la cáscara.
2. Debemos utilizar un detergente que sea a la vez germicida y desinfectante y que no se desactive con la dureza del agua como por ejemplo los productos a base de amonio cuaternario (Ver medicina preventiva).
3. Se debe cambiar con mucha frecuencia el agua de lavado, puesto que el agua sucia destruye el poder desinfectante del producto añadido.
4. Debemos enjuagar los huevos asperjándolos con agua ligeramente mas caliente que la empleada para el lavado, secándolos lo más rápido posible (Castello, 1970).

El antiguo lavado de los huevos por sumersión usado en la industria de aves de corral frecuentemente sirve para esparcir y multiplicar la contaminación bacteriana, si el agua de lavado está fría o es recirculada frecuentemente, con lo que se inactiva el desinfectante. Cuando el agua de lavado tiene una temperatura menor que la de los huevos, el agua de lavado y las bacterias asociadas son conducidas a través de los poros de la cáscara contaminando el huevo. Estos efectos de diferencia de temperatura se han utilizado para introducir agua a los huevos, si tienen perdida excesiva de peso (Gee, 1983) y antibióticos para controlar ciertas infecciones bacterianas trasmitidas a los huevos (Ekperigin y McCapes, 1977).

Ocasionalmente una psittácido puede romper los huevos, pero debe distinguirse entre un accidente y un rompimiento del huevo con cáscara delgada causada por una deficiencia en calcio; para esto se debe examinar los restos de la cáscara, si es delgada, deberá proporcionarse a la hembra una solución de calcio y vitamina D_3 en el agua de bebida o en otro alimento suave. Si el grosor de la cáscara es la normal, pueden ser retirados para evitar que se rompan, colocando huevos vacíos o infértiles en el nido y los fértiles en la incubadora o con otros padres, puesto que algunas aves pueden alimentar pollos de especies completamente diferentes (Rosemary, 1990).

El cuarto de incubación y crianza debe estar totalmente aislado de todas las aves y se usara únicamente para la incubación de los huevos y para la crianza de los pollos (Figura 5).

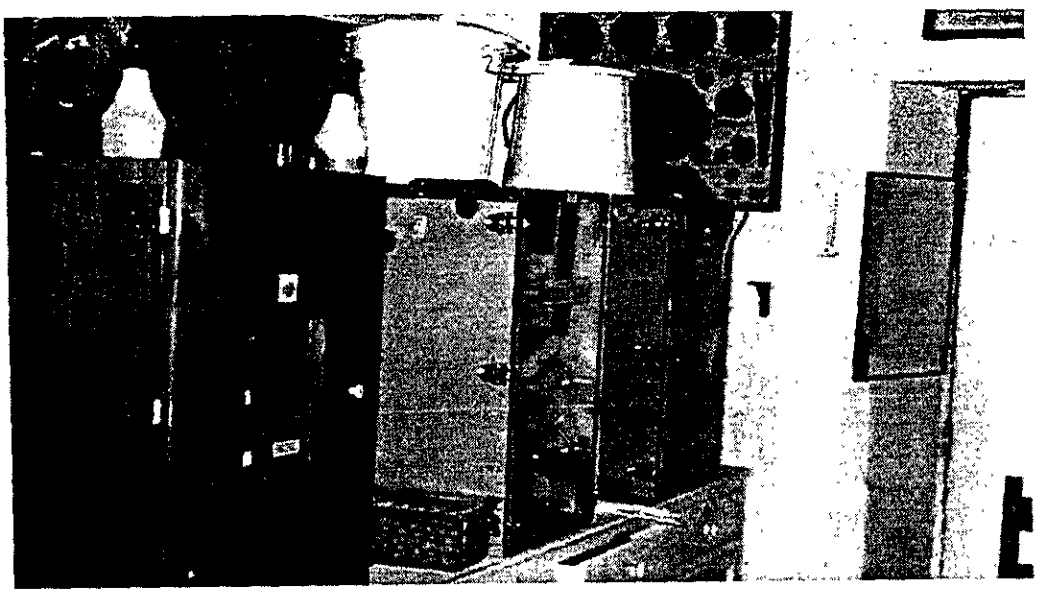


Figura 6. Cuarto de incubación.

Las incubadoras no deben ser colocadas en lugares donde los factores externos como los rayos del sol o el viento puedan afectar su funcionamiento y causen el sobrecalentamiento o enfriamiento de los huevos. Es preferible utilizar una incubadora que sea fácil de limpiar y en la cual la fuente de calor se encuentre en el centro, así el calor estará bien distribuido. Los huevos deben ser incubados entre los 36.9 y 37.5 °C en incubadora de aire forzado (Rosemary, 1990).

El manejo del cuarto de los pollos debe tener como objetivo principal la prevención de enfermedades. Los pollos que presentan deficiencia en el desarrollo del sistema inmune, una carencia de flora en el intestino al momento del desarrollo o bien que sus padres hayan estado expuestos a diferentes organismos patógenos o al estrés originado por una pobre alimentación o un inadecuado medio ambiente, pueden provocar el desarrollo de enfermedades, si los críos son colocados y mal manejados en el cuarto de incubación o en las nacedoras, lo que originaría una alta mortalidad (No. 11 lista INTERNET).

Se debe tener consideración especial en los aspectos higiénicos, ya que condiciones antihigiénicas pueden dejar moribundo al polluelo como resultado de una infección, puesto que las bacterias penetran al saco vitelino el cual es absorbido dentro del cuerpo del pollo antes del nacimiento. De igual manera las bacterias se multiplican en la yema, invaden el torrente sanguíneo y causan una intoxicación bacteriana generalizada que provoca la muerte (Rosemary, 1990).

La contaminación de la cáscara del huevo puede ocurrir en el nido o en la incubadora, pero es más frecuente durante un periodo de enfriamiento, entonces la constricción del tejido toma lugar y las bacterias presentes en la superficie de la cáscara penetran a través de los poros de esta. La invasión bacteriana puede también ocurrir a través de la cicatrización del ombligo de un pollo, especialmente si la humedad ha sido alta durante el periodo de incubación, con lo que una imperfecta cicatrización e inflamación del ombligo puede ser evidente, en este caso debe ser tratado con un polvo antibacterial. Es por ello que entre cada periodo de incubación, la incubadora debe ser esterilizada o fumigada, para esto se puede utilizar formalina (solución de formaldehído al 2%) o con cristales de permanganato de potasio (Rosemary, 1990).

Al virar los huevos se previene que el embrión se adhiera a la membrana de la cáscara. Si esto pasa su desarrollo puede ser fatalmente distorsionado o ser mal posicionado por la propia incubación. Los huevos deben ser virados al menos 3 veces al día o de preferencia cada 2 horas durante las primeras ¾ partes del período de incubación. El viraje directo de los huevos a mano tiene muchos riesgos, incluyendo su contaminación por microorganismos, daño por virar el huevo en la misma dirección provocando el torcimiento del embrión (Wilson y Wilmering, 1988).

El lampareo (Ovoscopia) es importante para determinar la edad aproximada de un huevo y su fertilidad, esta técnica tiene mejores resultados si se realiza en la oscuridad, así solo la luz que pasa a través del huevo es observada. La fertilidad se observa al rededor de los 4–7 días cuando puede ser vista una opacidad definitiva con vasos de sangre rojizos forrando la membrana. Si no se observa desarrollo después de 2 semanas de incubación, el huevo debe ser removido.

El índice de desarrollo embrionario depende directamente de la temperatura. Una temperatura inadecuada puede alterar el tiempo de incubación y dar como resultado una incompleta absorción de la yema (vitelo). Un pobre control sobre la temperatura y el peso del huevo son responsables de la mayoría de los fracasos en la incubación artificial (Klea, 1983). Casi toda la pérdida de peso es debido al trasporte de vapor de agua a través de la cáscara del huevo.

La humedad es muy importante, puesto que una excesiva humedad causa la muerte antes o después del nacimiento. Algunos criadores pesan los huevos durante la incubación para asegurar la correcta perdida de peso o ajustar la humedad y corregir cualquier error, esto basado en que un huevo normalmente pierde el 16% de su peso durante la incubación. El índice de perdida de peso puede ser controlado variando el nivel de humedad en la incubadora. Si se tiene poco aire dentro del huevo existe una excesiva humedad que se puede corregir disminuyendo la humedad en la incubadora, incrementándose así la pérdida de peso. Por el contrario, si se tiene mucho aire existe poca humedad, por lo que aumentando la humedad de la incubadora puede disminuirse el índice de evaporación a través de los poros del huevo (Weinheiner y Spotila, 1978).

Es importante llevar el registro del peso diario de cada pollo, los cuales deben estar debidamente identificados. Para el pesado de éstos se obtienen escalas que dan una interpretación digital – externa. Todos los pollos deben pesarse sobre un pedazo de papel limpio a la misma hora del día, con el buche vació, de preferencia antes de la primera alimentación en cada mañana. El incremento de peso puede ser pequeño los primeros días pero después de la segunda semana el peso ganado es generalmente grande.

Un huevo que presenta el cascarón estrellado pero no roto puede ser salvado con una delicada asistencia. Esto sucede cuando la humedad de incubación es baja y hay una excesiva perdida de agua, lo cual puede provocar el rompimiento de la propia lubricación de la membrana alrededor del pollo. Si después de 3 días de estrellado el huevo, el pollo no progresa en su rotación, este debe ser cuidadosamente ayudado, removiendo la cáscara al rededor de la línea de células de aire con un par de pinzas, humedeciendo ligeramente la membrana, cubriendo al polluelo con una niebla de agua destilada caliente y salina. Si las venas no presentan sangre en la membrana estas pueden ser cortadas y liberar así la cabeza. Ocasionalmente ocurren muertes cuando se asisten pollos los que no han reabsorbido aun la sangre desde los vasos de la membrana del huevo. El mejor momento para asistir a un pollo y evitar su muerte por desangre es poco antes de la eclosión, cuando la reabsorción de la yema es completa y el embrión esta vocalizando (Bucher y Barnhart, 1984).

Nacedoras

Una nacedora puede ser descrita simplemente como un contenedor con calor artificial para los pollos.

Los pollos deben ser colocados en las nacedoras antes de la segunda a la cuarta semana de edad, ya que los pollos grandes pueden sufrir estrés desde los primeros días de ser colocados en ellas y pueden no querer alimentarse (No. 11 lista INTERNET).

Una excelente opción es adquirir una incubadora de uso que puede conseguirse en hospitales para infantes, estas son costosas pero son ideales para los pollos jóvenes, que requieren de muchos cuidados y control de su ambiente. Cuando no es posible conseguirla, una alternativa es su construcción, hecha con una caja de madera lisa o algún otro material que sea fácil de limpiar, como la melanina, el plástico o el vidrio, ya que la higiene en el interior de las nacedoras es un factor esencial que se debe cuidar. Es preferible que el techo o alguna pared sea de vidrio, de esta manera podemos observar el interior sin necesidad de abrir la nacedora. El acceso a esta puede ser a través de una tapa con bisagra, un vidrio en la parte de enfrente que se deslice hacia los lados o a través de una gran puerta.

Una buena opción es la de adaptar una pecera, ya que esta es fácil de limpiar, además de que nos proporciona una buena visión del interior. El calor puede ser proporcionado a través de una placa térmica colocada por debajo de la pecera. Otra alternativa es la de colocar sobre la pecera una tapa hecha de madera o metal que contenga dos focos de color rojo, un termómetro y un swich. La ventaja del uso de dos focos es que si uno llega a fallar la temperatura puede conservarse. Los focos y el switch pueden ser fijados en el techo del nido a una distancia de 20 cm de los pollos (Alderton, 1989).

Si la fuente de calor se localiza en la parte superior la base del nido debe ser movible para facilitar su limpieza y si la fuente de calor se encuentra en el piso se debe construir un piso falso por encima de este, que de preferencia pueda deslizarse (Clubb y Clubb, 1986).

El foco debe ser colocado estratégicamente para evitar que los pollos puedan tener acceso a él. Debemos tener especial cuidado con los lories ya que gustan de explorar y alcanzar las superficies con sus lenguas.

Se calcula que en zonas templadas, si se colocan 2 focos de 40 wats unidos al switch y uno de ellos falla, la temperatura puede disminuir 10 °C en un periodo de 4 horas lo cuál traería consecuencias fatales para los pollos muy pequeños, por esta razón es preferible el uso de focos de 60 a 80 wats. Los focos pueden ser controlados por switchs diferentes, de esta manera un foco puede apagarse durante el día evitando así el sobrecalentamiento de los pollos y durante la noche ambos focos deben ser encendidos (Alderton, 1989).

Cuando no se dispone de energía eléctrica en la nacedora puede utilizarse un recipiente con agua caliente, únicamente de manera temporal ya que no puede mantenerse una temperatura constante. Algunos calentadores son hechos en casa con elementos eléctricos o luz, sin embargo los pollos frecuentemente resultan cocidos, termalmente lastimados por el efecto de la temperatura o congelados ya que es difícil mantener una temperatura precisa y constante (Stoddard,1988).

Es muy difícil poder estimar la temperatura adecuada para los pollos recién nacidos, para ello es necesario considerar un gran número de factores tales como la edad, el ambiente en el cuál se encuentran, la especie, los requerimientos individuales y el número de pollos que se encuentren dentro del nido (Alderton, 1989).

La temperatura de la nidada para pollos recién nacidos puede oscilar entre 35 y 36.5 °C para los primeros 2 días y posteriormente a partir de la segunda semana de edad puede disminuirse gradualmente en 1 o 2 grados hasta alcanzar la temperatura ambiente (32 a 33.5 °C) (Clubb y Clubb, 1986). El uso de un termómetro con hidrómetro es una excelente opción.

Si la temperatura es muy alta los pollos se retiran a una esquina del contenedor presentando síntomas como jadeo, desasosiego, hiperactividad, enrojecimiento y sequedad de la piel, además de que los pollos pequeños pueden morir en pocos minutos. Por el contrario, si la temperatura es baja, los pollos pueden parecer letárgicos y sentirse fríos al tacto, esto trae como consecuencia un escaso crecimiento de los pollos pobre movilidad del intestino, éxtasis del buche y otros desordenes digestivos, además de escalofríos e incluso la muerte (Club y Club, 1986). Un pollo que sufra un enfriamiento puede sobrevivir por algunas horas y si no fue sujeto a bajas temperaturas por un largo periodo puede ser reanimado rápidamente envolviéndolo en papel higiénico y colocándolo bajo una lámpara de luz infrarroja o bien en un nido o incubadora (Alderton, 1989).

La temperatura no es el único factor ambiental de importancia, la humedad también debe ser considerada. La atmósfera de las nacedoras deberá ser cálida y húmeda, para ello deberá colocarse dentro de la nacedora un recipiente de aproximadamente 10 cm de diámetro que contenga de 3 a 4 pulgadas de agua. El agua evaporada deberá ser restaurada tan pronto como sea posible (No. 11 lista INTERNET). La humedad adecuada dentro de las nacedoras es del 50 al 65% (Alderton, 1989).

La humedad es un factor con el cuál debemos tener un cuidado especial ya que puede presentarse algún crecimiento de hongos y bacterias que puede traer consecuencias fatales, una alternativa es adicionar un poco de sal al agua con ello se reduce el crecimiento de Pseudomonas y otras bacterias patógenas (Club y Club, 1986). La Clorexidina por su parte nos ayuda a inhibir el crecimiento de hongos (Alderton,1989).

Los niveles bajos de humedad en el nido pueden causar la compactación del buche. Si se observan masas endurecidas de alimento que no son digeridas o si la ingestión es lenta o anormal se le deben brindar fluidos al pollo para que este pueda digerir. Los pollos grandes pueden ser hidratados con una inyección vía subcutánea con Aminin (Merieux) (Alderton, 1989).

Para evitar muertes ocasionadas por una mala higiene debemos aplicar al pie de la letra los programas sanitarios y extremar las medidas higiénicas. El piso debe ser cubierto con aserrín que se cambiará diariamente. Todas las superficies deberán limpiarse diariamente con una franela o papel higiénico

Los pollos jóvenes deben colocarse sobre una franela, toalla o papel higiénico teniendo cuidado de que estos no contengan alguna substancia química, ya que algunas de ellas pueden causar daños en las patas. Las franelas y las toallas se deberán cambiar diariamente, mientras que el papel higiénico se cambiará después de cada comida, esto con el fin de observar el color y las condiciones de las heces.

Alimentación de los pollos

La alimentación de los pollos no es recomendable a menos que se tenga plena experiencia en la reproducción a mano, debido a que los pollos que no son alimentados por sus padres u otro perico, no crecen de la misma manera que los que si lo han sido, sea cual fuese la dieta que se maneje, ya que esta no puede producir las enzimas digestivas que son transmitidas de los padres a los hijos, razón por la cual los pollos son tan poderosos y pueden digerir enormes granos de alimento duro desde temprana edad. Si se da ese mismo alimento a aves criadas a mano, las semillas pueden llegar a compactarse y su sistema digestivo puede llegar a fallar o funcionar anormalmente (Rosemary, 1990) debido a que la flora normal del tracto gastrointestinal de los psittácidos contiene aproximadamente 40 organismos naturales que están íntegramente ligados con su salud y que también son proporcionados por sus padres (Clipshom, 1990).

El método más exitoso para criar pollos de guacamaya es cuando se les permite a los padres alimentar a los pollos por lo menos durante las dos primeras semanas. La alimentación de los padres asegura una correcta flora intestinal, inicia el aumento de peso en los polluelos y refuerza el comportamiento cuando el pollo en turno comience a criar sus propios pollos, ya que la alimentación natural de los padres previa a la alimentación a mano hace la diferencia física y fisiológica en aves productoras que llegan a ser buenas criadoras (No. 11 lista INTERNET).

Las manos deben estar limpias al momento de la alimentación. Los pollos no deben ser removidos de sus contenedores al menos que sea necesario y debe colocarse un papel limpio bajo cada cría cuando sea pesado.

Cuando se alimentan pollos de diferentes edades debemos empezar por los más pequeños ya que estos pierden el calor corporal más rápidamente además de que a los pollos jóvenes se les debe proporcionar el alimento caliente, aproximadamente a 43 °C (Alderton, 1989).

El alimento deberá ser preparado diariamente para que se encuentre fresco, de preferencia en pocas cantidades (solo debe prepararse lo que va a consumirse al momento de la alimentación).

Una dieta básica para los psittácidos es elaborada a través de una mezcla de cereal para bebé con cereal de germen de trigo; se toman ¾ partes este preparado y se mezclan con ¼ parte licuado de papaya y plátano (Alderton, 1989).

Una mezcla típica puede contener 100 gr de germen de cereal de trigo y 100 gr de una mezcla de vegetales tipo cereal para bebe la cual se mezcla muy bien con la fruta. La mezcla de fruta puede consistir de 300 gr de papaya y 100 de plátano mezclado con 300 ml de agua, todo esto se mezcla con el cereal y con 800 ml de agua calentando ligeramente. Se debe tener cuidado ya que un repentino cambio en la dieta puede provocar perdida de peso y un desorden digestivo con subsecuentes problemas, por lo cual es mejor continuar con la misma dieta (Rosemary, 1990).

La fruta, especialmente la papaya es un excelente auxiliar para la digestión y prevención de la compactación del buche, sin embargo el contenido proteínico de la fruta es muy bajo por lo cuál debe mezclarse con alimentos de gran contenido proteico como la soya.

La consistencia del alimento para los nuevos pollos debe ser tan diluida como la leche, ya que éstos no pueden digerir alimentos sólidos y posteriormente la consistencia deberá irse espesando gradualmente (Rosemary, 1990).

Para las especies que se alimentan básicamente de semillas como los periquitos australianos, la fruta debe ser omitida (Arnot, 1993).

También puede proporcionarse un 100% de la dieta mediante una formula comercial denominada Pret Bird, la cual además de cubrir los requerimientos alimenticios de los pollos de psittácidos, contiene las vitaminas, minerales y lacto bacilos necesarios para su buen desarrollo Com. Per. Miguel Costa.

La cantidad de alimento que debe ser brindada a los pollos recién nacidos es mínima y la frecuencia de alimentación o el tiempo de tránsito por el intestino depende del porcentaje sólido de la formula, su digestibilidad y densidad de calorías. Un pollo recién nacido puede ingerir la comida muy lentamente, por lo cuál debe ser envuelto en un suave papel de seda para evitar que haya enfriamiento por estar fuera del nido y prevenir la pérdida del calor del cuerpo especialmente por el contacto de las manos frías y asegurarnos que el alimento caiga sobre el papel.

La proteína requerida para los pollos de psittácidos, es desconocido pero se calcula que oscila entre un 20 y 25%. Si una dieta contiene cantidades excesivas de proteínas los riñones pueden sobrecargarse y haber dificultades para secretar el ácido úrico que es producido. Por otra parte el síndrome del riñón e hígado graso parece ser causado por una deficiencia de la biotina que es el principal efecto de una dieta baja en proteínas y por lo tanto alta en carbohidratos y grasas (Alderton, 1989).

La deficiencia de calcio por lo general tiene trágicas consecuencias para los pollos de todas las especies, por que esta deficiencia, probablemente es la responsable de muchas fallas reproductivas, por lo que los suplementos de calcio son esenciales. Si una hembra que tiene deficiencia de calcio es reproductora pondrá huevos con el cascarón blando u otras malformaciones y si los pollos llegasen a nacer pueden presentar raquitismo, estar tullidos de por vida o morir a temprana edad. Para evitar este tipo de deficiencias se sugiere administrar durante el periodo reproductivo suplementos de calcio en el agua para bebida y Vitamina D (Club y Club, 1986).

Los pollos criados a mano pueden obtener el calcio mediante un suplemento en polvo como MSA de Nekton o adicionando ocasionalmente algunas gotas de suplemento de calcio y vitamina D en el alimento después de que este ha sido calentado. La vitamina D es requerida para que el calcio sea absorbido. Los requerimientos de calcio para los pollos de grandes especies son mayores a las de las especies pequeñas (Alderton, 1989).

Los pollos de psittácidos producen una respuesta al alimento cuando las comisuras del pico están en contacto, así la acción de sacudir cierra la glotis y el alimento pasa dentro del buche. Algunas pipetas de plástico son usadas por algunos criadores, sin embargo éstas sólo pueden retener unos pocos mililitros de alimento, lo que provoca que sean sumergidas en varias ocasiones dentro del contenedor del alimento, aumentando el potencial de dispersión de enfermedades por contaminación del alimento. Las jeringas de varios tamaños pueden ser utilizadas para gotear lentamente el alimento correspondiente para el ave. Cualquier implemento usado debe ser desinfectado entre cada alimentación y reemplazado periódicamente (Low, 1987).

En años recientes se ha demostrado que ***Lactobacillus acidophilus*** puede incrementar la digestión del alimento para los pollos de psittácidos, esto debido a que estas inofensivas bacterias pueden ocupar el tracto intestinal para prevenir enfermedades causadas por bacterias, levaduras y otros patógenos (Alderton, 1989).

Las guacamayas tienen un vigoroso movimiento cuando reciben su alimento, esto puede provocar que el alimento sea embarrado en las plumas cercanas al pico y bajo de este, por lo cual después de alimentarla, debe ser limpiada inmediatamente porque es difícil remover el alimento una vez seco, además de causa estrés en el pollo. Si el alimento esta seco puede removerse con agua caliente. Después de tres años de edad las guacamayas pueden ser rociadas con agua caliente para conservar su plumaje en buen estado (Rosemary, 1990).

El agua de bebida de los psittácidos debe ser baje en coliformes, ya que las aves adultas se pueden acostumbrar a altos niveles de ***E. coli*** u otros coliformes presentes en ella, sin embargo en los pollos se pueden desarrollar enfermedades clínicas que pueden causarles la muerte.

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Según Beissinger (1994), los pinzones de África y los psittácidos de todo el mundo son las aves silvestres más comercializadas, de estos los psittácidos son los que dejan la partida monetaria más grande por su comercialización.

En base a los archivos del Departamento de Certificados CITES y permisos de Importación y Exportación del INE, perteneciente a la SEMARNAP, se pudo constatar que uno de los grupos de aves más demandados como mascotas son los psittácidos, ya que solo en 1999, se autorizó la entrada de 5860 ejemplares, cantidad alta si consideramos que en ese año eran pocos los países podían cubrir las disposiciones sanitarias establecidas por la SAGAR. Sin embargo, se espera superar esta cantidad, ya que actualmente son varios países los que cubren dichas disposiciones.

En cuanto a las instalaciones se refiere, mediante la visita y/o estancia en UMAS de modalidad intensiva pudimos observar que la mayoría de las UMAS de psittácidos en México, utilizan los aviarios de piso tanto para especies pequeñas como para grandes. Algunas especies pequeñas como las pertenecientes a los géneros ***Aratinga, Agapornis, Neophema*** y ***Nimphicus***, se crían de manera comunitaria colocando varias parejas de la misma especie en un aviario de piso con suficientes nidos. De igual manera pudimos observar que algunas UMAS de modalidad intensiva comienzan a utilizar jaulas suspendidas para la reproducción de especies como guacamayas, loros del género ***Amazona*** y el loro gris africano, sin embargo este tipo de albergue no es muy conocido y son principalmente los nuevos aviarios los que lo han implementado, lo que nos ha permitido observar las características y ventajas de los albergues, entre las cuales se destaca que en este tipo de aviarios se puede llevar un efectivo programa de medicina preventiva, ya que los desechos de las aves caen directamente al suelo y lo que se queda en la jaula puede ser fácilmente removido mediante un lavado con manguera, la comida y el agua pueden suministrarse desde afuera y las observaciones del nido también pueden realizarse desde afuera. Asimismo las jaulas suspendidas permiten un mejor aprovechamiento del espacio y su costo es menor. Por otro lado por medio de consultas vía INTERNET a páginas de asociaciones que se dedican al manejo de psittácidos en cautiverio pudimos constatar los beneficios y el éxito reproductivo que se ha tenido con este tipo de instalaciones en Estados Unidos de América.

El estado nutricional de los psittácidos es fundamental para el éxito en su manejo, por lo que no se debe confundir calidad con cantidad de alimento. De acuerdo en lo indicado en la bibliografía y por medio de consultas vía INTERNET a páginas de asociaciones que se dedican al manejo de psittácidos en cautiverio así como a lo observado en las UMAS que reproducen estas aves, se determino que para la elaboración de una dieta deben considerarse la especie, la edad del ejemplar y la época del año, siendo necesario que en época de reproducción e invierno se aumenten los niveles de grasa y proteínas, en cambio para el resto del año lo esencial son los alimentos energéticos y bajos en grasas. Cada criador elabora las dietas para sus aves balanceándola de acuerdo con las frutas de temporada que puede conseguir y a sus recursos económicos con que se dispone para este fin.

La medicina preventiva es el método más efectivo para la obtención de ejemplares exentos de enfermedades mediante una atención especial en los cuidados higiénicos, vacunación, medicación y adecuada nutrición con aislamientos y saneamientos rigurosos (Dwight, 1979). En las visitas realizadas a las UMAS y zoológicos, así como en las conversaciones con personal encargado de las colecciones de aves pudimos observar que siguiendo un adecuado programa de medicina preventiva muy difícilmente llega a presentarse enfermedades en los aviarios, por lo cuál al preguntarles sobre las enfermedades que se han presentado en sus aviarios y los tratamientos aplicados en cada caso, nos dijeron que los programas de medicina preventiva aplicados en las UMAS les han servido para que no se presenten enfermedades es por ello que en caso de presentarse alguna enfermedad la manejarían de acuerdo a lo indicado en la bibliografía.

De acuerdo a las características que presenta cada sistema de marcaje y en base a las observaciones de personas que mantienen psittácidos en cautiverio, se observó que para las crías de psittácidos el anillo cerrado es el sistema más indicado para certificar la legal procedencia de las aves, este se coloca en los primeros días de vida del ave y conforme este crece y se engrosa su tarso es imposible su extracción sin dañar ala ave. Sin embargo este método no se recomienda para aves adultas ya que es muy probable que al sentir el anillo como un objeto extraño se lo arranquen, llegándose a lastimar su pata, para estas aves el Chip es el método más recomendable.

La mayoría de los miembros de la familia Psittacidae no presentan dimorfismo sexual, es decir variaciones en su colorido y diseño de sus plumas que nos permitan diferenciar los sexos. Por ello se han diseñado diversos métodos que nos permiten conocer el sexo de estas aves, de los cuales de acuerdo a sus características, la determinación del sexo mediante una intervención quirúrgica es la técnica mas adecuada, ya que este método realizado por un especialista además de permitirnos saber el sexo de cualquier especie nos da a conocer la madurez de las gónadas, así como encontrar algún tipo de padecimiento mediante la observación del pulmón, hígado, glándula adrenal, intestinos etc. De igual manera consideramos que la cirugía sin el uso de anestesia es mas segura, ya que pudimos colaborar en cirugías donde se aplicaba anestesia y en otras donde no se aplicaba, observando que la aplicación de anestesia de forma inyectada requiere de un buen manejo de la dosis y un chequeo constante del ejemplar y la recuperación es mas abrupta y larga que cuando se realiza sin anestesia, en la cuál a los pocos minutos después de realizar la cirugía, el ave comienza a comer. Por otro lado la determinación del sexo de forma genética tiene la desventaja de que aún no se realiza en México y tienen características que no necesariamente se deben aplicar en psittácidos, sino en especies en las cuáles sus poblaciones silvestres son tan pequeñas que se debe tener un control muy estricto sobre sus lazos sanguíneos para evitar problemas de consanguinidad.

De acuerdo con lo indicado en la bibliografía y a lo observado en las UMAS que reproducen psitácidos, la producción de especies del género ***Amazona,*** loro gris Africano, guacamayas y cacatúas puede incrementarse mediante la incubación artificial y crianza a mano de los pollos, ya que normalmente los huevos se pierden por descuido de los padres, depredación, condiciones ambientales extremas e infecciones transmitidas de los padres a los pollos, que pueden evitarse. De igual forma muchas parejas ponen una segunda y tercer puesta para reemplazar los huevos que han sido extraídos. También se pudo observar que los ejemplares criados a mano son mejores mascotas, sin embargo es más difícil la reproducción de aves muy improntadas ya que no presentan el comportamiento reproductivo transmito por sus padres. Para especies pequeñas como las de los géneros ***Aratingas, Agaporins*** y **Nimphicus** que se crían en aviarios de piso en colonias, no es redituable la crianza a mano, ya que el tiempo requerido para criar un psittácido a mano es largo y no lo justifica su precio.

CONCLUSIONES

1. La familia Psittacidae es el grupo de aves que tienen mayor demanda como mascota o ave de compañía, tanto en el mercado nacional como en el internacional.

2. Las jaulas suspendidas son los albergues mas adecuados para la reproducción intensiva de psittácidos tales como los del género ***Amazona***, el loro gris africano y las guacamayas; en cambio en los aviarios de piso, se obtienen mejores resultados en la reproducción de cacatúas, agapornis y ninfas.

3. La dieta debe modificarse para cubrir las necesidades nutricionales de cada etapa, dependiendo de la edad, época del año y ciclo reproductivo.

4. Un efectivo programa de medicina preventiva es la forma mas eficaz de manejar un centro de reproducción de fauna silvestre.

5. El anillo cerrado es el sistema de marcaje mas apropiado para pollos de psittácidos reproducidos en cautiverio.

6. La cirugía es el método mas eficaz para determinar el sexo de cualquier especie de psittácidos.

7. La reproducción artificial y crianza a mano aumentan la producción de ejemplares para mascota de especies como las grandes guacamayas, el loro gris africano, los loros del género ***Amazona*** y las cacatúas. En cambio la reproducción natural es la mas recomendable para obtener aves como pie de cría.

RECOMENDACIONES

- *Promover programas de educación ambiental, enfocados a la adquisición de ejemplares* de fauna silvestre producto de la reproducción en UMAS o importadas legalmente.

- Previa a la adquisición de ejemplares de psittácidos fauna silvestre se deberán contemplar *las condiciones mínimas necesarias para proporcionarles el confort necesario.*

- Fomentar la creación de Unidades de reproducción de estas aves en cautiverio de manera sustentable para evitar la extracción de ejemplares de su medio ambiente.

BIBLIOGRAFIA

Soto P. Ernesto y Amy Camacho, 1996; Reproducción de guacamayas en cautiverio (Género ***Ara***). Africam Safari. Memorias de la reunión nacional de criaderos intensivos, SEMARNAP, México, pp. 278-284.

Alderton David, 1989; A Birdkeeper´s guide to long tailled parrots, Ed. Tetra Press; USA.

Alderton David, 1989; Parrots and macaws. Tetra Press, 95 pp.

American Ornithologist's Union, 1983; Check-List of north american birds. 6th. ed. Ed. A.O.U., Washington, D.C., USA.

Arnot Thomas, 1993; Atlas of conures, Ed. T.f.h, USA 352 pp.

Austin Oliver Jr., 1994; Familia de aves, Ed. Trillas, México, 210 pp.

Bates J. Henry, 1978; Parrots and related birds, 3ª ed., Ed. Tfh; U.S.A., 543 pp.

Beissinger Steven, 1994; Declaración sobre el uso sostenible y el comercio de las aves, Yale University Press, U.S.A., 10 pp.

Bucher T. L. Y M. C. Barnhart, 1984; Varied eggs gas conductance, air cell gas tensions and development in *Agapornis roseicollis,* Respiration Physiology, No. 55, pág. 277-289.

Burnham W., 1983; Artificial incubation of falcon eggs, Wildlife Manegement, No. 47, pág. 158-168.

Burton Philip, 1989; Birds of prey, Dragon´s World Ltd, USA, 132 pp.

Calendario para la Captura, Transporte y Aprovechamiento de Aves Canoras y de Ornato para la Temporada 1997-1998. 26 pp.

Calnek B.W., 1995; Enfermedades de las aves, Ed. Manual Moderno, México, 1146 pp.

Cantú J. Carlos y M. E. Sánchez, 1996; El mercado de Sonora de la Ciudad de México, Naturaleza y Tráfico Vol. 1 No. 1, pág. 11-21.

Castello Ll. José Antonio, 1970; Alojamiento y manejo de las aves, Real Escuela Oficial y Superior de Avicultura; Barcelona, España, 779 pp.

CITES, 1984; Manual técnico de manejo para los Centros de Rescate y Rehabilitación CITES, para fauna y flora silvestre. CITES, USA.

Checklist of CITES species, 1998; World Conservation Monitoring Centre, Joint Nature Conservation Comittee. 312 pp.

CIPAMEX, 1989; Aves mexicanas posibles a calificarse como amenazadas o en peligro de extinción, Cuauhtli, Vol. 1, No. 1, pág. 3-4.

Clapp, R. B., 1975; Birds imported intro the United States in 1972, Species Scientific Report, Wildlife No. 148, USA. Dept. Interior Washington, D.C. 99 pp.

Clipshom, 1990, citado en Alderton, 1989; A Birdkeeper´s guide to long tailled parrots, Ed. Tetra Press; USA.

Clubb S. L y Clubb K. J. 1986; Psittacine pediatrics, Proceedings of the Asocciation of Avian Veterinarians, pág. 317-332.

Clubb Alman, 1997; Avian medicine and surgery, Ed. Sannder, U.S.A.

Coborn John, 1994; Conoce y cuida tu agapornis. Ed. Hispano Europea; Barcelona, España, 64 pp.

Cowie A., 1980; Manual para el cuidado y tratamiento de animales exóticos y de compañía; Ed. Acribia, Zaragoza, pp. 256.

Cutler B. A.; T. E. Roudybush; K. D. Shannon, 1985; Viability of Cockatiel (*Nimphicus hollandicus*)eggs stored up to ten days under several conditions In: 34 th. Western Poultry Diseases Conference, pág. 104-106.

Davis Jhon Anderson; R. Kaskard; Trainer O., 1977; Enfermedades infecciosas y parasitarias de las aves silvestres, Ed. Acribia, España, 351 pp.

DOMEFAUNA Equipos Especiales, 1993; "Periquitos", Ed. Vecchi; Barcelona, España, 125 pp.

Dwight Schwartz, 1979; Manual de sanidad avícola, Unión Tipográfica, Ed. Hispano Americana, México, pp. 129.

Ekperigin H. E y R. H. McCapes, 1978; Preincubationdipping of turkey hatching eggs I. Effect of shell treatment on amount and variability of fluid intake, Avian disease, No. 21, pág. 596-604.

Enkerlin, 1996; Proyecto Nacional de conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los psittácidos en México, SEMARNAP, 28 pp.

Escalante Patricia y A. T. Peterson, 1993; Geographic variation and species limits in middle American Woonnymphs (Thalurania), Wilson Bull, Vol. 104, pág 205-219.

Estudillo L. Jesús, 1994; Pericos, México Desconocido, No. 13, Edición especial, pág. 59-60.

Estupiñan J., 1983; Limpieza y desinfección en cuarentenas II, Curso regional de Cuarentena animal, 6 de Noviembre – 2 de Diciembre, México, 1983.

Flammer K., 1984; Hatching problems in psittacine birds, American Federation of Aviculture Veterinary Seminar Proceedings, pág. 1-7.

Forshaw Joshep M. 1978; Parrots of the world, T.F.H. Publication, U.S.A.

Freiberg A. Marcos, 1973; El mundo de las aves, Ed. Albatros; Buenos Aires, Argentina, pp. 81.

Gaviño G., 1985; Manual de procedimientos de identificación en animales de zoológico. TESIS, UNAM.

Gee, G.F., 1983; Crane Reproductive physiology and conservation, Zoo Biology, No. 2, pág. 199-213.

Gobbi José, 1996; Parrot smuggling across the Texas – México border, TRAFFIC, USA, 31 pp.

Gordon R. F., 1985; Enfermedades de las aves, 2 ed. Ed. El Manual Moderno S.A. de C. V., México D.F. 383 pp.

Hagrave, 1970; citado en SEMARNAP, 1998; Proyecto Nacional de conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los psittácidos en México, SEMARNAP, México, 15 pp.

Harris Jack C. 1993; Carolinas, Ed. Hispano Europeo; Barcelona, España, 96 pp.

Herbert R. Axelrod, 1993; Los loros, Ed. Hispano Europeo; Barcelona España, 128 pp.

Howell y Webb. 1995; A guide to the birds of México and Northonn America, Oxford University Press, USA, 851 pp.

IATA; 1997; Reglamento para el transporte de animales vivos, 24ª ed, IATA, CITES, O.I.E.; Montreal, Ginebra, p. 371

INE (Instituto Nacional de Ecología), 1996; Memorias de la reunión nacional de criaderos intensivos, SEMARNAP, México, 150 pp.

INE (Instituto Nacional de Ecología), 1998; Conservación de la biodiversidad en áreas naturales protegidas selectas en México, SEMARNAP, México 19 pp.

INE (Instituto Nacional de Ecología), 1999; Las aves canoras y de ornato: gorriones, loros cotorras, guacamayas, calandrias, cardenales y afines, Memorias sobre el primer taller de aves canoras y de ornato en vida libre realizado en Coahuayana, Michoacán, 70 pp.

Juárez C. Alejo, 1998; Manejo y aprovechamiento de psittácidos bajo condiciones de cautiverio, SEMARNAP, México.

Kelly, Michael, 1994; Tu primer agapornis. Ed.Hispano Europea, Barcelona, España, 31 pp.

Klea, J. A. 1983; Artificial incubations problems and solutions, International Foundationfor the Conservation of Birds Symposium, pág. 223-237.

Levinson Danny, 1995; Bird sexing surgical vs DNA, The Official Journal of exotic birds breeder asociation of America June-July; USA, pág 1-4.

Low R. (1987); Hand-rearing Parrots;Blandfordpress,Dorset,U. K.

López G. Roberto, 1997; Pericos en peligro II. Hablando de mascotas, Vol. 2, No. 10, pág. 58-64.

Macip Conrado, 1996; Criadero de aves exóticas en Cancún, Memorias de la reunión nacional de criaderos intensivos, SEMARNAP, México, pp. 14-29.

Maineros, 1994; citado en SEMARNAP, 1998; Proyecto Nacional de conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los psittácidos en México, SEMARNAP, México, 28 pp.

Makcey J. I., 1983; Tratamiento y procedimientos de cuarentena, Programa de Adiestramiento de Salud Animal para América Latina (PROASA), OPS/OMS Washington, D. C.

Mark M. Richard, 1981; Guía de las aves de ornato, Ed. Omega; Barcelona, España.

Medina C. Glenda, 1982; Clave para los psittácidos (loros, guacamayos, pericos) de Venezuela, Ministerio del Ambiente y de los Recursos Naturales Renovables, Caracas, Venezuela, 25 pp.

Méndez M. Sergio, 1994; Evite comprar fauna silvestre, México Desconocido, No. 13, Edición especial, pág. 15-25.

Mittermeier R.A. y C. Goettsh, 1992; La importancia de la diversidad biológica de México, citado en Sarukhan J. Y Dirzo (comps) México ante los retos de la biodiversidad, CONABIO, México, pág. 63-74.

Moctezuma O. Oscar, 1992; Fauna mexicana en peligro de extinción, México Desconocido, No. 185, pág. 30-39.

Moctezuma O. Oscar, 1994; ¿Por qué desaparece nuestra fauna?, México Desconocido, No. 13 Edición especial, pág. 15-25.

Navarro G. Adolfo, 1993; Patrones de riqueza y endemismos de las aves, Ciencias, Número especial, pág. 45-53.

OPSL (Organización Panamericana de Salud Latinoamericana), 1986; Programa de adiestramiento en salud animal para América Latina, Cuarentena animal, Vol. 3, 1105 pp.

Palazuelos, P. 1983; Normas técnicas en relación a construcción y equipamiento de zoológicos, Tomo I, Subsecretaría Forestal y de Fauna Silvestre, México.

Paradise R. Paul, 1995; Los loros amazónicos. Ed. Hispano Europea, Barcelona, España, 96 pp.

Parker Dennis, 1995; Loros, Ed. Hispano Europea, Barcelona, España, 96 pp.

Peters J., 1994; Tu carolina. Ed. Hispano Europea; Barcelona, España.

Peterson T. Roger, 1994; Aves de México, Ed, DIANA, USA, 192 pp.

Rahn H., 1974; The avian egg: incubation time and water loss, Condor, No. 76, pág. 147-152.

Ramos A. Mario, 1982; El comercio y la explotación de aves silvestres vivas en México, Instituto Nacional de Investigaciones sobre recursos bióticos, México, 20 pp.

Robles Gil, 1989; El libro de las Aves de México, Ed. Vitro S.A., Monterrey, México.

Rodríguez, 1986; citado en SEMARNAP, 1998; Proyecto Nacional de conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los psittácidos en México, SEMARNAP, 28 pp.

Rodríguez M. Vicente, 1982; Aves del parque nacional natural los Katios, Proyecto ICA – INDERENA – USDA; Chaco, Colombia, pp. 328.

Rosemary Low, 1990; The complet book of makaws, Ed. Barronds, USA. 144 pp.

Ruíz A., 1982; Limpieza y desinfección en cuarentenas I, Curso regional de cuarentena animal del 11 de Abril al 6 de Mayo, Caracas, Venezuela.

Rupley, 1997; Manual of avian practic, Ed. Sannder, U.S.A.

Rusell A. D., Yarnych V.S,. Koulikovskii A. V., 1984; Guidelines of desinfection in animal husbandry for prevention and control of zoonotic diseases WHO/VPH/84.4, Geneva.

SAGDR NOM-051-ZOO-1995. Trato humanitario en la movilización de animales, Lunes 23 de marzo de 1998.

SARH, 1982; Guía de identificación de aves canoras y de ornato, SARH, México, 61 pp.

Schmidt W, 1984; Characteristics and uses of chlorines, iodophors, quaternary and moniums and hot water. Proceedings sanitizers and desinfectants. American Academy of Veterinary Preventive Medicine Seminar.

SEDESOL NOM-059-ECOL-1994, que determina las especies y subespecies de flora y fauna silvestres terrestre y acuática en peligro de extinción, amenazadas, raras y las sujetas a protección especial y que establece especificaciones para su protección, 60 pp.

SEMARNAP, 1996; Proyecto de áreas naturales protegidas de México 1995-2000. Area de Asesoría Económica para Ecosistemas Naturales de la presidencia del INE de la Dirección de Informática de la Dirección General de Gestión e Información Ambiental y de la Coordinación de Participación Social y Publicaciones, México, 138 pp.

SEMARNAP, 1997; Programa de la conservación de la vida silvestre y diversificación productiva del sector rural, SEMARNAP, 207 pp.

SEMARNAP, 1998; Proyecto Nacional de conservación manejo y aprovechamiento sustentable de los psittácidos en México, SEMARNAP, 28 pp.

Sibley G. Charles and Burt L. Monroe, Distribution and Taxonomy of birds on the World, Yale University Press; New Haven, London, pp. 328.

Silva H., 1992; Las cotorras, Ed. Hispano Europeo, Barcelona, España, 127 pp.

Solorzano V. 1996; El Microchip electrónico ahora llega hasta nuestras mascotas, Primera reunión nacional de criaderos, INE/SEMARNAP, México.

Steiner V. Charles y Davis V. Richards, 1985; Patología de las aves enjauladas, Ed. Acribia; Zaragoza, España, 165 pp.

Stoddard H. L. 1988; Avian pediatric Seminar, Avian pediatric Seminar proceedings (Suplement) pág. 1-19.

Subsecretaría de Flora y Fauna, 1982; citado en SEMARNAP, 1998; Proyecto Nacional de conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los psittácidos en México, SEMARNAP, México, 28 pp.

Synder Noel, 1994; La cría en cautiverio como medida de recuperación, APC, U.S.A., 10 pp.

Thomson James, 1992; El mundo de los loros, Ed. Hispano Europea, Barcelona, España, 159 pp.

Teitler R. 1996; El yaco o loro gris africano, Ed. Hispano Europea; Barcelona, España, 96 pp.

Toledo Víctor, 1988; La diversidad biológica de México, Ciencia y Desarrollo, Vol. XIV, No. 81, pág. 17-30

Van Der Heyden, 1987; Artificial incubation, Bird World, Vol. 9 No. 5, pág. 62-65.

Van T. Josselyn, 1996; Fundamentals of ornithology, Wiley Intercience Publication, USA, 805 pp.

Velarde G. Enriqueta citado en Cháves Castañeda Nohemí, 1996, Catalogo de aves no passeriformes de la colección ornitológica del Instituto de Biología, UNAM, Instituto de Biología/UNAM, México.

Velázquez N. Vicente, 1987; V Simposium sobre Fauna Silvestre (Memorias) UNAM/FMVZ, México, pág.g 249-253.

Vera A. 1982; Manual de procedimientos No. 5 Sección de saneamiento I.M.V.; La Habana, Cuba.

Verson Frank, 1992; El mundo de los periquitos, Ed. Hispano Europea; Barcelona, España.

Vriends M., 1991; Agapornis, Ed. Hispano Europea: Barcelona, España, 118 pp.

Wailly Philippe, 1977; Enfermedades de los pájaros de jaula y pajarera. Ed. Acribia; Zaragoza, España, 136 pp.

Weinheimer C. A y Spotila J. R. 1978; Shell resistance and evporative water loss from bird eggs: Effects of wind speed and egg size, American Zoologist No. 18, pág. 636 (Abstract).

Wilson H. R. Y R. F. Wilmering, 1988; Hatchability as affected by egg turning in high density plastic egg flats during the last of incubation, Poultry science, No. 67, pág. 685-688.

Wissman A. Margaret, 1998; How safe is like, Bird talk, Vol. XVI, No. 1, pág. 108-109.

Wolfgang de Grall, 1995; Papagayos, Ed. Omega; Barcelona, España, 295 pp.

INTERNET

1. Animal stop.
http://www.animalstop.com/cage.html

2. Alicia and Bruce Mc. Watters. Nutritional dieta psittacine.
http:keyinfo.com/bird/pages/articles/diet.html.

3. Davidson Gary. One hundred years of sexing your birds.
http:www.primenet.com/~macaws/sexing.htm

4. Deborah Wisti.- Peterson. Answers to frecuently asked questions about lories and lorikeets. (Loryfaq)
http://weber.u.washington.edu/-nyneve/loryFAQ.html

5. Dick Schroeder. Lories & lorikeet.
http://www.upatsis.com/faq/loryfaq.html

6. Identification methods in parrots
http://pubnix.net/~mhagen/docu/id.html

7. Jude Vaughan. Australian lorikeets.
http:www.upatsix.com/faq/loryfaq.html

8. Mark Hagen M.A.G. Artificial incubation applied to small numbers of altricial bird eggs
http://pubnix.net/~mhaen/docu/incub1.html

9. Michael Anderson. Cockatiels Parte I.
http://www.parrotsociety.org.au/articles/art_041.htm

10. Moreno O. Enrique. Las vitaminas y las aves, Revista de ornitología Focde.
http://wwwconf.org/focde/revista/artículos/vitaminas.htm

11. Pssittacine pediatrichs housing and feeding of baby parrots part 2.
http://www.pubnix.net/~mhagen/docu/psittac2.htm3l

12. Ronal H. Henson. Super foot
http://www.realmacaw.com/superfood.html

13. Ontiveros S. Jesús, 1996; El debate de Guamúchil.
http://www.debate.com.mx/reportajes/fauna en.htm

14. The Aquisition, husbandry and breeding of common Amazons: Part 3.
http://www pubnix.net/~mhagen/docu/amazons3.html

15. Tony Vaughan. Heavy metal poisoning.
http://www.parrotsociety.org.au/articles/art_006.html.

ANEXO I

Aratinga canicularis (Linneo, 1758)

Perico atolero, perico frentiroja, periquillo común.

Descripción: Esta especie mide de 225 -250 mm. Los adultos presentan un color verde brillante; la parte superior del cuello y pecho es verde olivo pálido, abdomen amarillo verdoso; poseen un parche naranja en la frente continuado por un área azul en la corona; las plumas cobertoras del ala son verde amarillento y las grandes plumas de vuelo azules con remigios azul intenso, extremos y plumón bordeados con negro; la cola es larga y punteada; iris es de color amarillo y al igual que el orbital se encuentra desnudo y bordeado de plumas anaranjadas; el pico es de rojizo a blanco rosado y las patas castañas. Los individuos juveniles son similares a los adultos pero con las plumas anaranjadas de la frente reducidas (SARH, 1982; Freiberg, 1973; Peterson, 1994).

Distribución: Se distribuye por tierras aztecas, en la vertiente pacífica del Istmo de Tehuantepec, desde Sinaloa y oeste de Durango hacia el Sur hasta el oeste de Costa Rica en América central. En México se le localiza en los estados de Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán, Guerrero, Oaxaca y Chiapas (Peterson, 1994).

Hábitat: Esta ave se observa en la selva mediana alta perennifolia, caducifolia, subcaducifolia, bosques de zonas secas, ecotomos y matorrales. Pasada la época de reproducción forman grandes parvadas que acuden a cultivos frutales y de maíz causando serios daños (Peterson, 1994).

Comportamiento: Es una especie gregaria; en época de reproducción se le observa en parejas y para la búsqueda de alimento se agrupan a dos o tres parejas más, esta búsqueda es muy característica ya que en época de anidación las aves hacen viajes a los sitios de alimentación en repetidas ocasiones durante el día; fuera de la época de reproducción los viajes a los bosques son por la mañana, haciendo visitas a los campos de cultivo al medio día y regresan a sus agujeros a beber y descansar para posteriormente regresar a los sitios de alimentación.

Reproducción: Las parvadas se rompen para formar parejas aproximadamente a mediados de abril. Anidan en los huecos de los árboles especialmente en los desocupados por pájaros carpinteros, sin embargo se han encontrado en menor proporción en nidos creados en los montículos de termitas, en los cuáles obtienen abrigo y alimento para sus polluelos en las primeras etapas de su vida. Los huecos tienen aproximadamente 7 cm de diámetro. Ambos sexos participan en la excavación del nido utilizando sus patas, tardando una semana en su elaboración, una vez terminado el nido las aves tardan en ocuparlo una semana y media posiblemente previniendo un ataque por parte de las termitas; ponen de 3 a 5 huevos, el tiempo de incubación dura 30 días y solo la hembra los empolla. Los jóvenes abandonan el nido seis semanas después de haber eclosionado. El período de reproducción va de diciembre a mayo.

Situación actual: Es una especie autorizada para su aprovechamiento en el Calendario Cinegético y de Aprovechamiento de Aves Canoras y enlistada en el Apéndice II de la CITES.

Perico atolero (***Aratinga canicularis)***

Amazona oratrix (Ridgway, 1887)

Loro cabeza amarilla

Descripción: Esta especie llega a medir de 32-38 cm. El plumaje de su cuerpo es de color verde más pálido y amarillo en las partes bajas; su copete es amarillo y tiene algunas plumas amarillas alrededor de los ojos; el plumaje sobre los oídos y las mejillas es verde esmeralda brillante; las plumas de la nuca y el cuello de la espalda son verdes con orillas negruzcas; las patas cubiertas de plumaje verdes con algo de amarillo, el doblez del ala es rojo; la orilla del hueso carpiano es verde amarillento; las plumas primarias y secundarias verdes tornándose en tonalidades azul violácea hacia la punta; en la base de las cinco plumas secundarias tienen un aspecto rojo; debajo del ala y el dorso de las plumas de vuelo son verdes; las de la cola presentan amarillo en la punta; las laterales básicamente con rojo en la piel, interior del ala y las plumas hacia afuera delineadas con azul (Peterson, 1994).

Distribución: Se distribuye en el C de México, S de Nuevo León y Tamaulipas hasta Veracruz y Tabasco. Así como en el extremo NO de Belice y Trinidad, S de la cuenca del Amazonas, E de Perú y Venezuela. (Sibley, 1990).

Hábitat: Habita en bosques deciduos, húmedos y de pino, tierras bajas, campo abierto, sabanas y tierras de cultivo (Sibley, 1990).

Situación actual: Esta especie es catalogada bajo protección especial de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-1994, además se incluye dentro del Apéndice II de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas (CITES).

Rhynchopsita pachyrhyncha (Swainson, 1827)

Cotorra serrana occidental

Descripción: Esta especie mide de 375 a 400 mm. Es una cotorra robusta con la cola larga y puntiaguda o en forma de cuña; su pico es muy fuerte de color negro; la frente y parte del ala son rojas. Cuando vuela se le puede observar una raya amarillo brillante debajo del ala (Peterson, 1994).

Distribución: En época de reproducción se encuentra en las altas elevaciones de la Sierra Madre Oriental del NO de México, NO de Chihuahua y NE de Sonora hasta el NO de Durango. En invierno la encontramos en Durango, Sinaloa, Nayarit, Jalisco y a través del E del Eje transvolcanico de Colima y Michoacán (Zinder y Col, 1999).

Hábitat: Bosques templados de confieras como pino, pino-roble y abeto desde los 1200 a 3500 msnm (Zinder y Col, 1999).

Comportamiento: Vuelan rápidamente con regulares aletazos, aunque son capaces de realizar cortos periodos de planeo. Las parejas defienden fuertemente la proximidad del los hoyos de anidación (Zinder y Col, 1999).

Reproducción: Esta ave alcanza su madurez sexual a los tres años, pone de dos a tres huevos, anida en los árboles muertos y utiliza los huecos hechos por los pájaros carpinteros. La hembra tiende a encubar y el macho a alimentar a la hembra y las crías.

Situación actual: Es una especie catalogada como en peligro de extinción de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-1994 e incluida en el Apéndice I de la CITES.

Ara militaris (Linneo, 1766)

Guacamaya verde

Descripción: Es un guacamayo muy grande que mide 75 cm. Los adultos presentan plumaje verde con la frente roja; las cobertoras primarias y secundarias de las alas son azul violáceo; la cola es larga y puntiaguda de color rojo en la base y azul en la parte media terminal; la rabadilla azul; piel desnuda y rosada alrededor de los ojos; iris amarillo y pico blando. Los organismos jóvenes son similares a los adultos pero las plumas escapulares y las cobertoras menores de las alas son verde pálido y las puntas de las plumas centrales de la cola blanquizca verdosa, así como las regiones inferiores verde amarillento y la garganta algo pardusca (Freiberg, 1973; Peterson, 1994).

Distribución: Se distribuye en el norte de México al igual que en Sudamérica desde el norte de Venezuela hasta el Noroeste de Argentina, al este de Panamá hasta Brasil y Bolivia. En México se le localiza en el Centro de Tamaulipas, sureste de Sonora, suroeste de Chihuahua, Sinaloa, Nayarit, Zacatecas, San Luis Potosí, Sur de Nuevo León, México, Guerrero, Oaxaca y Chiapas, (Sibley, 1990; Peterson, 1994).

Hábitat: Habita en las copas de los árboles de bosques decíduos de montañas, zonas áridas y semiáridas, cañadas, bosques secos, bosques de pino encino, zonas riparias y tierras de cultivo. Desde las tierras bajas hasta 2500 msnm (Sibley, 1990; Peterson 1994).

Comportamiento: Generalmente se les ve volando en grupos haciendo mucho escándalo. Estas guacamayas aún fuera de la época de reproducción se encuentran en pequeñas bandadas buscando alimento, permaneciendo agrupadas para dormir (Peterson, 1994).

Reproducción: Alcanzan la madurez sexual a los 6 años; anidan en huecos de arboles secos y carcomidos. El período de incubación dura de 26 a 28 días, ponen de 1 a 2 huevos y el peso de cada polluelo al nacer es de 25 gr. aproximadamente, estos nacen completamente desnudos, a los cinco días el pico y las garras empiezan a adoptar su color oscuro, hacia las dos semanas los ojos se vuelven prominentes, una semana mas tarde los párpados se despliegan abriéndose por completo hacia los 30 días, las primeras plumas que aparecen a los 35 días van cubriendo progresivamente todo el cuerpo y tomando su color, y a los 60 días ya desarrollan una intensa actividad.

Situación actual: Es una especie catalogada como en peligro de extinción de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-1994 y aparece enlistada en el Apéndice I de la (CITES).

Guacamaya verde (***Ara militaris***)

Ara macao (Linneo, 1758)

Guacamaya roja o escarlata, Guacamaya roja aliamarilla, álo (náhuatl), mao (maya)

Descripción: Esta especie mide de 800-1000 mm. Es una guacamaya grande. Los adultos presentan un plumaje rojo escarlata; las grandes plumas de vuelo azules con la superficie dorsal de las alas amarillo anaranjado; la cola es muy larga y con un colorido rojo escarlata en su mayor parte; rabadilla y las cobertoras de la cola son azules; el pico y el maxilar son de color blanco amarillento; la mandíbula, los tarsos y dedos negros; iris amarillo obscuro. Los organismos juveniles son similares a los adultos pero los colores son más opacos o el rojo es mas parduzco (Rodríguez, 1982).

Distribución: Se distribuye desde México hasta Colombia a través de América Central y el oriente de los Andes, Venezuela, Guayanas, oriente de Ecuador y Perú, así como gran parte de Bolivia, Brasil y Trinidad. En México se distribuye en las tierras bajas y tropicales del sur de Veracruz, Oaxaca, Chiapas, Tamaulipas, Campeche y Tabasco (Sibley, 1990; Peterson, 1994).

Hábitat: Habita en árboles altos y deciduos de bosques de tierras bajas, arroyos, sabanas y tierras de cultivo (Sibley, 1990; Peterson, 1994).

Comportamiento: Son aves diurnas muy raras, generalmente solitarias. Las guacamayas pasan el día comiendo frutos de árboles silvestres o si los campesinos se descuidan devastando sus cultivos en la llanura. Cada noche vuelan varios km. hasta sus dormitorios entre las peñas de la serranía de donde descienden al día siguiente para repetir sus hazañas. Estas aves hacen sus nidos en las áreas más cercanas a los árboles de los que se alimentan paseándose pausadamente por las ramas, de manera que sus desplazamientos son menos notables. Sus poblaciones se encuentran notablemente disminuidas debido a la gran presión de caza ejercida sobre ellas (Rodríguez, 1982).

Reproducción: Esta especie alcanza su madurez sexual a los cuatro años; forma parejas de por vida que se reproducen una vez por año durante la primavera; mediante el cortejo el macho suele contraer el iris y ambos se espulgan el cuello y la cabeza; los nidos son colocados en la copa de los árboles; la nidada se compone de dos huevos lisos, redondos y blancos de los cuales nace sólo uno; el tiempo de incubación dura aproximadamente un mes; los polluelos empluman a las cinco semanas y son alimentados por tres meses, para este tiempo comienzan a volar con sus padres.

Situación actual: Es una especie catalogada como en peligro de extinción de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-1994 y se encuentra enlistada en el Apéndice I de la CITES.

Guacamaya roja (***Ara macao***)

Amazona albifrons *(Sparman, 1788)*

Loro frente blanca, Cotorra guayabera, Loro real, Loro manglero.

Descripción: Esta especie mide aproximadamente 26 cm. Presenta dimorfismo sexual poco notable; tienen los lados de la cabeza rojas; frente blanca teñida de amarillo y en su porción posterior azul claro; su cuerpo es verde brillante. El macho es de color verde con filas angostas negras en las plumas de la cabeza, nuca y pecho; región perioftálmica roja; corona azul mate; cobertoras de la cola verde amarillento, cobertoras primarias rojas con bases azules, cobertoras bajo el ala verdes y partes bajas de las plumas de vuelo verde azulado; cola verde punteada con verde amarillento; pico amarillo; iris amarillo pálido; patas gris claro. La Hembra es similar al macho pero con las cobertoras primarias verdes y carecen del manchón rojo sobre las alas. Los juveniles son similares a los adultos, aunque tienen poco definido el blanco y el rojo de la cabeza (SARH, 1982; Freiberg, 1973; Peterson, 1989),

Distribución: Se distribuye desde México hasta Costa Rica. En México se localiza en la vertiente del Pacífico, al pie de las montañas del sur de Sonora, Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Michoacán, Colima, Guerrero, Oaxaca, Chiapas, tierras bajas del Golfo desde el sureste de Veracruz, Tabasco, Campeche, Quintana Roo, hacia el este a través de las partes bajas de la península de Yucatán y oeste de Durango (Rodríguez, 1982; Peterson, 1989; Howell & Webb, 1995).

Hábitat: Es anidante común de tierras bajas de Sonora desarrollándose en gran variedad de hábitats, desde las cactáceas gigantes en el Norte hasta la zona boscosa del Sur, selva mediana caducifolia y alta perennifolia. Pasando el período reproductivo migra hacia manglares y áreas cercanas a cultivos de maíz. En Veracruz se observa en bosque tropical caducifolio y selva baja caducifolia y en la Península de Yucatán en bosque tropical perennifolio.

Comportamiento: Es una especie gregaria, en época de reproducción se le encuentra en parejas. Durante el día se le observa alimentándose o descansando en la copa de los árboles; el vuelo en parvadas es poco común ya que sus vuelos son muy cortos y se agrupan en los sitios de apareamiento pudiendo observarse hasta 100 individuos.

Reproducción: Es una especie monógama. Las parejas permanecen unidas constantemente y su vínculo se refuerza mediante la alimentación y el aseo mutuo; en el cortejo el macho, antes de la cópula, realiza una conducta de ostentación ante la hembra con una variedad de movimientos y posturas, reverencias, saltos, aleteo, movimientos de la cola y pavoneos. cuando la hembra está lista para la cópula adopta una postura característica y permite que el macho la monte. Anidan en agujeros en las ramas o troncos de los árboles a bastante altura, agujeros que excavan ellos mismos o los roban de otras especies. La cavidad del nido suele estar forrada por una capa de serrín. Ponen de 2 a 3 huevos, los cuales son incubados únicamente por la hembra y el macho le suministra alimento durante este período. Los jóvenes son ciegos y desvalidos cuando salen del cascarón. Ambos progenitores alimentan a los jóvenes. La época de reproducción es de marzo a junio, teniendo una sola postura al año, pero dependiendo de la abundancia del alimento este período puede alargarse.

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

Situación actual: Es una especie autorizada para su aprovechamiento en el Calendario Cinegético y de Aprovechamiento de Aves Canoras y enlistada en el Apéndice II de la CITES.

Cotorra guayabera (***Amazona albifrons***)

Amazona autumnalis (Linneo, 1758)

Xttut (maya), Toztli (náhuatl), Loro cariamarillo, Cotorra cucha, Loro mejillas amarillas

Descripción: Esta ave mide de 300-325 mm. Es un loro robusto con plumaje verde que presenta una tonalidad verde-lilácea en el cuello y la porción frontal y occipital de la cabeza; la base de las plumas de la frente es roja, la parte superior de las mejillas y las cobertoras del oído de color amarillo brillante (algunas veces con un poco de rojo). La corona es azul "escamoso" y puede tener rojo en la garganta; las plumas primarias y las secundarias son verdes, seguidas de azul obscuro; las cobertoras bajo las alas son verdes así como la cola; las plumas laterales son amarillo verdoso; la parte superior de la mandíbula es gris con amarillo y la punta negra; la porción orbital descubierta presenta una coloración blanquecina; el iris es anaranjado y las piernas son gris verdoso. Los loros inmaduros son similares a los adultos pero no presentan las mejillas amarillas y pose rojo menos intenso en la frente, el iris es café obscuro y el pico negruzco (SARH, 1982; Rodríguez, 1982; Peterson, 1989).

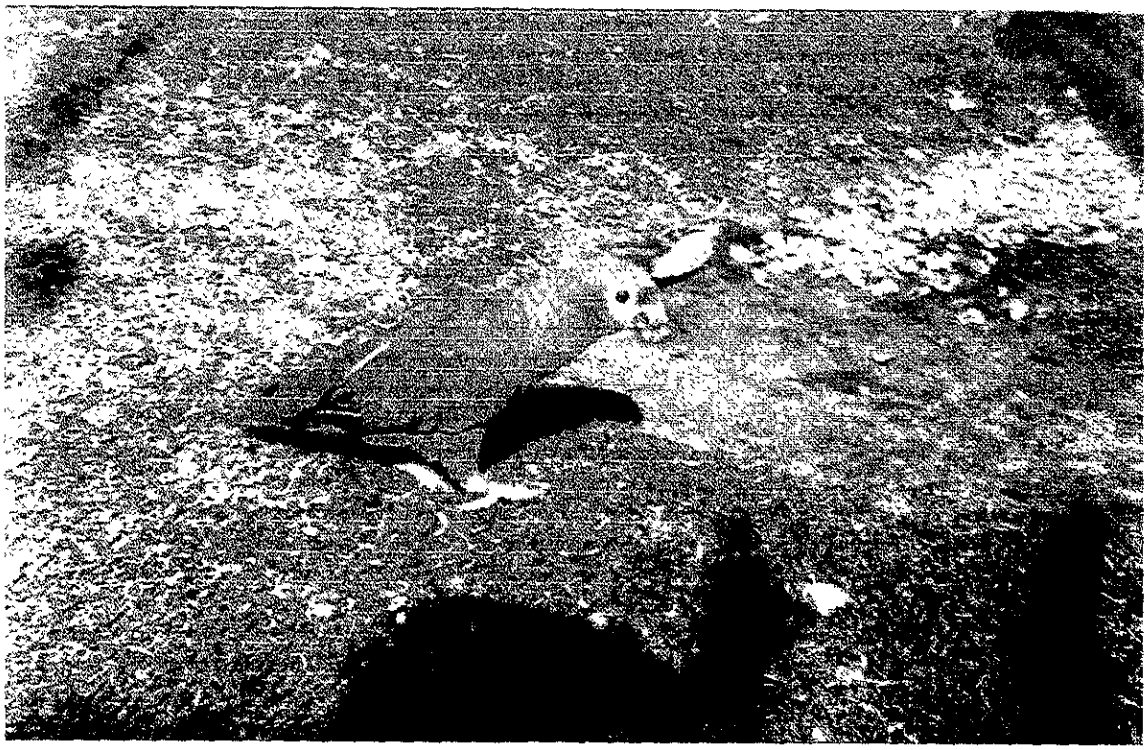
Distribución: Se distribuye desde el este de México hasta el oeste del Ecuador y norte de Brasil. En México se localiza en las tierras bajas, desde el sur de Tamaulipas y este de San Luis Potosí, al este de Oaxaca, Chiapas y Veracruz, sur de Campeche y Quintana Roo y en la Península de Yucatán (Peterson, 1994).

Hábitat: Es común localizarlas en tierras bajas y zonas tropicales húmedas hasta los 625 msnm de Veracruz. En Chiapas y Oaxaca son abundantes en bosques tropicales perennifolios entre los 30 y 330 msnm, al sureste de la península de Yucatán en bosques tropicales perennifolios, vegetación secundaria, así como selva mediana caducifolia y subcaducifolia. Pasando el período reproductivo se encuentra en manglares, áreas cercanas a terrenos de cultivo y acahuales húmedos (Sibley, 1990).

Comportamiento: Son de hábitos diurnos, se reúnen en parejas o formando pequeños grupos de hasta cinco individuos durante el vuelo (Rodríguez, 1982).

Reproducción: Son monógamos. Las parejas permanecen unidas constantemente y su vínculo aumenta mediante la alimentación y el aseo mutuo. En el cortejo, el macho antes de la cópula realiza una conducta de ostentación ante la hembra con una variedad de movimientos, posturas, reverencias, saltos, aleteos, movimiento de cola y pavoneos.

Situación actual: Es una especie autorizada para su aprovechamiento en el Calendario Cinegético y de Aprovechamiento de Aves Canoras y enlistada en el Apéndice II de la CITES.



Cotorra cucha (*Amazona autumnalis*)

Ara ararauna (Linneo, 1758)

Guacamaya azul y amarilla, Bagará, Guacamaya pechiamarilla

Descripción: Su longitud total es de 750 a 850 mm. Las partes superiores son azules y las inferiores de color amarillo anaranjado, excepto en las cobertoras infracaudales, las cuáles son del mismo color que en la espalda, la porción inferior de las alas y la cola son amarillas; la cara desnuda, blanca y con varias listas de plumaje de color pardo; iris amarillo; el pico, los tarsos y dedos de color negro (Rodríguez, 1982).

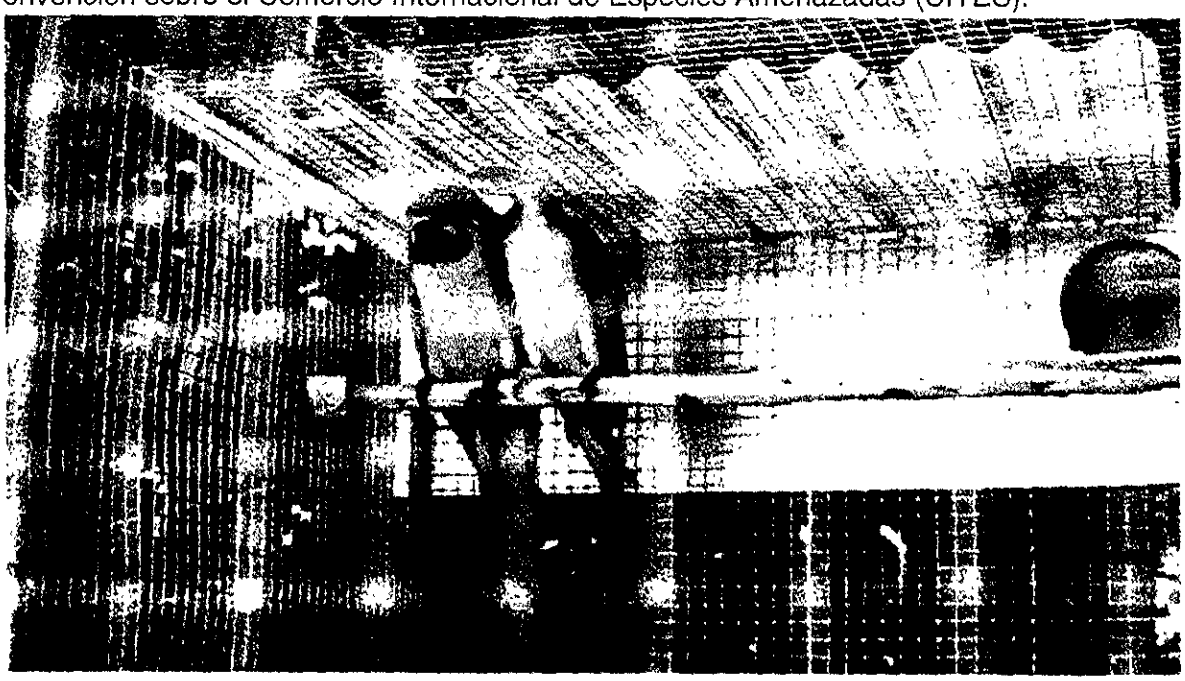
Distribución: Se distribuye de la zona neotropical al E de Panamá y NO de Colombia, al E de los Andes hacia el S de Venezuela, Trinidad y Guayanas, al SO de los Andes a través del E de Ecuador y Perú hasta el NO de Bolivia, Paraguay y C y E de Brasil (Sibley, 1990).

Hábitat: bosques, vegetación riparia y tierras bajas hasta los 500 msnm (Sibley, 1990).

Comportamiento: La guacamaya azul vuela sobre la bóveda selvática ya sea en parejas o en grandes bandadas formadas por parejas, por lo que requieren de grandes extensiones de hábitat. Ocasionalmente se observan en tríos formados por los padres y un individuo del grupo en edad madura o de una pareja acompañada de un intruso en busca de pareja. Viéndolos desde un aeroplano se observa un impresionante efecto con sus brillantes plumajes del dorso de color azul contrastando con el verde oscuro de la cubierta selvática. A pesar de sus colores vivos, las aves se hacen presentes con chillidos broncos y fuertes

Reproducción: Anida en agujeros en lo alto de los árboles dejando una pequeña puesta de huevos blancos de cáscara delgada. El período de incubación varía de 20 a 25 días y el pollo sale del nido de los 90 a 100 días.

Situación actual: Es una especie exótica a México incluida en el Apéndice II de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas (CITES).



Psittacus erithacus

Loro Gris africano, Yaco.

Descripción: Su longitud total es de 30 cm aproximadamente. El plumaje es predominantemente gris con presencia de un dibujo similar a escamas. Las plumas de la cabeza, del rostro y de la rabadilla son de tonalidad gris pálido, mientras que las del pecho, el lomo y el abdomen son más oscuras. Las plumas remeras son de color negro al igual que el pico y las patas. La cola es de color rojo intenso. Los ejemplares muy jóvenes presentan un iris de tonalidad gris oscuro que deriva a amarillo a medida que alcanzan la madurez. Llega a vivir de 40 a 50 años (Teitler, 1995)

Distribución: Habita en la zona central de África desde el Golfo de la Isla de Guinea y hacia el oeste de Kenia y Noroeste de Tanzania (Forshaw, 1978).

Hábitat: Visita la sabana, el bosque y el campo para alimentarse, siendo aves principalmente de los bosques de las tierras bajas (Forshaw, 1978).

Comportamiento: Los gris africano vuelan por encima de las copas de los árboles, haciendo fuerte bullicio. Su vuelo es velos y directo, dando un golpeteo con sus alas (Forshaw, 1978).

Reproducción: Anida en cavidades de árboles donde ovoposita de 3 a 4 huevos que son incubados por un periodo de 29 días, al nacer las crías permanecen en el nido durante 80 días (Juárez, 1998). La estancia de anidación es variable, por ejemplo en Uganda es de julio a septiembre, en cambio en el Congo se encuentran huevos a partir de agosto (Forshaw, 1978).

Situación actual: Es una especie exótica a México incluida en el Apéndice II de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas (CITES).

Agapornis spp

Agapornis, Inseparables, Periquitos del amor

Descripción: Su longitud total en promedio es de 12 a 15 cm. Se reconocen por su cola corta y redonda. La mayor parte de su plumaje es color verde (Vriens, 199); la mayoría de las especies tienen proporcionalmente grandes picos.

Distribución: Las Agapornis las encontramos en África y Madagascar.

Hábitat: Viven en pequeños grupos en las florestas, llanos y marismas; algunas especies habitan regiones montañosas hasta altitudes de unos 3000 msnm, mientras que otras lo hacen en campo abierto, pero todas pueden encontrarse por debajo de los 13° de latitud N.

Comportamiento: Los inseparables viven y crían en colonias, sin embargo en la época de crianza algunos de ellos se separan en pequeños grupos. Pasan la mayor parte del día en pareja, sobre un matorral o una rama reposando e incluso van juntas a alimentarse.

Reproducción: Normalmente ponen de 4 a 6 huevos. En el proceso de la crianza, es la hembra la que se posa a incubar los huevos. Durante este tiempo el macho la alimenta y posteriormente alimenta también a los críos (Vriens, 1995).

Situación actual: Son especies exóticas a México, la cuales se enlistan en el Apéndice II de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas (CITES).

Agapornis roseicollis

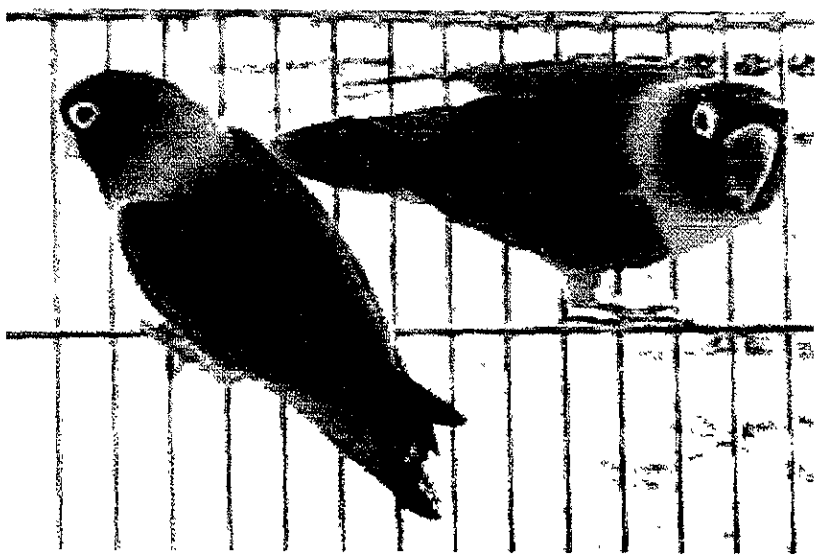
Agapornis cara de melocotón

Su plumaje es verde brillante y la frente, mejillas, mentón, garganta y la zona situada inmediatamente por encima del pecho de color rosa oscuro. El obispillo y las cobertoras caudales superiores son de color azul claro brillante. Las plumas verdes presentan algunas manchas ligeras de color negro y oxido. El pico es amarillo o verde pálido. Los ojos son pardos y las patas de color gris verdoso. La hembra presenta tonos mas apagados y el pico mas oscuro. Los jóvenes son de color verde grisáceo y carecen del color rosado en la frente.

Agapornis personatus

Agapornis enmascarada

Mide 15.5 cm. Ambos sexos presentan la cabeza de color marrón negruzco con gargante y pecho amarillos con un reflejo de color anaranjado, el resto del plumaje es de color verde a excepción del obispillo que es azul y la cola que a su vez muestra una banda roja y negra situada poco antes de la extremidad de las timoneras externas; los ojos son de color castaño, el anillo perioftalmico blanco, pico rojo y patas grises. Los juveniles son similares pero con las coloraciones mas apagadas y el negro menos brillante.



ANEXO II
El papel de las vitaminas en la alimentación de los psittácidos

VITAMINA	FUENTE	FUNCIÓN	DEFICIENCIA
A **(Retinol)**	La vitamina A se forma en el cuerpo del ave a partir del caroteno y la ciptoxantina. El caroteno se encuentra en plantas verdes y amarillas como: espinaca, zanahoria, col, lechuga, acelga etc. y en frutas como el melocotón y melón. Los animales almacenan esta vitamina en el hígado por lo que los aceites obtenidos del hígado de bacalao y pescado son ricos en vitamina A. El alga espirulina también es una fuente rica en vitamina.	Ayuda a conservar el epitelio de los ojos, colabora en la visión y en el buen funcionamiento del aparato respiratorio, digestivo, reproductor y de la vista, además ayuda en el crecimiento, especialmente de los huesos.	Produce perdida del apetito y plumaje erizado. En casos avanzados aparecen granulaciones en el borde de los párpados, alteraciones de la piel, lesiones en la mucosa que reviste la boca, tubo digestivo aparato respiratorio, epitelio ocular y aparato urinario genital, disminuyendo así la barrera que protege al organismo de las infecciones. El engrosamiento de la piel produce (hiperqueratosis), lo cuál predispone a una infección formándose abscesos, huevos con cáscara rugosa y disminución de la producción de esperma. Si se produce una infección aparece un fluido viscoso que puede pegar los párpados y algunas veces se acumula una película blanca en el centro del globo del ojo (xeroftalmia).
D	La vitamina D2 se presenta en los vegetales. La vitamina D3 se sintetiza en el cuerpo por exposición a la luz U.V. (rayos solares directos sin filtrarse a través de cristales) durante 11 a 45 minutos por día.	Promueve la absorción y deposición normal del calcio, además de jugar un papel fundamental en la formación de los huesos. Interviene en el equilibrio de Ca y P en el cuerpo, ya que bajos niveles de Ca y altos de P pueden provocar raquitismo.	Adultos: Poco crecimiento, en garras, patas débiles, parálisis y temblores. Hembras: adelgazamiento o emblandecimiento de la cáscara de los huevos hasta interrumpir la producción. Aves jóvenes; torcimiento o rompimiento de huesos (raquitismo).

E **(Alfa - tocofenol)**	La vitamina E puede encontrarse en el germen de trigo y sintetizarse a partir de aceites vegetales como el de maíz, girasol, cacahuate, soya y nuez, así como yema de huevo, judías verdes, tomate, apio, manzana, plátano, hojas alfalfa, etc.	Esta vitamina es un antioxidante por lo que previene que las grasas del cuerpo lleguen a oxidarse, mantiene en buenas condiciones el tejido del cerebro y los órganos reproductores, además de resultar útil en casos de insuficiencia hepática.	Aves jóvenes: Encefalomalacia de la nutrición, presentando con frecuencia edemas alrededor del pescuezo, alas o pechuga por acumulación de líquido seroso en tejido subcutáneo. Adultos: Enfermedad del músculo blanco, si ocurre en el buche el ave pasa el alimento sin digerir. Incoordinación cerebral temblores y convulsiones. Machos poseen una fertilidad deficiente. Hembras producen huevos con baja incubabilidad.
K	Presente en alfalfa, verduras foliaceas verdes (col, espinaca, lechuga, coliflor), tomate, yema de huevo e hígado.	La actividad de la vitamina K se relaciona con la coagulación de la sangre, por contribuir en la formación de la protrombina Se puede aplicar antes de realizar alguna cirugía; después de un tratamiento a base de antibióticos y sulfamidas; mala absorción intestinal, diarrea, alteraciones hepáticas para coagular la sangre.	Pollos: puede provocar hemorragias internas o la muerte si se llega a romper un vaso sanguíneo. Hembras: producen huevos pobres en vitamina K, que al ser incubados nacerán pollos susceptibles a hemorragias.
C **(Ácido ascórbico)**	Frutos cítricos como naranja (la vitamina C se potencializa con bioflavonoides, la capa blanca debajo de la piel de los cítricos), verduras foliaceas crudas, además de diente de león.	Es necesario para las aves en crecimiento, viejas, estresadas, con fiebre, infección o daño hepático; la vitamina C incrementa la calidad de albúmina y el grosor de la cascara que da como resultado un alto porcentaje de eclosión.	Las aves no son afectadas por la deficiencia de ácido ascórbico, debido a que lo sintetizan en su propio organismo.

B_1 **(Tiamina)**	La Tiamina se encuentra en abundancia en granos de cereales, germen de trigo, soya, mijo, productos verdes foliáceos y naranjas.	La B_1 es necesaria para individuos bajo estrés, alteraciones neurológicas con medicamento como sulfamidas, antibióticos o antiinflamatorios, así como trastornos gastro-intestinales.	Aunque su deficiencia es poco común, pero la falta de Tiamina puede ocasionar disminución del apetito incoordinación, ataques, trastornos nerviosos, parálisis de los nervios periféricos donde la cabeza cae sobre la espalda, culminando en la muerte.
B_2 **(Riboflavina)**	La B_2 se encuentra en el hígado, levadura, almendras, germen de trigo, mijo, forrajes y hortalizas verdes como la alfalfa, así como productos derivados de la leche.	La B_2 interviene en el metabolismo de lípidos, proteínas e hidratos de carbono; mantiene en buen estado la piel y las mucosas; ayuda en los problemas como estrés retraso en el crecimiento, descalcificación, tracto digestivo, insuficiencia hepática y alteraciones oculares. La riboflavina se acumula en la clara de huevo y de este modo mejora la incubablidad.	Adultos: presentan síntomas neurológicos como temblores, debilidad muscular, parálisis en las patas y torcedura de los dedos, así como caída del sistema inmune. Pollos: se observa un lento crecimiento, debilidad, diarrea plumas despintadas y dedos fruncidos hacia adentro. Hembras: Provoca desarrollo de grasa en el hígado, así como bajo porcentaje de incubabilidad, de eclosión y producción de huevos.
B3 **(Ácido nicotínico)**	La B3 se localiza en el germen de trigo, cebada, levadura, salvado, frutos secos como cacahuates y nueces y leguminosas.	El ácido nicotínico es necesario para la salud del sistema nervioso, crecimiento y desarrollo normal de la pluma, además de mejorar las perturbaciones gastro-intestinales, favorecer al sistema digestivo y ayudar a la mala cicatrización de las heridas. Su admisión es recomendada para aves intoxicadas, con estrés o con poco desarrollo sexual.	Aves jóvenes: contraen una afección llamada lengua negra caracterizada por la inflamación de la lengua y la cavidad bucal, aumento en el tamaño de la articulación del tarso, retraso en el crecimiento y desarrollo de la pluma, perdida del apetito, nerviosismo e irritabilidad.

Colina **(Forma parte del grupo B)**	La colina se encuentra en el salvado de trigo, levadura de cerveza, harina de soja, verduras verdes y lácteos.	La colina es necesaria para el crecimiento normal, desarrollo de los huesos, producción de los huevos, metabolismo y transporte de grasa a nivel hepático evitando así la formación del hígado graso además de ayudar a eliminar toxinas del organismo.	Aves jóvenes: Pobre crecimiento, y debilidad de los tendones (perosia). Adultos: Síndrome del hígado graso y despigmentación de las plumas de alas y cola. Hembras: Reducción de la producción de huevos y aumento de la mortalidad de los embriones.
B5 **(Ácido pantoténico)**	La B5 se encuentra en hortalizas como la coliflor, brócoli; alfalfa, además de levadura de cerveza; cacahuate, productos lácteos y cereales integrales.	La B5 interviene en el desarrollo y crecimiento de la piel, mucosas y el sistema nervioso central, y es indispensable para el metabolismo de grasas, carbohidratos y proteínas.	Pollos: Retraso en el crecimiento emplume poco uniforme con plumas deshilachadas, gránulos en los párpados, lesiones con costras en la comisura de la boca y alrededor del ano en casos graves aparece una dermatitis tras en los ángulos de la boca en los bordes de los párpados y alrededor del ano, en casos graves se observan lesiones en las patas, retraso en el crecimiento y plumas sumamente deshilachadas; además de granulaciones en los párpados, lesiones con costras en la comisura de la boca y alrededor del ano, en casos graves aparece una dermatitis en las patas. Hembras: Huevos con porcentaje de incubabilidad bajo y los pollos que nacen padecen una elevada mortalidad precoz y producción de huevos con baja incubabilidad. Dermatitis en la cara y patas; Incoordinación; disminución en el índice de crecimiento, decrecen las plumas.

B8 **(Vitamina H o Biotina)**	La B8 se encuentra en la mayoría de las verduras, cereales, leguminosas y algunas frutas como sandía, plátano y fresa.	La Biotina es necesaria para la buena incubación de los huevos, previene la perosis y la dermatitis, es útil además en alteraciones intestinales provocadas por el suministro de antibióticos y sulfamidas. Se recomienda su administración junto con la B12 en caso de insuficiencia hepática.	Jóvenes: lesiones en la planta de las patas similares a las observadas por deficiencia de ácido pantoténico; aparecen grietas hemorrágicas, necrosis en los dedos y ulceraciones.
B12 **Cianocobalamina**	Productos lácteos, espinaca y levadura de cerveza.	La Cianocobalamina favorece el crecimiento, es esencial para la maduración de los glóbulos rojos y por tanto útil en aves anémicas, además ayuda a la regeneración de los tejidos, al crecimiento y mantiene el buen estado del sistema nervioso.	Disminución del índice de crecimiento, desnutrición, mal formación de la pluma, anemia, desorden nervioso, decremento del apetito y acumulación de grasa en hígado corazón y riñones.
B6 **Piridoxina**	Cereales, subproductos de trigo y arroz, productos lácteos, cárnicos, hígado y levadura.	Mantiene el crecimiento, el apetito y previene algunas convulsiones.	Pollos: Crecimiento retardado, convulsiones y muerte Adultos: Perdida del apetito seguida por una rápida pérdida de peso, descenso en la producción de huevo y reducción de la incubabilidad. Una deficiencia grave provoca movimientos espasmódicos, carreras circulares desordenadas seguidas por convulsiones, postración absoluta y muerte.
Ácido Fólico	El ácido fólico se encuentra en leguminosas, germen y salvado de trigo, verduras foliáceas obscuras como brócoli y espinacas, así como los frutos secos.	El ácido fólico es eficaz en caso de anemia, mal absorción intestinal y mal nutrición proteica al igual que para el desarrollo embrionario y formación de la hemoglobina.	Jóvenes: plumas carentes de pigmentación, deformación del pico, retardo en el crecimiento, emplume deficiente y anemia. Hembras: disfunción endocrina, reducción en la actividad del sistema inmune y baja eclosión.

Fuente: Steiner y col, 1985; No. 2 y 11 lista INTERNET

ANEXO III

Desinfectantes químicos

Compuestos alcalinos: El uso de estos compuestos debe hacerse con especial cuidado ya que puede causar severas quemaduras Se debe evitar el contacto con los ojos y la piel.

Cal (Hidróxido de calcio)

Preparación: La cal viva (CaO) no tienen poder desinfectante, pero al apagarla con agua [Ca(OH2)] lo adquiere. Para apagarla se colocan en un recipiente cantidades iguales de agua y cal viva y se produce una reacción que libera gran cantidad de calor.

Modo de empleo: Se aplica en soluciones del 20% (lechada de cal).

Advertencias: Esta solución debe utilizarse el mismo día de su preparación, ya que después de 10 horas de preparada se combina con el anhídrido carbónico (CO2) del aire y se transforma en carbonato de calcio, perdiendo el efecto desinfectante (Vera, 1982).

Sosa cáustica (Hidróxido de sodio)

Preparación: Si se desea atacar microorganismos de menor resistencia debemos preparar una solución caliente de sosa cáustica al 2%, para microorganismos de mayor resistencia se prepara una solución al 4% y si se desea inactivar esporas se prepara una solución al 30% y se le adiciona cloruro de sodio a una concentración del 10%.

Modo de empleo: Es recomendable realizar una limpieza mecánica previa a su aplicación debido a que la sosa cáustica reacciona indistintamente con los microorganismos y con la materia orgánica.

Advertencias: En estado sólido el Hidróxido de sodio absorbe la humedad del aire, por lo que debe mantenerse en recipientes cerrados en cambio las soluciones son bastante estables y se mantienen durante varios días al aire libre sin perder sus propiedades.

La sosa cáustica por ser corrosiva, daña las pinturas y metales y causa quemaduras en la piel y mucosas, por lo tanto se recomienda durante su uso tener a mano una solución débil de ácido acético que sirve como neutralizante en caso de accidente (Ruiz, 1982).

Carbonato de sodio:

Modo de empleo: Se utiliza una solución al 4% para combatir microorganismos de menor resistencia (OPSL, 1986).

Ácidos: Todos los ácidos son corrosivos. Es importante tener en cuenta las medidas de seguridad cuando se usan estos productos. Se debe evitar el contacto con la piel y los ojos.

Ácido Clorhídrico (HCl)

Preparación: A concentraciones elevadas puede matar las esporas bacteriales y puede ser usado para la desinfección de excreciones intestinales, orina y desperdicios.

Advertencias: Es uno de los ácidos orgánicos más fuertes (Wailly, 1977).

Ácido Sulfúrico (H2SO4)

Preparación: Se prepara una solución al 5% para la descontaminación de pisos y comederos que sean construidos con cemento.

Advertencias: No inactiva las esporas bacteriales (Wailly 1977)

Ácido Láctico [CH3CH(OH)COOH]

Modo de empleo: Usar por aspersión contra microorganismos de menor resistencia. Es de baja toxicidad y en algunas circunstancias en presencia de animales.

Advertencias: Es un ácido orgánico que tiene bajo poder bactericida (Philippe, 1977)

Ácido Paracético

Preparación: Se prepara mezclando 5 partes de agua, 4 de anhídrido acético y 1 de peróxido de hidrógeno. Se deja reposar 18 horas y a partir de esta solución madre se preparan las soluciones de trabajo.

Modo de empleo: Las soluciones de este producto son *muy efectivas a bajas concentraciones frente a la mayoría de los* microorganismos. Se recomienda al 1% frente a las Micobacterias. Es muy poco tóxico por lo que se ha usado en la desinfección de locales en presencia de animales.

Advertencia: Tiene poca estabilidad, por lo que debe utilizarse con rapidez una vez que ha sido preparado (Rusell, 1984).

-

Compuestos fenólicos: Es importante tomar medidas de seguridad adecuadas para el uso de estos productos. Los fenoles son rápidamente absorbidos por la piel y causan severas quemaduras. Puede ser fatal cuando es ingerido. Los compuestos fenólicos son ampliamente usados como desinfectantes generales. Los derivados del alquitrán refinado como el ortofenilfenol, generalmente son más efectivos.

Los clorofenoles son *muy activos, pero menos solubles en agua que el fenol y usualmente son inactivados por* la materia orgánica.

En términos generales los fenoles y cresoles son bactericidas contra gram-positivos y gram-negativos; el orto-fenilfenol es efectivo contra micobacterias (Ruíz, 1982).

Aldehídos: Algunos aldehídos poseen propiedades antimicrobianas, pero solamente dos de ellos son de uso práctico: Formaldehído y Glutaraldehído. Se debe tener precaución para el uso de estos productos ya que pueden ser fatales si son ingeridos, inhalados o absorbidos a través de la piel. Los dos son posibles carcinógenos.

Formaldehído:

Preparación: Se presenta en forma comercial como una solución de formalina que contiene del 38-40% de formaldehído, contiene además alcohol metílico o etílico como estabilizadores. Por ello es necesario utilizar una parte de formol con 39 partes de agua para preparar una solución al 1%.

Modo de empleo: Se utiliza para inactivar virus, hongos, bacterias.

Advertencias: Esta solución es incolora pudiendo enturbiarse y formar un precipitado blanco (polimerización) con el almacenamiento prolongado. Una vez polimerizado no sirve como desinfectante.

No desactiva a las esporas y su actividad se reduce en presencia de materia orgánica (Wailly, 1977).

Glutaraldehído:

Preparación: Se emplea a una concentración del 2% y debe ser activado a un pH alcalino antes de su uso.
Modo de empleo: Este compuesto químico es letal para bacterias y sus esporas, hongos y algunos virus, aunque no hay certeza de su actividad contra micobacterias (Wailly, 1977).

Halógenos:

Compuestos Clorados:

Preparación: Se usa en general en concentraciones al 2% de cloro activo frente a los gérmenes de menor y mayor resistencia y al 5% frente a micobacterias y agentes esporulantes.

Modo de empleo: Se puede utilizar el hipoclorito de sodio o de calcio, la cal clorada u otros compuestos clorados que son letales para bacterias, esporas, protozoos y algunos virus. Es muy efectivo en contra de los hongos. Otros productos clorados que se usan como desinfectantes son la Cloramina T, Dicloramina T y los ácidos di y tri-cloroisocianúricos, los cuáles descontaminan superficies de madera, metal o tela contaminada con micobacterias.

Advertencias: El cloro es un gas tóxico por lo que se deben tomar precauciones para su uso, además por que es corrosiva y blanquea algunos materiales. Se inactiva con facilidad por la materia orgánica (Wailly, 1977).

Compuestos Yodados:

Preparación: El yodo es usado en la forma de yodoforos (portadores de yodo).

Modo de empleo: Los yodoforos son letales para varios tipos de microorganismos incluyendo micobacterias, hongos, esporas, virus y protozoarios.

Advertencias: La materia orgánica reduce su actividad (Schmidt, 1984).