



**UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTONOMA DE MEXICO**

Facultad de Estudios Superiores CUAUTITLAN

**"Los Psittaciformes en Cautiverio como Aves
de Ornato y Compañía"**

T E S I S
Que para obtener el título de
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA
p r e s e n t a
EDGAR MARIO ZAVALA GUTIERREZ

Asesor: M.V.Z. Dulce María Broussot Hernández - Jáuregui

Cuautitlán Izcalli, Edo. de Méx.

1997

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.
FACULTAD DE ESTUDIOS
SUPERIORES CUAUTITLAN

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS



DR. JAIME KELLER TORRES
DIRECTOR DE LA FES-CUAUTITLAN
P R E S E N T E .

DEPARTAMENTO DE
EXAMENES PROFESIONALES
ATN: Ing. Rafael Rodríguez Ceballos
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la F.E.S. - C.

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:

" Los Psittaciformes en cautiverio como aves de ornato
y compañía".

que presenta el pasante: Edgar Mario Gamala Gutiérrez
con número de cuenta: 8452201-D para obtener el TITULO de:
Médico Veterinario Zootecnista.

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

A T E N T A M E N T E .
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"
Cuautitlan Izcalli, Edo. de Mex., a 24 de Febrero de 1997

PRESIDENTE	MVZ. Pablo Martínez Laha	<i>[Firma]</i>
VOCAL	MVZ. Arturo Trejo González	<i>[Firma]</i>
SECRETARIO	MVZ. Dulce Ma. Broussel Hernández-Jáquez	<i>[Firma]</i>
PRIMER SUPLENTE	MVZ. Rodolfo Córdoba Ponce	<i>[Firma]</i>
SEGUNDO SUPLENTE	MVZ. Marco Antonio Mendoza Saavedra	<i>[Firma]</i>

Objetivos:

Destacar la importancia de los Psittasiformes en el medio mexicano como animales de ornato y compañía, ya sean especies nativas o exóticas. Proporcionar al Médico Veterinario Zootecnista los elementos necesarios para la identificación, mantenimiento, manejo, exploración clínica y diagnóstico médico de estos animales, debido al alto valor estimativo y económico que representan para sus poseedores.

PREFACIO

Tomando como base la popularidad que las cotorras, pericos, loros, papagayos, guacamayas y demás Psittaciformes tiene en el país, el presente trabajo pretende acercar al Médico Veterinario Zootecnista al grupo de aves que forma el Orden Psittaciformes, debido a que en la práctica rutinaria es cada vez más frecuente examinar a un animal con las características propias de Orden, ya que después de los perros y gatos, las aves, y en especial los Psittaciformes, son los animales más comúnmente mantenidos como animales de ornato o de compañía por un gran número de personas, debido a sus cualidades mimicas y capacidades afectivas.

Además, debido a la poca información disponible especializada en idioma español que oriente al Médico Veterinario Zootecnista en el mantenimiento y manejo de estas aves en condiciones domésticas, un porcentaje elevado de estos animales que se presentan a revisión se pierde, debido a la escasa preparación del profesionista en lo que se refiere a la medicina de aves diferentes a las de abasto en el país.

Aunado a esto, el Médico Veterinario Zootecnista es responsable de los aspectos de salud pública que se relacionan con el mantenimiento y manejo de animales que se encuentran en contacto estrecho con el hombre, y los Psittaciformes no son la excepción, pudiéndose originar a partir de éstos severas afecciones a sus propietarios o cuidadores.

Finalmente, por medio de este trabajo se quiere destacar parte de la riqueza ornitológica con que cuenta el país, integrada en el caso de los Psittaciformes por especies en su mayoría endémicas, así como la situación poblacional en que se encuentran en el territorio nacional para proponer que el Médico Veterinario Zootecnista, amplíe su campo de trabajo más allá de las especies convencionales, explotando comercialmente de manera racional a las especies nacionales y extranjeras, con el fin de crear nuevas fuentes de trabajo que beneficien al avicultor, al país y a las poblaciones silvestres de Psittaciformes en México, debido a que actualmente la explotación de estos recursos naturales de manera directa es más rentable que la producción intensiva que ya se da en otros países, de los cuales se obtienen importaciones considerables para satisfacer al mercado nacional.

INDICE

I.- HISTORIA ANTIGUA Y MODERNA DE LOS PSITTACIFORMES Y EL HOMBRE.

1.1 De los tiempos arcaicos a la época contemporánea	7
1.2 Utilización de los Psittaciformes.	10
1.3 Comercialización de los Psittaciformes a nivel mundial	11
1.4 Uso sustentable de los Psittaciformes a través del comercio internacional.	13
1.4.1 Surinam y Guyana, cómo un país puede aprovechar sus recursos naturales.	14
1.5 El comercio de los Psittaciformes en México	15
1.6 Situación actual que guardan las especies amenazadas	17

II.- CLASIFICACION TAXONOMICA Y DISTRIBUCION GEOGRAFICA

2.1 Introducción	21
2.2 Los parásitos de la pluma y su relación con la evolución y clasificación taxonómica de los Psittaciformes.	23
2.3 Distribución geográfica de los Psittaciformes	24
2.4 Los Psittaciformes como aves introducidas	25
2.5 Los Psittaciformes mexicanos, clasificación taxonómica y distribución geográfica	26

III.- CARACTERISTICAS ANATOMICAS GENERALES Y DIFERENCIAS PARTICULARES.

3.1 Introducción	29
3.2 Sistema tegumentario	29
3.2.1 Mecanismo de vuelo en los Psittaciformes	32
3.3 Sistema óseo	33
3.4 Sistema muscular.	34
3.5 Sistema nervioso.	35
3.6 Aparato respiratorio.	36
3.7 Aparato digestivo.	37

3.8 Aparato urogenital.	38
3.9 Sistema cardiovascular y hematopoyético.	38
3.10 Sistema endócrino.	39
3.11 Organos de los sentidos	39
IV.- MANEJO Y ALOJAMIENTO EN CAUTIVERIO.	
4.1 Introducción.	40
4.2 Manejo de Psittaciformes en cautiverio.	41
4.3 Prácticas más frecuentes que requieren el manejo de un Psittaciforme	43
4.3.1 Inhibición de la capacidad de volar mediante el corte de plumas.	43
4.3.2 Corrección de la longitud y filo de las garras y remoción del anillo de identificación.	44
4.3.3 Corrección de la longitud del pico.	45
4.4 Manejo de los Psittaciformes mediante el empleo de la contención química.	46
4.4.1 Agentes anestésicos inhalados.	47
4.4.2 Agentes parenterales.	48
4.5 Alojamiento de Psittaciformes en interiores.	49
4.5.1 Ubicación de la jaula en una habitación.	52
4.5.2 Temperatura y humedad ambientales para los Psittaciformes mantenidos en interiores.	53
4.5.3 Calidad de la atmósfera para las aves mantenidas en interiores.	53
4.5.4 Extensión del espacio vital de una ave enjaulada.	53
4.5.5 Cuidados generales de los Psittaciformes mantenidos en interiores como mascotas.	54
4.6 Mantenimiento de Psittaciformes en exteriores.	54
4.6.1 Ubicación de un aviario exterior	55
4.6.2 El aviario estándar	55
4.6.3 Aviarios y refugios elevados.	56
4.6.4 Introducción de las aves al aviario.	57
4.6.5 Iluminación y temperatura ambiente.	57

4.6.6 Seguridad de los animales en el aviario	57
4.7 Distribución de los animales en las instalaciones del aviario	58
4.8 Alojamiento del paciente aviar.	58
4.8.1 Responsabilidad del personal auxiliar	59
4.8.2 Prevención de la diseminación de enfermedades dentro del hospital.	59
4.9 Cuarentena.	59
4.10 Control de plagas	60
4.11 Concepto del aviario cerrado.	62

V.- ALIMENTACION Y BASES PARA LA NUTRICION DE LOS PSITTACIFORMES EN CAUTIVERIO.

5.1 Introducción.	63
5.2 El agua como nutriente.	65
5.3 Gravilla o arenilla en el ventrículo	66
5.4 Semillas.	67
5.5 Frutas y vegetales.	68
5.6 Vitaminas y minerales.	69
5.7 Corrección de hábitos alimenticios.	70
5.8 Alimentos no convencionales.	71
5.9 Alimentación en cautiverio de la familia <i>Loriidae</i> y géneros afines.	72
5.10 Lineamientos generales para la nutrición.	72
5.11 Alimentación de soporte.	73
5.12 Alimentación manual de los polluelos.	74

VI.- VARIEDADES DOMESTICAS

6.1 Definición de animal doméstico, especie y otras subcategorías de clasificación.	76
6.2 ¿Existe el Psittaciforme doméstico?	77

VII.- PATRONES CONDUCTUALES EN CAUTIVERIO Y ENTRENAMIENTO BASICO.

7.1	Introducción.	78
7.2	Conducta en cautiverio	79
7.3	Aprendizaje	81
7.4	La vocalización como manifestación conductual	83
7.5	Entrenamiento básico de los Psittaciformes en cautiverio	84
7.5.1	Reforzamiento positivo y negativo en el amansamiento y entrenamiento	86

VIII.- CONSIDERACIONES GENERALES PARA LA REPRODUCCION EN CAUTIVERIO.

8.1	Aspectos generales de la historia natural de la reproducción	87
8.2	Dimorfismo sexual.	88
8.2.1	Maduración sexual.	89
8.3	Determinación del sexo por métodos quirúrgicos y de laboratorio	89
8.3.1	Métodos de sexado genéticos.	91
8.3.2	Métodos de sexado hormonales	91
8.3.3	Determinación del sexo mediante el análisis de la estructura de la pluma.	91
8.4	Selección de pareja, cortejo, cópula y anidación	92
8.5	Postura, incubación y crianza de los polluelos	94
8.6	Crianza de polluelos mediante el empleo de padres adoptivos.	96
8.7	Incubación artificial de huevos	97
8.7.1	Tipo de incubadora.	97
8.7.2	Temperatura de incubación.	98
8.7.3	Humedad en la incubación artificial.	98
8.7.4	Manejo y cuidado del huevo.	98
8.8	Manejo del polluelo en una criadora.	99
8.9	Inseminación artificial en las aves de ornato.	100
8.9.1	Técnicas de colección.	100

8.9.2 Técnica de inseminación.	100
8.10 Generalidades en la neonatología.	101
IX.- MEDICINA PREVENTIVA Y SALUD PUBLICA.	
9.1 Consideraciones generales para la prevención de enfermedades	103
9.1.1 Principales microorganismos que habitan el tracto gastrointestinal de los Psittaciformes clínicamente sanos en condiciones de cautiverio	105
9.2 La vacunación como medida preventiva contra algunas enfermedades infecciosas.	106
9.3 Enfermedades comunes al hombre y a los Psittaciformes	106
X.- IDENTIFICACION DE LAS PRINCIPALES ENFERMEDADES QUE PADECEN LOS PSITTACIFORMES EN CAUTIVERIO, DIAGNOSTICO CLINICO Y TRATAMIENTO.	
10.1 Introducción	107
10.2 Estimación de la edad y sexo en los Psittaciformes	107
10.3 Historia Clínica	108
10.3.1 Examen de heces	110
10.3.2 Examen neurológico	111
10.3.2.1 Examen de los reflejos y signos neurológicos normales.	111
10.4 Exploración radiográfica.	112
10.5 La laparoscopia como instrumento de exploración clínica	114
10.6 La tomografía computarizada como herramienta de valoración clínica.	114
10.7 Toma de muestras sanguíneas	114
10.8 Terapia sintomática de urgencia	115
10.8.1 Alimentación del ave enferma	117
10.9 Malnutrición	117
10.10 Terapia de fluidos.	119
10.11 Enfermedades metabólicas	122
10.12 Toxicología	123
10.13 Enfermedades virales.	124

10.14 Enfermedades bacterianas.	128
10.15 Infección por microorganismos atípicos.	132
10.16 Enfermedades micóticas.	133
10.16.1 Micotoxiosis.	134
10.17 Enfermedades parasitarias.	135
Conclusiones	139
Anexos.	140
Bibliografía.	162

L- HISTORIA ANTIGUA Y MODERNA DE LOS PSITTACIFORMES Y EL HOMBRE.

1 | De los tiempos arcaicos a la época contemporánea

A partir de los trabajos realizados por los historiadores se sabe que el mantenimiento de aves en cautiverio se remonta hacia unos 4 000 años antes de Cristo. El antiguo Egipto fue una de las primeras civilizaciones en establecer colecciones de aves vivas, por ejemplo, se sabe que la reina Hatshepsut (804-802 a. C.) obtenía ejemplares para su zoológico enviando expediciones a conseguir aves exóticas y otras especies de animales silvestres. Esta misma civilización tiene el crédito de haber domesticado a las palomas (*Columba livia*) durante la IV Dinastía, alrededor del año 3000 a. C. Junto con el gato sagrado (*Felis catos*), las aves fueron la segunda imagen animal más utilizada por esta civilización (140).

La práctica de mantener palomas en las casas egipcias se extendió pronto hacia Grecia y a Roma donde los ciudadanos, siguiendo la moda, construyeron palomares en los techos de sus casas. Los romanos ricos de los días del imperio disponían de jaulas, enjaulados a la entrada de estas, para anunciar la llegada de visitantes. Se considera a estos responsables de haber llevado varios tipos de aves a las Islas Británicas y al resto del continente europeo, al consolidar su influencia en Occidente y comerciar con Oriente (140).

Durante el tiempo de Alejandro el Grande (356-323 a. C.), además de otros tesoros procedentes de sus campañas bélicas y de expansión, este envió pavo reales (*Passo cristatus*) y pericos a la capital de su imperio en Macedonia (Europa Oriental), atribuyéndosele el descubrimiento por Occidente del Perico Alejandro, *Psittacus alexandrinus* (140).

A principios del siglo XIX en un libro titulado A NATURAL HISTORY OF AFRICA un autor anónimo escribió "una vez que los griegos y romanos tuvieron contacto con los primeros pericos llevados a Europa, después de las expediciones de Alejandro el Grande a la India, estos comenzaron a ser importados de Oriente, principalmente de la expedición Taprobane, conocida hoy como Ceilan". El autor continúa describiendo como estas aves eran altamente apreciadas y exhibidas en grandes jaulas de plata, marfil y concha de tortuga, frecuentemente rebasando en su precio al de un esclavo (77). El griego Clestias, un esclavo que fue médico en la corte de Artajerjes II en 401 a. C., escribió una precisa descripción de la Cotorra de Cabeza de Culebra (*Psittacula evanosephala*) apuntando románticamente la habilidad del ave para hablar el lenguaje de su nativa India y decía que se le podía enseñar a hablar en griego. Otra referencia la constituye la elegía escrita por el poeta romano Ovidio a la muerte del perico perteneciente a una amiga (140).

Posteriormente, hacia el año 50 d. C. Plinio el Viejo escribió en su HISTORIA NATURALIS "mas allá de todo, los pericos (Psittaci) reprimen las palabras de los hombres y aun más, las hablan con asociación. De la India nos mandan este pájaro, que ellos llaman PSITTACE, con todo el cuerpo verde marcado solo por un anillo escarlata alrededor de la nuca. El puede pronunciar "SALVE EMPERADOR" y cualquier otra palabra que oiga. Esto lo hace particularmente vistoso después de beber vino. La dureza de su cabeza es igual que la de su pico y cuando se le está enseñando a hablar es golpeado con una varilla de hierro y no siente los golpes. Cuando vuelva hacia abajo recabe su peso sobre su pico y se sostiene incliniéndose sobre él, de este modo se aligera para remediar la debilidad de sus patas" (140).

La denominación PSITTACIFORMES se deriva de la helenización de una antigua palabra de la India para nombrar a los pericos. La primera referencia escrita de los pericos aparece en el RIG VÉEDA, escrito hace más de 3 000 años. En el KAMA SUTRA aparecen citados como una de las 64 prácticas que un hombre debía dominar para alcanzar la plenitud sensual y espiritual. En la obra sánscrita SHUKASAPTAKI una de sus historias tiene como personaje principal a un perico (180).

En la ciudad de Pergamo, antigua capital del Asia Menor, en un mosaico realizado por el artista griego Hephaiston (s. II a. C.) aparece retratado un perico, siendo esta la ilustración más antigua conocida de un Psittaciforme (Fig. 1) (180).

En la Edad Media los pericos formaron parte del atuendo de los juglares, como lo prueba el dibujo de Villard de Honnecourt realizado entre 1230 y 1235 (Fig. 2). Marco Polo (1254-1324) en sus cartas hace referencia a varias especies de pericos incluyendo a una posible *Cacatua Azufrada* (*Cacatua galerita*), la cual llegó por primera vez a Europa como regalo al emperador alemán Federico II de Hohenstaufen (s. XIII) (180).

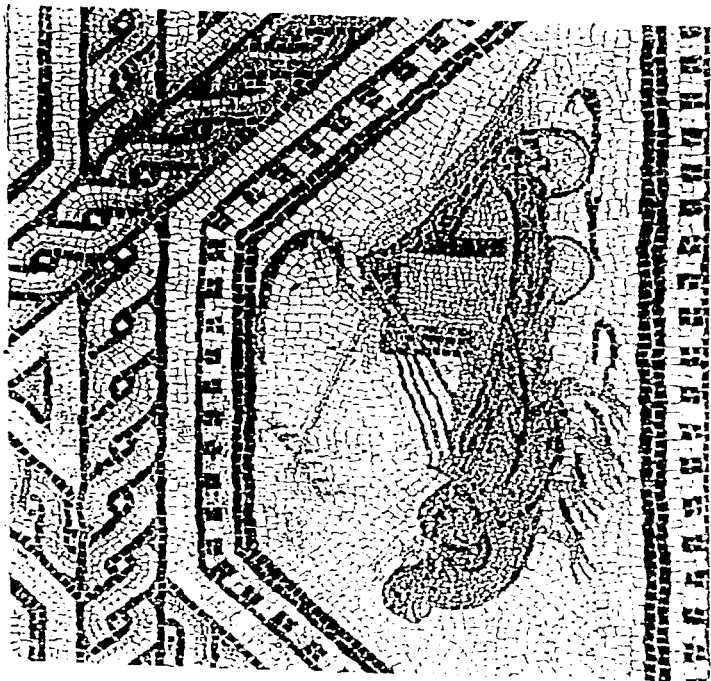


FIG. 1.- Mosaico Romano que muestra a un par de sericos jalando un carruaje (180).

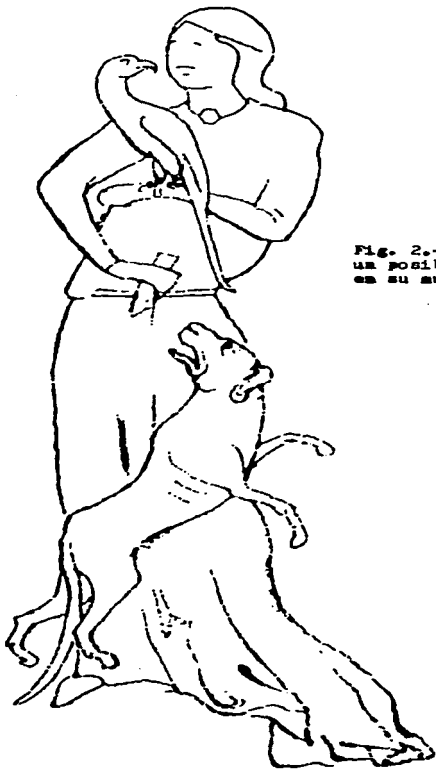


Fig. 2.- Mujer juglar con
un posible Perico Alejandro
en su muñeca (180).

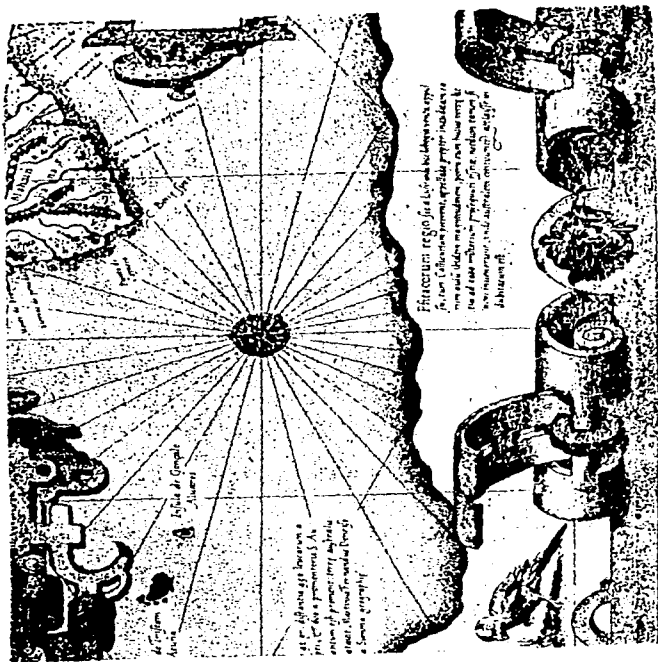


Fig. 3.-- Extracto del mapa de Gerard Mercator mostrando la inscripción PSITACORUM REGIO (180).

En un mapamundi fechado hacia el año de 1700, en posesión de la Galería Tate de Londres, aparece el dibujo grotesco de un perico (Fig. 7). Hacia la misma época aparecen citadas las cualidades imitativas de los pericos en los CUENTOS DE CANTERBURY, escritos por Geoffrey Chaucer (180)

Durante la Edad Media el mantenimiento de pericos y aves exóticas en cautiverio fue reservado para la nobleza y el clero de alto rango, viéndose esta actividad opacada al poco tiempo por la cetrería, para no reavivir su sostenimiento como se hacía en tiempos antiguos hasta llegado el Renacimiento, en los siglos XV y XVI (140)

En 1402 los marineros franceses hacían referencia al Perico Gris Africano (*Puffinus erithacus*) llevado a las Islas Canarias desde África Occidental (180). Poco después los pericos comenzaron a llegar con mayor frecuencia a Europa después de que Vasco de Gama (1469-1524) descubriera una ruta marítima a la India. Los viajes que transportaban especies empezaron a llevar al continente europeo pericos de África, India y Java. Las aves llegaban así directamente y no a través del comercio con los árabes, reduciendo su precio y haciéndose accesibles para más personas (140)

En el Vaticano el Papa Martín V (1417-1431) estableció el cargo de Cortes de Papagallo durante su pontificado. Posteriormente el artista mantovano Andrea Mantegna retrató a una Cacuata Blanca (*Cacatua alba*) en una de sus pinturas, constituyendo éste el primer retrato de la especie en cautiverio (180)

Con el descubrimiento del Nuevo Mundo los pericos Amazona de América Central y Sudamérica fueron llevados a España y de ahí al resto de Europa. Se sabe que Colón llevó al regreso de uno de sus viajes un par de Amazonas Cubanos (*Amazona leucoccephala palmarum*) que entregó a la reina Isabel de Castilla (140)

Al iniciar el Renacimiento, el mantenimiento de pájaros en cautiverio experimentó su propio renacer cuando éstos se convirtieron en las mascotas de elección de los reyes y aristócratas de Europa, entre los que se pueden citar a Luis XIV de Francia; Enrique VIII, Isabel I y Carlos II de Inglaterra; María Teresa de Austria y al músico Wolfgang Amadeus Mozart (140)

En el año de 1500 el navegante portugués Pedro Álvares Cabral llegó a lo que llamó Porto Seguro, en el actual Brasil, y se sorprendió con la gran cantidad de pericos que había en el lugar, entre los que destacaban unos que los indígenas llamaban MACAUDA, cuyo nombre con el tiempo originó la palabra MACAW, guacamaya en idioma inglés. A su regreso a Lisboa, el 23 de Junio de 1501, llevó consigo dos grandes loros que probablemente fueron Guacamayas Rojas (*Aratinga maculosa*), las primeras en su tipo en llegar a Europa. Brasil antes de ser conocido como tal era llamado por los portugueses Bresilia sive Terra Papagallo, Brasil o Tierra del Perico (180)

En 1521 Fernando de Magallanes, en su fatidico viaje a las Filipinas, descubrió por primera vez para un europeo a los pericos de las Molucas, un cronista italiano que viajó con él, a su regreso a Sevilla apuntó haber visto pericos llamados CATARA y NORI por los nativos, ahora conocidos como cacatua y loro respectivamente. El médico Conrad Gesner produjo en 1555 su HISTORIA ANIMALIUM en la cual describió 14 especies de pericos conocidas por él. Por esa fecha el misionero francés Jean de Lery, en Brasil, descubrió al Conuro de Ojos Blancos (*Leucopsittacus leucophthalmus*), al Amazón de Alas Naranjas (*Amazona amazonica*), al Mealy Amazon (*Amazona formosa*) y guacamayas que eran denominadas por los indígenas ARAT, palabra que daría origen a la denominación genérica *Ira*, también registro su comportamiento y que hacían nido en los huecos de los árboles (180)

Antes de que James Cook descubriera Australia (1770) en el mapa mundial de Gerard Mercator, fechado en 1569, aparece citada una región al sur del Océano Índico llamada Psittacorum Regio, por su parte, el primer reporte verídico de un perico australiano corresponde al de una Cacuata Azufrada (*Cacatua azurifera*), en Julio de 1606, por el español Don Diego de Prado y Tovar (180)

Sydney Parkinson, acompañante de Cook en su viaje a Tahití, ilustró numerosos animales descubiertos entre los que destaca la pintura de una Cacuata Negra de Coja Roja (*Calyptrorhynchus macriferus*), siendo ésta la pintura más antigua de un perico australiano. A su regreso a Inglaterra Cook llevó un Pequineto Arcaico (*Trichoceros spp.*) como presente al Marmadique Turistall, el cual fue retratado por Peter Brown en un grabado a colores en su NEW ILLUSTRATIONS IN ZOOLOGY en 1776. El modelo para este trabajo probablemente haya sido el segundo perico en llegar a Europa procedente de Australasia después de la Cacuata Azufrada (180)

George Louis Leclerc, Conde de Buffon, publicó entre 1749 y 1804 su obra en 44 volúmenes HISTORIE NATURELLE en la cual hace referencia a 108 especies de Psittaciformes conocidas por él, también reportó la reproducción exitosa del Perico Gris Africano en Francia en 1722 y 1774. En el año de 1781 John Latham publicó su obra GENERAL SINOPSIS OF BIRDS en donde incluyó 252 "razas" de pericos de todo el mundo (180)

Heinrich Kuhl escribió en 1821 su libro CONSPECTUS PSITTACORUM donde apuntó 209 tipos diferentes de pericos conocidos por él, 18 de los cuales eran nuevos para la ciencia en esas fechas (180)

En 1869 Alfred Russel Wallace publicó THE MALAY ARCHIPELAGO, THE LAND OF THE ORANG-UTIAN AND THE BIRD OF PARADISE, en el que incluye un pasaje donde describe como la Cacatua de las Palmas (*Probosciger aterrimus*) manipulaba semillas para alimentarse. En esas fechas el alemán Adolf Meyer determinó que el Eclecto Rojo y el Eclecto Verde (*Eclectus porphyrius*) eran una misma especie, siendo el primero la hembra y el segundo el macho (180)

En el año de 1891 Tommaso Salvadori formó su catálogo de pericos para el Museo Británico en el cual describe 499 diferentes tipos de Psittaciformes, 13 de los cuales eran nuevas especies. El crédito de haber dedicado la primera serie de libros al grupo de los pericos corresponde al ornitólogo francés François Levaillant, en dos volúmenes titulados HISTORIE NATURELLE DES PARROQUETS, en la que trata sobre 137 tipos y que fue publicada entre 1801 y 1805 (180)

En el año de 1881 el Cruztschke Verlagsgbuch Handlung en Magdenburg publicó el libro DIE PAPAGAIEN del Dr. Russ. En 1896 Russ produjo DIE AMAZONEN PAPAGAIEN y en 1898 DIE SPRECHENDEN PAPAGAIEN. En estos volúmenes Russ trata sistemáticamente de los pericos Amazona, los cuales fueron incluso así llamados por él (32)

El mantenimiento de pájaros en cautiverio por el hombre común de la clase media europea surgió hasta el siglo XIX con la aparición de los zoológicos y los espectáculos ambulantes de aves, además de que los verdedores de pájaros de la época victoriana comercializaban con los capitanes de las naves que llegaban de las Indias Occidentales especies comunes europeas a cambio de aves exóticas del Nuevo Mundo (140)

Los pericos siempre han sido populares entre los habitantes de América. Edward A. Armstrong apunta que Colón encontró a los nativos de las Indias Occidentales criando guacamayas para comida además de mantenerlas como mascotas. También describe la experiencia del explorador del siglo XIX Alexander von Humboldt, el cual regresó a Europa con un viejo loro que alguna vez vivió con los indígenas de una tribu llamada ATURE, en esos tiempos los Atures estaban extintos pero el perico seguía repitiendo frases en Ature, siendo aparentemente el último ser viviente que habló esa lengua (77)

Hacia fines del siglo pasado La Casa de los Pericos del Zoológico de Londres era muy popular y los pericos se convirtieron en parte de la decoración de los salones literarios y de té, así como también en accesorios para los retratos de las personas aristócratas. La firma comercial de Meissen y Worcester creó pericos de porcelana y decoró varios de sus trabajos con motivos alusivos a estos animales (180)

A principios del siglo XVIII Mark Catesby y Antoine Duprat pintaron numerosas aves del territorio que actualmente comprende a los Estados Unidos de América, una de las cuales fue el Perico de Carolina (*Conuropsis carolinensis*) (74), actualmente extinto. John J. Audubon a su vez lo incluyó en su obra BIRDS OF AMERICA, que apareció entre 1827 y 1838 (140). Edward Lear publicó en litografías su obra llamada ILLUSTRATIONS OF THE FAMILY PSITTACIDAE OR PARROTS, para la cual empleó ejemplares vivos en propiedad de coleccionistas europeos o del Zoológico de Londres, una de sus litografías originales fue sustratada en Nueva York en 1989 por \$ 23 000 00 dólares (180).

El inglés John Gould produjo en 1837 THE BIRDS OF AUSTRALIA AND ADJACENT ISLANDS, obra consistente en 600 láminas, 54 de las cuales correspondían a pericos. En 1875 produjo THE BIRDS OF NEWGUINEA AND THE ADJACENT PAJUAN ISLANDS donde 47 ilustraciones correspondían a pericos. Cuando regresó a Inglaterra, procedente de Australia en 1840, llevó consigo algunos pequeños pericos que habían de convertirse en los Psittaciformes más populares en todo el mundo, se trataba del Periquito Australiano (*Melopsittacus undulatus*) (180)

En México, varios pueblos prehispánicos reconocieron las características particulares de estas aves, dejando numerosos testimonios de su uso y admiración (AA,BB,CC,DD,EE,GG,HII,JJ). Así también, en tiempos recientes. Finda

Kahlo se autorretrató hacia 1939 en un óleo titulado "Yo y mis pericos", donde aparece rodeada de dos *Amazona autumnalis autumnalis* y dos *Amazona oeroccephala oratrix*. En 1941 pintó "Autorretrato con Bonito", en el cual aparece con un *A. oeroccephala oratrix*. En 1942 pintó "Autorretrato con Changó y Loro", donde nuevamente ilustra a un *A. oeroccephala oratrix*; esta pintura fue rematada por Sotheby's de Nueva York en 1993 en un total de 1.19 millones de dólares. En el año de 1951 pintó el cuadro "Naturaleza Muerta con Perico y Bandera", donde ilustra a un *Aratinga canicularis*, y ese año también pintó "Naturaleza Muerta con Perico", en la cual nuevamente ilustra a un *A. canicularis*. Finalmente, en un cuadro sin fecha titulado "Alicia Morillo Safa y su hijo Eduardo" ilustró a un *Aratinga* sp. (9,208)

La situación de los Psittaciformes en la primera mitad del siglo XX carece de la riqueza de descubrimientos o aplicaciones artísticas propias del siglo anterior, estando más bien marcada por la sombra de la extinción.

1.2 Utilización de los Psittaciformes

Debido a su color, fácil alimentación, tamaño, habilidad para aprender a repetir palabras y variedad, los pericos constituyen especies ideales para la industria de aves de ornato. En ocasiones los loros se han convertido en símbolos de rango social debido a su exotividad, colorido y costo. En los Estados Unidos de América esta situación fue propagada en años recientes por la aparición de Fred, una *Cacatua Alutida*, en la serie de televisión Bareta (Fig. 4) (77). Sin embargo, algunas especies de pericos han demostrado por diversas razones ser poco aptas para prosperar en cautiverio, tales son *Fini* sp., *Calyptorhynchus lathamii*, *Prioniturus* spp., *Loriculus* spp., *Butorgeris chrysipiterus*, *Neophema chrysoxigaster*, *Agapornis swindermiana* y *Ateropitpitia* spp. (74).

Las especies grandes como los amazons, guacamayas y cacatuas son aun importantes fuentes de proteína en ciertas áreas de Centro y Sudamérica y en Australasia, aunque probablemente se extendió el uso tradicional de plumas de perico con propósitos ornamentales y ceremoniales. Por ejemplo, el tocado tradicional de un indígena Kayapó brasileño puede incluir las plumas de la cola de por lo menos diez Guacamayas Jacinto (*Anodorhynchus hyacinthinus*) (190).

Estudios recientes en las tumbas de Sipán, de la cultura Moche en Perú (hacia 290 a. C.), indican el amplio uso de las plumas de pericos en ceremonias, sin embargo, al no conocer la distribución y el tamaño de las poblaciones de las especies continentales en su época original, no se puede determinar el efecto que tuvo en ellas su aprovechamiento en un sentido u otro. Lo mismo se puede decir en los casos de *Ara autochthonet* (74) y *Ara tricolor* (74), especies caribeñas ya extintas. Snyder, Willey y Kepler en 1987 concluyeron que, aunque la caza de los pericos por los indígenas fue una práctica común a través del Caribe, probablemente esta actividad tuvo un efecto más pequeño en las poblaciones silvestres, por ejemplo, el Amazona de Puerto Rico (*Amazona vittata*) comenzó a declinar con la llegada de los españoles y no como resultado de la caza realizada por los indios Taíno (180).

Las aves en general son el segundo grupo de caza en importancia para las comunidades indígenas después de los mamíferos. En América del Sur la familia Psittacidae, principalmente *Ara* spp. y *Amazona* spp., ocupa el tercer lugar después de las familias Cracidae y Ramphastidae en términos de individuos muertos por consumidor al año. Sumado a la fuente de proteína algunos pueblos indígenas creen que la carne de loro tiene ciertos poderes, como los Kayapó, que no la consumen en exceso por considerar que éstos los pueden seducir. Estas supersticiones así como otras tradiciones tribales y tabúes han servido para prevenir una sobre explotación del recurso (190). En México los Psittaciformes son considerados como fuente adicional de alimento en el Sur de la Península de Yucatan (26).

Finalmente, Silva (citado por Alderton) ha observado como los indios Matsigenko, en Argentina, han aprovechado concienzudamente este recurso natural al dejar siempre un polluelo en los nidos explotados de *Amazona aestiva xanthoptera*, procurando perturbar lo menos posible a los adultos, con el fin de que retornen al mismo lugar de anidación al año siguiente. Con cada animal vendido pueden comprar un saco de maíz de 50 kg, si esto no pudiera ocurrir los animales serían consumidos. La mortandad final de polluelos se estima en un 10 % al momento de ser liberados de cuarentena en los Estados Unidos (6).

El arte plumario ha sido reconocido en numerosas zonas de las regiones Neotropical y Australásica, ejemplo de ello son los trabajos de los indios Waviana de Surinam y la Guayana Francesa, los Yanomamo de Venezuela, los Kayapó de



Fig. 4. - Robert Blake (Baretta) and Fred. Copyright © Universal City Studios, Inc. (??) -

Brasil y las tribus de Papúa y Nueva Guinea. Algunos de estos grupos indígenas crían individuos de las grandes especies de pericos, a los cuales les quitan las plumas de la cola cada año, explotándolos así sin ocasionarles mayor daño, a diferencia de los que los cazan, consumen y usan sus plumas. Otros grupos indígenas los utilizan preferentemente para mascotas como los Panaré y Hoti de Venezuela, los Ayoreo en Bolivia y los Guarani en Ecuador (190)

En cuanto al arte plumario, hay que añadir que en algunos pueblos indígenas en los últimos años se ha incrementado dramáticamente esta actividad, como ocurre con los Kayapo, debido a la afluencia turística y a la comercialización de su artesanía (un tocado grande de plumas se puede vender en \$ 200 00 dólares), con obvias implicaciones para la sustentación de las poblaciones de pericos así utilizadas (190). Además, se debe considerar que después del análisis de Ridgely de 1982, sobre el estado y distribución continental de los pericos (en este caso Neotropicales) (168), no se ha hecho ningún intento sistemático para evaluar el impacto de su explotación, ni se ha realizado investigación alguna que demuestre la viabilidad de utilizarlos como recurso natural renovable, el cual es definido por Outeza como natural si forma parte de todo aquello que existe en la naturaleza actual y potencialmente utilizable por el hombre, y es renovable porque figura entre aquellos recursos que por producirse y renovarse pueden ser utilizados indefinidamente, con la única precaución de no exceder sus posibilidades (153)

1.3 Comercialización de los Psittaciformes a nivel mundial

Según los estudios realizados por la Real Sociedad para la Protección de las Aves con sede en Inglaterra, la mayoría de los pájaros destinados al comercio de las aves de ornato son capturadas en Asia, África y Latinoamérica para ser exportadas a Japón, Estados Unidos de América, Gran Bretaña, Alemania, Bélgica, Francia y Holanda (118,147).

Un estudio efectuado en el Mercado de Animales Vivos Duke de Caxias, en Río de Janeiro, reveló que varios cientos de animales de 246 especies diferentes fueron ofrecidos a la venta entre los años de 1980 y 1983, 201 correspondían a la Clase Aves, entre ellas 33 especies eran Psittaciformes. Flowden reportó en 1987 que los capturadores de pericos en Perú ganaron dinero extra, durante la temporada cerrada a la exportación, vendiendo sus animales en el Mercado Central de Lima y ofreciéndolos a un precio ligeramente mayor que el precio que regularmente pagan los exportadores durante la temporada abierta, demostrando así que existía un mercado doméstico competitivo para estas aves, situación que puede ser extrapolada a otros países (190)

Estudios recientes, a cerca de la situación poblacional de algunas especies de pericos amenazadas de extinción, sostienen la tesis de que los mercados domésticos de aves pueden tener efectos negativos en las poblaciones de dichas especies, como ocurre con la Cotorna Dorada (*Aratinga guaranuba*) y la Guacamaya Jacinto en Brasil (190)

CANTIDADES DE PSITTACIFORMES EXPORTADAS POR LOS PAISES NEOTROPICALES CONTINENTALES DURANTE EL PERIODO COMPRENDIDO ENTRE 1982 Y 1986 (190)

	1982	1983	1984	1985	1986
1.- Argentina	88,851	114,019	109,206	179,473	117,992
2.- Bélgica	13	29	7	15	41
3.- Bolivia	56,340	48,774	11,584	115	17
4.- Brasil	27	30	47	16	75
5.- Chile	16	56	138	952	1,137
6.- Colombia	260	220	188	31	30
7.- Costa Rica	47	46	5	313	4
8.- Ecuador	3,648	398	3,989	278	62
9.- El Salvador	877	552	1,388	2,065	16
10.- Guatemala	87	69	3,142	10,043	3,628
11.- Guayana	0	0	1	0	0
12.- Guyana	26,693	25,300	38,177	27,386	30,324
13.- Honduras	6,501	9,253	14,483	17,164	14,769

14.- México	7,042	135	28	9	227
15.- Nicaragua	100	121	96	282	1,827
16.- Panamá	184	101	55	50	54
17.- Paraguay	10	7	25	5	42
18.- Perú	39,303	19,463	51,671	33,921	16,977
19.- Surinam	1,984	1,924	1,764	7,322	8,737
20.- Uruguay	19,544	33,516	39,211	18,455	20,667
21.- Venezuela	67	81	21	53	9
TOTAL	251,594	254,094	275,226	297,948	216,635

Debido a que no todos los países exportadores e importadores reportaron su comercio con pericos en este período, la tabla anterior presenta las cifras de exportación mínimas según los registros de CITES. Habrá que añadir a éstas la cantidad de animales contrabandeados, estimándose por ejemplo que a través de la frontera entre México y los Estados Unidos pasaron 150 000 aves cada año durante el mismo.

En la década de los sesentas los mayores exportadores de Psittaciformes hacia los Estados Unidos eran Perú, Colombia, Paraguay y México. Estos tres últimos han prohibido la exportación legal y debido a esto otros países, particularmente Bolivia y Argentina, asumieron el papel de grandes exportadores. Cuando Bolivia prohibió el comercio de su fauna silvestre, a mediados de 1984, debido a que se le acusaba de lavar fauna silvestre tomada legalmente de países vecinos, Argentina se convirtió en el mayor exportador de pericos neotropicales. Otros secundaron a Argentina después de la prohibición boliviana: Guyana por ejemplo, reportó ser el país de origen del 90 % de las guacamayas importadas por los Estados Unidos en el período comprendido entre 1980 y 1982. Las importaciones de guacamayas a los Estados Unidos, sin embargo, han declinado hasta un 80 % desde que Bolivia impuso su prohibición (190).

A diferencia de las importaciones de guacamayas, la importación de amazonas a los Estados Unidos se incrementó en más del doble entre 1981 y 1985. El incremento más dramático se vio reflejado en la importación del Amazona de Frente Azul (*Amazona aestiva*), de cerca de 2 500 aves en 1981 a más de 25 000 en 1985 (190).

Argentina exportó más del 95 % de estos animales bajo la protección de un estatuto legal especial para pestes animales. Mientras ciertos reportes originados en el país refutan la aclamación de que el Amazona de Frente Azul es una peste, indicando que en ciertas provincias argentinas la especie está desapareciendo, es evidente que esta designación sirvió para intereses económicos: los exportadores argentinos recibieron aproximadamente \$ 45 00 dólares por ave, y los capturadores recibieron en promedio sólo \$ 4 50 dólares. Se estima que el total del monto de venta al menudeo de los animales en los Estados Unidos fue superior a los \$5,000,000 00 dólares. De manera similar *Amazona tucumana* fue extraída de la provincia de Tucumán y exportada en un total de 7000 animales entre los años de 1984 y 1986 (36,190).

La situación de *Anodorhynchus hyacinthinus* ejemplifica el impacto negativo que el comercio tiene en las especies de pericos, y las dificultades experimentadas para asegurar niveles sustentables de comercio. Se sabe que la especie en estado silvestre suma alrededor de 5 000 individuos, desconociéndose su distribución y población original, a principios de este siglo se reportaron cientos de animales cerca de Piauí, al noreste de Brasil, donde ahora ha sido totalmente acabada. Por otra parte, se sabe que sólo del 15 al 30 % de la población adulta de Guacamayas Jacinto en el Brasil intenta reproducirse en un determinado año, de éstas no todas terminan de criar a sus pollos, y aquellas que lo hacen casi nunca a más de uno, lo que en sí constituye una tasa reproductiva natural muy baja para la especie como para sostener a largo plazo la captura para su comercio y para subsistencia (190).

En el año de 1985, el Centro de Conservación y Monitoreo de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y los Recursos Naturales (IUCN) fue contratado por el Secretariado de la Convención Internacional para el Comercio de Especies Amenazadas (CITES), para evaluar el estado biológico y comercial de ciertas especies comercializadas en grandes volúmenes. De las 45 especies de pericos neotropicales comercializadas en gran volumen, una, la Guacamaya Jacinto, fue identificada como problemáticamente sobreexplotada (190).

En Africa Senegal exportaba hasta 1984 grandes cantidades de *Agapornis fischeri*, *Poicephalus* spp. y *Psittacus erithacus*, estos últimos lo eran también por Camerún, donde se les considera una plaga. Se estima que probablemente una parte de los 44,000 Pericos Grises Africanos que entraron al mercado mundial a fines de 1980, de los cuales un tercio se originó en Camerún, salieron ilegalmente de Mali y Togo, donde la especie es escasa. Con base en lo anterior, Ghana prohibió sus exportaciones de Perico Gris debido a un escándalo originado por la falsificación de documentos de exportación de la especie (147).

En el caso de Asia Tropical la exportación de aves hacia los Estados Unidos declinó drásticamente en la década de 1970, de medio millón de aves importadas anualmente por este país a solo 51,594 en 1979. Por su parte Tailandia, Bélgica y Sudáfrica exportan gran cantidad de aves criadas en cautiverio, principalmente varias especies de pericos australasios, aunque el contrabando de animales continúa (118,147).

La India exportó entre 1970 y 1976 cerca de 3 millones de animales, con un promedio anual aproximado de 1,850,000 aves por año. Senegal ha ocupado el segundo lugar como país exportador de aves de ornato después de la India, con un promedio anual de 1,700,000 aves por año entre 1970 y 1975. Para la Comunidad Económica Europea la India representó el 45 % de sus importaciones de aves ornamentales y Senegal el 85 % en el periodo comprendido entre los años de 1970 y 1976 (147).

De las 20 especies de aves más comúnmente exportadas por la India, las siguientes lo fueron hacia los Estados Unidos entre 1970 y 1972: *Psittacula krameri*, 7,331 aves, *Psittacula cyanocephala*, 7,157, *Psittacula alexanderi*, 2,217 y *Psittacula eupatoria*, 1,198 individuos. Algunas especies raras incluidas en los Apéndices de CITES también fueron exportadas, por ejemplo *Psittacula intermedia*, la cual es considerada como un híbrido natural entre *P. himalayana* y *P. cyanocephala*. Por otra parte, la India, para fines legales registra a doce especies del género *Psittacula* sp. (no se precisan cuales) que pueden ser exportadas a través de los puertos de embarque en Bombay, Calcuta, Madras y Nueva Delhi (147).

Del total de las 49 especies de aves endémicas de la India, se sabe que 11 han sido exportadas desde el año de 1970 entre las que destaca *Psittacula columboides*. Además, de las 49 especies consideradas como endémicas para el Subcontinente Indio, 15 han sido exportadas también desde ese año, entre las que destaca por el número de animales exportados *Psittacula cyanocephala* (147).

Por último, en Australia, la prohibición total de exportación de vida silvestre ha favorecido el contrabando de especies, en ocasiones bajo las más atroces condiciones. En este país varias especies de cacaotus, como *Eulophus roseicapillus*, han incrementado significativamente el número de individuos de sus poblaciones debido a las prácticas agrícolas modernas llevadas a cabo, se estima que la población total de esta especie sobrepasa los cientos de miles, en ocasiones poniendo en peligro el desarrollo biológico normal de otras, como es el caso de *Cacalia leadbeateri* (6,172).

1.4 Uso sustentable de los Psittaciformes a través del comercio internacional

La Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN) y el Fondo Mundial para la Fauna Silvestre (WWF) aceptaron, en el IUCN BULLETIN Vol. 3, No. 3 (1972), estar de acuerdo en el uso de animales de fauna silvestre como mascotas, si éstos se adaptan a las condiciones domésticas y su comercialización como tales o como animales de ornato no supone una amenaza a las poblaciones silvestres o representa un riesgo potencial al país importador (74).

Con la aprobación de la U.S. Endangered Species Act de 1973 y la creación de la Convención Internacional para el Comercio de Especies Amenazadas (CITES) el primero de Julio de 1975, el comercio de especies amenazadas o raras se ha vuelto cada vez más difícil para los traficantes, lo que ha implicado a los criadores de mascotas a producir un mayor número de especies y a no depender de la importación de animales silvestres. Sin embargo, debido a que muchos de los comerciantes tienen un único interés, vender, no importa si los animales son criados en cautiverio o capturados en el medio natural, y como las políticas gubernamentales no han reducido significativamente las importaciones de aves silvestres, queda como responsabilidad de los consumidores el limitar sus adquisiciones a aquellas especies que fácilmente se reproducen en cautiverio. Desafortunadamente detrás de esto último existe el incremento, en ocasiones irracional, de los precios de los animales criados en cautiverio, que de por sí ya es elevado cuando se trata de comercializar aves de captura directa (115,147).

En el año de 1988 el Consejo Internacional para la Conservación de las Aves (ICBP) publicó un libro titulado **BIRDS TO WATCH**, donde señala que, de las aproximadamente 9,000 especies de aves que viven en el planeta, no menos de 1,000 estaban en grados de riesgo de extinción, indicando que Brasil tiene 121 especies e Indonesia 126 especies gravemente amenazadas. También destacaba 47 especies de pericos en peligro de extinción, y no menos de 45 de las 145 especies existentes entre México y Argentina, concluyendo como causa principal de esto la captura para la comercialización como aves de ornato y la deforestación (147).

En el mes de Octubre de 1988, la ICBP lanzó una Campaña de Protección a los Psittacidos, con el fin de persuadir a la Comunidad Económica Europea de prohibir toda importación de las especies en peligro (la CEE importa legalmente 40 especies consideradas en peligro), y establecer normas estrictas para el bienestar de todos los pericos en tránsito. Más de 200,000 loros son importados por los miembros de la CEE cada año y se espera que con la eliminación de las barreras comerciales en 1992 el número de animales importados vaya en aumento (147).

La Convención Internacional para el Comercio de Especies Amenazadas (CITES) permite a los países, en lo individual, adoptar medidas legislativas domésticas estrictas para controlar la exportación e importación de vida silvestre. Varios países de América Latina han tomado medidas severas para prohibir la captura o comercialización de pericos neotropicales o para restringirlos a grupos específicos. Brasil prohibió toda explotación comercial de su vida silvestre en 1967, Paraguay en 1975, Ecuador en 1981, México en 1982 y Bolivia en 1984. Otros países, entre ellos Colombia y Venezuela, restringen severamente su comercio de fauna silvestre. Aunque estos esfuerzos para proteger a las especies son laudables, no han limitado satisfactoriamente el tráfico internacional de pericos, ya que las exportaciones continúan clandestinamente de manera abierta con poca o ninguna represión. Adicionalmente, las prohibiciones de exportación hacen poco para promover el uso sustentable de la fauna silvestre y, como consecuencia, el resultado de estas decisiones políticas hace que se ignore la posibilidad de que la fauna silvestre pueda ser manejada como un recurso renovable al no evaluarse el número de animales capturados para exportación, el nivel de comercio internacional respectivo, y se investigue o coopere con aquellos involucrados en atrapar y comercializar fauna silvestre para determinar los efectos de su explotación (190).

Los Apéndices de CITES en vigencia son un ejemplo de la posibilidad de promover el uso sustentable de los pericos a través de las regulaciones apropiadas para su comercio. Las 141 especies neotropicales de psittacidos están incluidas en sus Apéndices. Mientras que un número de estas especies ha satisfecho los estrictos criterios biológicos que originaron la prohibición internacional de su comercialización, a través de la lista de especies del Apéndice I, las restantes especies están disponibles para un comercio internacional regulado en el Apéndice II. Quizás el aprovechamiento de varias especies del Apéndice II puede no ser sustentable, sin embargo, existe poca evidencia científica disponible para indicar que deben ser totalmente removidas del comercio internacional y transferidas al Apéndice I (147).

En el anexo I de la página 141 se detallan las especies de Orden Psittaciformes incluidas en los Apéndices I, II y III de CITES con vigencia a partir del 6 de Abril de 1993.

1.4.1 Surinam y Guyana, cómo un país puede aprovechar sus recursos naturales

En Surinam, la División de Protección a la Naturaleza del Servicio Forestal de Surinam (Nature Protection Division of the Surinam Forest Service-LBH) y la Fundación para la Conservación de la Naturaleza de Surinam (Foundation for Nature Conservation in Surinam-STINASU), han desarrollado una estrategia para el uso sustentable de algunas de las especies de fauna silvestre más abundantes en Surinam, incluyendo 21 de pericos. Muchas de estas especies son aún abundantes en áreas selváticas y para aquellas que destruyen las cosechas, el gobierno ha establecido un esquema de exportación que genera intercambio exterior de divisas (190).

Mediante estudios científicos y de viabilidad económica se establecieron cuotas conservativas de exportación para 21 de las 30 especies de pericos del país. Basados en la presunción de que las especies más grandes producen menos crías, y tienen tasas de reproducción más bajas, establecieron las cuotas más altas para las especies más pequeñas (190).

En conjunto con el Fondo Mundial para la Fauna Silvestre (WWF), la LBB inició un estudio a largo plazo de los efectos que tenía la captura de las especies sujetas a las cuotas de exportación. La información proporcionada acerca de la abundancia de cada especie ha indicado que las cuotas pueden ser incrementadas en vez de disminuidas (190).

Las cuotas de exportación de Surinam en 1987 fueron de un total de 12 420 pericos, un tercio del número de animales exportados por su país vecino, Guyana. Surinam ha reconocido que las grandes especies de loros, con promedios de vida muy largos, tienen tasas de reproducción muy bajas y sus poblaciones probablemente no puedan sostener a largo plazo una explotación comercial, tal como es el caso de Guyana, la cual exportó 2,400 individuos de *Ara urucurana* por año, diez veces más que el número de aves pertenecientes a esta especie exportadas por Surinam (190).

Los altos niveles de exportación de Guyana trajeron rápidamente las críticas de los países importadores, según los cuales la fauna de los países vecinos estaba siendo "lavada" a través de este país, o bien, la población local de pericos estaba siendo explotada a tal grado que no podría sustentar a largo plazo este comercio. Como resultado de esto la Comunidad Económica Europea decidió prohibir las importaciones de Guyana en 1986, inmediatamente Guyana anunció su prohibición a la comercialización de pájaros y la implementación de un sistema de cuotas de exportación (189,190).

Guyana prohibió toda exportación de su fauna silvestre el 28 de Febrero de 1987 con el fin de diseñar y trabajar con un sistema de cuotas y revisar las legislaciones y regulaciones locales sobre fauna silvestre. De 1981 a 1986 Guyana exportó más de 150 000 pericos, más que cualquier país latinoamericano, con excepción de Argentina, Bolivia y Perú (189,190).

El primero de Octubre de 1987 el gobierno de Guyana anunció que tenía cuotas establecidas para 20 especies de pericos y que empezaría a otorgar permisos de exportación el 15 de Octubre de ese año. Las cuotas establecidas para el periodo de 1987-1988 sumaron un total de 36 720 aves, lo que aparentemente fue 30 % más alto que el promedio anual comercializado entre 1981 y 1986 (189,190).

1.5 El comercio de Psittaciformes en México

Se ha considerado a México como uno de los más grandes exportadores de aves silvestres en el mundo. En 1979 fue el proveedor de aves silvestres más importante en Latinoamérica para los Estados Unidos y en 1980 el segundo más importante (117).

México cuenta con 19 especies de pericos, 28.5 % de las especies y 79 % de las subespecies han sido explotadas tanto para el comercio nacional como para el internacional de mascotas, aunque las leyes mexicanas permiten sólo la captura y comercio de pocas de ellas (117). El 30 de Julio de 1991 en el Diario Oficial de la Federación apareció publicado el Acuerdo por medio del cual se estableció el Calendario de Captura, Transporte y Aprovechamiento Racional de Aves Canoras y de Ornato en la República Mexicana para la temporada de 1991 a 1992, en el cual sólo se permitía el aprovechamiento de las siguientes especies: *Aratinga holochlora*, *Aratinga nana aztec*, *Aratinga canicularis*, *Bolborhynchus lineola*, *Brotogeris jugularis*, *Amazona albifrons* y *Amazona autumnalis autumnalis* (153). Las restantes 12 especies mexicanas se encuentran en veda permanente (39,162, 164) y, aunque los permisos oficiales en México que permiten la captura y comercialización de aves canoras y de ornato incluyen a 7 especies de pericos, estas actividades no se han restringido siempre a aquellas cuya explotación está legalmente permitida. Se presume que entre los años de 1970 y 1982 la cantidad de pericos importados legalmente a los Estados Unidos desde México fue de al menos 133 299 aves (117).

Las especies y número autorizado de individuos para su exportación por el gobierno mexicano entre 1981 y 1982 fueron comparados con la lista de las aves importadas por los Estados Unidos durante el mismo periodo. De las 63 000 aves que el gobierno mexicano autorizó para la exportación sólo 31 % fueron importadas por los Estados Unidos, el 69 % restante fue a otros países. Este estudio reveló que cuatro especies, cuya exportación estaba prohibida en este periodo, fueron "legalmente" importadas por los Estados Unidos: *Ara militaris*, *Ara macao*, *Amazona albifrons* y *Amazona farinae guatemalae* (117).

El análisis de las formas de importación del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos determinó que 25,376 individuos de especies de pericos fueron exportadas hacia los Estados Unidos desde México entre 1979 y 1982. Estas aves fueron entregadas en 94 embarques, con una media de 193 aves por embarque y un rango de una a 3,250 animales. La mayoría de los embarques mexicanos fueron recibidos en ciudades fronterizas de los Estados Unidos, por ejemplo, la ciudad de Los Angeles recibió el 32 % de las exportaciones de aves mexicanas en ese período (117).

La Ley Federal de Caza, aprobada en 1952, estableció las normas para todas las regulaciones de fauna silvestre en México. En 1979 las regulaciones para la captura y comercio de aves canoras y de ornato fueron por primera vez establecidas cubriendo la temporada de 1979 a 1980. En ese mismo año la captura de cuatro especies fue prohibida. Estas regulaciones afectaron a la exportación de fauna silvestre pero no al comercio local. La Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente propuso nuevas medidas para la conservación y la explotación de la fauna silvestre mexicana (117). *Gaceta Ecológica*, Vol. 1, No. 1, Junio de 1989. La exportación de aves nativas mexicanas fue prohibida en el mes de Septiembre de 1982 (152).

Por otra parte, las especies que se encuentran amenazadas o las que están protegidas por la ley se vuelven más vulnerables para el mercado ilegal de fauna silvestre, esto ha ocurrido con *Amazilia ucrucephala oratrix* y con *Ara macao*. Para estas especies así como para otras protegidas los documentos que las legalizan han sido falsificados. En otros casos los documentos legales que autorizaban el comercio de un embarque particular y que dejan clara a la especie y número de animales, eran utilizados repetidamente para embarques adicionales. Permisos ilegales han sido y son utilizados para reexportar aves silvestres a países en donde ellas no se encuentran naturalmente. Especies comunes de pericos eran y son usadas para parecer aves raras y valiosas o para parecer aves que pueden ser comercializadas (117). En el año de 1981 la Dirección General de Flora y Fauna Silvestre de la Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos autorizó la exportación de 15,200 ejemplares de pericos mexicanos a tres compañías de conocidos traficantes de animales (152).

La División para la Ejecución de la Ley del Servicio de Caza y Pesca de los Estados Unidos de América destacó que en 1987 México fue la mayor fuente de fauna silvestre contrabandeada hacia ese país. La Operación Perico (Pittacine Operation) del Servicio de Caza y Pesca de los Estados Unidos (U S Fish and Wild Life Service) embargó un gran número de pericos amenazados con un valor aproximado de \$468,000 00 dólares, contrabandeados desde México y Latinoamérica a los Estados Unidos. En 1987 aproximadamente 200 Cacatuas de las Palmas (*Probosciger aterrimus*), una especie endémica amenazada del Norte de Australia, Papúa-Nueva Guinea e Indonesia, fueron contrabandeadas hacia México. La cacatúa está protegida por la ley en estos tres países y está incluida en el Apéndice 1 de CITES. Se presume que estas aves fueron reexportadas a los Estados Unidos donde se vendieron a un precio al menudeo de \$ 15,000 00 dólares cada una (117).

Entre los años de 1975 y 1979 el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos confiscó un total de 7,219 pericos mexicanos que fueron ilegalmente introducidos en los Estados Unidos, el 58 % de estas aves no pudo ser identificado por su especie correspondiente debido a que eran animales muy jóvenes, de dos semanas o menos de edad, haciendo difícil su distinción entre una especie comercial y una especie amenazada (117).

El reexportar fauna silvestre nativa de un país hacia otro ha sido en ocasiones otra forma ilegal de tráfico de fauna silvestre. El problema que existe para monitorizar este comercio estriba en distinguir cuales especies son realmente reexportadas legalmente y cuales no. Según los datos obtenidos de un estudio que se remonta hasta los últimos años de la década de 1960 aparentemente *Amazilia viridigenalis*, especie endémica y protegida por la ley mexicana, fue exportada a los Estados Unidos desde Colombia, donde tienen una especie muy parecida, *Amazilia autumnalis salvini*. Circunstancia similar ocurrió con *Ferpus cyanopygius* y *Amazilia finchi* (117).

Finalmente, se debe agregar al proceso de comercialización de aves en México la posibilidad de que un perico muera, la cual dependerá de la duración del tiempo que el ave o el embarque permanezcan en cada paso de la comercialización así como de la edad y condición del animal. La tasa menor de mortandad de pericos en el mercado ilegal se estima que es de un 40 a 50 % más alta que en el legal. Esta última se debe principalmente a la alimentación deficiente, estrés y hacinamiento. Apoyando lo anterior el International Species Inventory System (ISIS), que reúne los datos a cerca de los animales cautivos en zoológicos y otras instituciones públicas, registra que el 7 % de las muertes de guacamayas en los zoológicos de los Estados Unidos entre 1977 y 1978 ocurrieron debido a heridas producidas por el hacinamiento.

1.6 Situación actual que guardan las especies amenazadas.

En el mes de Marzo de 1987 la policía paraguaya en Asunción, la capital del país, detuvo a un contrabandista que pretendía sacar a través de la nación sudamericana hacia Europa a los que probablemente hayan sido los dos últimos polluelos de *Cyanoptera spixii* (6,74,133) nacidos en vida silvestre. Esta ave fue descubierta en 1819 por el zoológico alemán Johan Baptist von Spix y desde entonces su hábitat siempre ha estado restringido a las zonas semáridas y pantanos de palmeras Burity en Curaca, Bahía, al noreste de Brasil, (180,191). Sin embargo, no se ha considerado la pérdida del hábitat como causa de su declive como especie ya que su territorio natural era originalmente muy reducido, por lo que se presume que en un principio esta poca distribución territorial originó su desaparición debido a que la hizo vulnerable a la caza y a la captura. Algunas personas sugieren que se debe incluir a las abejas africanas como competidoras por los lugares de anidamiento, pero aún así la captura de animales para el tráfico ha sido la principal causa de su desaparición (13,194). Un censo reciente arrojó datos de que sólo existen entre 26 a 31 aves en cautiverio distribuidas en Brasil, España, Suiza, Filipinas, Alemania, Francia, Portugal, Singapur, Gran Bretaña, Sudafrica y un sólo ejemplar en vida libre en Brasil (194).

En 1990 se creó el Comité Internacional para la Recuperación de la Guacamaya Spix, una organización formada por los propietarios de aves, conservacionistas y el gobierno de Brasil. Gracias a la amnistía ofrecida por el gobierno brasileño los poseedores de Guacamayas Spix (la mayoría de los cuales se encuentran fuera de Brasil) se han acercado a participar en un programa de reproducción en cautiverio operado por el Comité (194).

En Filipinas hasta ahora sólo una pareja de animales se ha reproducido con éxito durante los últimos cinco años, por lo que la idea original de ofrecerle al último individuo en libertad uno o dos compañeros con la esperanza de que se reproduzca no es viable; es más, los individuos nacidos en cautiverio no han respondido a los que han muerto, en lo que parece ser la muerte de la especie más rápido de lo que se reproduce (194) (nota durante el tercer semana de Marzo de 1995 fue liberada una hembra para que formara pareja con el único ejemplar en vida libre, el cual se sabe que es macho, sin embargo, la Agencia France Press emitió el 18 de Junio de 1996 un comunicado diciendo que el último ejemplar en vida libre de esta especie tenía cuatro semanas de no haber sido visto y que no aceptó a la hembra criada en cautiverio liberada para que formaran pareja) (141).

A decir de algunos autores el gobierno brasileño debió haber sido más estricto, como ocurrió con el gobierno de St. Vincent, en las Antillas Menores, el cual determinó que *Amazona guildingii* (6,74,133) era el ave nacional y que todas las que se encuentran en otras partes del mundo pertenecían a la nación, originando demandas a otros gobiernos para que le fueran devueltas todas las aves que se sabía fueron extraídas sin permiso. Recientemente el gobierno de St. Vincent presentó una propuesta a los miembros de CITES para que reconocieran y aprobaran que ningún país en el mundo pudiera emitir permisos para *Amazona spp.* sin tener el previo correspondiente de St. Vincent (194).

El Comité Internacional para la Preservación de las Aves (ICBP) y la Universidad de East Anglia estimaron la población de *Amazona guildingii* en unos 400 individuos en la Isla de St. Vincent, amenazados principalmente por los desastres naturales que azotan a la isla, y en unos 100 individuos cautivos fuera de la misma. En ambos lugares se ha logrado cierto éxito en programas de reproducción en cautiverio (148,180).

El *Amazona* de Santa Lucía (*Amazona versicolor*) (6,74,133) está representado por aproximadamente 300 individuos en vida libre pero su especie se reproduce en cautiverio tanto en la isla como en el exterior (180).

En la Isla Dominicana existen dos especies de *Amazona*, *Amazona imperialis* y *Amazona arausiaca* (6,74,133). En el siglo XIX Frederick A. Ober apuntó que existía una temporada de caza legal para estos pericos, sin embargo, hacia 1900 estas especies alcanzaron protección legal. En 1920 James Bond escribió que eran todavía abundantes pero para 1940 descubrió que su número había disminuido alarmantemente, a pesar de esto la captura de animales aun no se ha detenido, sobre todo de los adultos que constituyen el núcleo reproductivo de la isla, como consta en últimas fechas en el escándalo internacional de 1980 entre el gobierno de la Isla Dominicana y el zoológico Walsrode Bird Park en Hamburgo, Alemania, el cual cuenta con 788 miembros de los Psittaciformes representando a 246 especies, es decir al 75 % del total de las especies del mundo, algunas de las cuales están entre las más raras y amenazadas, como ocurre con *Amazona imperialis* y *Amazona arausiaca*. Cuando la Unión Internacional para la Preservación de las Aves (ICBP) produjo su catálogo en 1978 reportó que existían 150 individuos de *Amazona imperialis* en la Isla Dominicana; para el año de 1990 sólo quedaban libres en la isla

menos de 50 y los ejemplares que se encuentran en cautiverio no se reproducen satisfactoriamente (147,180). Por último, se puede citar que en el mes de Diciembre de 1983 fue vendido en Neuss, Alemania Occidental, un *Amazona imperialis* por \$29,000.00 dólares (152).

El Perico Nocturno Australiano, *Geopittacus occidentalis* (6,74,133), se conoce sólo por un espécimen obtenido en 1912, aunque se hicieron avistamientos de la especie en Cooper's Creek en el Sur de Australia en 1979. En el mes de Octubre de 1989 la Australian Geography Society ofreció una recompensa de \$ 50,000.00 dólares australianos por evidencia científicamente aceptable que compruebe que el Perico Nocturno todavía existe (180).

El Amazona de Puerto Rico, *Amazona vittata* (6,74,133), en el año de 1953 contaba sólo con el 0.2 % de su territorio natural en la reserva de Luquillo. En ese año Jesús Rodríguez Vidal, miembro del Departamento de Agricultura de Puerto Rico, realizó un estudio de las últimas 200 aves que aproximadamente vivían en la isla descubriendo que tenían muy pocas probabilidades de éxito reproductivo, debido a que nidifican en suelos calizos y eran altamente vulnerables a los depredadores introducidos. Posteriormente, en 1963, se descubrió que quedaban 110 individuos y finalmente en 1973 la especie sumaba sólo 13 pájaros. Fue entonces cuando se estableció un programa de recuperación de la especie por el Servicio de Caza y Pesca de los Estados Unidos (U. S. Fish and Wildlife Service), el Servicio Forestal de los Estados Unidos (U. S. Forest Service) y el Departamento de Recursos Forestales de Puerto Rico. Actualmente se ha incrementado la población hasta 37 individuos vivos en cautiverio aunque sólo se reproducen con éxito cuatro parejas, de forma tal que la integración de más individuos reproductores permanece baja. La especie cuenta con 70 animales entre los que se encuentran cautivos y los que viven en libertad (138,146,180).

Otro plan de recuperación local se está llevando a cabo para reintroducir en Arizona, Estados Unidos de América, al perico *Rhyechopsitta pochyrythcha* (2,6,74,133), especie que aparentemente vivió en esas latitudes y que es endémica en México, al igual que *R. terris* (6,74,133). Ambas especies se encuentran amenazadas de extinción debido a la tala de los bosques de coníferas de la Sierra Madre Occidental y Oriental respectivamente (2,130,168,180).

El Perico Dorado, Queen's of Bavaria Conure o *Aratinga guarouba* (6,15,74,133) es el más grande de los conures, semejando una pequeña guacamaya y está restringido a una pequeña área al Noreste de Israel, se encuentra amenazado de extinción debido a la tala de los bosques y al desarrollo que se está llevando a cabo en la región, principalmente por la construcción de la carretera Transamazónica y la carretera Belém-Brasilia. Además, la presa Tocuruú ha inundado gran parte del territorio original de la especie (12,168,190).

El Amazona de Cola Roja, *Amazona brasiliensis* (6,74,133), se encuentra en peligro de extinción debido a que su territorio se encuentra limitado a las selvas pantanosas al sur del Estado de Sao Paulo, en Brasil, el lugar es muy poco accesible para el estudio científico del ave pero no así para la explotación maderera debido a que el lugar no cuenta con la protección legal necesaria. Aparentemente en Brasil sólo se conocen 30 individuos cautivos (12,168,180).

Debido a la carencia de depredadores en su hábitat natural el Kakapo, *Strigops habroptilus* (6,74,133) evolucionó en una ave no voladora, pesada y virtualmente indefensa (nota: Kakapo es una palabra maori que en plural se pronuncia igual) (180).

La llegada de los polinesios hacia el año 750 después de Cristo y de los europeos en el siglo XVIII puso en riesgo la supervivencia de la especie. Actualmente existen escasamente alrededor de 50 individuos en vida libre y ninguno en cautiverio. Los maoríes los utilizaban como alimento y para hacer capas con sus pieles y plumas llamadas KAHU-KAKAPO. La decadencia de la especie fue acentuada por los gatos, comadrejas, armuños y hurones introducidos por los europeos para controlar la plaga de conejos que ellos propiciaron (hacia 1880), los cuales fueron inefectivos para hacerlo volviendo sus ataques contra los pericos y sus nidadas (180).

A mediados del siglo XIX la especie fue exterminada en Nueva Zelanda de la Isla del Norte y rápidamente comenzó a desaparecer de las partes bajas de la Isla del Sur. Se dice que hacia el año de 1880 el animal era tan abundante en Fiordland que las expediciones en la región se alimentaban con la especie (180).

En el año de 1891 Richard Henry promovió a la Isla Resolution como reserva para los animales y plantas neozelandeses amenazados de extinción, entre ellos al Kakapo. A pesar de esto en 1900 se descubrió en la isla la presencia de comadrejas. Los animales fueron entonces removidos a islas más pequeñas en Dusky Sound y a la Isla Little Barrier,

declaradas santuarios de vida silvestre. Aún así los gatos ya estaban presentes en Little Barrier Island y no fueron exterminados sino hasta 1980 por el Servicio de Fauna Silvestre de Nueva Zelanda, restaurándola como un lugar seguro para 16 Kakapo. Entre 1977 y 1982 un total de 18 Kakapo fueron trasladados a Little Barrier Island (180)

En la década de 1950 el Servicio de Fauna Silvestre realizó estudios para determinar si existían poblaciones viables de Kakapo, en la Sonda de Milford se encontraron algunos ejemplares y se realizó un intento de reproducción en cautiverio en Mount Bruce, al norte de Wellington, cinco fueron capturados pero al poco tiempo murieron y se determinó que todos habían sido machos (180)

Hacia 1990 sólo cinco animales se encontraban en Fiordland. En 1977 una población aparentemente ignorada sobrevivió en la Isla Stewart, entre 100 y 200 aves, sin embargo, un nuevo estudio determinó que esta población estaba en franca decadencia nuevamente debido a la presencia de gatos silvestres (180)

De la Isla de Stewart se trasladaron cuatro hembras y 25 machos a la pequeña Isla Codfish, hacia la costa noroeste de la Isla de Stewart, donde los mamíferos depredadores nativos tuvieron que ser exterminados (180)

Con la ubicación final de las últimas poblaciones de Kakapo en Little Barrier Island y en Codfish Island surgió otro problema debido a la especialización en la dieta del Kakapo, ya que tiende a preferir los frutos y las semillas de los árboles RIMU y KAHIKATEA, los cuales florecen cada dos años, así la época reproductora de la especie y la oviposición de su único huevo están condicionadas a la floración de los árboles mencionados. La Isla Codfish tiene una buena reserva de vegetación propia para los Kakapo pero en Little Barrier Island las condiciones son diferentes, viéndose los animales forzados a adaptarse a otras fuentes de alimento (180)

En Marzo de 1989 se conocían sólo 40 Kakapo vivos, un macho solitario en la Isla de Stewart, 8 machos y 6 hembras en Little Barrier Island y 20 machos y 5 hembras en la Isla Codfish. El gobierno de Nueva Zelanda se ha propuesto incrementar la población a por lo menos 500 individuos y ha invertido a la fecha \$2.5 millones de dólares neozelandeses (180)

Aunque las poblaciones de Codfish y Little Barrier aparentemente han mantenido un nivel moderado de heterogeneidad, el tamaño actual de cada población es considerablemente menor al mínimo recomendado como necesario para el mantenimiento a corto plazo de una viabilidad genética. Las poblaciones conocidas están pasando ahora por un severo cuello de botella genético, que se puede esperar los lleve a una diferenciación genética entre las poblaciones y pérdida tanto de la heterogeneidad como de la diversidad alélica entre las poblaciones. Se sabe que existe una relación directa entre la heterogeneidad y los componentes de la adaptación tales como el éxito reproductivo y la supervivencia en las poblaciones naturales (192,198)

La pérdida de variación, particularmente la de los alelos raros, puede incluso afectar la capacidad de la especie para adaptarse a cambios ambientales futuros. Las varias transposiciones de Kakapo pueden haber disminuido la diversidad alélica entre las poblaciones ya que estos alelos, que ocurrían originalmente en una población, ahora parecen ser únicos a toda la especie aunque, según el proyecto original de 1982, se espera que en el futuro el intercambio de nuevos individuos entre las poblaciones por generación mantenga la variación genética y se reduzca así la consanguinidad (192,198)

Finalmente, el Departamento de Conservación de Nueva Zelanda establece que *Strigops habroptilus* se encuentra clasificado dentro de la categoría A (alta prioridad) de protección, junto con *Cyanoramphus malherbi*, con una población total de 49 individuos, estando bajo la tutela de un programa de cinco años, para promover la reproducción exitosa de la especie, a través de alimentación suplementaria y manejo intensivo (Department of Conservation of New Zealand, Species Protection Division, 22 November 1996)

Para el Perico de Vientre Naranja, *Neophema chrysoptera* (6,74,133), única especie de Psittaciforme realmente migratoria y que es común a Australia y Tasmánia, la amenaza de extinción ha surgido por la captura para el comercio de aves de ornato y por la quema no programada de bosques y pastizales en los cuales se alimenta y anida. Además, el animal aparentemente no acepta con facilidad las semillas de los pastos introducidos a las islas. Una situación similar ocurre con el Ground Parrot, *Pezoporus wallacii* (74,180).

Algunas de las grandes especies de cacatúas se encuentran bajo gran presión en Australia debido a la deforestación, que ha disminuido los sitios adecuados para anidar, y a las grandes extensiones de suelo destinado a la producción de granos, los cuales a primera luz podrían representar una alternativa mejor para la alimentación de las especies, pero se ha descubierto que no en todos los casos ocurre así, de tal manera que algunas especies no llegan a criar exitosamente a sus polluelos constituyendo sólo grandes poblaciones de aves viejas sin renuevos (180).

Probablemente *Psittacula echo* (6,74), el Perico de Mauricio, sea la especie de Psittaciforme que se encuentre más en riesgo de extinción y quizás los esfuerzos para salvarla se estén llevando a cabo demasiado tarde. El ave fue extinguida de la Isla Reunión en 1800. En 1886 entro en decadencia en Mauricio por la competencia por los lugares para anidar con *Psittacula krameri* y *Gracula religiosa*, ambas especies introducidas, una desde Africa y la otra procedente de la India. En 1982 se determinó que existían sólo 12 individuos silvestres y ningún aparente éxito reproductivo (180).

A pesar de los esfuerzos del ornitólogo Galés Carl Jones, el cual ha tenido éxito en la recuperación de la Paloma Rosa y el Cernicabo de Mauricio, ambos al borde de la extinción, sus esfuerzos no han fructificado en *Psittacula echo*, del cual quedan en libertad 5 machos y 3 hembras. La única pareja reproductora se capturó en 1987 para tratar de que lo hicieran en cautiverio, con un aparente éxito hasta 1992-1993, cuando a través de Anglia Productions se reportó la existencia de 12 animales en vida libre y el nacimiento de dos crías en cautiverio (180).

Otras especies que se encuentran gravemente amenazadas son (147) *Ara rubrogenys*, endémica en las provincias de Cochabamba y Santa Cruz, Bolivia, *Bratogeris pyrrhopterus*, endémico en la frontera de Ecuador, Perú, sobre explotado, *Vini* spp., especies amenazadas debido a su escasa población y reducido habitat insular, *Neophema pulchella*, *N. splendida*, capturados ilegalmente y contrabandeados de Australia, *Amazona agilis* y *A. collaris*, endémicos de Jamaica y amenazados por la deforestación, *Amazona barbadensis*, endémico de la Isla Beaufort en las antillas Holandesas y extirpado de la Isla de Aruba, *Amazona leucoccephala bahamensis*, especie endémica de las Islas Bahamas, actualmente sólo en las Islas Abaco y Gran Inagua. Esta especie anida en madrigueras excavadas en los suelos calizos (88), al igual que *A. vittata*, se encuentra amenazada por el desarrollo de actividades humanas y por ser su hábitat el paso natural de huracanes, *Amazona ocreocephala uratrix* y *A. viridigenalis*, endémicos de México y amenazados por el contrabando como mascotas y deforestación, *Ara macao*, *A. cholopectera* y *A. glaucogularis* (endémica de Bolivia) han desaparecido de la mayor parte de sus zonas de distribución debido a la captura para comercializarlas como mascotas, lo que incluye derribo de árboles de nidificación para obtener polluelos; situación similar ha ocurrido con *Amaduhymechus hyacinthinus*, *A. leari*, del cual se sabe que existen aproximadamente 140 animales en vida libre divididos en dos poblaciones (197) y *A. glaucus*, el cual se presume extinto (6,74,184). Finalmente, es necesario profundizar en la investigación de la situación biológica de *Ara costoni*, debido a que la información disponible es escasa (6,74, 133).

II.- CLASIFICACION TAXONOMICA Y DISTRIBUCION GEOGRAFICA.

2.1 Introducción

Existen aproximadamente 8 700 especies de aves vivientes hoy en día, aunque Austin en 1961 declaró que hay evidencia que sugiere que la fauna aviar en el Pleistoceno pudo haber tenido 11 500 especies, así la Clase Aves posiblemente haya alcanzado su pico máximo hace un millón de años aproximadamente, disminuyendo gradualmente desde entonces (176).

Actualmente la Clase Aves se encuentra subdividida en dos subclases, *Archaeornithes* (extintas) y *Neornithes*, aves modernas con huesos metacarpianos fusionados, tercer dígito alargado y 13 o menos vértebras caudales. Todas las *Neornithes* se agrupan en el Superorden *Neognathae* (nueva mandíbula), el cual agrupa a 27 órdenes (122)

Se presume que las raíces del origen de los Psittaciformes están en la antigua Gondwana, en el periodo Jurásico. Cuando el continente se fragmentó, la única porción de tierra que permaneció con su fauna nativa fue Australia, el lugar donde actualmente más especies de Psittaciformes existen. Glenny, citado por Forshaw, en 1954 consideró que la presente distribución geográfica de los Psittaciformes, especialmente las grandes concentraciones en Australia y Sudamérica, constituye evidencia que contribuye a la teoría que dice que la Antártida fue el centro del origen de estas aves a partir de la cual se desplazaron a través de Sudamérica y Australia (74,56)

El récord fósil del Psittaciforme más antiguo corresponde a *Archaeopsittacus verreauxi*, del Oligoceno superior o Mioceno inferior, fue descrito a partir de un tarso metatarso encontrado cerca de Allier, Francia. El representante más antiguo conocido de un género moderno es *Comaropus fratercula*, del Mioceno superior, descrito a partir de un hueso izquierdo encontrado en Nebraska, Estados Unidos de Norteamérica. Los fósiles más antiguos conocidos de géneros modernos corresponden a *Pomus ensenadensis* y *Aratinga rosewelli*, del Pleistoceno de Argentina y Ecuador respectivamente (74)

También se sabe, por evidencias fósiles, que los pericos habitaron latitudes más septentrionales de las que ahora ocupan y que a raíz de la última Era Glacial se replegaron hacia las zonas tropicales, posteriormente en América el Perico de Carolina (*Comaropus carolinensis*) recuperó terreno, sin embargo, en Asia, la Cordillera del Himalaya impidió que se diera el mismo fenómeno (56)

Los Psittaciformes cuentan casi con el mismo número de especies en el Viejo y Nuevo Mundos, pero se encuentran más diversificados en el primero y todas las formas evolucionadas en el Nuevo Mundo pertenecen a la subfamilia Psittacinae de una de las más grandes familias de pericos del Viejo Mundo, Psittacidae, la cual tiene un único género endémico, *Rhynchopsitta* spp (74). Esto sugiere un origen en el Viejo Mundo para los Psittaciformes. En la Región Australásica es donde existe la mayor diversidad de la misma forma básica, en otras partes del Viejo Mundo se encuentran poco representados y todos ellos forman parte de la misma subfamilia junto con los pericos americanos (56)

Los Psittaciformes pudieron haber sido las aves dominantes en muchos sitios hasta antes del surgimiento de los Psaciformes, ahora éstos están reemplazándolos. Aunque los pericos aun se encuentran entre los grupos más ricos de aves y son dominantes en algunas partes del mundo, existen dos circunstancias que indican que el Orden se encuentra en decadencia, una es la desaparición de las especies de las zonas templadas de Latitud Norte, la otra es que no existe género alguno que sea común al Viejo y al Nuevo Mundo, lo que sugiere que ha cesado la dispersión activa del grupo hace tiempo. Quizás los Psaciformes hayan resultado ser mejores aves migratorias que los Psittaciformes y debido a ésto los estén reemplazando en las zonas templadas de las regiones septentrionales. Mayr, citado por Forshaw, sugiere que los Psittaciformes son ejemplo de radiación adaptativa desde que se establecieron en Sudamérica (74)

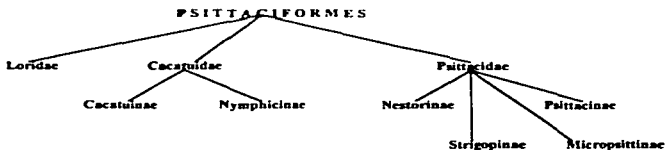
Por su parte, dada la evidencia científica, el querer relacionar filogenéticamente a los pericos con otros grupos de aves no es posible así, Stresemann (1927-1934), Austin (1961) y Dorst (1964), declaran en sus trabajos que los pericos son un grupo que carece de parentesco alguno con otros grupos de aves vivas y aparentemente se han mantenido así desde que comenzó su diversificación dentro de la Clase Aves primitiva (74)

Wetmore, en su trabajo A CLASSIFICATION FOR THE BIRDS OF THE WORLD (1960), colocó a los Psittaciformes después de los Columbiformes y antes de los Cuculiformes. Se han destacado similitudes anatómicas en el número de los pericos y de las palomas; pero aún así esto no es evidencia concluyente de su afinidad cercana, aunque muchos autores colocan a los Psittaciformes después de los Columbiformes en sus listas sistemáticas. Las palomas tienen cereas carnosas en la base de sus picos y los patrones de distribución del plumaje en algunas especies, particularmente en las palomas frugívoras, son como los de los pericos. Por otra parte existen también similitudes superficiales en otros Órdenes de aves tales como el pico gancho en las rapaces y patas con dedos zigodáctilos (oponibles en pares) en los pájaros carpinteros, jacamars y tucanes, miembros del Orden Psittaciformes, en los cuicos y turcos del orden Cuculiformes y en los Trogoniformes, los cuales a diferencia de los Psittaciformes, tiene el segundo dedo en vez del cuarto dirigido hacia atrás con el primero. Los pericos tienen entre las plumas de su cuerpo plumón que se desintegra para conservar a las plumas principales, característica que presentan también los arones, miembros del Orden Ciconiformes, los tucanes, miembros del Orden Psittaciformes y los tlorrinos del Orden Passeriformes (74). De acuerdo a los estudios de ADN de Charles Sibley, en Estados Unidos, los pericos podrían estar relacionados con los vencejos, trogones, lechuzas y cuicos, de tal manera que la relación aparente con los Columbiformes según este estudio parece no ser tan firme y podría ser sólo convergencia evolutiva (36,176).

El Orden Psittaciformes constituye un grupo muy homogéneo de formas, así que las diferencias encontradas para separarlos en categorías menores son muy pocas. A partir de sus estudios comparativos de la osteología craneal de los Psittaciformes Thompson (1900) destacó "querer descubrir características anatómicas que ayuden a producir una clasificación natural de los pericos ha sido el deseo de muchos ornitólogos, pero la investigación ha sido poco fructífera". Berlioz, en 1941, dijo cosas similares "no ha sido posible observar ninguna característica osteológica como criterio absoluto para intentar agrupar a los pericos y definir sus respectivas afinidades" (74).

Salvadori, en 1891, utilizó una clasificación basada en características externas, esta comprendió siete familias, una de las cuales, Psittacidae, fue dividida en seis subfamilias. Thompson siguió la clasificación de Salvadori cuando llevó a cabo sus estudios osteológicos y, aunque demostró diferencias menores, ninguna alteración a la anterior fue propuesta. El trabajo de estos dos autores sentó los cimientos de distribución que aun forman la base para la clasificación taxonómica de los Psittaciformes. Reichenow, en 1913, propuso un nuevo arreglo que comprendió ocho familias y una de éstas, Psittacidae, fue dividida en tres subfamilias, ésta no fue diferente del trabajo de Salvadori. Peters en 1937 se apoyó en la clasificación de Salvadori cuando publicó su "Check-List", pero utilizó una sola familia dividida en seis subfamilias (74).

Clasificación de los Psittaciformes según Forsaw (1977), modificada de Peters (74)



2.2 Los parásitos de la plama y su relación con la evolución y clasificación taxonómica de los Psittaciformes (74)

La distribución actual del Orden Mallophaga (piojos mordedores) sugiere que se convirtió en parásito de la Clase Aves en los primeros tiempos de la evolución de esta y que evolucionó con ella. Esto significa que los Mallophaga de hospederos relacionados se encuentran a su vez relacionados entre sí. Diferentes especies de aves normalmente no entran en mutuo contacto estrecho, de manera que existe poca probabilidad de intercambio de poblaciones de piojos; este aislamiento ha llevado a una restricción del hospedero, así, en muchos casos, una especie de Mallophaga es sólo encontrada en un hospedero o en un grupo de especies que sirven como hospederos relacionadas muy cercanamente. Cada Orden de aves está parasitado por uno o varios géneros de malófagos que son frecuentemente peculiares a él, y las relaciones entre las especies de este o de estos géneros reflejan las relaciones entre los hospederos con respecto al Orden. Clay apunta que muchos factores tales como la distribución discontinua del género y especies, evolución paralela y convergente, infestaciones secundarias y el error humano en la interpretación de la evidencia pueden oscurecer la relación inicial entre el hospedero y parásito, así que la información acerca de la ocurrencia de Mallophaga no puede ser empleada como guía infalible para establecer las relaciones entre los hospederos.

Relación de algunos géneros malofágicos con cuatro grupos principales de Psittaciformes

	Cacatuidae	Loriidae	Nestorinae	Psittacinae
<i>Echinophlopterus</i>	X			X
<i>Forficulocetus</i>			X	X
<i>Neopsittaconirmus</i>	X		X	X
<i>Paragoniticotes</i>				X
<i>Psittaconirmus</i>		X		
<i>Psittocela</i>	X			
<i>Therestella</i>				X

Los pericos del Nuevo Mundo están parasitados por el género *Paragoniticotes*, el cual no se ha encontrado en otras aves. La familia Loriidae está parasitada sólo por *Psittaconirmus*. Tres géneros malofágicos han sido reportados en la familia Cacatuidae, *Psittocela* no ha sido encontrado en ningún otro grupo de pericos, *Neopsittaconirmus* también se encuentra en las subfamilias Nestorinae y Psittacinae y *Echinophlopterus* también en Psittacinae. La subfamilia Nestorinae tiene dos géneros, *Forficulocetus* también se encuentra en la subfamilia Psittacinae y *Neopsittaconirmus* tanto en Psittacinae como en Cacatuidae. Existen cinco géneros reconocidos para Psittacinae, uno también se encuentra en Cacatuidae, otro ocurre en Nestorinae y otro más en Cacatuidae y Nestorinae, uno está confinado a los pericos del Nuevo Mundo y *Therestella* sólo se le ha encontrado en *Psittocela* spp. de Nueva Guinea. De lo anterior destaca que la distribución geográfica de los géneros malofágicos de la subfamilia Psittacinae es particularmente interesante al estar dos de ellos ampliamente distribuidos a través de África, Madagascar, Asia continental y Australasia, dos sólo han sido reportados para Australasia y uno más se encuentra confinado totalmente a Latinoamérica y el Caribe.

Resumiendo, cada una de las tres familias, Loriidae, Cacatuidae y Psittacidae tienen géneros malofágicos restringidos a ellas. En el caso de la familia Loriidae existe un sólo género. Dos de los tres géneros encontrados en la familia Cacatuidae han sido también reportados en la familia Psittacidae. En la familia Psittacidae existe un género confinado a los pericos de América y otro sólo conocido en *Psittocela* spp. de Nueva Guinea, uno sólo para Nestorinae y Psittacinae y dos que han sido también encontrados en Cacatuidae.

	Centro y Sudamérica	Africa	Madagascar	Asia Continental	Australasia, Filipinas
<i>Echmophlopterus</i>		X	X	X	X
<i>Forficulocercus</i>					X
<i>Neopittacotirmus</i>		X	X	X	X
<i>Paragoniocotes</i>	X				
<i>Tharsettella</i>		X	X	X	X

2.3 Distribución geográfica de las Pittaciformes.

Forsbaw, tomando en cuenta las relaciones taxonómicas aparentes, dividió en su libro PARROTS OF THE WORLD a las poblaciones de pericos del mundo en tres grupos, basándose en su distribución geográfica, los llamó UNIDADES GEOGRAFICAS DE DISTRIBUCION para diferenciarlos de las Regiones Faunísticas y son (74)

- I- Distribución Pacífica comprende Papúa-Nueva Guinea, Australasia, Nueva Zelanda, islas del Océano Pacífico y la región Este del Sureste de Asia.
- II- Distribución Afroasiática comprende África, Madagascar, islas del Océano Índico y Asia Tropical hasta Java.
- III- Distribución Sudamericana incluye la porción Sur de Norteamérica, Centro y Sudamérica y las islas del Caribe.

Estas distribuciones indican que no existe un límite preciso entre la distribución Pacífica y Afroasiática, sino más bien una zona en la cual se encuentran especies que pueden ser colocadas en cualquiera de las dos. Lo anterior se debe considerar cuando se estudie la distribución de los pericos en las REGIONES FAUNISTICAS creadas por P.L. Selater en 1858 y que son (40):

- 1.- Región Australásica: comprende Australia, Papúa-Nueva Guinea e islas adyacentes y Nueva Zelanda, a la cual se le considera una subregión.
- 2.- Región Etiópica: formada por África subsahariana y Madagascar, isla a la cual también se le considera una subregión.
- 3.- Región Neártica: comprende todo el territorio de Norteamérica hasta el Norte de México. Forma junto con la Región Paleártica la Región Holártica.
- 4.- Región Neotropical: centro y Sur de México, Centro y Sudamérica e islas del Caribe.
- 5.- Región Oriental: constituida por el Subcontinente Indio y Sureste de Asia e islas adyacentes.
- 6.- Región Paleártica: integrada por Europa, África nortahariana y Asia Tropical hasta la Cordillera del Himalaya.

Ahora que *Conuropsis carolinensis* está extinto, *Pittacula himalayana* es la especie de Pittaciforme con la distribución más septentrional que se conoce, habitando en Afganistán a los 34º de Latitud Norte, la especie con distribución más austral actualmente viva es *Emicognathus ferrugineus* que vive en Chile a los 55º de Latitud Sur, ya que *Cyanorampulus novaezelandiae erithrois* está extinto de la isla Macquarie, al Suroeste de Nueva Zelanda (74). Con respecto a la altura sobre el nivel del mar, *Nestor notabilis* y *Strigops habroptilus* se desarrollan perfectamente en las montañas nevadas de esta última (6,74,133), en Sudamérica otras especies de hábitos montañosos son *Leptopittaca*

brassicii, *Ognorhynchus icterotis*, *Pyrrhura calliptera*, *Hapalopsittacus melanotis*, *H. amazonina*, *Pionus humulivorus*, *P. similoides*, *Amazona mercenaria* y *Bolborhynchus* spp. (74).

Las especies del Orden Psittaciformes con la mayor distribución geográfica natural son *Psittacula krameri*, *Pionus melanurus* y *Burtonius zonarius*. Las aves insulares son las que proporcionalmente pueden tener la menor distribución geográfica, como ocurre con *Cyaneromphus unicolor* y *Myi strepteni*. Algunas especies continentales ocupan lugares de distribución muy reducidos, este es el caso de *Bolborhynchus ferrugineifrons* y *Nannopsittacus panycalera* (74).

En términos generales de riqueza de especies de aves las regiones faunísticas pueden ser ordenadas así: Neotropical, Etíopica, Australásica, Oriental y Holártica (40). Basándose en esto, la distribución de los Psittaciformes en el planeta presenta problemas interesantes, ya que Australasia y América tropical son muy ricas en especies, África es muy pobre y Asia tropical se encuentra en situación intermedia. Por su parte, el Hemisferio Norte prácticamente carece de pericos si no se toma en cuenta a *Coturnicops camillorum* (74).

Como nota final, el 4 de Agosto de 1980 fue avistado por primera vez *Pyrrhura orcesi* (6,15,133) en la región ecuatoriana de El Oro, constituyendo esta la 333 especie de Psittaciforme conocida, nominada en Junio de 1984 por Robert S. Ridgely y Mark B. Robins en el WILLSON BULLETIN (11,180). Así también, *Amazona karwalli* (6) ha sido recientemente determinado como especie diferente de *Amazona formosa formosa*, con la cual comparte estrechamente el mismo hábitat en el alto Río Jurua, en la provincia de Amazonia, en Brasil, y al Sur de la región de Santarem, en las cercanías del Río Tapajós provincia de Para. Esta diferenciación fue publicada en la REVISTA BRASILEÑA DE BIOLOGIA, Noviembre de 1989 por Rolf Grantsau y Helio F. de Alameda Caniago (6).

2.4 Los Psittaciformes como aves introducidas (147)

Actualmente Norteamérica es el lugar de residencia para varias especies de aves no nativas del continente. Aproximadamente 25 especies de aves exóticas se han establecido en los Estados Unidos de América, sin incluir a las diversas especies de aves de caza introducidas por los Departamentos de Caza Estatales.

En los Estados Unidos de América en 1900 se aprobó el Acta Lacey, que fue creada para controlar la importación de especies exóticas que pudieran dañar a la agricultura de ese país, de estas regulaciones fueron excluidos todos los miembros del Orden Psittaciformes. Con el paso del tiempo el Departamento del Interior fue el encargado de llevar a cabo esta disposición y para el año de 1973 los pericos seguían siendo situación de excepción.

En atención a lo anterior el Estado de California, en los E.U.A., prohibió la importación de 19 especies de aves a su territorio, entre las que se encuentra *Myiopsitta monachus*. Aparentemente esta especie se ha convertido en un residente permanente en varios Estados del Este de la Unión Americana y en la Península de Florida. En 1971 *Myiopsitta monachus* se convirtió en residente en Puerto Rico.

Psittacula krameri manillensis se ha establecido en poblaciones reproductoras regulares en Florida desde 1963 y en 1970 existía una población local en Los Angeles, California, la cual desapareció por causas desconocidas. *Brotogeris versicolurus* se estableció en California, Florida y Puerto Rico entre los años de 1968 y 1971, durante los cuales se importaron hacia los Estados Unidos 262 755 animales.

El Periquito Australiano, *Melopsittacus undulatus*, se ha convertido en una ave residente en Florida al igual que *Amazona oeroccephala* y *Ara* spp. Desafortunadamente, la mayoría de las personas prefiere la presencia de estas aves exóticas, protegiéndolas aún a costa de la amenaza que estas o las medidas de protección representan para las aves nativas, como es el caso de las rapaces.

Otras especies que han sido reportadas como residentes introducidas en Canadá y en los Estados Unidos son: *Amazona viridigenalis*, *A. autumnalis*, *A. amazónica*, *A. albifrons*, *A. finschi*, *Nandayus nenday*, *Aratinga canicularis* y *A. pertinax*.

2.5 Los Psittaciformes mexicanos, clasificación taxonómica y distribución geográfica (nota: los nombres en español, maya y náhuatl corresponden a aquellos empleados por los capturadores y vendedores de pájaros en México, los nombres en inglés al común internacional) (7,15,28,74,158,176,FF,KK)

Las aves de México son un grupo muy importante a nivel mundial, se calcula que las aproximadamente 1 060 especies reconocidas representan cerca del 10 % del total global. Es conocido que la situación de muchas especies de fauna mexicana es precaria, se presume que aproximadamente existen 272 especies de aves en riesgo de extinción. El análisis del estado de conservación de éstas revela que por lo menos el 26 % de ellas presentan problemas de supervivencia.

Estas especies se distribuyen en patrones fácilmente identificables que, por lo general, corresponden a las principales formaciones fitogeográficas del país. Estos patrones reciben el nombre de provincias bióticas, las cuales se encuentran caracterizadas por ciertas condiciones ecológicas y climáticas que determinan la composición de la comunidad de aves y, por lo tanto, su historia a través del tiempo.

Los conceptos anteriores explican el hecho de que el país cuente con más de 100 especies de aves endémicas, siendo *Amazona finschi*, *A. viridigenalis*, *A. santholara*, *A. uerocephala watrisi*, *Porpus cyanocephalus*, *Rinchipitta pachyrhyncha* y *R. Terrisi* los Psittaciformes endémicos de México.

1. - *Amazona albifrons albifrons* (Sparmann) 1788. Cotorra Guayabera, Loro de Frente Blanca, Loro Manglero, Cocho (Cocha), Cucha, Cabeza de Manta, White Fronted Amazon, Spectacled Parrot, Spectacled Amazon.

- a). *Amazona albifrons albifrons*: desde Nayant por la vertiente pacífica hasta Chiapas
- b). *Amazona a nana* W. de W. Miller Sureste de Veracruz y Noroeste de Chiapas
- c). *Amazona a saltuensis* Nelson Sinaloa, Oeste de Durango y Sureste de Sotora

2. - *Amazona autumnalis autumnalis* (Linné) 1758. Cotorra Cucha, Loro Carriamarillo, Loro Frenitrojo, Loro Mejilla Amarilla, Perico Guayabero, Xitit (maya), Red-Lored Amazon, Yellow-Checkered Parrot.

- a). *Amazona autumnalis autumnalis*: Costa del Golfo de México excluido el Norte de la Península de Yucatán.
- b). *Amazona a diadema* (Spix) 1824.
- c). *Amazona a lilacina* Lesson.
- d). *Amazona a salvini* (Salvadori) 1891.

3. - *Amazona farinosa farinosa* (Boddaert) 1781. Cacique, Loro Verde, Loro Cabeza Azul, Loro Palencano, Mealy Amazon, Blue-Crowned Parrot.

- a). *Amazona farinosa chapmani* Traylor 1958
- b). *Amazona f guatemalae* (Slater) 1864: Sureste de México y Península de Yucatán.
- c). *Amazona f inornata* (Salvadori) 1891
- d). *Amazona f virenticeps* (Salvadori) 1891

4. - *Amazona finschi finschi* (Slater) 1864. Cotorra Montañesa, Cotorra Guayabera, Perico Colorado, Xitit (maya), Lilac-Crowned Amazon, Pacific Parrot.

- a). *Amazona f finschi*: centro y Suroeste de México, Sur de Sinaloa y Durango a lo largo de la costa del Océano Pacífico
- b). *Amazona f woodi* Moore: Noroeste de México, del extremo Sureste de Sonora y Suroeste de Chihuahua hacia el Sur en Sinaloa y Durango

5.- *Amazona crocecephala crocecephala* (Gmelin) Yellow-Crowned Parrot.

- a) *Amazona a. aurocapitata* (Lesson) Loro Tehuano, Loro de Nuca Amarilla, Loro Real, Yellow-Naped Amazon, costa del Sur y Sureste de México
- b) *Amazona a. belizensis* Monroe y Howell 1966
- c) *Amazona a. nattereri* (Finsch)
- d) *Amazona a. nana* Monroe y Howell 1966. Loro de Cabeza Amarilla, Double Yellow-Headed Amazon, vertiente del Golfo de México excluido el Norte de la Península de Yucatán, en el interior hasta San Luis Potosí
- e) *Amazona a. oratrix* Ridway Loro de Cabeza Amarilla, Double Yellow-Headed Amazon region central de la vertiente del Pacífico, costa del Golfo de México y Península de Yucatán.
- f) *Amazona a. panamensis* (Cabanis) 1855 Panama Yellow Crowned Amazon
- g) *Amazona a. parvipes* Monroe y Howell 1966
- h) *Amazona a. treamarior* Nelson. Loro de Cabeza Amarilla de Tres Marias Islas Tres Marias
- i) *Amazona a. xantholorna* Betelepsch

6.- *Amazona viridigenalis* (Cassin) 1853 Cotorra Amapola, Cotorra de Cabeza Roja, Tlalacuezath (náhuatl), Red-Crowned Parrot, Green-Checked Amazon Noroeste de México, Nuevo León y Tamaulipas hasta San Luis Potosí y el Norte de Veracruz.

7.- *Amazona xantholora* (Gray) 1859 Cotorra Guayabera de Yucatán, Loro Ceja Amarilla, Loro Yucateco, Toznen, Toznen, Toznen (náhuatl), Xitut, Thuth, Exikin, Exikin (maya) Península de Yucatán

8.- *Ara macao* (Linné) Guacamaya (o) Roja (o), Papagayo, Alo, Ah k'ots, Mox, Oop, X-op (maya), Scarlet Macaw: Sur de Tamaulipas, costa del Golfo de México, Península de Yucatán excluido su extremo Norte, Sureste de México

9.- *Ara militaris militaris* (Linné) Guacamaya Militar, Guacamayo, Papagayo, Lorito, Alo, Oop, X-op (maya), Military Macaw.

- a) *Ara m. mexicana* Ridway: territorio nacional exceptuando las zonas desérticas del Norte, franja costera del Golfo de México, Istmo de Tehuantepec y Península de Yucatán.
- b) *Ara m. boliviana* Reichenow

10.- *Aratinga canicularis canicularis* (Linné) Perico Atolero, Lorito, Catarina, Cotorra Común, Periquillo de Frente Anaragada, Periquillo Común, Orange-Fronted Conure (Parakeet)

- a) *Aratinga c. canicularis*: costa de Chiapas
- b) *Aratinga c. clarae* Moore: Oeste de México, desde Sinaloa hacia Colima, Oeste de Veracruz y centro de Michoacán.
- c) *Aratinga c. rubrimastrum* (Lesson) Suroeste de México desde el Este de Michoacán hasta Oaxaca.

11.- *Aratinga holochlora holochlora* (Sclater) Perico Quila, Cototón, Lorito, Cucha, Cotorra de Cueva, Pericón, Periquito Verde, Green Conure, Green Parakeet Este y Sureste de México desde Nuevo León hacia Veracruz, Oaxaca y Chiapas.

- a) *Aratinga h. brevipes* (Lawrence): Isla Socorro en las Islas Revillagigedo.
- b) *Aratinga h. brewsteri* Nelson Sonora, Sinaloa y Chihuahua
- c) *Aratinga h. strenua* (Ridway) Oaxaca y Chiapas

12.- *Aratinga nana nana* (Vigors). Perico Atolero, Perico Verde, Cotorra Bosquera, Lorito, Quiliton (náhuatl), Periquillo Alcaparrero, Xk'Alil', (maya), Olive-Throated Conure (Parakeet), Aztec Parakeet.

- a) *Aratinga n. aztec* (Souancé). costa del Golfo de México desde Veracruz e incluyendo la Península de Yucatán.
- b) *Aratinga n. melloni* Twomey.
- c) *Aratinga n. vicinialis* (Bags y Penard) Noroeste de México desde el centro de Tamaulipas hasta el Noroeste de Veracruz.

13.- *Bolborhynchus lineola* (Cassin) Perico Catarina, Cotorrilla, Lorito, Catarina Rayada, Catarina Listada, Perico Barrado, Barred Parakeet.

- a) *Bolborhynchus l. lineola*: Sur y Sureste de México excepto la Península de Yucatán
- b) *Bolborhynchus l. tigrinus* (Souancé)

14.- *Protopteris jugularis jugularis* (P.L.S. Müller) Perico Señorita, Gachupinita, Cotorra Colicoria, Periquito Garganta Anaranjada, Periquito Colicorio, Orange-Chinned Parakeet, Tovi Parakeet. Costas del Sureste de México

- a) *Protopteris j. exul* Todd.

15.- *Forpus cyanopygius* (Souancé). Periquito Señorita, Mexican Parrotlet. Noroeste de México desde Sinaloa y Oeste de Durango hacia Colima

- a) *Forpus c. insularis* (Ridway). Islas Trece Marías.
- b) *Forpus c. pallidus* (Brewster). Sureste de Sonora y Norte de Sinaloa.

16.- *Pionopsitta haematotis haematotis* (Sclater y Salvin) Perico Real, Cotorra de Frente Aceitunada, Perico Cabezipardo, Cocha (Cocho), Perico Orejirroja (o), Brown Hooded Parrot. vertiente del Golfo de México, Sur y Sureste y Península de Yucatán exceptuando su extremo Norte.

- a) *Pionopsitta h. coccinicollaris* (Lawrence).

17.- *Pionus senilis* (Spix). Perico Cabeza de Viejo, Loro Chilillo, Loro Pimiento, Lorito Cabeza Blanca, Cotorra de Frente Blanca, Cotorra de Montaña, Perico Cabeza Blanca, Xkili, X'ut', X'tut (maya), White-Capped Parrot. vertiente del Golfo de México desde el Sur de Tamaulipas y San Luis Potosí hasta la Península de Yucatán exceptuando su extremo Norte.

18.- *Rhynchopsitta pachyrhyncha* (Swainson) 1871. Cotorra Serrana, Guacamaya Enana, Cotorra de Pico Duro, Guaca, Thick-Billed Parrot. Sierra Madre Occidental hacia el Sur hasta Colima

19.- *Rhynchopsitta terrisi* Moore. Cotorra Serrana, Cotorra de Frente Púrpura, Maroon-Fronted Parrot. Sierra Madre Oriental en Nuevo León y Coahuila.

III- CARACTERÍSTICAS ANATÓMICAS GENERALES Y DIFERENCIAS PARTICULARES.

3.1 Introducción.

En este capítulo se hace referencia a las características particulares de la anatomía de los Psittaciformes y se ilustra con esquemas generales la anatomía aviar (Figs 5,6,7,8,9)

El tamaño de los Psittaciformes varía desde los Pericos Pigmeos de Nueva Guinea (*Micropitta* spp) con menos de 9 cm de longitud total, hasta la Guacamaya Jacinto (*Andorhynchus hyacinthinus*) que mide 100 cm, siendo éste el perico más grande de todos (6,74,133). Por su parte, *Strigops habroptilus* es el Psittaciforme más pesado, pudiendo los machos alcanzar 4 kilogramos de peso, así también, mantienen su eje longitudinal en posición horizontal, con la cabeza ligeramente dirigida hacia el suelo. Entre las aves de hábitos terrestres, esta especie es la única capaz de almacenar grandes cantidades de grasa corporal como fuente de energía.

3.2 Sistema Tegumentario (Figs 5 a y b)

Está formado por las plumas y la piel. El plumaje (conjunto de las plumas del ave) tiene un papel muy importante en el aislamiento térmico del animal para asegurarle una temperatura corporal de 38 a 42.5 oC. Además, es empleado en el vuelo, en la exhibición para el cortejo, en la lucha intraspecífica (como ocurre con las crestas plumosas de las cacaotás y *Nymphicus hollandicus*), como material para anidación y como soporte del cuerpo para trepar en superficies verticales como en *Micropitta* spp (6,74,133)

Las plumas son estructuras epidermales análogas al pelo de los mamíferos, nacen en la piel de invaginaciones llamadas folículos plumosos. Estructuralmente son complejas, ligeras de peso y capaces de resistir una gran fuerza física. Una pluma totalmente formada no es capaz de presentar más crecimiento; pero puede ser modificada por el uso normal o por manipulación mecánica del ave (143,159)

En el caso del plumaje general de los pericos, cabe destacar que la cola de estos puede ser larga y aguda como en *Psittacula longicauda* y en *Polytelus alexandri*, corta y cuadrangular como en *Gravhalskatalus brachyurus* y *Touit* spp. o puede tener características ornamentales como ocurre en *Charmosyna papou* y *Proniturus* spp. La conformación externa que las plumas pueden dar a las alas también es variable, pudiendo ser estrechas y alargadas como en *Lathamus discolor* y *Nymphicus hollandicus* o amplias y cortas como en *Amazona* spp. Algunos pericos tienen crestas plumosas en la cabeza, como *Cacatua* spp., y otros tienen plumas alargadas en la nuca, como *Deroptyus accipitrinus* (74,133)

El color de las plumas se debe a pigmentos y a la luz difractada en elementos celulares o en capas de grasa. Este puede ser alterado por hormonas, dieta, agentes blanqueadores, suciedad, edad, daño físico de la pluma, enfermedades y temporalmente por el agua. En algunos pericos existen dos tipos de pigmentos, uno es de color amarillo pálido en la luz visible y amarillo oro fluorescente, amarillo azufroso o verde en la luz ultravioleta, no se le encuentra en la familia *Lariidae* y en *Electus* spp de la subfamilia *Psittacinae*. El segundo tipo consiste de pigmentos rojos o amarillos no fluorescentes encontrados en especies como *Melopsittacus undulatus* y *Amazona leucoccephala*. Muchos colores en estas aves se deben a la combinación de dos o más colores pigmentarios o a la combinación de colores pigmentarios y estructurales, por ejemplo, el color de la cabeza de *Psittacula cyanocephala* se debe al rojo de las barbulas de la pluma y a la estructura de las barbas, que producen el color azul. Este color se origina por un fenómeno Tyndall cuando las ondas de la luz blanca chocan con las vacuolas microscópicas que se encuentran embebidas en la estructura de las barbas, cuyos diámetros son menores a la amplitud de onda de la mayoría de los colores de la luz visible, excepto a aquellos cercanos al azul; este fenómeno es reforzado por depósitos de melatina que absorben al rojo dejando que el azul se refleje. En este caso las plumas parecen cafées cuando se ven contra la luz visible pero reflejan el color azul cuando ésta incide sobre ellas (143,159).

Los colores iriscentes o metálicos se deben a un fenómeno de interferencia, esto es, la estructura de la superficie de la pluma refleja la luz de tal manera que ciertos colores son absorbidos mientras que otros son reforzados (143,159).

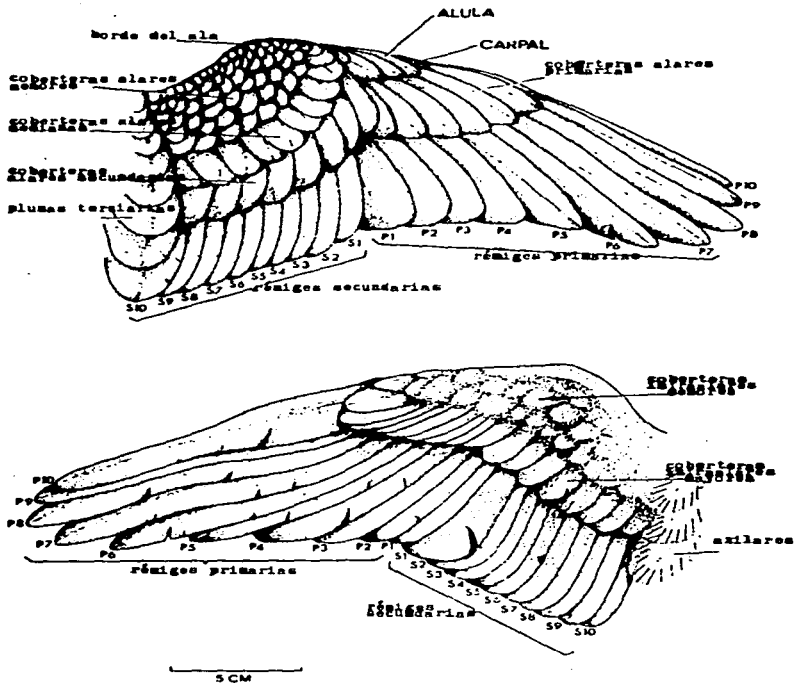


Fig. 5b.- Anatomía descriptiva del ala de *Eolophus roseicapillus*: dorsal-arriba, ventral-abajo (74).

La superficie expuesta o externa de la pluma recibe el nombre de dorsal y la interna o en contacto con el cuerpo se denomina ventral. Las plumas, en general están formadas por un vano o vetea plana a cada lado de un eje longitudinal o cañón de la pluma, dividido en calamo o segmento sin barbas y raquis o segmento con barbas. El calamo se encuentra implantado en el folículo plumoso por su extremo proximal y tiene una abertura en cada extremo llamadas ombligo inferior y superior (143,159)

El ombligo inferior contiene las papilas mesodérmicas generativas de la nueva pluma, el ombligo superior se encuentra por la cara ventral de la pluma y de él surge la pulpa desecada y desechada cuando la pluma se ha formado. Un surco profundo se extiende desde el ombligo superior hasta el extremo distal de la pluma por la cara ventral del raquis, de él surgen en ángulos de 45º a cada lado las barbas, que forman la porción pennacea, la vela o la palca de la pluma, de las barbas surgen a su vez las bárbulas, las cuales se entrelazan con bárbulas adyacentes mediante un sistema de ganchos que se encuentran en su extremo distal, formando así una superficie laminar apropiada para el vuelo, la impermeabilidad y la protección corporal del ave (143,159)

En algunas plumas, como las del contorno, las barbas inferiores aparecen esponjadas o plumáceas debido a que sus bárbulas carecen de ganchos, conforme se asciende en el raquis éstas van apareciendo. Cuando las bárbulas de una pluma se encuentran desenganchadas, son arregladas nuevamente por el ave cuando jala la porción pennacea a través del pico en dirección paralela a las barbas (143,159)

Las plumas son formadas en un principio por la interacción de la papila plumífera y la epidermis, produciéndose una sucesión de diversos tipos de pluma: de polluelo, juvenil y adulto. La papila da origen a un folículo plumoso, donde una pluma en lo general se origina por el engrosamiento de las células epidermales que rodean y cubren a la papila dermal. El anillo de células así formado se alarga y forma un cilindro epidermal lleno de médula mesodermal, la pared dorsal de este cilindro se elonga más rápido que la porción restante y forma el raquis. En ambos lados del cañón en formación aparecen las barbas, que van aumentando en número conforme el eje principal crece, hasta que la longitud definitiva de la pluma es alcanzada. El extremo distal de la pluma tiene entonces las barbas más viejas o que primero se formaron y la porción plumácea o basal es la última en ser formada. La estructura estrechamente empaquetada de una pluma en proceso de formación recibe el nombre de "pluma en alfiler" o "pin feather", tiene una médula pulposa y turbulenta rica en vasos sanguíneos y gránulos de pigmentos (143,159)

Las plumas se agrupan en plumas del contorno, que dan la apariencia general del ave, plumas productoras de polvo y las filoplumas, además, existen plumas que se parecen al pelo de los mamíferos y se encuentran en la cabeza del ave, llamadas cerdas o filoplumas modificadas, como ocurre con las pestañas de los Amazonas y del Periquito Australiano. Las plumas faciales de varias especies de Ara spp. siguen patrones de distribución específicos para cada ave, los cuales pueden ser empleados como característica de identificación individual (144)

Las plumas del contorno están clasificadas en rémiges, del ala o vuelo, rectrices o plumas de la cola, cobertizas, y plumas generales del cuerpo, cabeza, cuello y miembros o rectrices. Las rémiges se dividen en primarias, las cuales se numeran de la región carpal al extremo distal del ala y están fuertemente unidas por tejido fibroso al músculo, fascia y hueso del carpo-metacarpo, por lo que hacen menor movilidad que las rémiges secundarias. Estas están numeradas del extremo distal al proximal del antebrazo. Las terciarias se encuentran en el humero u "hombro" del ave. Las alulares varían de una a siete y se insertan en el dedo alular (143,159)

La ausencia de la quinta rémige secundaria es característica de varias especies de alas largas, como en *Melospittacus undulatus*, y se le conoce como condición diastatáxica o aquincubital, cuando esta presente la quinta pluma se le llama cutáxica o quincubital. Existe una hendidura o diastema en el ala de muchas especies, próxima a la cuarta rémige secundaria (159)

Las doce plumas de la cola o rectrices se encuentran unidas al uropigio y están dispuestas en pares, ésta es capaz de movimiento considerable y se le utiliza como timón durante el vuelo, como freno en el aterrizaje y para balancear al cuerpo cuando el ave trepa. La elevación de la cola tiende a levantar la cloaca durante la defecación y la cópula. Además, dorsalmente a las rectrices se encuentra el ruedo o círculo de plumas de la glándula uropigial rodeando a sus orificios de excreción (143,159)

Las plumas productoras de polvo o plúmulas carecen de raquis o lo tienen muy pequeño, sus bábculas no se enganchan y quedan debajo de las plumas del contorno en el adulto. Pueden o no estar distribuidas por todo el cuerpo o presentarse totalmente ausentes, y crecen durante toda la vida del ave. El polvo que producen estas plumas es de material queratínoso, que se origina de las células superficiales del tejido que forma a las barbas dentro del folículo plumoso. Hasta desconocida aunque se especula que sirve como agente adhesivo en la pluma, repelente al agua y para producir lozanía natural del plumaje (74,143,159).

La cantidad producida de polvo por especie es específica de ella y puede variar según el momento de la muda. En algunos Psittaciformes se encuentran zonas de producción de polvo en la región dorsal del pterilio femoral y en la ventral del pterilio pélvico, tales como en *Cacatua alba*, *Cacatua muluccensis*, *Cacatua haematurus*, *Cacatua sanguinea*, *Cacatua galerita*, *Kolophus roseicapillus*, *Nymphicus hollandicus*, *Psittacus erithacus* y en algunas especies de *Ara* spp. Las cacatúas blancas y la de las Molucas parecen ser los pericos que más polvo producen, el cual se percibe por apreciación visual y contacto fúen con el ave, y en el pico, al cual le da una apariencia cementosa en el ave sana. La producción zonal de polvo aparentemente está ausente en *Amazona* spp., *Melospittacus undulatus*, *Agapornis* spp., *Electus virvatus*, *Prohesperus atermis*, algunos conuros y guacamayas como *Ara ararauna*, *Ara macao* y *Ara chlotepera*. En los Psittaciformes no existen plumas productoras de polvo en el cuello (74,143).

Las filoplumas son plumas degeneradas que consisten de un eje delgado desnudo o varios de ellos terminados en pequeñas borlas de plumas y se encuentran siempre asociadas al folículo de las plumas del contorno (74,143).

Con excepción de los ratites, pinguinos y tucanes existen en las aves tractos definidos de distribución de plumas, el estudio de estos patrones recibe el nombre de PTERILOGRAFIA o PTERILOJOSIS (159). Algunas veces la pterilografía es útil como referencia para la clasificación taxonómica de una especie (74). Los pterilios principales se denominan (87):

- a) Capital: malar, submalar e intermalar
- b) Espinal: dorsal y pélvico
- c) Ventral: esternal, pectoral, abdominal y cloacal
- d) Caudal: tracto de rectrices y coberteras
- e) Braquial: humeral, subhumeral y posthumeral
- f) Alar: antebrazo, carpometacarpo y dígitos
- g) Femoral: muslo
- h) Crural: espacio entre la rodilla y el tobillo

Las plumas son escasas en la región del buche y la región media pectoral está desnuda, con excepción de la presencia de algunas plumas productoras de polvo. En los Psittaciformes es de notarse la disposición escasa del plumaje, ya que los pterilios están distribuidos esparcidamente y los apterios o zonas sin plumas son muy aparentes (74).

El plumón del polluelo, por ejemplo en *Melospittacus undulatus*, empieza a cubrir su cuerpo cerca del día doceavo y las plumas en alfiler, de entre $\frac{1}{4}$ y $\frac{1}{2}$ pulgada de longitud, aparecen en la cabeza, las alas y la cola a los 17 días; el plumaje está completo alrededor del mes de edad (116). Las plumas juveniles que reemplazan al plumón son del tipo del contorno, son más suaves, tienen menos barbas y están más esponjadas en su base que las plumas correspondientes definitivas del adulto. Generalmente existen varios cambios de pluma juvenil antes de que aparezcan las plumas del contorno adultas y el patrón de color definitivo se haya alcanzado (143).

La muda es el proceso mediante el cual las plumas viejas son reemplazadas por nuevas. Está influenciada por las estaciones climáticas, temperatura ambiental, estado nutricional del ave, ovoposición, especie y sexo. Todas las aves mudan al menos una vez al año, algunas dos veces y unas pocas tres. Los ciclos de muda generalmente comienzan después de completar una temporada de reproducción, aparentemente, los Amazonas mudan continuamente durante todo el año (143).

En los Psittaciformes, la muda postjuvencial de las plumas del ala puede extenderse a varios meses y nuevos ciclos de muda pueden comenzar antes de que el anterior haya terminado (74).

En el caso de las plumas rémiges primarias, éstas son mudadas del centro de su distribución hacia los extremos. La muda de las rémiges secundarias ocurre más o menos al mismo tiempo. La muda de las rectrices o plumas de la cola puede comenzar cuando la de las alas está avanzada y generalmente es completada antes de que ocurra en las rémiges. La muda de las plumas generales del cuerpo comienza poco después del inicio de la muda de las rémiges primarias y termina antes de que sea completada la muda general de éstas (74)

La piel de los loros es delgada, floja y poco elástica, la dermis es más gruesa que la epidermis y en los animales viejos es abundante en grasa. El pliegue de la piel del ala o propiagio ha sido enplacado para tatuar a los Psittaciformes, sin embargo, no retiene bien los detalles del tatuaje como la piel sobre los músculos del pecho, lugar donde también se hacen implantes de "microchips" para la identificación precisa del individuo. Excepto por las glándulas meibomianas de los párpados, la uropigial y las holócrinas del canal externo del oído, la piel es carente de éstas, aunque esferas lipídicas son fabricadas por la epidermis en varias partes de ella (143,159)

Cuando la glándula uropigial está presente es bilobulada y se encuentra dorsalmente a los músculos elevadores de la cola, no se encuentra en algunas especies, como en *Amazilia* spp y en *Amadorhynchus toucitarsus*. El conducto de secreción de cada lóbulo se abre en la papila uropigial, que se encuentra rodeada de pequeñas plumas. Cuando el ave quiere alcanzar su glándula ficciona la cola lateralmente, en los pericos en donde no existe esta glándula las secreciones epidermales compensan su función (143,159)

La piel ventral del ave se modifica durante el periodo de reproducción para formar una área de incubación, ésta tiene pocas plumas y una gran vascularización (143,159)

Finalmente, en la piel existen músculos dérmicos y dermoóseos que la fruncen y que erizan las plumas, estos músculos están entrecruzados en una trama que actúa sinérgicamente en las plumas adyacentes (143,159)

Las modificaciones de la piel en los Psittaciformes incluyen a las escamas de las patas y dedos, garras, pico, cera, mejillas y parche incubador. Las diferencias menores en la forma del pico de los pericos van de acuerdo a los hábitos alimenticios del animal, como ocurre por ejemplo en *Cacatua tenuirostris*, *Echymognathus leucorhynchus* y *Purpuricapillus spurus*, los cuales tienen el pico superior estrecho y delgado para extraer raíces y tubérculos o consumir cierto tipo de semillas, mientras que *Loriculus* spp., *Touit* spp y *Neogygis* spp. tienen picos amplios y profundos para consumir néctar, polen y frutas carnosas (74)

La cera puede presentar cerdas que evitan la entrada de partículas, como en *Amazilia* spp o estar cubierta por plumas, como ocurre en *Cacatua* spp. Además, en algunas especies puede servir como carácter sexual secundario, como en *Afelopittacus undulatus*. La presencia o ausencia de plumas en la cera corresponde a variación genética (143)

Los parches faciales de algunas especies se sonrojan cuando el animal está excitado (144) o pueden indicar por su color el estado general de salud del ave, como en *Probusciger aterrimus*, en el cual son rojo intenso cuando el ave está sana o rosa cuando presenta problemas de salud (143)

3.2.1. Mecanismo de vuelo en los Psittaciformes

El vuelo de la mayoría de los Psittaciformes, especialmente el de las aves pequeñas, es rápido y en línea recta. Algunos presentan un patrón ondulatorio (ascendente-descendente) cuando dan un aleteo y luego recogen en una pequeña pausa las alas junto al cuerpo. Generalmente los loros no vuelan grandes distancias en sus desplazamientos, aunque existen especies como *Neophema chrysostoma* y *Lithamus discolor* que recorren un promedio de 200 kms en sus hábitats insulares (74)

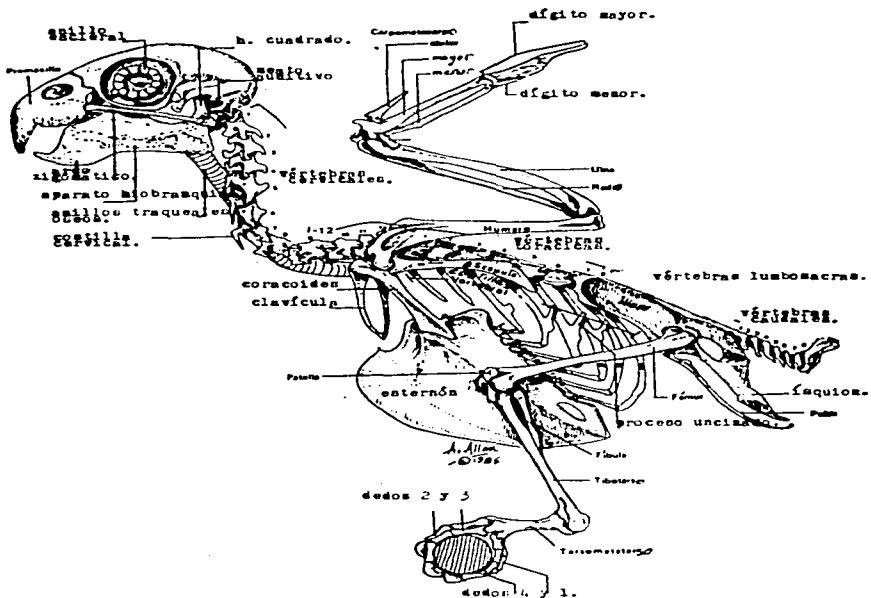


Fig. 6a -- Esqueleto articulado de Amazona sp. (143).

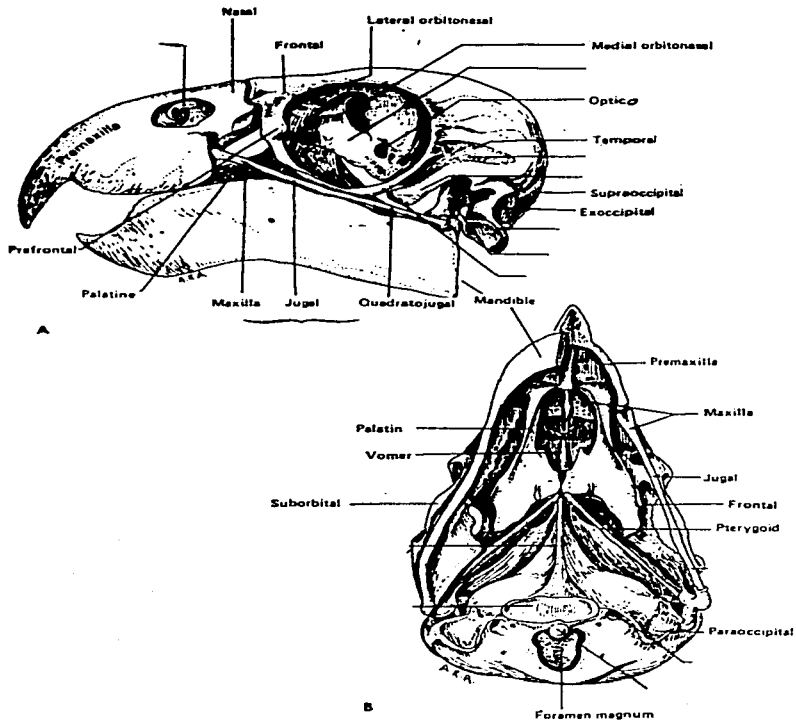


Fig. 6b .- Osteología craneal en Amazona sp. (A, lateral; B, ventral) (143).

3.3 Sistema Oseo (143, 159) (Figs. 6 a y b).

En general el esqueleto de las aves consta de huesos neumáticos y huesos compactos con una corteza delgada. Donde hay presencia de médula ósea ésta es rica en grasa, aunque su contenido en los huesos disminuye con la edad, el hueso tibiotarso es el lugar con mayor cantidad de esta. Existen comunicaciones entre los sacos aéreos y algunos huesos, por ejemplo en *Amazona aestiva* en las costillas, vértebras, humeros, coracoides, clavículas, esternón, ilíacos, isquiones, pubis y huesos craneales.

El cráneo de una ave en desarrollo tiene más huesos individuales que el de un mamífero, posteriormente, conforme el animal llega al estado juvenil o adulto varios se fusionan, reduciéndose así el número de componentes y añadiendo más fuerza y rigidez a la cavidad craneal craneal (155). En la órbita ocular se encuentran los huesos esclerales, los cuales son placas que se sobrepone entre sí alrededor de la pupila embebidas en la esclerótica (*Amazona* spp y *Melospittacus undulatus* tienen doce huesos esclerales). Pueden ser observados por transluminación, particularmente en las *Ninia alba*, o por radiografía.

El cráneo de los pericos es particularmente móvil, significando esto que el complejo maxilopalatal está articulado y es capaz de ser movido por músculos con respecto al cráneo. El pico superior o maxilar puede ser elevado o abatido para rápidamente incrementar la mordida o sujetar firmemente un objeto.

El punto pivotal para el movimiento del maxilar es la sutura frontobasal en la superficie dorsal del cráneo, este desplazamiento es llevado a cabo por huesos articulares que se encuentran en la superficie ventral consistiendo del arco cigomático lateralmente y los huesos palatino y pterigoideo medialmente, unidos a cada lado del cráneo al premaxilar rostralmente y al hueso cuadrado caudalmente.

El hueso cuadrado oscila hacia adelante o hacia atrás con el arco cigomático y el complejo palatal, cuando el arco cigomático es llevado rostralmente éste ejerce fuerza sobre los márgenes ventrolaterales de la maxilar, levantándola.

Una acción similar es transmitida del hueso cuadrado al pterigoideo y al palatino, la cual fuerza al margen caudovernal del maxilar hacia adelante y arriba con lo que el arco cigomático, lateralmente, y los huesos pterigoideo y palatino, medialmente, forman un puente a cada lado entre el hueso maxilar y el cuadrado. Los huesos pterigoideo y palatino se deslizan a lo largo de la cresta media esfenoidal, la cual provee estabilidad y un eje de movimiento.

La mandíbula está flojamente articulada al hueso cuadrado, lo que le permite considerable libertad de movimiento hacia adelante y hacia atrás, empero, un fuerte ligamento la une al cráneo medialmente al hueso cuadrado. Aunque generalmente la mandíbula es elevada cuando el maxilar es abatido y viceversa, cada una es capaz de movimiento independiente.

El pico córneo o ranfoteca, que cubre al maxilar y a la mandíbula, es vital para la alimentación del ave ya que su remoción deja a éstos incapaces de actuar, esta superficie córnea crece continuamente y es desgastada por el uso y cuando el ave limpia su pico, frotándolo lateralmente contra superficies duras.

El cráneo se articula en el atlas mediante un condilo medial en el hueso occipital.

El aparato hidroabranzal se encuentra en el piso de la faringe y da soporte a la musculatura lingual. La presencia de grandes cuernos hidroabranzales permite gran libertad de protrusión de la lengua, mientras que las modificaciones en su forma, dadas por la inserción de músculos, indican la capacidad de motilidad o destreza lingual. Los cuernos hidroabranzales de los Psittaciformes no son muy largos o pronunciadamente curvos, lo que indica la limitada capacidad para protruir su lengua.

Los Psittaciformes se distinguen de otros Ordenes de aves por las características de su hueso huesos que son (143)

- a) Alargamiento caudal del basihoides

- b) Crecimiento dorsorostral de un proceso a cada lado del basioides llamado proceso parahial. En varios géneros australísticos como *Aleloplitacus undulatus*, *Eus* spp., *Vini* spp., *Lorina* spp. y *Nestor* spp. el proceso parahial se fusiona mediadorsalmente, formando un arco parahial.
- c) Presencia de un entogloso en forma de sólo un hueso ancho con un gran foramen central, o más comúnmente un par de entoglosos unidos en sus extremos rostrales por cartilago.

Las únicas vértebras de movimiento libre son las cervicales y caudales, las vértebras torácicas se encuentran fusionadas de igual manera que lo están las lumbar y las sacras, que a su vez se fusionan al ilion formando con las dos últimas vértebras torácicas y primeras dos caudales el ansacro. El número de vértebras es constante para cada región y para cada especie, pero varía mucho entre especies, por ejemplo para *Amazona* spp. y *Aleloplitacus undulatus* la fórmula vertebral es C-12, T-R, LS-R y C-R. *Amazona* spp. a diferencia de otras aves, tiene vértebras torácicas con superficies cóncavas caudales y articulación sinovial en las últimas siete vértebras caudales.

Debido a las fusiones ocurridas en varias regiones de la columna vertebral y a las características de algunas vértebras, existe frecuente duda acerca de los elementos vertebrales concernientes, por ejemplo, en *Aleloplitacus undulatus* y en *Amazona* spp. las costillas cervicales aparecen como espinas fusionadas en las vértebras cervicales, o en la decésima vértebra cervical como pequeñas costillas articuladas, embebidas en los músculos ventrolaterales del cuello. Además, las primeras dos de las ocho costillas torácicas tienen componentes óseos vertebrales y esternales, unidos por articulaciones entre ellos. La porción exterior de la última costilla torácica puede no alcanzar al esternón. No existen costillas lumbares en *Amazona* spp.

Una apófisis uncinada se dirige caudalmente desde la segunda hasta la sexta costilla vertebral (87). La ausencia de esta apófisis, hacia la séptima u octava costilla vertebral es utilizada como punto de referencia para endoscopia. Las costillas tienen pasos de aire entre ellas en sus extremos vertebral y esternal, por el vertebral de las costillas 1 a 6 existen conexiones directas de los parabronquios a lo largo del borde medio dorsal del pulmón, las costillas esternales 3 a 6 reciben comunicaciones de aire del esternón y del borde ventral de los sacos aéreos torácicos craneales.

Debido a que el esternón es el origen de los músculos del vuelo, este se modifica de acuerdo a las necesidades de la especie, como ocurre con *Ara* spp., *Aleloplitacus undulatus* y *Platycercus* spp. en los cuales puede llegar a ser dos veces más largo que ancho. Las clavículas de la mayoría de los Psittaciformes están reducidas a pequeños espolones. La quilla del esternón de *Strigops habroptilus* es rudimentaria.

Los miembros pectorales están formados por las escápulas, coracoides y clavículas en el torax, y por los humeros, radios, ulnas o cubitos, carpos, carpometacarpus y dígitos I o alular, II o mayor y III o menor en cada ala. Cuando el ala está flexionada en reposo el humero descansa paralelo a la escápula y el radio es dorsal a la ulna (87).

Los miembros pélvicos están formados por los fémures, patelas, fibulotarsos, fibulas, tarsometatarsos y dígitos I, II, III y IV en cada pata. Los dígitos I y IV están dirigidos caudalmente formando con los dígitos II y III una pata zigodactílica. El dedo uno tiene dos falanges, el dedo dos tiene tres, el tres tiene cuatro y el cuarto tiene cinco. Las falanges terminales de los dígitos están cubiertas por una garrá queratinosa que el animal desgasta con el uso y el desplazamiento sobre superficies rugosas y de diferente diámetro.

3.4 Sistema muscular (Figs 7 a y b)

Los músculos propios de la lengua (hibranquiales y paragloso) están bien desarrollados en los Psittaciformes. El músculo cutáneo se encuentra superficialmente en la cabeza, cuello, tórax y abdomen y no es clínicamente evidente más que en *Amazona* spp. (143, 159).

Los Psittaciformes carecen de un músculo pectoral profundo bien definido, además, las secciones del propatagio TENSOR PATAGII BREVIS y LONGUS así como el músculo dermatensor del patagio aparentemente se encuentran fusionados (149). De igual manera, el músculo iliotibial lateral es relativamente pequeño en este Orden y carecen del músculo flexor crural lateral (150).

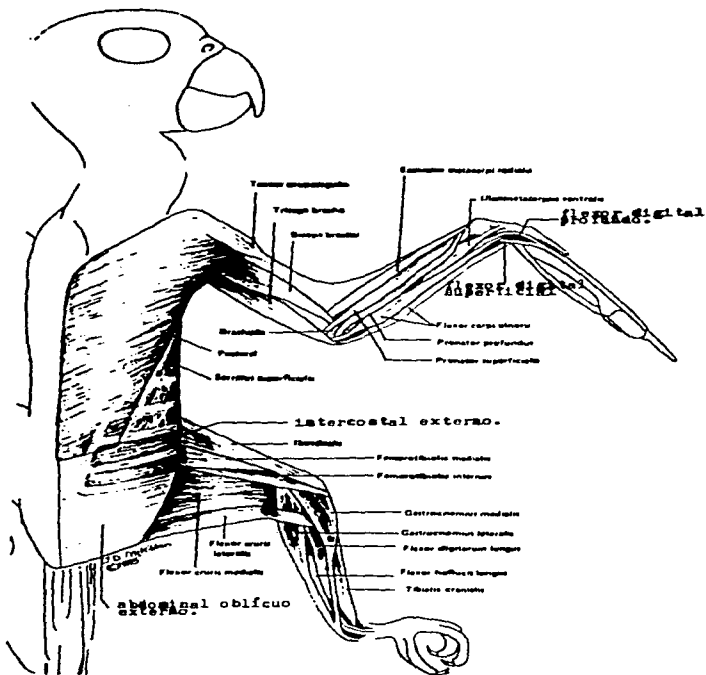


Fig. 7a.- Musculatura apendicular en AMAZONA sp. (ventrolateral) (143)-

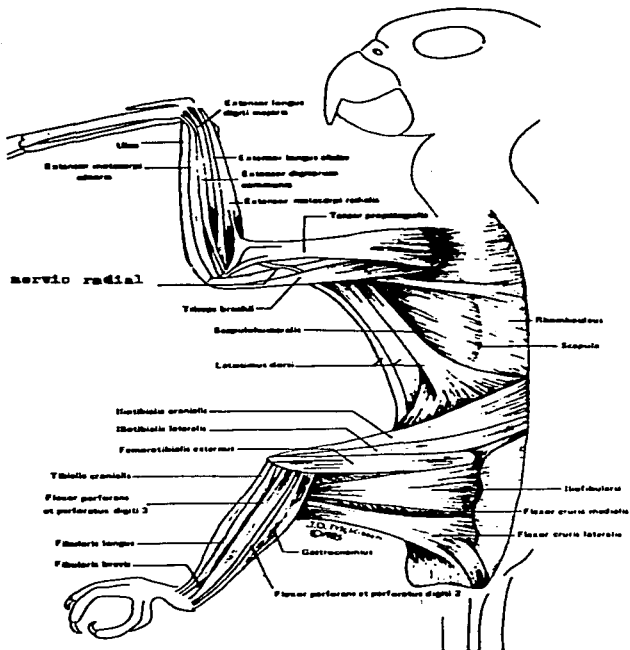


Fig. 7b.- Musculatura apendicular en Amazona sp. (dorsolateral) (143).

3.5 Sistema nervioso.

Las aves tienen tres meninges (piamadre, aracnoides y duramadre), sin embargo, es difícil recolectar líquido cefaloespinal directamente de la cisterna magna, debido a la presencia de un gran seno venoso dorsal a ésta (25)

El cerebro de las aves es lisencefálico, es decir, prácticamente sin circunvoluciones. Se encuentra dividido en dos hemisferios (derecho e izquierdo) mediante la fisura interhemisférica. A los lados de ésta existe un engrosamiento llamado eminencia sagital, su borde lateral curvado está separado del resto del hemisferio por un surco ancho denominado VALLECULA (25)

Los bulbos olfatorios se encuentran en el extremo rostral del cerebro, el centro olfatorio en éste está pobremente desarrollado, al igual que la corteza cerebral. Sin embargo, el cuerpo estriado (que forma el núcleo del hemisferio) está bien desarrollado y se presume que es el principal centro de asociación en las aves. Las aves no tienen cuerpo calloso ni zona pelúcida (25)

En el diencéfalo se encuentra el cuerpo pineal, el cual se ubica en posición dorsal y medial entre las porciones caudales de los hemisferios cerebrales y craneal al cerebelo. Está formado por células secretoras que recuerdan a fotoreceptores rudimentarios. El cuerpo pineal está relacionado en las aves con la reproducción, migración y con los ritmos circadianos. Sus secreciones tienen efecto directo en el hipotálamo, el cual se localiza caudal o ventral al quiasma óptico (25).

El mesencéfalo es un segmento próximo caudal del encéfalo en forma abultada, más largo dorsal que ventralmente. En el mesencéfalo se localiza el TECTUM ÓPTICO, que es equivalente a los COLÍCULOS ROSTRALES de los mamíferos (en las aves no hay COLÍCULOS CAUDALES). Los lóbulos ópticos están bien desarrollados en las aves (25,87).

El cerebelo está bien desarrollado ya que es el centro de coordinación de los movimientos. Su superficie rostral está comprimida lateralmente y tiene forma de V, con una escotadura entre los polos caudales de los hemisferios cerebrales. Presenta aurículas (apófisis) prominentes y agudas caudolateralmente, cada una de las cuales se proyecta en la fosa de la aurícula cerebelar de la región del oído interno (25,87)

El cerebelo de las aves se encuentra dividido en tres lóbulos principales (en los mamíferos son cuatro) mediante la FISURA PRIMA y la FISURA SEGUNDA. Surcos más pequeños transversales dividen éstos a su vez en lóbulos secundarios llamados FOLIA. Se presume que cada lóbulo es responsable de la coordinación de una parte específica del cuerpo (25,87).

El puente está pobremente desarrollado y está presente solo como una banda ancha de fibras en la porción rostral de la médula oblongada (25). En las aves no existe un cuerpo piramidal como en los mamíferos (87)

Los nervios craneales corresponden a aquéllos encontrados en los mamíferos. El nervio olfatorio (PC-I), que es sensitivo, pasa a través del cráneo por el foramen olfatorio. El nervio óptico (PC-II) también es sensitivo y generalmente su diámetro es mayor a la mitad del diámetro de la médula espinal. El nervio oculomotor (PC-III) es motor para los músculos oculares y de los párpados. Tiene fibras parasimpáticas que innervan la glándula del tercer párpado, la coroides, el iris y el pecten (25,87)

El nervio troclear (PC-IV) es motor para el músculo ocular oblicuo dorsal. El nervio abductor (PC-V) es motor ocular. El nervio trigémino (PC-VI) tiene fibras sensitivas, rama oftálmica y rama maxilar, y motoras, rama mandibular. El nervio facial (PC-VII) es motor con una pequeña porción de fibras sensitivas y parasimpáticas. No está involucrado en el sentido del gusto como en los mamíferos. El nervio vestibulococlear o estatoacústico (PC-VIII) tiene ganglios independientes para los nervios coclear y vestibular. El nervio glossofaríngeo (PC-IX) es sensitivo y motor, y es responsable del sentido del gusto en las aves. El nervio vago (PC-X) y el nervio accesorio (PC-XI) se unen intracranalmente. El nervio hipogloso (PC-XII) es motor para los músculos de la lengua, tráquea y stringe (25,87).

Debido a que las diferentes especies de aves varían en número de vértebras, los nervios espinales se numeran de acuerdo al orden de la vértebra caudal inmediata a estos, ya sean cervicales, torácicas, lumbares, sacras o coccígeas (25).

El plexo braquial está formado por las ramas ventrales de 3 a 5 nervios espinales, los cuales llevan fibras simpáticas y motoras. La región lumbosacra tiene tres plexos nerviosos (lumbar, isquiático y pudendo), los cuales son motores y también están relacionados con el sistema nervioso simpático. El plexo lumbar está formado por las raíces nerviosas de los dos últimos nervios lumbares y primeros dos nervios sacros (25,87).

El plexo isquiático o sacro generalmente está formado por las raíces de 6 nervios sacros, aunque pueden variar de 4 a 7, son motores. El plexo pudendo está formado por cinco pequeñas raíces de nervios coccígeos, los cuales inervan a la cloaca y cola (25,87).

3.6 Aparato respiratorio (Figs. 8 a y b)

En los Psittaciformes el aire inspirado entra por las narinas, localizadas en la cera, y pasa alrededor de un operculo que obstruye parcialmente el paso directo a la cavidad nasal, detrás del cual se encuentran las conchas nasales medial y caudal, localizadas caudoventralmente a él. Estas estructuras están altamente vascularizadas (143,159).

El aire en la cavidad nasal pasa a la oral a través de la coana, que se encuentra medial y longitudinalmente en el techo de la cavidad oral. El aire en la faringe entra a la cavidad nasal, cuando la glotis es colocada directamente debajo y opuesta a la coana. Los Psittaciformes no tienen epiglottis y no tienen cuerdas vocales, aunque los cartílagos de la glotis son grandes (143,159).

El aire es transportado por la tráquea, que en el *Amazona* adulto y en otras especies de aves tiene los cartílagos totalmente calcificados, a la siringe, que en los Psittaciformes es de tipo traqueobronquial, donde los sonidos son producidos por la vibración que el aire produce en las membranas timpánicas internas y externas. La pared de la siringe en un *Amazona* es suficientemente transparente para permitir la observación del corazón a través de su porción caudal utilizando un endoscopio. Como procedimiento exploratorio, un catéter podrá ser pasado por tráquea hasta los sacos aéreos abdominales en las medianas y grandes especies (143).

La mayoría de las grandes especies de pericos tienen voces naturales ruidosas, no melodiosas y en tono bajo. Algunas especies, como *Platycercus* spp. y géneros afines, tienen voces agradables al oído (74,133).

Los pulmones se encuentran ventralmente y en íntimo contacto con el espacio entre la primera y octava vértebras torácicas. Radiográficamente tienen una apariencia esponjosa, esta característica y su color rosa pálido pueden ser observados por endoscopia a través de los sacos aéreos torácicos caudales y aéreos abdominales (143,159).

La glándula nasal o de la sal se encuentra dorsomedial al ojo y superficial al hueso frontal en los Psittaciformes. Su función es la excreción de soluciones salinas altamente hipertónicas (143,159).

El seno infraorbita es el único presente en los *Amazonas* y se encuentra craneal, ventral y medial a cada ojo. Se extienden divertículos de este seno triangular al pico superior y a la mandíbula, y se comunican con secciones neumáticas del cráneo. Ambos senos, derecho e izquierdo, se encuentran intercomunicados (143,159).

El sistema del saco aéreo cervicocefálico de varios Psittaciformes está comunicado con los senos infraorbitales a nivel del área timpánica. Se han descrito sacos aéreos cefálicos que surgen del seno infraorbita y se extienden dorsalmente entre la cera y los ojos para cubrir al cráneo en conuros, *Melospittaicus undulatus* y *Nymphicus hollandicus*. Esto no ocurre en *Amazona* spp., aunque una porción cefálica se extiende dorsal y adyacente al hueso occipital en el mismo. La porción de conexión cervical del saco aéreo cervicocefálico en este género se extiende bilateral y dorsolateralmente en el cuello, de la cabeza hasta el nivel aproximado de la séptima vértebra cervical. Los sacos aéreos cervicocefálicos y pulmonares no se intercomunican. Los Psittaciformes tienen en pares los sacos aéreos cervicales, torácicos craneales, torácicos caudales y abdominales. Existe dorsalmente al buche un saco clavicular impar (143,159).

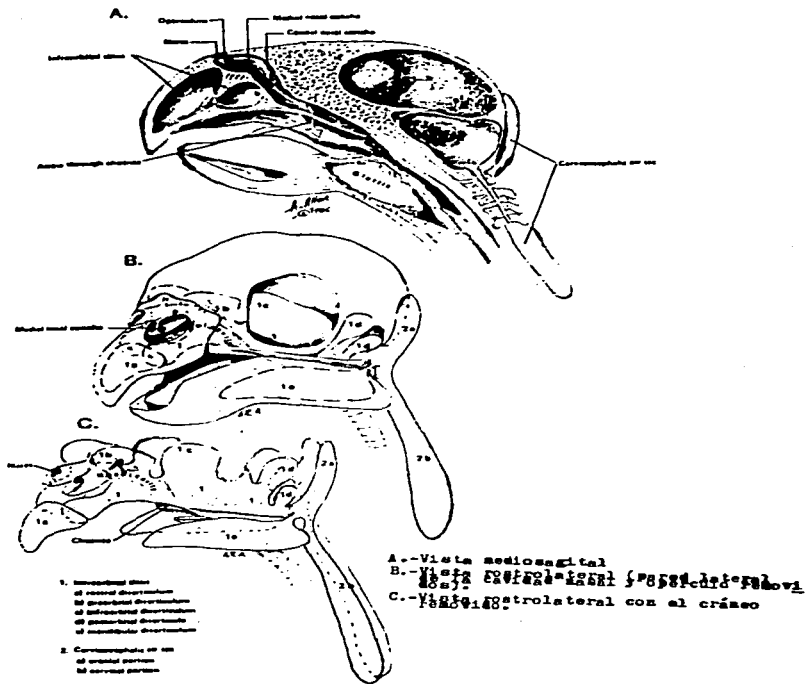


Fig. 8a.-- Pasajes y cavidades respiratorias craneales (143)

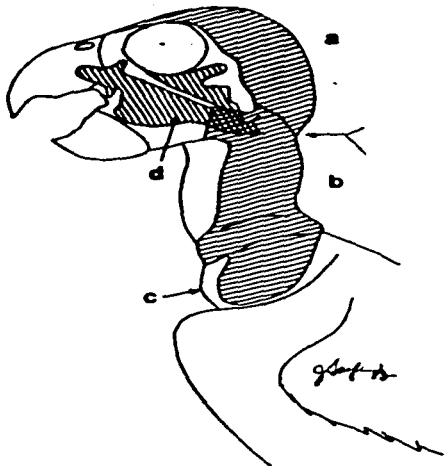


Fig. 8b.- Relación del seno infraorbital con los sacos aéreos cervico-cefálicos en Myzopicus holzschuhi. La flecha indica la división entre la porción cefálica (a) y la cervical (b). El ángulo se identifica (c) y el seno infraorbital (d). La porción caudal del seno infraorbital se conecta con los sacos aéreos cervicocefálicos (145).

3.7 Aparato digestivo (Figs. 9 a y b)

El aparato digestivo de los Psittaciformes está formado por el pico, lengua, cavidad oral, glándulas salivales, papilas gustativas, faringe, esófago cervical, ingluvis, esófago torácico, proventrículo, ventrículo, duodeno, ceyuno, ileon, recto, cloaca, páncreas e hígado (143,159)

Las aves utilizan su pico como junto con la lengua y el techo de la boca para sujetar e incidir los alimentos, entre los Psittaciformes, *Strigops habroptilus* consume sus alimentos finamente pulverizados. El diente de hueso, que ayuda a excoriar al polluelo, es un proceso dorsal del pico que se desprende al poco tiempo de excoriar. Como se mencionó anteriormente existe una comunicación, a través de una abertura llamada hendidura coanal, entre la cavidad oral y la nasal que se encuentra en el techo del paladar (143,159)

La lengua de los pericos es en general roma y muscular con excepción de la familia Loritidae, en la cual existen en su extremo papilas a manera de cepillo para recoger polen, néctar y ayudar a formar un bolo alimenticio apropiado para tragar (74). Se encuentra dividida en dos secciones, un cuello estrecho y una porción rostral dilatada que ayuda a sujetar a los objetos contra el maxilar, permitiendo que la mandíbula quede libre para ejercer otra mordida (143,159)

Las papilas gustativas están poco presentes en la lengua, sin embargo, se encuentran en el paladar, piso de la cavidad oral, base de la lengua y piso de la faringe. Las glándulas salivales se distribuyen en las paredes de la cavidad oral y faríngea, son maxilares, palatinas, esfenopterigoidales, de la comisura de la boca, de la mejilla, mandibulares, linguales y cicoantenoideas, su secreción es mucilaginoso y necesaria para lubricar y tragar el alimento (143)

El esófago cervical se encuentra en el lado derecho del cuello y de la tráquea, cerca de la entrada torácica se agranda para formar el buche o ingluvis, donde se almacena el alimento. En estado vacío el buche tiene forma similar a una "U" y se encuentra principalmente a la derecha y ventral a la tráquea y vértebras cervicales, su máxima expansión ocurre en un plano transversal, en las aves muy jóvenes da la impresión de ser lobulado (143). El buche se encuentra muy reducido en la familia Loritidae (74)

El esófago torácico se encuentra en el tórax cruzando la tráquea, siringe y corazón de derecha a izquierda dorsalmente, para entrar al proventrículo o estómago glandular por el borde craneodorsal del lóbulo izquierdo del hígado (143,159)

El alimento regurgitado que utilizan los adultos para dar a las crías se origina en el proventrículo de los Psittaciformes. En estas aves existe un fuerte esfínter muscular que separa al proventrículo del ventrículo, estómago no glandular o molleja, al cual llega el alimento proveniente del proventrículo por su tórax dorsal. El ventrículo de la familia Loritidae es de paredes delgadas y en forma de bolsa, en *Strigops habroptilus* se encuentra degenerado (*Calyptrorhynchus* spp. caraco de ventrículo (133). Una secreción proteica similar a la secretada por el buche de los Columbiformes ha sido descrita en *Melospitacus undulatus*, se presume que su origen es proventricular (143,159)

Con el fin de facilitar la orientación anatómica en la cavidad abdominal esta se puede dividir en cuatro cuadrantes, de tal manera que el ligamento ventral del ventrículo, que se continua con el ligamento falciforme del hígado y junto con la pared medial de los sacos aéreos abdominales, divide parcialmente a la cavidad general en mitades derecha e izquierda, las cuales pueden ser apreciadas mediante la sobreposición del esternón en la columna vertebral. Una línea imaginaria entre los dos acetábulo de la pelvis divide al abdomen en región craneal y caudal, originándose así un cuadrante craneal derecho e izquierdo y un cuadrante caudal derecho e izquierdo (143)

De manera general, los cuadrantes craneales derecho e izquierdo normalmente contienen al corazón, hígado (en algunos Psittaciformes existe vesícula biliar y en otros no, como en *Amazona* spp. y en *Psittacula krameri*), pulmones, gónadas, glándulas adrenales, sacos aéreos torácicos caudales y parte de los sacos aéreos abdominales. El proventrículo, bazo, parte del ventrículo y gónada femenina se encuentran en el cuadrante caudal derecho, el ventrículo se extiende en el cuadrante caudal izquierdo. En los cuadrantes caudales se encuentran las asas intestinales, parte de los riñones y la mayor parte de los sacos aéreos abdominales. No existe un omento cubriendo las vísceras en los Psittaciformes (143)

COSTADO DERECHO MACHO

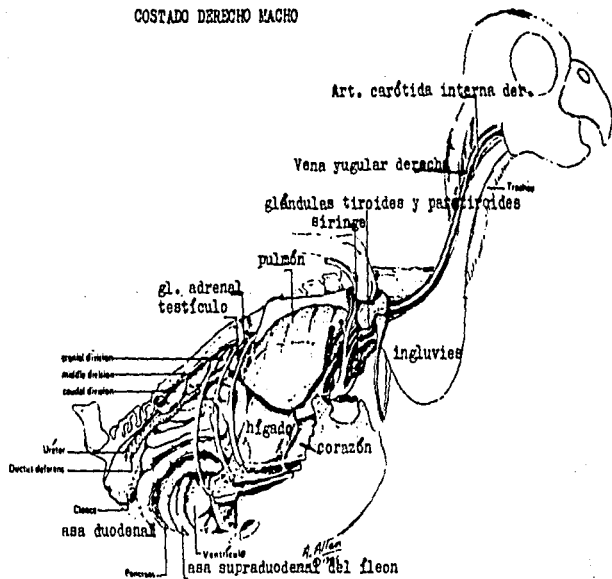


Fig. 9a.- Estructuras internas del macho en Amazona sp.(vista lateral derecha) (14).

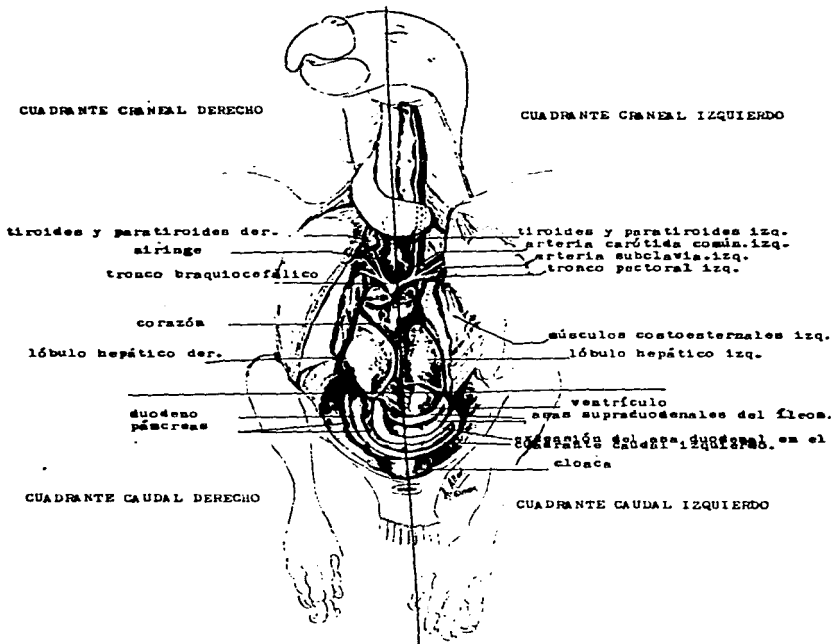


Fig. 9b.- Estructuras internas y cuadrantes de Amazona sp.
(vista ventro dorsal superficial) (145).

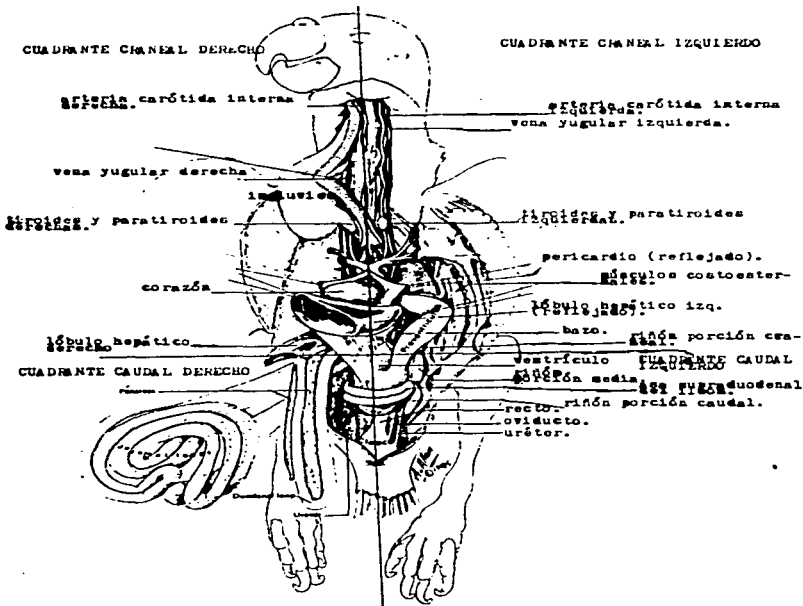
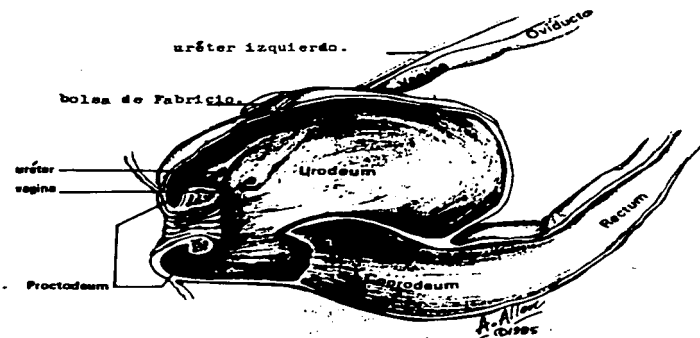


Fig. 9c.- Estructuras internas y cuadrantes de *Amazona* sp. (vista ventrodorsal profunda con vísceras reflejadas) (145).

Fig. 94 .- Cloaca de Amazona sp. hembra (estructuras internas izquierdas)
(143)-



En los Psittaciformes las diferencias microscópicas existentes entre las porciones del intestino delgado de los mamíferos no son aparentes, por lo que sólo deben ser consideradas para propósitos descriptivos. En todos los Psittaciformes no existe la presencia de ciegos. El recto de las guacamayas, Amazonas y cacatúas es la porción terminal del intestino entre el ileon y la cloaca, es pequeño y más estrecho que las asas intestinales del intestino delgado (147).

En la cloaca, un pliegue dorsal separa al coprodeum del urodeum, donde desembocan los uréteres y vagina o conductos deferentes. El proctodeum es la porción terminal anterior a la abertura cloacal donde se unen el coprodeum y el urodeum, la cual se abre en la región ventromediodorsal y ventral a la cloa. En la pared dorsal de la cloaca se encuentra la Bolsa de Fabricio, la cual es grande y asular en los individuos jóvenes y pequeña, compacta o ausente en el adulto (143,159). En los Psittaciformes existe una importante absorción de agua en el coprodeum (119). En *Coccyzus* spp. ocurre una evaginación cloacal de manera natural en jóvenes y adultos cuya función es desconocida (131).

3 R Aparato Urogenital (143,159)

Los riñones son de tipo metanefrítico y están parcialmente divididos en tres secciones, craneal, media y caudal, se encuentran alojados en depresiones osas ventrales en las estructuras que forman la cintura pélvica. No tienen pelviscula renal, de manera que los uréteres se forman a partir de conductos urinarios que salen de cada sección, para luego extenderse caudalmente hasta la cloaca. En la hembra se encuentran sus orificios de excreción dorsalmente a la abertura del oviducto y medialmente a los tubos deferentes en el macho.

En la hembra de los Psittaciformes solo el ovario izquierdo es funcional, el oviducto, útero y vagina varían considerablemente en tamaño y en relación a los uréteres durante los diferentes periodos del ciclo reproductivo. El útero se vuelve muy grande y tortuoso en la hembra reproductivamente activa, desplazando al resto de las vísceras abdominales hacia la derecha, con excepción del ileon transversal, el cual es llevado más en contacto con la pared abdominal medioventral.

La vagina del ave se abre en el urodeum en la prominencia que se encuentra en su pared dorsolateral izquierda, se puede penetrar por ella en las especies de talla mediana a grande para realizar endoscopia o tomar muestras para cultivos de diagnóstico en hembras ponedoras.

El aparato reproductor del macho consiste de testículos, epididimos (no visibles normalmente a simple vista) y conductos deferentes. Los testículos se encuentran en posición craneal a los riñones y en íntimo contacto con los sacos aéreos abdominales, siendo el izquierdo ligeramente mayor al derecho y, en algunos casos, pueden cubrir la porción craneal de los riñones y las glándulas adrenales.

3.9 Sistema Cardiovascular y Hematopoyético (143,159)

El corazón de los Psittaciformes es proporcionalmente mayor en comparación con el de los mamíferos, en Amazona spp. y en otras grandes especies la vena yugular derecha es mayor a la izquierda y puede ser empleada para venipunción.

Los vasos linfáticos de las aves son menos numerosos que en los mamíferos, se encuentran relacionados con las arterias en el tronco y con las venas en las extremidades. En algunas aves forman "corazonces" linfáticos, los cuales son dilataciones musculares de vasos linfáticos. Además de la Bolsa de Fabricio el timo es parte del tejido linfóide primario, es multifolículo y par, y se extiende a lo largo de la vena yugular y nervio vago en el cuello. El tejido linfóide secundario o periférico incluye al bazo, médula ósea y nodulos linfoides murales (agregaciones pequeñas de tejido linfóide dentro o cerca de vasos linfáticos y que no son generalmente microscópicamente visibles en los Psittaciformes). El bazo se encuentra craneal al ventrículo en el borde ventral derecho del proventrículo, su apariencia es redondeada en el Amazona aunque en otros Psittaciformes es variable.

3.10 Sistema Endocrino (143,159).

Las glándulas que componen este sistema son la tiroides, paratiroides, ultimobranquial, timo, adrenales, pituitaria y cuerpo pineal. El páncreas, testículos, ovario, hígado, intestino delgado, riñones, útero y otros órganos secretan hormonas a la vez que realizan las funciones propias de su estructura.

En los Psittaciformes la glándula tiroides es grande y se encuentra cerca de la siringe y en contacto estrecho con la vena yugular y la arteria carótida común. La paratiroides se encuentra en la superficie caudal de la tiroides o próxima a ésta. La glándula ultimobranquial secreta calcitonina y se encuentra caudal a la paratiroides y asociada a las estructuras arterial y venosa próximas a la tiroides.

Las glándulas adrenales son ventrales al sacro y craneales a los riñones y gónadas, endoscópicamente aparecen oblongas y de color naranja, amarillo o crema. La glándula hipófisis se encuentra en la fosa hipófisaria de la silla turca en el basiencéfalo, ventral al diencéfalo y caudal al quiasma óptico. El cuerpo pineal ya fue descrito en el apartado del sistema nervioso.

3.11 Organos de los Sentidos (143,159)

Los ojos de los Psittaciformes son relativamente grandes y los músculos que controlan el movimiento del globo ocular y los párpados están bien desarrollados. La membrana nictitante o tercer párpado está bien desarrollada al igual que las glándulas harderianas y lagrimales. Esta membrana cruza la córnea en una dirección de dorsomedial a ventrolateral.

La musculatura del iris es descrita en mioepitelial lisa y estriada de tal manera que el componente estriado es el principal pupiloconstrictor, el mioepitelial dilatador y un anillo muscular liso mantiene el tamaño de la pupila. La mayoría de los Psittaciformes tiene visión binocular estereoscópica y puede distinguir los colores.

El oído de los Psittaciformes está formado por el oído externo, el canal auditivo externo, tímpano, columela u oscículo auditivo, ventana vestibular y oído interno. El sentido del olfato de los pericos está pobremente desarrollado, como lo indica el poco desarrollo de los bulbos olfatorios del cerebro de las aves granívoras en general, empero, son altamente sensibles a algunos olores.

IV- MANEJO Y ALOJAMIENTO EN CAUTIVERIO

4.1 Introducción (201)

Si se considera que la definición de manejo en Medicina Veterinaria dice "es la forma más adecuada para acercarse, capturar, sujetar, detribar o inmovilizar a los animales para examinarlos" (60), se debe tomar en cuenta que los Psittaciformes, siendo aves exóticas, son animales altamente inteligentes que pueden aceptar cualquier práctica efectuada en ellos o con ellos como una agresión o como una situación totalmente normal, ya sea que se trate de un animal totalmente silvestre, parcialmente amansado o totalmente apegado a su propietario o cuidador.

Hecha esta observación es conveniente revisar la forma en que el estrés y sus factores actuaron en los Psittaciformes que se vanyan a manejar debido a que, siendo estos en esencia fauna silvestre, no han desarrollado la capacidad de aceptar las prácticas de manejo que el hombre efectúa en las especies consideradas como domésticas.

El estrés es una reacción corporal (llamada también respuesta orgánica) como resultado a una situación de tensión fisiológica y mental, la cual originará una serie particular de eventos que se manifestarán en un patrón predecible. Los estresores son los elementos causantes del estrés.

El primer evento que se puede advertir como etapas del estrés es la respuesta del organismo al estresor, la cual ocurre en forma de una descarga de adrenalina denominada respuesta de ataque o huida. El animal así se prepara para la acción, liberando glucosa al torrente sanguíneo y llevando gran cantidad de sangre a los músculos. Esto es el tipo de acción que una ave manifiesta cuando es capturada. En este momento el organismo del animal libera cortisol en la corriente sanguínea, el cual deprime al sistema inmune y disminuye la reacción de inflamación y el dolor, dándole al animal la oportunidad de escapar de los depredadores.

El segundo evento ocurre si el estresor permanece en el ambiente del animal. Esto es denominado el estado de resistencia. Las glándulas adrenales, productoras del cortisol, continúan suministrándolo a la sangre y a los músculos e inmunodeprimiendo al animal, el cual se mantiene listo para enfrentar al estresor a la vez que su organismo con mayor frecuencia observa los efectos de este, frecuentemente por períodos de tiempo muy largos. En tanto el animal resiste al estresor o a su supuesta presencia como una agresión.

La tercera fase del estrés es denominada como el estado de recuperación. Durante este el ave será más susceptible a las enfermedades producidas por los organismos oportunistas. El sistema cardiovascular y el aparato digestivo manifiestan los efectos del estrés crónico en esta etapa. Se presume que en algunos niveles de intensidad los efectos pueden promover el crecimiento de agentes patógenos y causarles ventajas competitivas. El estrés en esta fase puede reducir la capacidad de inhibir la reproducción. Las hembras machucadas en este punto en este punto de estrés experimentan un adelantamiento de las glándulas adrenales, el cual es considerado como signo físico del estrés crónico.

Aunque el estresor amenace la estabilidad interna del ave, se recuperará antes de que sea una amenaza. Esta fase, siempre el ave o percibirá como tal, por ejemplo si ésta se le quiere prender en un estresor mental en un animal que haya sido capturado y manejado cuidadosamente con uno.

Otras formas de estrés mental y psicológico resultarán del ambiente físico que rodea al ave, cuando interactúa a presencia de personas y animales no conocidos, cambios en la dieta, nueva ubicación de la jaula del animal en una habitación o casa, mantenimiento demasiado en tiempo de aislamiento, interrupción al patrón normal de sueño, etcétera.

Mérete especial atención como otros psicólogos a intensidad física y a separación física de un animal doméstico apegado a un sus propietario así: debido a la inmovilidad para llevarlo consigo y a la pérdida real de contacto con otras la especie.

El último grupo de estresores mentales incluye a las jaulas apropiadas, ambientes y comportamientos se aprenden de familiares y a la separación misma del ave cuando se le amansa y se lo exhibe.

El estrés fisiológico será la más común de las manifestaciones de éste en las aves mantenidas en aviarios o como mascotas, debido a que cualquier infección subclínica propiciará que el ave fisiológicamente libre una batalla para mantener su homeostasis

Otro estresor fisiológico lo constituye la deficiencia nutricional. Las aves que padezcan este tipo de estrés podrán presentar estrías negras o transparentes en las plumas largas, por ejemplo en las de la cola (203). Finalmente, se deberán considerar como estresores a los parásitos, neoplasias, toxinas y venenos presentes en el ambiente, y a la muda natural

Se deberá considerar que los estresores se pueden combinar para tener un efecto acumulativo. Esto es sumamente importante cuando se trabaja con aves silvestres o recién importadas, para las cuales todas las situaciones a las que se les exponga serán generalmente nuevas. Además, el comportamiento entre individuos variará considerablemente ya que lo que podría ser un estresor para uno no lo será para el otro, se deberá tomar en cuenta también que la forma en que el animal perciba al entorno será diferente a como el manejador lo haga

Por último, se debe esperar que las aves aprendan a tratar con ciertas cantidades de estrés, pero los cuidadores, manejadores o propietarios deberán procurar que éste sea el menor posible proveyéndoles, según sea el caso, de los cuidados veterinarios apropiados, alimentación balanceada, ambiente adecuado y una cantidad constante de atención y afecto, ya que una ave aburrida es también una ave estresada

4.2 Manejo de Psittaciformes en cautiverio (109)

Se mencionó anteriormente que los pericos no son animales fáciles de manejar debido a que pueden percibir con facilidad la actitud que presenta la persona que se les aproxima, por lo que para la seguridad del animal y del manejador se deberá realizar cualquier práctica en ellos con confianza y plena seguridad del procedimiento a realizar.

Previo al manejo de cualquier ave, tanto el propietario o cuidador como el manejador deberán conocer el riesgo de muerte por estrés a que se someterá al animal. De igual manera se deberá estar prevenido ante los posibles picotazos que el animal pueda infligir, las lesiones que pueda ocasionar con las garras y el daño auditivo que surja debido a las vocalizaciones de alta intensidad que el animal emitirá durante la práctica.

Los factores que se deberán considerar durante el manejo de un Psittaciforme son:

- 1.- Cualquier manipulación que impida el movimiento propio del esternón y músculos intercostales interferirá con la respiración
- 2.- La actividad muscular del ave asociada con la sujeción, incrementará la producción de calor, el cual, aunado a la incapacidad para disiparlo por la superficie corporal, producirá hipertermia.
- 3.- Se podrían producir fracturas debido a un manejo brusco y violento
- 4.- Las prácticas que involucren sujetar la cabeza del animal no deberán restringir el paso de aire
- 5.- Se podrá ocasionar daño al ave cuando se le capture mediante el uso de una red de manera descuidada

El especialista o manejador deberá considerar siempre que en la práctica rutinaria será más frecuente tratar con animales enjaulados o mantenidos en aviarios que presentados sobre el brazo de su propietario.

En el caso de que se deba manejar a una ave nunca habrá que confiar en la buena disposición de ésta ya que el manejador será un extraño para ella. Se le deberá pedir al dueño o cuidador que demuestre la total docilidad del animal para proceder a tomarlo directamente de manos de él y efectuar una primera aproximación. El profesional deberá ser

responsable de la integridad física del propietario o cuidador cuando se le pueda participar como ayudante en las maniobras de manejo.

Si el animal es muy dócil probablemente dejará que se le ponga una mano sobre el cuerpo, misma que podrá ser acercada poco a poco hacia su cabeza para proceder a sujetarla entre los dedos índice y medio en el caso de un animal de talla pequeña, por ejemplo el Periquito Australiano (*Melospiza undulatus*), Ninfa (*Nymphicus hollandicus*), *Agapornis* spp y *Nyctophila* spp. De esta manera la cabeza estará sujeta entre los dedos antes mencionados y las alas podrán ser controladas por el dedo medio, anular y meñique en un lado y por la base del pulgar en el otro, así quedará libre el dedo pulgar, el cual podrá ser utilizado en ayudar a sostener una garra para su recorte o en la remoción de un anillo de identificación. En cualquier caso el instrumento que se utilice será manipulado con la otra mano. Este mismo método de sujeción podrá ser empleado en aves pequeñas para la obtención de sangre por vía vngular o para la alimentación del animal por medio de sonda.

Cuando el animal no sea muy confiado con los extraños se le podrá colocar sobre una superficie plana e inmediatamente tratar de tomarlo envuelto en una toalla que se habrá arrojado sobre él, una vez que esto se haya hecho se procederá a colocar la cabeza del animal entre los dedos como se indicó anteriormente, dejando siempre en total libertad de movimiento al esternón. Cuando sea posible se deberán emplear toallas desechables para manejar con estas al animal.

En el caso de aves medianas a grandes, como *Aratinga* spp., *Fox* spp., *Platycercus* spp., *Pittacula* spp., *Amazona* spp., *Ara* spp., *Coccyzus* spp., etc., si el animal es dócil, se acercaran los dedos pulgar e índice de la mano que este sobre él para tomar su cabeza por la parte posterior, a nivel de la articulación temporomandibular, o se colocará el pulgar bajo la mandíbula empujándola contra el maxilar, los dedos restantes envolverán al cráneo y cuello del animal ladeando ligeramente su cabeza. Con la otra mano se deberá tomar el cuerpo del ave, tratando de mantener las alas flexionadas junto a su cuerpo y lo más cercanamente posible al manejador. Con la técnica anterior se podrán exponer las alas o garras del animal con seguridad para realizar la práctica conveniente.

Cuando el ave no sea lo suficientemente confiada se le deberá colocar en una superficie plana y arrojar sobre ella una toalla o lienzo ligeramente pesado para inmovilizarlo y proceder a continuación con su captura, localizando a través de éste su cabeza, para sujetarla como se describió anteriormente. Si es necesario y con un poco de práctica se podrá sujetar al animal del lienzo a otra mano sin éste.

El uso de guantes no está recomendado en el manejo de los *Pittaciformes* debido a que favorecerán una acción más ruda sobre el animal, lo estresarán extremadamente, propiciarán la transmisión de enfermedades entre las aves manejadas con ellos y favorecerán que desartículo temor por asociación del guante con la mano, a diferencia del empleo de toallas, a las cuales el animal les tendrá aversión pero a las manos no.

También será recomendable contar con una red grande limpia y desinfectada, del tipo para capturar mariposas, en el área de manejo. El material del que este hecha de preferencia deberá ser de tejido cerrado, para evitar que las plumas o garras del ave se puedan dañar al quedar atrapadas en una trama abierta, y también será aconsejable que impida que el animal pueda observar a través de ella, para que se tranquilice. Ahora bien, cuando un loro se presente dentro de su jaula habrá que tomarlo directamente de esta, siempre y cuando la mano que lo vaya a hacer pueda entrar y salir fácilmente de aquella con el animal atrapado sin ocasionarle daño alguno, de lo contrario se le deberá hacer salir antes de proceder a sujetarlo.

Un trapo o toalla de papel será útil para arrinconar al ave dentro de su jaula y poderla tomar así a través de éste. La toalla será colocada en forma plana sobre la palma de la mano con pequeños dobleces hacia los dedos pulgar e índice para mantenerla en posición. En este caso, un extremo de la toalla quedará accesible para que el ave lo muerda, en lo que es tomada suave pero firmemente por la parte posterior de su cuello, a nivel de la articulación temporomandibular como ya se mencionó, posteriormente se tirará del animal hacia atrás y fuera de la jaula, tomando el resto de su cuerpo conforme emerge de la jaula para evitar que se dañen las alas al ser agriadas.

Algunos individuos de especies grandes rápidamente aprenderán a sujetar la toalla que se les aproxime y se volverán presentando el pecho al manejador, con el riesgo consiguiente de que este sea picoteado. En estos casos se deberá intentar aproximarse al ave con una estaca de madera para que el pico pueda ser mantenido ocupado hacia atrás, mientras

que se sujetan las patas y el cuerpo del animal con otra toalla y se le saca así de la jaula, para que un ayudante sujete al animal colocando una mano detrás del cuello de éste.

Si una ave con las alas recortadas se escapa de la mano que la sujeta probablemente revoloteará hacia el piso. Para recapturarla primero se deberá procurar arrojar sobre ella una toalla, si esto no funciona se deberá intentar hacer que el animal se pose sobre una percha y rápidamente se le volteará para ponerlo sobre su espalda contra el piso, simultáneamente se le deberá sujetar por la base de la cola para deslizar en seguida la percha de las patas a la mandíbula, sujetando así la cabeza del animal al piso.

Pasos a seguir para que un Psittaciforme suelte un picotazo sostenido

- 1.- Soplar sobre la cara del animal frecuentemente propiciará que éste suelte la mordida permitiendo proceder al restablecimiento de la posición de sujeción o se le dejará libre para volver a empezar desde el inicio
- 2.- Liberar al ave si todavía se le tiene sujeta en alguna parte de su cuerpo en ocasiones será exitoso para lograr que suelte una mordida
- 3.- Si por ninguno de estos métodos el animal ha soltado la mordida o picotazo se le deberá hacer girar así como está sujeto con un movimiento circular del miembro mordido

Tratar de abrir el pico de un loro por la fuerza podría fracturarlo o lastimarlo severamente. El echar agua sobre el animal pocas veces funcionará y podría ser peligroso para él. La mejor alternativa siempre será prevenir la mordida teniendo seguridad en la maniobra que se vaya a ejecutar y el control adecuado del pico. Un pico bien sujeto podrá ser incapacitado para morder envolviéndolo temporalmente con un poco de cinta adhesiva.

4.3 Prácticas más frecuentes que requieren el manejo de un Psittaciforme

4.3.1 Inhibición de la capacidad de volar mediante el corte de plumas (32, 109)

Esta práctica es requerida para evitar que el ave escape, para confinarla a una área específica, prevenirle heridas y como auxiliar en el amansamiento y entrenamiento del animal. Se debe considerar que una ave con las plumas cortadas estará en desventaja para moverse en casos de emergencia, además, cuando caiga al piso solo podrá alejarse de él trepando por una superficie vertical tales como una silla o una cortina. Las aves que permanezcan en el suelo quedarán expuestas a las corrientes de aire frío que corran por su superficie.

En algunas ocasiones un animal podría arrancarse plumas como respuesta a la frustración por la pérdida de su capacidad de volar. La inhibición del vuelo por medio del corte del tendón extensor del ala a nivel del carpo queda reservada para la mayoría de las aves acuáticas y zancudas y está fuera de toda aplicación en los Psittaciformes.

El corte de las plumas en una ave pequeña puede ser realizado por una persona, en las grandes especies se requiere de la participación de dos. La apariencia general del "corte de una ala" mejorará si cada pluma es cortada de manera individual justo debajo del nivel de las coberteras en su cálamo, de esta manera el corte no será visible.

Los instrumentos sugeridos para esta práctica son las tijeras para corte de suturas para cortar los cálamos individualmente y tijeras de uso común para cortar cualquier irregularidad, las cuales deberán ser de puntas romas. Para proceder al corte de las plumas se deberá extender el ala tomándola desde su base y no por su extremo, de lo contrario se correrá el riesgo de fracturarla.

Cuando se corten las plumas de las alas será deseable que estando éstas flexionadas no se aprecie que fueron cortadas; además, las plumas remanentes deberán proveer una cubierta protectora al dorso del animal.

Para hacerlo se deberá observar que las rémiges primarias quedan cubiertas de la vista por las secundarias cuando el ala está flexionada. El corte de las plumas se deberá efectuar hasta que éstas hayan alcanzado la longitud total que tendrán, debido a que una ave será capaz de volar con solo dos tercios de la longitud total de estas. En caso de ser necesario, el mismo número de plumas deberá ser cortado en ambas alas.

El corte de las plumas de una sola ala será más apropiado para las aves de cuerpo ligero y alas largas, como *Nymphicus hollandicus*, comoros, *Melospitacus undulatus*, *Platycercus* spp., guacamayas, etc. Por su parte, la técnica más efectiva, pero menos estética, consiste en cortar todas las rémiges primarias y la mayoría de las secundarias de una sola ala, esto pondrá fuera de balance al animal durante sus intentos de vuelo, dando como resultado un aterrizaje suave debido a que el animal tenderá a caer en forma de goro. Una desventaja para esta técnica la constituirá la carencia de plumas maduras que protejan a las plumas en desarrollo conforme vayan emergiendo.

La técnica anterior modificada será más apropiada para aves obesas o pesadas, como *Psittacus erithacus* y *Amazona* spp. Esta técnica consiste en cortar la mayoría de las rémiges primarias en ambas alas, pero si todas las plumas distales primarias son cortadas, el peso del ave acelerará su caída hacia el piso en sus intentos por volar pudiendo causarse trauma external, en estas aves dos o tres de las rémiges distales primarias se deberán dejar en cada ala para proveerle al animal estabilidad adicional. Esta técnica proporciona una de las mejores vistas estéticas del ala cuando está flexionada.

Los polluelos de las especies de poco peso se beneficiarán con la técnica anterior debido a sus frecuentes intentos de vuelo y a la carencia de la fuerza de aleteo que poseen los adultos.

En el caso de las grandes cacatúas, como son *Probosciger aterrimus*, *Cacatua moluccensis* y *Cacatua galerita*, cuyo aleteo natural es más lento que el de otras aves (62), una técnica cosmética exitosa consistirá en remover las puntas de las rémiges primarias y primeras dos secundarias en ambas alas, formando así un arco con las plumas más cortas en el extremo distal.

Para las aves de talla mediana a grande, mejor capacitadas para volar, las rémiges primarias distales deberán ser cortadas hasta por debajo de la punta de las coberteras en ambas alas, esta técnica podría incrementar también la incidencia de traumas en la porción distal del ala. Aparentemente las Ninfas tienen mejor capacidad de vuelo con dos alas sometidas a corte de plumas que con una sola.

Otra técnica de corte de plumas consiste en cortar alternadamente las rémiges (para aves con gran capacidad de vuelo se deberá cortar incluso una de las veletas de cada pluma remanente), disminuyendo así la fuerza de propulsión de las alas en animales pesados, sin embargo, para una ave acostumbrada a volar esta no será una técnica recomendable.

Si una pluma en alfiler es cortada durante la ejecución de cualquiera de las técnicas anteriores, la totalidad de la pluma dañada deberá ser removida del folículo apoyándose en el hueso o tejido que tocan a este, tornandola con unas pinzas por su base y jalandola en la dirección de su crecimiento con un movimiento rápido y firme. Si se le remueve de forma agresiva se podría lesionar al epitelio terminal y ocasionar la formación de un quiste plumífero. La presión hecha con los dedos por unos segundos detendrá la hemorragia subsiguiente o se podrá aplicar una ligera suturización. En algunos casos será conveniente restringir el uso de las alas del animal, si es que la pluma dañada se encuentra en ellas, con un ligero vendaje durante algunas horas para evitar que con el aleteo el folículo vuelva a sangrar. Cuando se presenten plumas en alfiler entre las plumas a cortar será correcto dejar junto a aquellas una pluma completa para que le proporcione protección.

Después del procedimiento de corte de las plumas de las alas se deberá verificar la capacidad del ave para volar, determinando con esto el grado al cual el vuelo se ha restringido, de tal manera que probablemente tengan que ser cortadas plumas adicionales. Así, así, no se podrá asegurar que el corte de las plumas impedirá totalmente el vuelo, debido a que algunas aves podrán hacerlo con las plumas intactas remanentes, especialmente con un viento fuerte.

El corte de las plumas deberá ser realizado en una ave de talla mediana a grande cada seis meses, en animales pequeños la revisión se hará en periodos de tiempo más cortos.

4.3.2 Corrección de la longitud y filo de las garras y remoción del anillo de identificación (32,109)

Será necesario recortar las garras de un perico cuando se observe que el animal no puede sujetarse bien con ellas, camina mal sobre superficies planas o se ator en los alambres o barrotes de su jaula. El recorte de las garras también se realizará con el fin de hacer menos molesto el sujetar y sostener en la mano o en el brazo a una ave del tamaño de un *Aratinga* spp. o más grande. Una persona con experiencia podrá realizar esta práctica en una ave de un tamaño inferior a un Amazóna, dos serán necesarias en estas y en otras aves mayores y en algunas ocasiones, se requerirá de la participación de tres personas para realizar esta práctica de manera segura para el animal y el manejador.

Para recortar las garras así como el pico de un Psittaciforme será preferible utilizar una fresa dental, debido a que proporcionará en el grado de corte requiriendo un mayor control que si se emplea un cortauñas humano o de uso veterinario y no astillará la garrá, como generalmente ocurre cuando ésta es cortada al utilizar tijeras en especies medianas y grandes. Además, el calor producido por el instrumento cauterizará los vasos sanguíneos pequeños haciendo posibles los recortes sumamente cortos. Para prevenir que el polvo producido por el instrumento durante estas prácticas entre a las narinas o llegue a los ojos del ave o del manejador se deberá considerar la dirección en que gira el pulidor y soplar el polvo lejos del animal.

El instrumento a emplear deberá ser sujetado de tal manera que esté bajo el control de los músculos de los dedos y de la muñeca, en vez del brazo y del hombro, ofreciendo así una manipulación más eficiente del aparato y la prevención del daño potencial a los tejidos adyacentes.

Para remover los anillos o bandas de identificación de las patas de un Psittaciforme el profesionalista requerirá de varios tipos de removedores de anillos que puedan hacerlo de acuerdo al tamaño, forma y fuerza de tensión de éste.

Las bandas grandes de aluminio grueso podrán ser removidas en una ave anestesiada, con una cuchilla de sierra sujeta a la fresa mencionada anteriormente, procurando la debida protección a la pata. La cuchilla para anillos utilizada por los joyeros resultará generalmente muy grande para ser empleada en los Psittaciformes y podría ocasionar lesiones en la pata. Se deberá procurar una correcta estabilidad a la pata y al anillo cuando se remueva éste y también se deberá observar cuidado especial cuando se requiera la manipulación de una pata inflamada, caso donde tal vez se requiera del empleo de anestesia.

Las bandas o anillos de identificación serán requeridos en ocasiones por comerciantes o criadores para trasladar o manejar a un animal, así como para transportar a una ave entre países, por lo que deberán ser conservados como un documento de identificación propio del animal.

4.3.3 Corrección de la longitud del pico (32,109)

La mayoría de los Psittaciformes en vida libre tienen la punta del maxilar aguda, la cual en ocasiones es solicitada que se redondee para facilitar la convivencia con el animal, a menos que se trate de un caso de crecimiento excesivo por falta de desgaste, el pico de una ave sana no requerirá recorte por ningún otro motivo.

Para efectuar esta práctica se deberán conocer las proporciones naturales del pico en la especie a efectuar el recorte, debido a que existen especies que normalmente tienen el pico superior largo, como ocurre en *Amazonia furiosa*, *Loriculus* spp., *Encocognathus leptorhynchus*, *Charmusina* spp., *Eos* spp., *Loxia* spp., *Psittogeryx* spp., *Cacatua tenuirostris*, etcétera (5,6,15,74,133).

En esta práctica se podrán emplear una lima o una piedra pulidora de uso dental o veterinario para rebajar el pico y redondear su conformación. No se recomienda el uso de tijeras o cortauñas debido a que estos instrumentos por su acción mecánica astillarán la capa córnea, pudiendo dejar expuesto al hueso. Se deberá tomar en cuenta que un pico sobrecrecido tendrá irrigación más allá del límite natural de esta, por lo cual se deberá considerar el riesgo de hemorragia, sugiriéndose entonces efectuar recortes pequeños para dar tiempo a que se retrajera la irrigación en el extremo de este.

Quando se recorte o se rebaje el pico será normal que se desprendan escamas de material córneo del maxilar, debido a que esta capa crece en láminas desde el interior hacia afuera, las cuales en caso de quedar parcialmente adheridas se podrán desprender raspando su superficie. Es necesario apuntar que un cambio brusco en la longitud del pico requerirá de un período de adaptación para utilizarlo nuevamente.

La mandíbula pocas veces requerirá ser recortada en una ave sana y en caso de ser necesario se deberá tener precaución para no lastimar la lengua del animal. En ocasiones, cuando ésta es visible desde una vista lateral estando el pico cerrado, con excepción de *Probitociter uterimus*, se asume que la mandíbula está sobrecrecida, lo cual generalmente no es cierto, ya que probablemente lo que sucede es que el maxilar se encuentra lesionado dando origen a una abertura anormal.

Mientras más oportunidades tenga el animal de trepar y morderquear, será mejor la apariencia general de su pico y garras, debido a esto, se recomienda el uso de perchas de corte cuadrado ligeramente redondeadas para el correcto mantenimiento de la longitud normal de las garras de aves medianas o grandes y ovaladas en el caso de animales pequeños, con una de las caras colocada hacia la planta de la pata del animal.

Quando se mantenga a una ave libre en exhibición o temporalmente sin vigilancia en exteriores, será recomendable, si el animal es dócil, la aplicación de una cadena ligera en un anillo a su pata, con el fin de evitar que pueda trepar a un árbol o a alguna otra estructura de la cual será difícil bajarlo, debido a que un animal en esa situación si es incapaz de volar también lo será de poder bajar, ya que no habrá aprendido a hacerlo o a auxiliar el descender de gran altura para conseguir alimento o refugio.

La sujeción de la cadena a la pata se podrá hacer mediante dos formas, con un anillo fijo o uno removable. Será importante asegurar que el eslabón unido al anillo pueda girar sobre sí mismo para que no se esfuerce y evitar así que el animal se enrede con la cadena. El fin de estas cadenas no es sujetar constantemente al animal, sino como se mencionó, prevenirle situaciones riesgosas cuando no se le pueda vigilar.

Finalmente, una ave pesada que haya vivido siempre con las plumas de sus alas recortadas podría llegar a ser incapaz de alejar para evitar una caída brusca, debido a que se encuentra "atrofiada" su capacidad de uso de éstas por no haber tenido que hacerlo antes, lo que deberá ser considerado cuando se escape o se le maneje. Estas aves generalmente se desplazarán utilizando sólo sus patas y pico, y serán en su mayoría muy apegadas a su propietario.

4.4 Manejo de los Psittaciformes mediante el empleo de la contención química (100)

El profesionalista deberá tener presente que los principales objetivos del uso de agentes anestésicos en aves son:

- 1.- Facilitar los procedimientos diagnósticos, terapéuticos y quirúrgicos en la forma más segura y rápida posibles.
- 2.- Minimizar el nivel de dolor, estrés y los efectos colaterales potenciales sobre el animal.
- 3.- Disminuir el tiempo de recuperación y el grado de monitoreo postanestésico.

El empleo de anestésicos está indicado en situaciones en las cuales la inmovilización o analgesia del paciente sea necesaria y la tolerancia del mismo a la anestesia haya sido evaluada. Niveles ligeros de inmovilización mediante el empleo de anestésicos serán deseables para procedimientos tales como la determinación del sexo por el método quirúrgico, endoscopia diagnóstica, biopsias, radiografías, terapia de fluidos, toma de muestras sanguíneas, transfusión sanguínea y aplicación de vendajes. En los casos particulares de algunas aves poco manejables mediante otros métodos, un nivel ligero de tranquilización podría estar indicado para procedimientos de rutina, como el corte de plumas y de garras, para minimizar el grado de estrés producido.

En el caso del especialista en aves de ornato, la rápida recuperación de la anestesia será un factor significativo cuando no se disponga del personal auxiliar para un monitoreo prolongado del animal.

Los agentes anestésicos más comúnmente reportados para su utilización en aves son:

- 1.- Ketamina
- 2.- Ketamina / Xilacina
- 3.- Ketamina / Dacepam
- 4.- Halotano
- 5.- Metoxifluorano
- 6.- Halotano / Metoxifluorano / Óxido Nítrico
- 7.- Isoflurano

El halotano está contraindicado en aves exstadas o debilitadas, con riesgo de arresto cardíaco o de intoxicación, la xilacina está relacionada con la potenciación de arritmias inducidas por epinefrina. Se han reportado casos para el halotano y la ketamina en los cuales ha ocurrido una disminución de la actividad cardíaca y respiratoria, vómito, recuperación lenta y abatimiento de la temperatura corporal.

4.4.1 Agentes anestésicos inhalados

Las ventajas principales en el uso de anestésicos inhalados son la rapidez de inducción y la recuperación total del animal. Además, los agentes anestésicos inhalados podrán ser administrados directamente a los sacos aéreos por trocización en casos de obstrucción traqueal.

El isofluorano comparte con el halotano la característica de ser poco soluble en la sangre, lo que significa que la recuperación es rápida y la concentración alveolar del agente podrá ser controlada con gran precisión a diferencia del empleo del metoxifluorano.

La característica más significativa que contribuye al empleo seguro del isofluorano en aves es que es biodegradado y metabolizado con rapidez, disminuyéndose así el potencial de toxicidad orgánica.

La anestesia con isofluorano puede ser inducida y mantenida con una mascarilla. Una concentración del 5 % con dos o tres litros de oxígeno por minuto podrá ser utilizada para la inducción. Tan pronto como se note la relajación del paciente (después de uno a cuatro minutos dependiendo de la temperatura ambiental) la concentración podrá ser mantenida al 2 o 3 %, con medio o un litro de flujo de oxígeno por minuto. Un flujo ligeramente mayor se requiera en algunos animales grandes. Algunas aves, en particular Ara ararauna, ocasionalmente presentarán depresión respiratoria en las dosis recomendadas y deberán ser mantenidas en una concentración del 0.5 al 2 % enseguida de la inducción.

El halotano para su inducción requiere de 3 a 4 % de concentración con dos o tres litros de flujo de oxígeno por minuto. El mantenimiento se da con una concentración de 1.5 a 2 % y con un flujo de oxígeno de medio a un litro por minuto. Se sugiere una dosis preanestésica de ketamina/xilacina para ayudar a la inducción con halotano. La combinación de halotano al 0.5% ó 1% proveerá de una adecuada relajación muscular.

La única forma aceptable de administración del metoxifluorano es mediante el empleo de un vaporizador de precisión. Debido a que el 50 % del metoxifluorano es metabolizado en el cuerpo existe gran riesgo de toxicidad orgánica en el paciente. La recuperación es lenta y agitada. La dosis requerida es difícil de controlar y potencialmente peligrosa para el paciente.

El éter no es recomendable debido a su extrema inflamabilidad y a las precauciones requeridas para su uso, aún así, no será tóxico para las aves si se le suministra con precisión. Se pueden obtener respuestas en el paciente similares a las

que se darán con el empleo del iso fluorano. Sin embargo, no se deberá esperar que el éter actúe de esta manera si es administrado en un sistema de cono o de gota abierta.

4.4.2 Agentes parenterales

Serán recomendables en los casos en que la anestesia inhalada no pueda ser utilizada. Los agentes parenterales están contraindicados en aves con signos clínicos que sugieran mal funcionamiento renal, como la anuria. El profesionalista deberá iniciar la anestesia con la dosis mínima recomendada, la cual puede ser de un octavo a un cuarto de la dosis total final.

Para establecer la dosis inicial, además del peso del ave, se deberán considerar otros factores como lo son la edad del animal, su especie, cantidad de grasa corporal y condiciones generales. Polluelos o aves jóvenes y animales debilitados o debilitados requieren dosis muy bajas, por otro lado las aves obesas o extremadamente excitables en general requerirán dosis altas.

La dosis deberá ser aplicada en la parte profunda de la musculatura pectoral evitando el área esternal, la cual tiene los mayores vasos sanguíneos de la zona o la lateral, donde se encuentran ubicados los pulmones. Precauciones adicionales deberán ser tomadas en los animales con poca masa muscular. Inyectar anestésicos en los miembros pélvicos de los Psittaciformes está contraindicado debido a la posibilidad de lesionar los nervios del área y a toxicidad debido a interacción con el sistema porta renal.

Es recomendable que la captura, sujeción, inyección y retorno del animal a su jaula se realicen en un tiempo muy corto, tal vez de medio a un minuto. Facilitarle un ambiente tranquilo y oscuro hará más rápida la inducción y evitará repetir dosis sucesivas de anestesia en una ave tranquila.

La ciclohexilamina o ketamina es el producto más frecuentemente empleado para efectuar la anestesia parenteral. Debido al efecto sinérgico producido por la combinación de este producto con tranquilizantes no se recomienda su empleo solo. Combinar 100 mg/ml con un volumen igual de xilacina en una concentración de 20 mg/ml, mejorará la relajación muscular, la analgesia y reducirá la incidencia de recuperaciones violentas, a diferencia de algunas especies a las cuales se les administre ketamina sola.

La ketamina y la xilacina pueden ser combinadas en la misma jeringa para su administración, teniendo la precaución de recoger primero a esta última, especialmente cuando se vaya a trabajar con aves pequeñas, para prevenir los efectos adversos del remanente de la solución pura de xilacina que pudiera quedar en la aguja antes de su aplicación.

El empleo de una solución de ketamina (100 mg/ml) combinada con un volumen igual de xilacina en concentración de 20 mg/ml y en administración intramuscular inducirá un nivel de anestesia adecuado para realizar procesos quirúrgicos o de diagnóstico menores. La dosis por kilogramo de peso será menor en animales con un peso superior a los 250 g que para las aves con un peso inferior a este. Para procedimientos y tiempos de recuperación rápidos se podrá emplear una aplicación intravenosa que será de 30 a 50 % inferior en volumen a la dosis intramuscular.

El volumen calculado para la inyección inicial podrá ser repetido si el plano de inmovilización requerido no es suficiente, se podrá reconocer la necesidad de repetirla entre los 5 a 10 minutos siguientes cuando se haya empleado la aplicación intramuscular o en un minuto, si fue endovenosa.

Cuando se utilicen dosis bajas de ketamina combinada con xilacina para la inmovilización de una ave generalmente ésta se recuperará entre los 15 a 30 minutos después de su aplicación.

Cuando se emplee la anestesia para la inmovilización de un animal éste deberá ser monitoreado continuamente durante la inducción, mantenimiento y recuperación a través del número y profundidad de los ciclos respiratorios, reacción al pinchamiento de la pata, reflejo del párpado, el empleo de un electrocardiógrafo o monitor cardíaco o por temperatura cloacal.

Una disminución en la temperatura corporal o en la frecuencia cardíaca deberán alertar al profesional ante una imminente emergencia anestésica. Una frecuencia cardíaca inferior a los 120 latidos por minuto o ritmos respiratorios por debajo de 25 a 35 ciclos para aves grandes y de 35 a 50 ciclos en aves pequeñas requerirán de la suspensión del procedimiento y el monitoreo intenso del animal.

En el caso de arresto cardíaco y respiratorio por anestesia inhalada se deberán seguir inmediatamente los siguientes pasos:

- 1.- Remover al animal de la máquina de anestesia
- 2.- Instituir la resucitación pulmonar mediante presión ligera y rítmica de los dedos sobre la quilla esternal a razón de 40 ciclos por minuto, al mismo tiempo se deberá remover el gas residual de la mascarilla o tubo endotraqueal por succión
- 3.- Apagar el suministro de anestesia
- 4.- Hacer correr en la máquina y mangueras oxígeno puro
- 5.- Asegurar al ave a las mangueras de la máquina para que reciba oxígeno
- 6.- Continuar con la resucitación hasta que la respiración sin ayuda alcance los 30 ciclos por minuto

Para la recuperación del animal deberá serle proporcionado un ambiente tranquilo con una temperatura entre los 30 y 33 °C. La recuperación de la anestesia con halotano y metoxifluorano será algo más prolongada, ya que aunque las aves alcancen un nivel de conciencia relativamente rápido, generalmente se mantienen esponjadas e inactivas por un periodo largo de tiempo. En contraste, las aves que se recuperen de la anestesia con isofluorano estarán inmediatamente alertas e interesadas en conocer.

Con las dosis combinadas de ketamina y xilacina mencionadas se podrá esperar que el ave se recupere entre los 15 y 30 minutos después de su aplicación. Por susceptibilidad particular como especie, las cacatúas generalmente mostrarán una tendencia a recuperarse lentamente de la administración intramuscular de ketamina y xilacina. Algunas guacamayas, particularmente *Aratinga*, se recuperarán con cierta violencia si se les aplica ketamina sola, por lo que requerirán de protección adicional para evitar que se puedan lastimar. Algunas aves bajo los efectos de la anestesia combinada con ketamina presentarán pérdida de la presión intraocular, situación que será transitoria.

4.5 Alojamiento de Psittaciformes en interiores.

La jaula para el alojamiento de una ave o de una pareja de pericos deberá ser de tal dimensión que le (s) permita volar dentro de ella o por lo menos desplazarse con gran amplitud. La jaula de diseño rectangular y horizontal será preferible a cualquier otro, una jaula con un diseño muy elaborado no será fácil de limpiar (77,103)

La jaula deberá ser seleccionada por su valor funcional, sus dimensiones deberán satisfacer las necesidades del ave tales como poder extender y agitar sus alas libremente, sin golpearlas, y no rozar con las plumas de la cola cualquiera de sus lados. Los materiales con los que esté construida deberán ser lo suficientemente resistentes para soportar la limpieza y desinfección frecuente que se haga de ellos (77)

Una opción para las jaulas alambradas o de barrotes metálicos podrían ser las jaulas de caja, hechas de un material sólido, como madera o metal, en cinco de sus caras y que tendrán alambrado en otra para poder apreciar al animal. Este tipo de jaula reducirá los peligros de las corrientes de aire y proveerá al animal de seguridad y privacidad, se podrá dejar también con alambrado el techo y uno de los costados, lo que proporcionará al animal mayor visibilidad de su entorno. Generalmente estas jaulas no están disponibles de manera comercial, debiendo mandarse a construir con materiales seguros, resistentes y no tóxicos para el animal (77).

En México existen las jaulas de campana, periqueras o para loro, hechas de alambre galvanizado y con un piso de hojalata removible de corte circular, el cual no evita al animal de sus deyecciones o del alimento desperdiciado, y que generalmente ofrecen poco espacio interno para la mayoría de los animales encerrados en éstas. En general, el diseño de la jaula deberá ser preferentemente rectangular para que las aves no desarrollen la "enfermedad del torneo" (torsión de la cabeza de origen nervioso), causada por la falta de orientación que puede originar un encierro circular (32).

En el caso de las jaulas de importación, algunas están pintadas con resinas epoxicas para prolongar su vida útil y facilitar la limpieza de materiales adheridos a su alambrado. En la medida de lo posible se deberá evitar el utilizar jaulas que muestren signos de deterioro (como pintura despostillada), ya que la herrumbre que se desarrollará perjudicará su apariencia y originará una amenaza potencial de salud para el animal, al permitir el desarrollo de microorganismos en los desechos acumulados en esos lugares (5).

En México los diseños más populares de jaulas están hechos totalmente con alambre permitiendo una observación completa del animal encerrado, pero desde el punto de vista del ave esto le presentará una amplia exposición a las corrientes de aire, al ruido y a todo lo que ocurra a su alrededor. Estas jaulas idealmente deberán ser colocadas en un ambiente relativamente tranquilo y libre de corrientes de aire, también será recomendable cubrir un costado de ésta para hacer que el ave se sienta protegida de las perturbaciones que ocurran en su ambiente (5,32).

Preferentemente los barrotes de cualquier jaula para pericos deberán estar colocados horizontalmente para facilitar que el animal pueda trepar y utilizar todo el espacio que la jaula le proporcione. La abertura entre los barrotes o malla metálica deberá ser tal que no permita que el animal quede atrapado o pueda sacar su cabeza, lo que podría ocasionar la muerte accidental del animal (5,32).

Una jaula totalmente metálica será siempre de mejor elección que una que combine plástico o madera debido a los hábitos destructivos de la mayoría de los pericos (5,32), y a la dificultad de realizar una limpieza adecuada en las de materiales porosos.

Nunca se deberán utilizar pulidores de metal para limpiar una jaula, ya que un animal podría fácilmente ingerir restos de aquellos o de otras sustancias aplicadas a la misma. Siempre se deberá lavar una jaula antes de emplearla con animales, aunque sea nueva, cepillándola con un desinfectante y enjuagándola después perfectamente. Recuérdese que los materiales porosos como la madera y el bambú serán prácticamente imposibles de desinfectar ya que los gérmenes y la suciedad los penetrarán profundamente, por lo que no serán recomendables como materiales de construcción para una jaula (5).

La jaula para un perico deberá contar con un broche de seguridad apropiado para mantener su puerta cerrada y no permitir que el animal salga de ella, así también su elaboración deberá resistir la naturaleza curiosa y los mordisqueros de éste. Evítese el sistema de resorte que cierra automáticamente una puerta cuando se le suelta debido a que ésta podría accidentalmente atrapar con violencia a una ave, pudiendo causarle severas lesiones o la muerte (5,32).

Las perchas de la jaula, si son de material plástico, deberán ser removidas y cambiadas por perchas de madera o ramas naturales. Aunque más higiénicas las primeras, las aves prefieren las de madera refusingo a posarse sobre el plástico al poco tiempo de tener contacto con él, por lo que pasarán más tiempo en el piso o trepados en los barrotes de su jaula (5).

El diámetro de la percha en la jaula deberá ser tal que no permita que el ave junte sus garras por debajo de ella (diámetro muy reducido), evitando así un firme apoyo del animal en ella. La desventaja de las perchas de madera a las de rama natural estriba en que un diámetro constante en las primeras propiciará que las partes blandas de las patas de una ave desarrollen pronunciados puntos de presión, particularmente en las aves obesas, además de causar molestias físicas al animal éstos podrían convertirse en focos de infección que desarrollaran pododermatitis (5).

Cuando se utilicen ramas naturales éstas podrán ser de varios árboles o arbustos con excepción de *Siringa* spp., *Taxus* spp. y *Labrum* spp., los cuales deberán ser evitados debido a que son tóxicos. En el caso de los frutales no deberán ser empleados aquellos que recientemente hayan recibido algún tratamiento químico contra plagas. Además, se deberá lavar perfectamente cada rama para eliminar las deyecciones de aves silvestres y el crecimiento de algas, líquenes o musgo.

antes de poner a las aves en contacto con ellas, no se deberán utilizar detergentes o desinfectantes debido a que sus residuos podrían ser tóxicos (5)

Las ramas con mucho tiempo de estar secas albergarán esporas de hongos que serán peligrosos para los pericos, también se astillarán fácilmente cuando el ave las mordisquea pudiendo encasarse alguna astilla en la cara interna de la boca del animal, especialmente en *Aratinga* y *Protonotaria uterinus*, por lo que será recomendable ofrecerlas al animal frescas o no totalmente secas (5)

Idealmente las perchas deberán extenderse en línea recta a lo ancho de la jaula. Si son colocadas hacia los extremos, esquinadas, las aves de cola larga constantemente friccionarán sus plumas contra los barrotes de la jaula originando que estas se vean raídas (5,32)

Las perchas naturales podrán ser sujetadas a la jaula con alambre trenzado en sus extremos cuyas puntas quedaran por fuera de la jaula y lejos del alcance del pico del ave, o bien, se les podrán hacer muescas en sus extremos para que queden sujetas por sí mismas a los barrotes de la jaula (5,77)

Las perchas dentro de una jaula deberán ser colocadas paralelas entre sí para que no se ensucien con las deyecciones del animal. La mayoría de los pericos evitará utilizar un columpio integrado al interior de su jaula por lo que será conveniente removerlo (32,77)

Cuando se coloquen perchas en diferentes niveles la inferior deberá facilitar la aproximación del animal al alimento y agua, y la superior deberá dejar un espacio de por lo menos un centímetro entre el animal erguido y el techo de la jaula (32)

Las jaulas para guacamayas, Amazonas, cacatúas y otros grandes pericos deberán estar hechas de un material que resista la fuerza mecánica del pico de estas especies. El tamaño de la trama de una malla metálica también es importante de tomarse en cuenta, una guacamaya podrá meter su pico fácilmente en una malla de 2.5 cm2 de abertura, logrando ejercer gran presión sobre los alambres individuales. Los pericos generalmente no romperán la malla al primer intento sino con el tiempo al jugar con los alambres y doblarlos hacia adelante y hacia atrás con su pico y lengua (5,77)

Cuando la jaula tradicional no sea adecuada para el alojamiento de un (os) animal (es) en interiores se podrá construir una con paneles independientes de malla metálica del calibre adecuado y soldados a marcos de metal, siempre que se considere el fácil acceso a su interior para su correcta limpieza ya que, a diferencia de una jaula prefabricada, esta carecerá de charolas recolectoras de desperdicios (5)

También se podrá optar por añadirle un suelo del mismo material y levantarla del piso para que los desechos caigan a través de la malla inferior al papel que lo cubrirá. Por último, se podrá construir una charola recolectora de desperdicios que se ajuste al piso de la jaula y que sea fácil de meter y sacar de esta. La jaula y los accesorios así creados no deberán tener bordes o hendiduras que puedan cortar al animal o atrapar alguna de sus garras (5)

Los recipientes destinados al alimento y al agua deberán estar hechos de materiales resistentes, no tóxicos y fáciles de limpiar y desinfectar. Estos tendrán que ser limpiados diariamente y desinfectados al menos una vez a la semana. Si se tienen numerosos animales enjaulados será conveniente contar con recipientes extras para emplearlos mientras se limpian los sucros, los cuales serán reemplazados la siguiente vez (5,77)

El piso de la jaula deberá estar cubierto de papel para facilitar su limpieza diaria, preferentemente se deberá emplear papel libre de tinta, como el papel de estraza, o papel periódico que no tenga tinta fresca. Al respecto del papel periódico se sabe que la tinta de impresión contiene laca, carbonato de plomo o albayalde y litopone (mezcla de sulfuro de zinc y sulfato de bario) que podrían ser tóxicos para los pericos. Sin embargo, se atribuye poca o nula toxicidad al empleo de papel periódico como sustrato en una jaula o aviario (32). En el caso de las jaulas de doble fondo también se podrá utilizar la viruta de maderas no resinosas la cual se deberá renovar totalmente una vez a la semana (5)

A los Psittaciformes cautivos será importante ofrecerles varios objetos de materiales inofensivos a manera de juguetes para que se distraigan y estimulen mentalmente cuando tengan que permanecer mucho tiempo fuera de contacto

con personas. Del juguete no se deberán desprender partes y no deberá estar hecho de materiales y sustancias que puedan perjudicar la salud general del animal (3,77,103)

Entre los elementos para juego que se le podrán ofrecer a los pericos están los columpios, colocados sobre o a los lados de su jaula, escaleras, cuerdas y cadenas para trepar, teniendo la precaución de asegurar que los estabones no atraparán las patas del animal, pequeñas campanas a las cuales el perico no pueda desprenderles el badajo y tragárselo, llaves, cucharas y demás objetos sonoros sujetos a una cadena resistente, rollos de cartón de papel higiénico o de toallitas desechables, cajas de cartón y bolsas de papel que el animal pueda morder y explorar, etcétera. Se podrá disponer de un pequeño espejo en el fondo del recipiente del agua siempre y cuando el animal no sea muy grande como para alcanzarlo y romperlo. A los animales grandes se les podrán ofrecer cascarras de coco, conchas marinas limpias, cáscaras de plátano, cáscaras de uva roja cortadas en espiral y vegetales crudos como zanahorias y papas limpias (77,103)

No deberán ofrecerse productos de goma o esponja, como manijeras y pelotas, los cuales al ser molidos y alojarse en el tracto digestivo o reaccionarán con las enzimas correspondientes generando sustancias tóxicas (77)

4.5.1 Ubicación de la jaula en una habitación (5)

En general la ubicación apropiada de una jaula deberá ser cerca de una pared, preferentemente en un lugar común al paso de las personas que convivan con el animal. Deberán ser evitados los sitios con corrientes de aire y espacios durante mucho tiempo al sol, como ocurrirá al lado de una ventana. En su caso podrá ser cubierta la pared cercana a la jaula con película de polietileno en rollo para protegerla de las deyecciones o alimentos que el animal esparza a su alrededor.

Idealmente la posición de una jaula deberá ser tal que el animal dentro de ella quede posado justo por debajo del nivel de los ojos de una persona de pie frente a él, haciendo que éste se acostumbre a las personas y facilitando así su proceso de amansamiento. Esta posición hará sentir al ave más segura ya que le permitirá tener una visión más completa del lugar donde se encuentra. Se deberá tener la precaución de que el animal no quede por encima del nivel de los ojos del observador en cuyo caso el perico adoptará una posición dominante, haciendo más difícil e incluso peligroso su manejo.

La jaula deberá estar colocada sobre una superficie plana y sólida que le provea de estabilidad ya que un animal mediano o grande podría tirarla si no está firmemente sustentada.

Debido a la cantidad de ruido que un Psittaciforme podría producir será conveniente colocar su jaula lejos de una pared compartida entre dos habitaciones ya que algunas especies medianas y grandes, con sus períodos de vocalización por la mañana y tarde, molestarán a las personas en la habitación contigua; esta molestia podrá ser minimizada cubriendo la jaula del animal con una sábana, toalla o funda especial de tela oscura o manteniendo las cortinas de la habitación cerradas hasta una hora razonable.

¿Se debe cubrir o no la jaula de un perico para que duerma por las noches? A favor de cubrirlo se sabe que la mayoría de los Psittaciformes anda en cavidades por lo que se sentirán más seguros en un lugar oscuro para descansar, donde también estarán protegidos de las corrientes de aire. En contra existe el hecho de que una ave enjaulada y cubierta estará aislada de su propietario, pudiendo esta ponerse a dormir cuando se sienta causada sin necesidad de la cubierta, si ésta es muy gruesa impedirá un intercambio adecuado de gases (32)

Finalmente, se deberá considerar como signo de incomformidad con respecto a la cubierta de la jaula el que una ave se mueva continuamente en su percha o trepe por el interior de aquella sin aparente descanso, como signo de conformidad se podrá observar que el ave descansará posada en una de sus patas y escondera la cabeza entre las plumas de su dorso emitiendo ligeros sonidos de cloqueo, quizás raspando la mandíbula contra el maxilar (32)

4.5.2 Temperatura y humedad ambientales para los Psittaciformes mantenidos en interiores (18)

Mientras no existan corrientes de aire en el lugar donde se disponga la jaula de un perico y éste se encuentre sano podrá tolerar fluctuaciones de temperatura de hasta 10 oC. Una humedad relativa del 40 al 50 % será ideal, aunque las aves se adaptarán más fácilmente a humedades superiores al 50 % que a ambientes secos, pudiendo tolerar una humedad tan baja como 25 a 30 % excepto cuando estén criando o vayan a empezar a hacerlo.

No se deberá colocar a una ave enjaulada cerca de una ventana fría o caliente, ventiladores ni radiadores. Si se le permite solearse deberá de contar con sombra suficiente debido a que una sobre exposición al sol originará un choque térmico que podría terminar en la muerte del animal.

4.5.3 Calidad de la atmósfera para las aves mantenidas en interiores (18)

Las aves son muy sensibles a los contaminantes en el aire que les rodea por lo que no se les deberá colocar en lugares donde exista la presencia permanente de humos de tabaco, de quemadores de gas, humo producido por la cocción de alimentos o ambientes excesivamente cargados de polvo. Igualmente se deberá evitar el cocinar con recipientes recubiertos con teflón cerca de los pericos, ya que los vapores producidos por la reacción de este con el calor del fuego son altamente tóxicos para las aves. (188)

Cuando se pinte (n) la (s) habitación (es) en donde se encuentre generalmente el ave, esta deberá ser removida hacia una atmósfera libre de las sustancias volátiles de la pintura empleada, el monóxido de carbono, los insecticidas en spray o en placa y los aromatizantes ambientales también serán tóxicos para las aves.

También se podrá utilizar un ozonizador ambiental para ayudar a la prevención de la dispersión de enfermedades por vía aérea. Estos funcionan generando iones negativos que pasan a través del aire chocando con las partículas de polvo y microbios en suspensión, precipitándolos hacia el piso. Aunque el ozonizador auxiliará en la limpieza del aire, las partículas precipitadas quedarán en el ambiente, acumuladas en el piso, por lo que habrá que esmerarse en su limpieza. Cuando se emplee un ozonizador la diferencia en la calidad del aire tratado se notará al cabo de una hora de uso y no perjudicará en absoluto a los animales. (4,5)

Los sonidos musicales emitidos por el radio o la televisión podrían ser placenteros para los pericos mientras ocurren durante las horas normales de vigilia. Un murmullo bajo emitido por el radio será especialmente entretenedor para una ave que deba permanecer mucho tiempo despierta y sola.

4.5.4 Extensión del espacio vital de una ave enjaulada (12)

Además de su jaula los pericos dóciles deberán tener perchas individuales (T-stand) o árboles artificiales para trepar (Play-Pen) que puedan ser colocados en un lugar diferente a donde se encuentran esta. Deberán estar hechos de un material fácil de limpiar y deberán ser ligeros de peso para poder desplazarlos, pero su base deberá ser firme para que la estructura no caiga con los movimientos del animal.

Cuando se emplee la percha como un instrumento para liberar temporalmente a un perico de su jaula o como una breve área de ejercicio será altamente valiosa, pero si el ave es forzada a permanecer en ella por periodos prolongados de tiempo entonces ésta se convertirá en un medio muy pobre y nocivo para el bienestar físico y psicológico del animal, se volverá un lugar de confinamiento y aburrimiento que rápidamente podrá llevar al animal a la automatización.

Como alternativa a la percha está el árbol artificial en el cual el animal podrá trepar, morder y jugar con los objetos dispuestos en él para este fin, permitiéndole una mayor capacidad de desplazamiento y dándole una oportunidad para desarrollar sus potencialidades mentales.

4.5.5 Cuidados generales de los Psittaciformes mantenidos en interiores como mascotas.

Si el ave no se baña por sí misma o no dispone del espacio para hacerlo habrá que bañarla por lo menos una vez a la semana mediante el uso de un rociador o aspersor, a fin de hacerlo con gotas finas y no gruesas, como podría resultar de una manguera o de una ducha, el baño preferentemente se deberá realizar con agua tibia y en un lugar abrigado de corrientes de aire o bajo el sol en un día con buenas condiciones atmosféricas.

El baño mejorará la apariencia general del animal e incrementará el acaalamiento de las plumas en alfiler para permitir que éstas se desarrollen con normalidad, y evitara la resequeidad de la piel que podría ocasionar la automutilación de éstas (103). Una ave mantenida en interiores que no reciba baño regular se reconocerá por su plumaje cenizo y erizado (5).

Las aves mantenidas en aviarios exteriores se podrán bañar fuera de la temporada de lluvias mediante el rocío producido con una manguera en días de buen tiempo y preferentemente por las mañanas, para que tengan todo el día para secarse, esto último también se hará con un animal de jaula. En los aviarios se deberá evitar mojar el interior del refugio (5).

El baño tiene que ser placentero para el ave y no le deberá representar una amenaza, en cuyo caso se tendrá que modificar la técnica de administración, por ejemplo dirigiendo el rocío de agua hacia arriba del animal para que ésta caiga de manera suave sobre él sin que se le asperje directamente (12).

Las aves mascotas se podrán secar directamente al sol proveiéndoles de la sombra necesaria o mediante el empleo de una secadora de cabello, a temperatura moderada y sin dirigir la corriente de aire directamente sobre el animal, el cual al igual que con el baño no deberá mostrar temor alguno al aparato empleado. Un perico que haya recibido su baño deberá dormir perfectamente seco.

Para ayudar a restringir la dispersión del polvo de las plumas en el ambiente se podrá emplear un capelo transparente de acrílico con orificios sobre la jaula o se podrá utilizar un oronizador de aire doméstico, el cual precipitará el polvo y hará que el ambiente se sienta más fresco, como ya se mencionó.

En ocasiones será necesario bañar a una ave sucia con una solución ligera de detergente, sobre todo en el caso de aves de colores claros, la cual deberá ser aplicada sobre el animal por un lapso de tiempo de entre 3 y 5 minutos, después se enjuagará profusamente para a continuación secarla. Para la limpieza de plumas sucias de aceite podrá ser aplicada esta misma solución más concentrada. Impregnaciones ligeras de este podrán ser removidas aplicando un polvo ligero a las zonas afectadas, como la fécula de maíz, la cual subsiguientemente se eliminará con un cepillo de cerdas muy suaves repitiendo el procedimiento cuantas veces sea necesario hasta dejar limpias las plumas (103).

4.6 Mantenimiento de Psittaciformes en exteriores (5,6)

Antes de planear la construcción de un aviario para pericos será necesario considerar que sus vocalizaciones no resulten molestas para los vecinos cercanos o que atraigan visitas no deseadas o inesperadas.

Las especies pequeñas prosperarán en un aviario con una longitud de 180 cm y una sombra o refugio de 90 cm². Los animales de talla mediana como los *Psittaculus* spp y *Prionus* spp requerirán de una área de vuelo de por lo menos 360 cm de largo, los pericos con gran capacidad de vuelo de talla mediana como *Platycercus* spp estarán mejor en áreas más grandes.

El ancho del área de vuelo será poco significativo para los Psittaciformes debido a que la mayoría de ellos son generalmente mantenidos en parejas en vez de en colonias. Una amplitud de 90 cm será suficiente para las especies pequeñas de cola corta, 120 cm serán adecuados para la mayoría de las demás especies excepto para las guacamayas, las que requerirán de por lo menos 180 cm.

4.6.1 Ubicación de un aviario exterior

Los percos se beneficiarán al ser mantenidos en aviaros protegidos de las condiciones adversas del medio por lo que no deberán ser construidos en los lugares donde choquen los vientos dominantes, así se evitará exponer a los animales a temperaturas extremadamente bajas en los meses de invierno.

Cuando se utilicen árboles como rompevientos estos deberán estar colocados de forma tal que si llega a caer una rama no lo haga sobre el aviario y lo rompa.

Un aviario cercano a un estanque no estará ubicado en un lugar adecuado debido a que se podría inundar su piso después de una fuerte lluvia, además, éste será el sitio ideal para el desarrollo de mosquitos, los cuales molestarán a las aves y les podrán transmitir enfermedades. El aviario deberá ser construido en un lugar nivelado y con buen drenaje.

4.6.2 El aviario estándar

En su estructura más básica un aviario está formado por un recinto cerrado unido a una área de vuelo que está construida con malla metálica sujeta generalmente a marcos de madera.

Cuando se empleen listones de madera para la construcción de un aviario estos deberán ser de al menos 3.75 cm² y deberán estar tratados de tal manera que sean resistentes al agua sin ocasionar problemas de toxicidad a los animales. Preferentemente deberán estar unidos entre sí por medio de muescas además de clavos, en vez de unidos sólo por estos últimos. La malla deberá estar sujeta firmemente al armazón mediante el empleo de clavos o grapas metálicas inoxidables, además, ésta deberá cubrir la parte interior del marco de madera para evitar que las aves lo mordisqueen. Como precaución adicional se podrá colocar una malla de abertura más estrecha sobre la superficie interna de las estructuras de madera, sobre la cual a su vez se colocará la malla general del aviario. Una abertura de malla estrecha dará pocas oportunidades a los percos de apalancarse en los alambres individuales.

Los aviaros para las grandes especies requerrán del empleo de materiales de gran calidad y reforzados, elijanse listones de madera de 5 cm² los cuales estarán cubiertos de malla metálica del calibre y abertura adecuados para que los percos no puedan alcanzar a morder la madera. Los percos serán incapaces de morder una superficie plana pero si encuentran un punto de apoyo fácilmente destruirán la madera, por esto, todos los bordes de madera expuestos deberán estar reforzados con lamina de hoaja lata. Verifíquese que el metal este perfectamente aplastado sobre la madera para evitar que los animales puedan cortarse o trabar sus garras.

Cuando se construya una sección de aviaros con paredes adyacentes entre si se deberá colocar un alambrado adicional en la pared comun a dos de ellos, para impedir que las aves en encierros vecinos se puedan lastimar mutuamente sus dedos o patas al estar trepadas en ella.

La puerta de acceso al aviario preferentemente deberá estar colocada en el área cubierta o refugio, donde los animales serán alimentados. La manera en que esta se abra no deberá obstruir el acceso al interior del aviario ni la seguridad de los animales, pudiendo utilizarse un sistema de doble puerta con un porche intermedio de por lo menos 90 cm², para que una persona pueda quedar aislada mientras se cierra la puerta exterior para abrir a continuación la puerta interior; la exterior abrirá hacia afuera y la interior hacia adentro. Se deberá instalar un sistema automático que cierre las puertas de acceso para evitar la salida de animales (el más sencillo puede ser hecho a base de resortes) y un sistema de broches de seguridad o candado en la puerta exterior para evitar la intrusión de personas o animales no deseados en el aviario.

Cuando se construya un aviario con estructura de madera ésta deberá estar sujeta a un murete de ladrillo que se encuentre elevado 30 cm por lo menos del nivel del suelo y que tenga una profundidad por debajo de la superficie de éste de 45 cm, para evitar que los roedores puedan cavar.

El refugio o parte cubierta del aviario deberá mantenerse siempre seco y bien iluminado para invitar a las aves a posarse dentro de él, donde estarán protegidas de los depredadores o del mal tiempo y encontrarán alimento y agua frescos.

El techo del refugio deberá drenar hacia afuera del área de vuelo y deberá ser tan amplio como sea necesario para evitar que sus paredes se mojen o permanezcan húmedas.

El refugio deberá tener una ventana amplia en uno de sus lados, protegida por malla metálica en su interior para evitar que las aves se puedan lastimar al chocar con el vidrio de la misma. Cuando se construyan secciones de aviarios adyacentes, las ventanas deberán estar colocadas en la parte posterior del refugio.

Los materiales con los que se construya el aviario deberán ser de tal calidad que no se deterioren rápidamente por su exposición al ambiente, ya que cualquier reparación estando éste ocupado perturbará a los animales, pudiendo ocasionar que los animales que estén empoollando o criando abandonen sus nidos.

El refugio en el aviario no deberá estar totalmente abierto al área de vuelo, aunque tendrá que contar con una puerta para el acceso de personas de éste hacia el área abierta, para las aves deberá tener en las paredes contiguas a la puerta agujeros de entrada y salida cerca de la parte más elevada del refugio. El tamaño de estas entradas dependerá de la talla de las aves mantenidas en el aviario, siendo 30 cm de diámetro suficientes para aves grandes como guacamayas. Deben añadirse plataformas a ambos lados de la entrada para facilitar a las aves el acceso a ésta. La profundidad de la plataforma con respecto a la entrada igualmente dependerá del tipo de aves en el aviario, de tal manera que 30 cm de fondo serán suficientes para la mayoría de las especies. Los bordes de la entrada y de las plataformas de aterrizaje deberán estar cubiertos con láminas de hoja de lata de hasta 10 cm de ancho sobre la madera, para evitar que los animales las destruyan.

El piso del aviario podrá ser de diversos materiales tales como tierra, grava de río o locas de concreto pulido. De manera ideal se deberá preferir el concreto pulido a los demás materiales debido a la facilidad para su limpieza y a que no propiciará inundaciones o encharcamientos del área de vuelo como podrían ocurrir con otros materiales. El piso de concreto impedirá la instalación de nidos de roedores dentro del aviario.

Una opción para la construcción de los aviarios la constituye el empleo de estructuras metálicas en vez de madera o el empleo de una estructura básica de ladrillo a la que se añadirá la malla metálica.

Los refugios pueden ser construidos con ladrillo o madera, en el caso del empleo de madera ésta también deberá estar cubierta totalmente por malla metálica en su interior. Los refugios hechos con acrílico, fibra de vidrio o metal tenderán a calentarse demasiado en los meses cálidos, por lo que no se sugiere utilizar estos materiales para su construcción.

Finalmente, se podrá desviar la atención de los Psittaciformes de la estructura de madera del aviario si se les proporcionan perchas hechas con ramas naturales con todo y corteza, siempre y cuando no sean tóxicas, preferentemente no deberán sostenerse de la estructura misma sino por el contrario deberán estar elevadas del piso en columnas del mismo material, ya que si se sostienen de ésta podrían ejercer una presión innecesaria sobre ella dañándola. Estas perchas deberán estar de tal manera diseñadas que puedan ser desplazadas dentro del área de vuelo sin perder sustentación. Las perchas deberán estar colocadas hacia los extremos del área de vuelo y no cerca de las puertas de acceso, igualmente se colocarán las que se consideren necesarias, de acuerdo al número de animales de cada aviario, dentro del refugio.

4.6.3 Aviarios y refugios elevados

Las jaulas de vuelo suspendidas lejos del piso, totalmente metálicas, mediante el uso de ladrillos o estructura metálica se han vuelto populares entre los avicultores de Psittaciformes. Sin embargo, aunque en teoría aparentemente son ideales presentan dificultades para su mantenimiento tales como el reemplazo de perchas o la limpieza del piso de malla cuando éste se encuentre cubierto de excretas.

La malla del piso deberá ser de por lo menos 2.5 cm² de abertura. Aparentemente la estabilidad de un aviario con este diseño es relativamente poca a diferencia de uno perfectamente bien cimentado.

Aunque serán de elección para Psittaciformes muy nerviosos, ya que evitarán que una persona penetre al recinto, no lo son para todos los casos debido a que el área de vuelo será más pequeña que la de un aviario convencional, lo que resultará en poco espacio para permitir que un animal escape de la persecución de otro, como ocurrirá en el caso de los machos agresivos en época reproductora.

4 6 4 Introducción de las aves al aviario

Antes de liberar a las aves dentro de su albergue se deberá verificar que existan alimento y agua limpios en abundancia en el Área destinada a éstos, que será dentro del refugio, el cual tendrá el piso preferentemente cubierto con papel que se cambiará a diario durante la rutina de alimentación.

Debido a que el refugio estará prácticamente aislado del área de vuelo los animales podrán ser liberados y mantenidos en su interior por uno o dos días con el fin de acostumbrarlos al lugar donde comerán, y adaptarlos poco a poco al clima exterior. Esta práctica será particularmente importante cuando se añadan a un aviario establecido animales jóvenes recién cruidos, los cuales necesitarán ubicar donde encontrar el alimento y el lugar para descansar en su nuevo hogar. Revísese constantemente el estado de los animales, su comportamiento y su actitud hacia los demás miembros del aviario durante la primer semana de vida en él.

4 6 5 Iluminación y temperatura ambiente

La iluminación artificial será útil para prolongar o modificar el fotoperiodo en los animales, por ejemplo al aclimatar aves recién importadas con diferentes horarios de luz.

La iluminación proveniente de lámparas que emitan cierta cantidad de luz ultravioleta (Vita Lite (R)) será importante para que las aves sinteticen vitamina D3. Las lámparas podrán estar conectadas a un reloj regulador de iluminación que proporcionará los tiempos de iluminación y oscuridad requeridos.

Mantener una temperatura artificial en los avuarios será necesario cuando éstos estén expuestos a que baje súbitamente la temperatura ambiental, generalmente en los meses de frío, la cual podría afectar a los animales recién adquiridos y aun no aclimatados al nuevo ambiente, a las parejas cruidas y podría también ocasionar que ciertas hembras tuvieran problemas de retención de huevo.

En este caso serán útiles focos incandescentes colocados en la parte superior del refugio, protegidos con malla metálica de trama muy cerrada para que las aves no los puedan alcanzar y a una distancia tal de ellos que el metal no se caliente. Si el espacio en el refugio es suficiente se podrá emplear un radiador de aceite, el cual viene integrado con un termostato que permitirá tener una temperatura constante. Nunca se utilicen radiadores eléctricos ni calentadores de gas en la instalación. Además, será conveniente considerar el empleo de cortinas de lona impermeable colocadas alrededor del aviario.

4 6 6 Seguridad de los animales en el aviario

Conforme los Psittaciformes han alcanzado más popularidad entre las personas y van surgiendo nuevas especies clasificadas como amenazadas o en peligro de extinción sus poseedores, privados o institucionales, correrán el riesgo de verse privados de ellos por el hurto, de tal manera que todos los avuarios deberán contar con un sistema de alarma y seguridad que avise de un posible acto de robo o vandalismo ya que el mercado de aves robadas, por ejemplo en los Estados Unidos de Norteamérica, se ha convertido en una verdadera mina de oro. Se podrán emplear detectores de luz infrarroja, lámparas de encendido automático, alarmas sonoras, animales de guardia, etcétera.

4.7 Distribución de los animales en las instalaciones del aviario (73)

Desde el punto de vista de la medicina preventiva las aves podrán ser separadas en un aviario de acuerdo a su continente de origen o a su susceptibilidad a determinadas enfermedades, por ejemplo no será conveniente colocar animales australásicos cerca de animales neotropicales que podrían ser portadores de la Enfermedad de Pacheo, que es de origen sudamericano (*Chlamydia psittaci*) es común a los Columbiformes por lo que se deberá tener cuidado cuando se mezclen estos dos Ordenes en un mismo aviario. *Mycoplasma* sp. es sospechoso de transmitirse fácilmente entre *Melospitacus undulatus* y *Nymphicus hollandicus*. Otra situación que se deberá observar es el efecto que las aves vocinas tendrán entre sí con respecto a su comportamiento reproductivo, por ejemplo si varias parejas de una misma especie de pericos australianos son alojadas lado a lado los machos pasarán mucho tiempo defendiendo su territorio durante la temporada reproductora, llegando éstos a ignorar a las hembras. En contraste, albergar guacamayas, amazonas y cacatuas cerca de individuos de su propia especie podría estimular su reproducción.

4.8 Alojamiento del paciente aviar (109)

Una temperatura ambiental de entre 29 y 32 oC será un requisito indispensable para el cuidado hospitalario de una ave enferma. Idealmente toda la habitación donde se mantenga al animal deberá estar a esta temperatura para que no tenga que ser removido de un lugar tibio a uno sin temperatura constante, como ocurriría al limpiarlo, alimentarlo, pesarlo o administrarle algún tratamiento. Las aves enfermas o convalecientes podrán ser colocadas dentro de jaulas hospitalarias para perro, transportadoras para mascota, incubadoras infantiles, incubadoras o tanques hospital especiales para aves, jaulas de laboratorio para conejo y jaulas normales para aves.

También se podrán utilizar peceras de cristal para el alojamiento de la mayoría de las aves hospitalizadas recipientes con capacidad de galones para aves pequeñas como *Melospitacus undulatus*, 10 galones para *Nymphicus hollandicus* y los conuros, y 20 galones para las amazonas y las cacatuas pequeñas y medianas. Las peceras con cubierta de tela de mosquetero ofrecerán las ventajas de ser desinfectadas fácilmente, prevenir que los desechos contaminen el hospital, presentar una visión completa del ave, facilitar el acceso al paciente y ofrecer un control más individualizado del ambiente que rodee al animal.

Las jaulas de alambre serán útiles para aves heridas o convalecientes de enfermedades no contagiosas. Si se mandan a construir, el alambre del que estarán formadas deberá ser galvanizado después de soldarlo, para así fortalecerlo, asegurar su resistencia a la herrumbre y facilitar su limpieza.

Los pacientes sospechosos de padecer enfermedades contagiosas deberán ser mantenidos aislados de otras aves hospitalizadas. Si el servicio de pensión es ofrecido a los clientes del hospital las aves pensionadas deberán ser alojadas en una área que nunca haya albergado animales enfermos. El hospital deberá contar con una zona especial donde las aves convalecientes, que estén respondiendo a su tratamiento, puedan ser observadas durante cierto tiempo en condiciones normales de temperatura antes de ser dadas de alta.

Dentro del ambiente hospitalario las perchas podrán o no ser provistas a los animales, debido a que en algunos casos una ave enferma estará muy débil para bajar o trasladarse de estas hacia el alimento o el agua, aun si tiene hambre. Una alternativa podrá ser colocar perchas con un diámetro de media circunferencia junto a los recipientes del alimento con el lado plano hacia abajo. Deberá preferirse reemplazar las perchas entre cada paciente a reciclarlas debido a que la acumulación de desinfectante en la madera irritará las patas del animal.

Para la administración de alimentos y agua se deberán emplear recipientes pesados, fáciles de lavar y de desinfectar según se requiera. El fondo de las jaulas o peceras deberá estar cubierto con papel.

4.8.1 Responsabilidad del personal auxiliar

Será útil contar con un miembro del personal auxiliar médico que no se encuentre involucrado en actividades de tratamiento con los pacientes, para que establezca una relación positiva con el ave hospitalizada y desarrolle sólo actividades que no representen para el animal una amenaza: limpieza de jaulas, alimentación y charla, de esta manera el ave estará más relajada cuando se encuentre en contacto con dicha persona y se podrá realizar una evaluación más precisa de su actitud. El monitoreo frecuente del paciente también será necesario con respecto a la cantidad de alimento que consume, al análisis cualitativo y cuantitativo de las defecaciones y a la condición general del animal.

Las aves hospitalizadas deberán ser pesadas todos los días utilizando una balanza calibrada en gramos y con las adaptaciones necesarias para poder sostener a un petizo sobre ella.

4.8.2 Prevención de la discriminación de enfermedades dentro del hospital

El personal que trabaje con los Psittaciformes tendrá una responsabilidad importante al asegurar que las prácticas específicas dentro del hospital enfocadas a evitar la contaminación de un paciente a otro y a prevenir la dispersión de enfermedades sean llevadas a cabo.

La progresión de las actividades normales diarias de limpieza, alimentación y tratamiento deberá comenzar con los animales más saludables (como los pensionados y los donadores de sangre), después los convalecientes y los infecciosos al final. Los animales recién ingresados al hospital, a los cuales no se les haya hecho ningún diagnóstico definitivo, deberán ser considerados como contagiosos hasta que no se demuestre lo contrario.

En general, muchos de los problemas de enfermedades comúnmente encontrados en las colecciones de aves exóticas se deberán a prácticas inapropiadas de manejo. Hay que recordar que las condiciones bajo las cuales las aves exóticas sean mantenidas tendrán una profunda influencia en su salud. Adecuados procedimientos de cuarentena, diseño funcional de avarios, control de plagas y técnicas de limpieza adecuadas serán esenciales para mantener una colección saludable.

4.9 Cuarentena (73,109)

Todas las aves recién adquiridas deberán ser cuarentenadas por un periodo de por lo menos 30 días que podrá extenderse hasta 60 días, antes de introducirlos a la colección.

Las instalaciones de cuarentena deberán estar aisladas de la colección principal y se deberán tener las precauciones necesarias para prevenir el transferir enfermedades fuera de esta área de aislamiento. Las aves cuarentenadas deberán ser atendidas al final de la rutina de servicio de la colección principal. El mantenimiento estricto de esta división resultará esencial para prevenir la diseminación de enfermedades.

Durante la cuarentena las aves deberán ser examinadas y pesadas, siendo útil hacerlo en cada animal por lo menos dos veces: inmediatamente después de ser adquirido y cerca del término de la cuarentena, debido a que el estrés producido durante este periodo podrá revelar signos de enfermedades demasiado sutiles para ser notados en el examen físico preliminar.

Todos los animales deberán ser evaluados para *Chlamydia psittaci* y la Enfermedad de Newcastle al inicio del periodo de cuarentena.

Procedimientos que se deberán aplicar a cada ave cuarentenada

- 1.- Identificación del animal: especie, sexo, edad
- 2.- Examen físico y registro del peso del animal

- 3.- Pruebas para *Chlamydia psittaci* y Enfermedad de Newcastle
- 4 - Tinción de Gram de heces.
- 5 - Cultivo cloacal
- 6.- Flotación fecal y examen directo de heces
- 7.- Desparasitación interna y externa
- 8 - Biometría hemática
- 9 - Química sanguínea
- 10.-Estudios radiográficos y serológicos

Es importante destacar que el avicultor deberá saber que la cuarentena y las pruebas correspondientes no pueden identificarse a todas las enfermedades infecciosas

Si las pruebas de laboratorio son normales, y las aves aparentemente están sanas, podrán ser trasladadas de la cuarentena a la colección permanente. Como una precaución final deberán ser ubicadas en una área aislada o cerca de las aves menos valiosas, de tal manera que si enferman repentinamente no quedará expuesta toda la colección. La posibilidad de que las aves de la colección permanente sean portadoras asintomáticas de enfermedades que puedan afectar a los nuevos animales también deberá ser considerada

El periodo de cuarentena podrá ser utilizado para aclimatar a las aves nuevas a las condiciones locales y adaptarlas a la dieta general de la colección.

4.10 Control de plagas (109)

Los roedores, como plaga, consumirán el alimento de las aves, orinarán y defecarán entre el alimento almacenado, y dispersarán organismos patógenos como *Salmonella* sp y *Escherichia coli*. Los ratones y ratas que se desplazan en el aviario perturbarán a los animales al desplazarse entre los comederos y nidos, y podrán ocasionar una disminución en la actividad reproductiva de las especies. Las ratas podrán mordisquear los dedos de los polluelos, matarlos o devorarlos, también atraparán aves adultas del tamaño de una Ninfa. Las aves silvestres portarán enfermedades así como también consumirán el alimento de los pecicos. Los insectos, como las hormigas, mosquitos y cucarachas, podrán funcionar como vectores de enfermedades

Los roedores se multiplicarán en proporción directa a la abundancia de alimento y a la disponibilidad de refugios y sitios para anidar. Reducir el atractivo del aviario para estas plagas ayudará a disminuir su población

El alimento desperdiciado deberá ser recogido regularmente y el almacenado, de ser posible, deberá de ser guardado en botes metálicos con tapas de seguridad. Se podrán almacenar grandes cantidades de semillas en habitaciones recubiertas de metal con puertas herméticas y piso de concreto

También se deberá reducir el número de plantas y maleza del aviario y limpiar la basura que se acumule junto a él. Un andén de grava de por lo menos 15 cm de profundidad que se extienda de 90 a 120 cm alrededor de los edificios del aviario servirá como control permanente para malezas. Esto reducirá también la incursión de roedores de áreas vecinas, debido a que encontrarán difícil cavar en la grava y generalmente rehusarán cruzar a través del terreno despejado

Se deberán tapar todos los agujeros donde se sospeche la presencia de roedores. Los drenajes deberán contar con cubiertas de malla metálica

El concreto reducirá pero no prevendrá a los roedores de cavar a través del piso del edificio, si al momento de la construcción de este último se le añade malla metálica ésta prevendrá que los roedores lleguen hasta el suelo de la edificación

Una vez que los roedores se hayan establecido dentro de un aviario será necesario implementar un plan de control, el cual será más exitoso si se inicia al término de la época invernal, antes de que los animales comencien a reproducirse e incrementen su número.

Colocar trampas será la forma más segura de capturar y eliminar pestes dentro del aviario. Saturarlo de trampas generalmente será más exitoso para controlar plagas que colocarlas dispersas en una gran área. Las "trampas de repetición" que pueden capturar de entre 10 a 15 animales sin tener que ser reinstaladas serán particularmente efectivas contra los ratones, y podrán ser colocadas dentro de las jaulas de aves mayores al tamaño de una Ninfa. Las aves más pequeñas, como *Agelaius* spp., podrían ser accidentalmente atrapadas. La ratonera tradicional será más útil para la captura de ratas, pero no deberá ser colocada dentro de la jaula de los pájaros.

Las trampas deberán ser colocadas en las rutas que los roedores utilizan y en áreas donde el alimento esté disponible. El gatillo o puerta de la trampa deberá estar colocado de tal manera que los animales tengan contacto con él en el curso de sus movimientos normales. Los ratones serán naturalmente curiosos hacia los objetos nuevos en su entorno, así que las trampas deberán ser colocadas en diferentes lugares semanalmente. Las ratas tienen la actitud opuesta y se retraerán de los cambios. Las trampas pegajosas para roedores serán menos efectivas que las anteriores, pero podrán ser útiles en áreas donde las primeras no puedan ser colocadas.

Existe en el mercado un número amplio de venenos recomendables para el control de roedores, pero no todos podrán ser utilizados en un aviario. Rodenticidas como el arsénico, fosfido de zinc y el fluorocacato de sodio son demasiado peligrosos para ser utilizados alrededor de las aves, debido a que las ratas frecuentemente llevarán los cebos hacia el interior del aviario.

Los venenos en polvo no deberán ser empleados debido a que fácilmente podrían llegar al interior de las jaulas. Los rodenticidas más seguros serán los de tipo anticoagulante, debido a que son venenos crónicos que deberán ser ingeridos varias veces antes de causar la muerte. Si una ave es accidentalmente envenenada con estos, los efectos tóxicos podrán ser contrarrestados mediante el uso de dosis múltiples de vitamina K.

Los cebos con anticoagulante podrán ser adquiridos en diversas formas atractivas para los roedores: polvos solubles en agua, semillas impregnadas y pellets. La presentación más adecuada para su uso en un aviario es el pellet debido a que podrá ser distinguido rápidamente de la dieta del ave. El cebo deberá estar colocado dentro de cajas suficientemente grandes para que el roedor coma dentro de ellas sin esparcirlo. Las cajas con cebo deberán ser colocadas cerca de los avuarios, fuera de los caminos y dondequiera que la presencia de signos de roedores sean observados. Bajo ninguna circunstancia el veneno estará colocado en donde las aves lo puedan alcanzar. El aviario deberá ser revisado para detectar la presencia de veneno desperdiciado por los roedores cuando estos liven el cebo a sus refugios. En la mayoría de los casos será mejor combinar una saturación de trampas con el uso cuidadoso de rodenticidas para eliminar a los roedores de un aviario.

La utilización de controladores ultrasónicos de plagas no será apropiada alrededor de las aves de un aviario, debido a que se han reportado casos en los cuales tras instalar estos dispositivos cesó la reproducción de los animales en la colección, la cual se reanuda paulatinamente después de que se eliminaron estos dispositivos electrónicos.

Para controlar a los depredadores como zorillos, mapaches y zarigüellas será necesario colocar trampas especiales diseñadas para ellos. La presencia de serpientes será benéfica para el control de roedores siempre que estas no puedan alcanzar los nidos y devorar huevos o polluelos.

Las hormigas constituirán un problema especialmente particular donde fruta, alimentos cocinados o ciertos tipos de comida para perro sean suministrados, representando éstas más que una molestia ya que las aves no consumirán el alimento invadido por ellas. En estos casos será mejor contar con un exterminador profesional debido a que las diferentes especies de hormigas requieren de diversas estrategias de control.

4.11 Concepto del Aviarío Cerrado (181)

La clave para mantener un Aviarío Cerrado estriba en el control del tráfico dentro de él. Controlando el movimiento de personas, aves y vectores se podrá minimizar la generación y transmisión de enfermedades dentro de un aviarío.

El concepto de Aviarío Cerrado se centra en el control del tráfico hacia, dentro y fuera del mismo. Restringe la introducción de agentes infecciosos al núcleo reproductivo y administra el tráfico alrededor de la colección para prevenir el esparcimiento de enfermedades, debido a que el libre movimiento de personas o animales podría resultar en un incremento en las enfermedades, menoscabo de la reproducción y fracaso en alcanzar los niveles de producción deseados.

Todos los Aviaríos Cerrados tienen un mínimo de cinco componentes: área de cuarentena, área de reproducción, área de aislamiento, área de almacén de alimentos y utensilios, y criadero. Cada uno de estos componentes deberá tener un lugar propio y diferenciado de los demás. La apariencia de cada uno podrá variar inmensamente, pero su función deberá ser evidente de una colección a otra.

Para mantener las instalaciones cerradas y prevenir la transmisión de enfermedades de una área a otra, los diversos componentes de este sistema cerrado deberán ser atendidos por personas diferentes. Si esto no es posible, se deberá atender primero al núcleo saludable y después al no saludable o dudoso y se tendrán que mantener todas las precauciones sanitarias necesarias para evitar el acarrear y diseminar enfermedades.

Otros componentes del Sistema de Aviarío Cerrado son: área de lavado, área de preparado de alimentos, área de recolección de basura, área de incubación, área de exclusión, área de adaptación a la dieta de adulto y área de venta.

V.- ALIMENTACION Y BASES PARA LA NUTRICION DE LOS PSITTACIFORMES EN CAUTIVERIO.

5.1 Introducción

Los Psittaciformes, como la mayoría de las aves, necesitan ingerir y procesar grandes cantidades de alimento para satisfacer los altos requerimientos nutricionales de su metabolismo. Sin embargo, esto no quiere decir que los animales mantenidos en jaulas deban permanecer con sus comederos llenos constantemente de semillas y en ocasiones, como suele ocurrir en el medio mexicano, de pan con leche o algunas frutas y verduras, de tal manera que el ave permanezca gran parte de su tiempo en contacto con un medio abundante de alimento (18).

En vida silvestre los Psittaciformes generalmente muestran patrones de alimentación natativos y vespertinos con excepción de las especies que consumen granos difíciles de alcanzar o descascarillar, como ocurre con *Cathartes aura* y *Amphispiza bilineata*, el cual invierte gran parte de su tiempo en extraer las semillas de que se alimenta de sus cubiertas protectoras (180).

Los Psittaciformes buscan naturalmente los frutos carnosos y mas aun las semillas contenidas en estos, despreciando en ocasiones a la pulpa del mismo (144). Además, existe en el Orden una familia en particular, *Loriidae*, que generalmente sólo consume néctar, flores y frutas por su parte en Psittacinae destaca el Perico de Pesquet, *Patriculus fulgidus*, por consumir sólo frutas y flores, y tener la cara alargada y desnuda de plumas para facilitar la ingestión de estos alimentos (71,131). En la subfamilia Nestorinae el Kea, *Nestor notabilis*, se caracteriza por lavar sus alimentos antes de ingerirlos y su tendencia a buscar alimentos de origen animal, sobre todo en época de cría, lo que le ha valido el ser culpado de matar ovejas en Nueva Zelanda, siendo más bien que esta ave ha ocupado un nicho ecológico similar a *Cionyx* sp., habiéndose convertido en un necrófago ocasional (21).

Actualmente se ha establecido que las adaptaciones morfológicas de la lengua en *Loriidae* sirven para cosechar polen (principal fuente de nitrógeno) y formar un bolo adecuado para ser deglutido, el néctar escurre directamente al buche conforme fluye de la flor de la cual el animal se alimenta.

Finalmente, se sabe que la subfamilia *Micropsittacinae* se alimenta sólo de hongos, líquenes y posiblemente de insectos, especialización que ha dificultado hasta ahora mantener vivos en cautiverio a los miembros del género *Micropsitta* spp. (23).

Por otra parte, los Psittaciformes se encuentran en ventaja sobre otros competidores de alimentos debido a que son capaces de consumir, sin perjuicio aparente para ellos, frutos y semillas aun no maduros, los cuales son ricos en taninos y alcaloides (144).

Es conocido que las guacamayas y otros grandes loros americanos (no se cuenta con datos de Africa, Asia y Australasia) se acercan a bancos de arcilla para ingerirla regularmente, por ejemplo se sabe que en Perú, en el Parque Nacional Manu, existen 18 lugares ricos en arcilla muy frecuentados por diversas especies de Psittaciformes, estudiados desde 1984 por la New York Zoological Society, The Wildlife Conservation Society. Esta arcilla es rica en minerales y se presume que tiene propiedades fisicoquímicas capaces de neutralizar las sustancias tóxicas que el ave haya podido ingerir, desconociéndose hasta el momento el mecanismo por medio del cual ocurre esto. Se sabe además que este consumo responde a situaciones estacionales, ocurriendo su pico más elevado durante las estaciones secas, cuando hay menos disponibilidad de alimentos poco tóxicos. Actualmente se realizan estudios de estas arcillas en la Universidad de Davis, en California, Estados Unidos (144,180).

Por su parte, se ha teorizado que en Australia la mayoría de *Eucalyptus* spp. han evolucionado para ser polinizados por *Loriidae* más que por los insectos, provyendoles de una fuente de néctar y polen hasta por un mes por flor durante todo el año, además de que éstos pueden dedicarse a mordisquear las anteras para conseguir el polen y la flor misma, para llegar a los óvulos en desarrollo. Así mismo, estos pericos emplean sus papilas linguales, que pueden protruir o retraer a voluntad, para recolectar polen y utilizan una depresión en la lengua para libar néctar. Se ha dicho que estas papilas

ayudan a formar un bolo de polen más fácil de ingerir; además, en cautiverio los lorxs utilizan sus lenguas para trabajar la pulpa de las frutas suaves (74,144)

Las cactáceas negras, *Calypsothynchus* spp., consumen en vida libre además de semillas, brotes tiernos, cortezas verdes y grandes cantidades larvas de insectos parásitos de los árboles, perforando los troncos hasta llegar a ellas, este comportamiento también es compartido por *Nestic meridionalis*. Finalmente, existen Psittaciformes como *Cacatua tenuirostris* que hozan en el suelo buscando raíces y tubérculos de los cuales se alimentan (180)

Además de lo anterior se presume que los requerimientos alimenticios y nutricionales de algunas especies podrían ser más complejos de lo que actualmente se cree, tal es el caso de *Eclectus* spp. y *Toucanathus* spp., los cuales tienen un tracto digestivo comparativamente largo, lo que sugiere una dieta herbívora abundante. De igual manera se ha establecido que el mayor éxito reproductivo de *Bruggeria versicoloris versicoloris* ha ocurrido cuando a las parejas se les ha alimentado abundantemente con fruta (6)

Finalmente se debe notar la habilidad que tienen ciertos grupos de Psittaciformes para manipular sus alimentos específicamente con una pata en particular, derecha o izquierda, tal es el caso de Cacatuidae, Psittacidae y la mayoría de los miembros de Lauridae

Basándose en el comportamiento natural antes descrito será conveniente alimentar a la mayoría de los pericos en cautiverio con un poco de semillas por la mañana y tarde, además de las frutas y verduras frescas en abundancia de las que podrán disponer durante todo el día.

La razón para regular en cautiverio la cantidad de semillas ingeridas por los Psittaciformes es el establecimiento de un balance dietético saludable donde el ave comerá justo lo necesario de estos alimentos, sin embargo, no deberá permanecer por horas sin alimento alguno hasta recibir su próxima ración. Un poco de ensayo y error determinarán la cantidad de semillas y alimentos frescos a suministrar, de tal manera que se ejercera cierta presión sobre los animales de manera natural para que consuman la totalidad de la dieta ofrecida. Así mismo, se evitará que algunos desarrollen malos hábitos alimenticios al preferir, en una abundancia relativa, unos alimentos sobre otros además de prevenir que los animales cautivos se tornen obesos. En un principio los animales manejados con esta rutina de alimentación podrían parecer hambreados, pero sólo será cuestión de unos días para que se acostumbren a la nueva rutina y aprovechen los alimentos que se les ofrecen en horas preestablecidas (18)

Con el establecimiento de una rutina de alimentación las aves aprenderán cuando les será ofrecido el alimento. Sin embargo, éstas podrían ser perturbadas por los cambios en este último, pudiendo llegar a sentirse amenazadas y de esta manera podrían disminuir temporalmente su consumo de alimento y agua (18)

Por su parte, la alimentación regulada podrá ser empleada como auxiliar en el proceso de amansamiento de los pericos de jaula, una ave ligeramente hambrienta se acercará a su entrenador por comida y rápidamente aprenderá a asociar a la persona con el recibir alimento. Una ave sobrealimentada responderá menos a este método de amansamiento (18).

Se deberá alertar a el propietario o cuidador que procuren observar exactamente lo que las aves consumen cada día, tanto en cantidad como en variedad, para que el patrón normal de alimentación del animal les sea familiar y así poder detectar cualquier conducta anormal que pueda indicar una posible enfermedad (18)

Resulta importante mencionar que los Psittaciformes mantenidos como mascotas están generalmente predispuestos a los mismos problemas de peso y salud relacionados con la dieta de igual manera que sucede en las personas. La aburrición, el confinamiento, la sobrealimentación y las dietas muy ricas en ciertos nutrientes pueden hacer de una ave de jaula un animal obeso (75)

También se debe recordar que las aves en crecimiento, los adultos reproductores, los animales en aviaros, aves enfermas, en proceso de muda o mantenidas en ambientes con temperaturas bajas tendrán requerimientos nutricionales más altos que los animales enjaulados, por lo que no deberán ser restringidas de una dieta variada. De igual manera destaca que las aves que no consuman una amplia variedad de alimentos serán animales generalmente malnutridos (que podrán ser obesos o no), poco alertas, con poca disposición a repetir palabras o a aprender trucos, que mudarán

frecuentemente, aunque sus plumas se encontrarán en pobres condiciones físicas y cuya esperanza de vida será corta debido a su mayor susceptibilidad a las enfermedades (5,18,75,159)

Lo anterior resultará particularmente importante en aquellos animales que tradicionalmente se mantienen en cautiverio con semillas, como *Amazona* spp., *Melospittacus undulatus*, *Nymphicus hollandicus*, *Platycercus* spp., *Agapornis* spp., *Aratinga* spp., *Pittacula krameri*, *Pittacula eupatria*, etc.; en los cuales idealmente, al igual que para todo el Orden, las semillas no deberán suminar más del 30 % del volumen total de la dieta del animal (18,32,75,166)

Por otra parte, existen en el mercado golosinas para las aves de jaula a base de miel y semillas de las cuales no se deberá abusar ya que se sabe que la miel contenida en ellas, cuando son suministradas en exceso, constituirá un factor decisivo para la aparición de Diabetes Mellitus en el animal, por lo que se sugiere que sean ofrecidas esporádicamente y siempre en pequeñas porciones (18,75,166)

Las aves deberán recibir su alimento y agua diarios en recipientes limpios. Cuando sean ofrecidos alimentos nuevos en los recipientes de costumbre éstos deberán ser presentados en forma tal que no representen para el animal una amenaza, de tal manera que éste podría evitar acercarse al alimento o al agua (103)

En general, cuando se piense en la dieta más adecuada para un perico en cautiverio se deberán considerar la variedad en el alimento, su frescura, la limpieza de sus ingredientes y el contenido vitamínico y mineral general de la dieta a elaborar

Los factores que pueden influir para que una ave elija un alimento sobre otro son (159)

- a) Hábito: primeramente surge a través de la alimentación que los padres suministran al polluelo y después dependerá del alimento que éste tenga disponible al momento de abandonar el nido
- b) Apariencia: las aves tienen un buen sentido de la vista, pero el gusto y el olfato en general pobremente desarrollados, de tal manera que el animal comerá aquello que se parezca más al alimento al cual está acostumbrado. A partir de sus sentidos también el ave juzgará si el alimento ofrecido le representa una amenaza.
- c) Personalidad: existen diferencias claras acerca de cómo un individuo en particular de una especie dada acepta o no un alimento determinado. Estas diferencias particulares se pueden originar de los resultados combinados de la herencia y la experiencia.

Finalmente, los requerimientos nutricionales de las aves en cautiverio dependerán de su tipo de vida, actividad y estado reproductivo, pudiendo ser consideradas como (159)

1) Adultos no reproductores

2) Adultos reproductores

- a) durante la producción de huevo
- b) durante la crianza de polluelos

3) Animales jóvenes en crecimiento

5.2 El agua como nutriente .

Las aves deberán tener agua limpia y fresca todos los días y en cantidad suficiente para beber cuando así lo deseen. Los recipientes para el agua deberán estar colocados de tal manera en la jaula o aviario que no puedan ser contaminados con las heces o el alimento del animal, ya que de ocurrir esto las bacterias presentes incrementarán su número en un 100 % en 24 hr o menos, el recipiente para el baño diario del ave no deberá ser utilizado como bebedero. A algunas especies se les podrá ofrecer el agua en bebederos de plástico o de boquilla metálica especiales para pájaros pero a las grandes

especies, más destructivas, habrá que disponerles preferentemente recipientes de metal inoxidable o de cerámica. Si las aves acostumbradas a consumir frutas y verduras succulentas obtendrán de éstas mucha del agua que necesitarán, de tal manera que la ingestión del líquido como tal será baja (5,6)

Aunque las aves no transpiran como mecanismo para regular su temperatura corporal sufren de considerable pérdida de agua a través de la respiración, que es la principal forma de pérdida de calor por evaporación con que cuentan cuando la temperatura ambiental supera a la corporal, de tal manera que el enfriamiento por evaporación asociado a la respiración puede incluso reducir la pérdida de un 40 % del calor corporal generado durante el reposo (159)

Por otra parte, el agua perdida, incluyendo la de excreción, evidenciará a la producción en los procesos metabólicos, este déficit es especialmente notable en las aves pequeñas debido a que pierden proporcionalmente más agua en el proceso respiratorio que las especies grandes (159)

De manera especial las especies de aves para las cuales el suministro de agua será muy importante serán todas aquellas que vivan de una dieta a base de semillas secas, las cuales proveen poca agua en forma libre (159), aunque *Melospiza umbellata* puede vivir con un consumo mínimo de agua durante largos periodos de tiempo (74)

Finalmente, en ocasiones en algunas especies llegan a presentarse casos de polidipsia psicógena, la cual podrá ser tratada mediante una restricción en el consumo de agua. En este caso los animales presentarán un estado neurótico como resultado de la privación de la interacción social del animal ya sea con su especie o con otros animales (134)

5.3 Graviilla o arena en el ventriculo

Actualmente no existe acuerdo general en torno al uso o no de graviilla para el correcto funcionamiento del ventriculo. Algunos autores sugieren que las especies que descascaraban semillas son capaces de digerir este alimento fácilmente con o sin graviilla (202), otros dicen que es esencial para el ave. Es preciso en este punto recordar que por lo general en México a las aves de jaula no se les ofrece arena, con excepción de algunos psittaciformes y fringílicos, en el caso de las aves de aviario éstas podrían obtenerla de su suelo si este no está hecho de concreto pulido (18,103)

Esta arena deberá ser de un material no soluble y abrasivo, como el cuarzo molido, el cual podrá ser mezclado con arena de conchas o cascarrón de huevo molido, a fin de que estos últimos sirvan como una fuente de minerales al irse disolviendo por la molienda y el proceso digestivo. En el caso de emplearse la arena de conchas se sugiere que estas sean blancas, debido a que se presume que las conchas de color oscuro tienen niveles de plomo considerables. Si el ave no consume el hueso de jibia que le sea ofrecido como fuente adicional de minerales entonces este podrá ser espolvoreado en la mezcla de graviilla, además de poder hacerse sobre frutas o alimentos con alto contenido de agua (18,108). Al respecto de este último algunas especies, como *Cyanocitta psittacus*, aparentemente requieren de fuentes adicionales de minerales, por lo que deberán disponer siempre de huesos de jibia o piedras minerales, a diferencia de otras especies, las cuales generalmente les prestarán atención durante la época de reproducción.

En lo que respecta al suministro de graviilla, las aves pequeñas requerrán un consumo libre del producto y las medianas o grandes solo necesitarán consumir pocos granos cada 4 o 6 meses. Debido al tiempo de permanencia de estos en el ventriculo. Por otra parte, se sabe que algunas de las grandes especies prefieren consumir trocitos de madera como material de molienda en el ventriculo (18,103)

No se recomienda la adición de carbon activado a la mezcla debido a que este puede adsorber vitaminas como la A, B2 y K en el intestino (18,103)

Finalmente, la arena deberá ser ofrecida en recipientes apropiados en vez de esparcida por el suelo de la jaula

5.4 Semillas (5,18,32,75,77,103,159,166,178)

En general son empleadas las semillas de alpiste (*Phalaris canariensis*), mijo (*Panicum miliaceum*), avena (*Avena sativa*), cacahuete y girasol (*Helianthus annuus*). Estas semillas deberán estar perfectamente limpias y libres de objetos extraños, olores que delaten su deterioro así como de signos que evidencien la presencia de roedores.

Las semillas deberán ser conservadas en un lugar fresco y seco. Los grandes volúmenes podrán guardarse dentro de bolsas de plástico bien cerradas a su vez dentro de botes de plástico o metal, estos preferentemente no deberán estar en contacto directo con el suelo.

Cuando las semillas se encuentren contaminadas con insectos no será necesario desecharlas a menos que la invasión haya sido masiva ya que estos servirán como una fuente de proteína adicional para las aves. Podrán ser eliminados calentando la totalidad de las semillas extendidas en charolas a 82 °C por media hora. No deberán ser calentadas a más de 100 °C debido a que se destruirán algunos de los valores nutritivos de estas.

En ocasiones algunas especies de Psittaciformes requieren de un cierto tipo de semillas para mantenerse en óptimas condiciones o reproducirse satisfactoriamente, como ocurre con *Rhinopitta* spp., la cual se supone que requiere de los piñones de las coníferas a las cuales está habituado para reproducirse y criar satisfactoriamente a sus polluelos (2).

Por su parte, muchas especies de pericos australianos de generos tales como *Platyserenus* spp., *Polytelia* spp., *Nymphicus hollandicus*, *Neophema* spp., etc., prefieren alimentos verdes en vez de semillas o éstas mismas aun no maduras, así como también buscarán alimentarse más en el suelo que en comederos por ser estos animales de hábitos terrestres (74,180).

Las semillas no tienen que ser eliminadas de la dieta pero si restringidas en su consumo principalmente debido a su alto contenido en grasas y bajo contenido mineral. Preferentemente deberán ser suministradas solo por las tardes para que el animal reciba en las mañanas las frutas y vegetales que consumirá durante todo el día. También podrán ser ofrecidas a los Psittaciformes semillas remojadas en agua por 24 horas, ya que aparentemente este manejo las hace más digeribles y aumenta su contenido en proteína, sin embargo, se deberá tener precaución ya que de esta manera se convertirán en un producto pericadero.

En algunos casos las mezclas comerciales de semillas son tratadas con vitaminas y minerales sin embargo, estas mezclas no serán una buena fuente de estos nutrientes debido a que los Psittaciformes desmenuzan las semillas, perdiéndose así gran parte del producto adicionado a ellas. También deberá ser considerado en estos casos que los valores nutricionales del fabricante abarcan a toda la mezcla, incluyendo a las cascarrillas, de tal manera que la porción que el animal seleccione e ingiera finalmente será más diferente de la mezcla total. Como ejemplo la cascarrilla de nopo puede involucrar un 20% de su peso y en el caso del girasol hasta un 50 %.

Las semillas ricas en almidón contienen menos proteína que las que son ricas en aceite. Los cereales tienen vitamina B pero no D ni C. El maíz amarillo es el único cereal que tiene caroteno, precursores de la vitamina A. La semilla de trigo, poco utilizada en la alimentación de los pericos, es rica en vitamina E, el mijo es bajo en proteína y junto con otros cereales y el alpiste son pobres en el aminoácido esencial lisina. *Panicum miliaceum* es deficiente en triptofano y *Setaria italica* lo es en arginina. *Phalaris canariensis* es buena fuente de arginina y triptofano pero es pobre en metionina.

Los bajos niveles de lisina en la dieta de *Amazilia aestiva* y en *Psittacula krameri*, entre otros de su genero, son evidentes con la aparición esporádica de plumas amarillas de tal manera que la producción normal de plumas verdes queda alterada (6).

Por otra parte el contenido de grasas suministradas a los animales va sea por las semillas u otros alimentos nunca deberá ser mayor al 5% del volumen de la dieta total.

De las semillas empleadas para alimentar a los Psittaciformes en cautiverio es el girasol la más controvertida, debido a que constituye la dieta básica, si no es que única, para muchos animales cautivos o que sólo aceptarán las aves silvestres en numerosas ocasiones.

Se presume que las dietas a base de girasol originan la aparición de convulsiones de tipo epiléptico, situación que aparentemente no está bien documentada (71). Además, se sabe que las semillas de girasol alcanzan o exceden las necesidades de energía, proteína y lípidos para la mayoría de los Psittaciformes pero poco se sabe de sus propiedades vitamínicas y minerales.

Finalmente, no existe evidencia que concluya que el girasol posee algún tipo de sustancia que cree adicción hacia él como se ha propuesto, sino más bien lo que aparentemente sucede es que en el girasol el animal encuentra satisfacción al romper y descascarillar rápidamente estas semillas, resultando en la liberación del estrés acumulado por el animal enjaulado o recién capturado. El animal en esta situación ingerirá grandes cantidades de semillas porque le es fácil procesarlas, lo que le llevará rápidamente a formarse en un animal obeso.

Por otra parte, se deberá notar que aunque el tamaño de las semillas de girasol varía de acuerdo al tipo blanco, rayado o negro, la porción comestible es del mismo tamaño en todas ellas, aunque la variedad blanca tiene más proteína que la rayada o negra.

Otras semillas que podrán ser ofrecidas a los Psittaciformes son las almendra, almendras, avellanas y piñones. A su vez, se deberá tomar en cuenta que en la dieta ordinaria del animal pueden haber semillas que le resultarán tóxicas, como son las de manzana, durazno, cereza y ciruela, ya que contienen ácido prússico el cual, ingerido en grandes cantidades, sera tóxico para las aves aunque raramente de fatales consecuencias. Esta toxicidad puede resultar cuando el animal reciba muchas de estas frutas en su dieta habitual a las cuales no se le hayan quitado previamente las semillas.

Por último, las semillas pueden ser utilizadas como medios para la suplementación de vitaminas, minerales o medicamentos, los cuales en vez de ser espolvoreados, como generalmente ocurre, deberán ser vertidos en aceite y con éste impregnarlas, como puede hacerse con el aceite de hígado de bacalao, el cual proporciona una fuerte abundante de vitamina D3, esto puede realizarse vertiendo una cucharadita de té de aceite en 400 g de semillas dentro de un frasco, después de 24 horas el aceite habrá impregnado muchas, siendo éstas entonces tomadas y mezcladas con la dieta general del animal o con semillas que no hayan sido impregnadas. Cuando el animal descascarille las semillas impregnadas en aceite ingerirá un poco de éste.

5.5 Frutas y vegetales (4, 18, 23, 75, 77, 103, 159)

Las frutas y vegetales frescos resultan ser los alimentos más idóneos para los Psittaciformes y como es sabido algunas especies los preferirán sobre otros. Estos proveerán una buena parte de las vitaminas y minerales esenciales para ellos, además de una amplia variedad estacional. Será recomendable poner énfasis en alimentar a las aves con vegetales de hojas verdes y frutos y verduras carnosos.

Estos alimentos se deberán ofrecer siempre perfectamente bien lavados para evitar la posibilidad de que estén contaminados con insecticidas o con parásitos y hongos, además, deberán presentarse cortados en pequeñas porciones para evitar que el animal los desperdicie.

Algunos autores sostienen que las frutas y vegetales no deberán ser más del 25 % de la dieta total del ave, aunque puede ser llevado este porcentaje al 100 % siempre y cuando el animal consuma una amplia variedad de ellos. Los Psittaciformes digieren mal la celulosa debido a que carecen de la enzima celulasas (6).

Cuando el animal acepte de buen grado los vegetales y frutas frescos y los consuma con regularidad se notará que sus heces contendrán más líquido aunque conservarán su forma natural, situación que será normal debido al volumen de agua que estará ingiriendo con los alimentos es decir, no deberá presumirse que se trata de diarrea, en la cual las heces aparecerán pastosas y sin forma regular. Cuando el animal reciba de forma esporádica estos alimentos y le sean de su agrado si los consume en exceso entonces sí se provocará diarrea.

Las frutas que se podrán emplear serán prácticamente todas aquellas que sean de consumo humano, preferentemente elijanse las de sabor dulce y no demasiado maduras. En cuanto a los vegetales se recomiendan entre otros brócoli, col de bruselas, espinaca, col de cualquier tipo, diente de león, ejotes, chícharos en vaina, acelgas, zanahorias,

calabazas, chiles verdes, rábanos, papas cocidas, etcétera. Sin embargo, la opinión a cerca de la toxicidad de algunos vegetales no es uniforme e involucra a las coles en general (103) y a aquellas hierbas generalmente utilizadas como condimentos, como lo son entre otros el ajo, cilantro, perejil y epazote. Aunado a esto existe duda a cerca de si el aguacate, *Persea americana*, (cáscara, pulpa y semilla) es tóxico para los Psittaciformes, mientras no sea establecido esto deberá ser evitado (98). De igual forma se ha mencionado que las hojas y tallos del jitamate son tóxicos para los Psittaciformes (10,75).

Finalmente, las frutas y verduras enlatadas no serán buenas fuentes de vitaminas debido a que estas son procesadas en estado inmaduro (171).

5.6 Vitaminas y minerales (6,75,159,171)

En este apartado se mencionarán sólo aquellos que afectan a los Psittaciformes, además, se deberá considerar que la mayoría de los estudios realizados sobre los requerimientos de estos nutrientes en las aves han sido realizados en *Gallus gallus*, por lo que las necesidades específicas para los Psittaciformes son prácticamente desconocidas, temiéndose sólo breves datos para *Nymphicus hollandicus* y *Melopsittacus undulatus*.

Vitamina A. se forma en el organismo animal a partir de sus precursores, los carotenos de la dieta, presentes sobre todo en los vegetales verdes oscuros y en los frutos amarillos y rojos. Las semillas en general son deficientes en carotenos. Se ha determinado que el exceso en su administración constituye un factor predisponente para la aparición de la enfermedad conocida como "Muña Francesa" en *Melopsittacus undulatus* y posiblemente en otras especies. Recientemente se ha descubierto que *Ectopistes* spp. es incapaz de sintetizar esta vitamina eficientemente, por lo que se deberá tener especial cuidado para suplementarla (129). Otras especies de las cuales se presume que tienen requerimientos especiales de la vitamina A son *Tanygnathus* spp., *Amazilia* spp. y *Loriidae* (6).

Vitamina D3 o Calciferol. aparentemente esta vitamina no requiere ser suplementada debido a que es sintetizada a partir de precursores en la piel del animal bajo influencia de la luz ultravioleta solar o artificial. También se presume que las secreciones de la glándula uropigial incluyen cierta cantidad de calciferol, el cual es ingerido por el ave cuando acceda sus plumas. Las aves mantenidas en interiores requerirán una suplementación adicional de calciferol, a menos que se encuentren expuestas a la luz emitida por lámparas especiales que emitan cierta cantidad de luz ultravioleta, como las lámparas fluorescentes Vita Lite (R).

Vitamina B2 o Riboflavina. se encuentra en la levadura y en los productos de origen animal por lo que deberá ser suplementada regularmente en la dieta. En *Nymphicus hollandicus* la deficiencia de esta vitamina durante el crecimiento da como resultado una incapacidad para depositar los pigmentos normales en las plumas de las alas, engarrotamiento de los dedos y crecimiento retardado.

Vitamina B3 o Niacina. los cereales integrales son ricos en esta vitamina aunque se deberá tener particular cuidado con los Psittaciformes que sólo consuman maíz debido a que este no es una buena fuente de esta vitamina. El triptofano puede parcialmente compensar una deficiencia de Niacina, lo que indica que ocurre cierta conversión de él a Niacina. Su carencia origina hinchazón de las articulaciones de los miembros y arqueamiento de las patas.

Acido Pantoténico. se encuentra en la mayoría de los alimentos por lo que no será necesaria su suplementación. Su deficiencia en *Nymphicus hollandicus* origina muerte súbita durante el crecimiento o incapacidad de crecimiento normal de las plumas sobre el cuerpo además de dermatitis, granulación en los párpados y necrosis perioral y de las patas.

Vitamina B12 o Cobalamina. se encuentra presente en productos de origen animal y en alimentos fermentados. No se le encuentra en los vegetales verdes o en los cereales por lo que si no se proporcionan al ave alimentos de origen animal deberá entonces suplementarsele.

Vitamina C o Acido Ascórbico. se encuentra en la mayoría de las frutas tropicales y en los cítricos. Algunos grupos de aves, como las insectívoras, carecen de las enzimas necesarias para sintetizarla por lo que les deberá ser proporcionada en la dieta. Este podría ser el caso de las especies de Psittaciformes muy pequeñas, como *Porpus* spp. y *Microptila* spp.

Por su parte se ha establecido que la Vitamina K es esencial, en cantidades relativamente grandes entre los Psittaciformes, para *Opsopsitta* spp. y *Psittaculirostris* spp., la cual aparentemente es obtenida en mayor cantidad a partir de los alimentos naturales (higos o la corteza de las higuieras) que de la microflora intestinal, razón por la que les deberá ser suplementada en mayor medida que otras especies (6,94)

Vitamina B6 o Piridoxina está relacionada con el desdoblamiento de aminoácidos y producción de la hemoglobina. Su deficiencia debe considerarse grave debido a que no es almacenada en el cuerpo. Se encuentra asociada a una disminución en la producción de huevos y a una pobre capacidad de eclosión de los mismos.

Calcio: debido a que la mayoría de las semillas son deficientes en este mineral deberá ser suplementado en la dieta, lo cual se hará mediante el empleo de hueso de jibia, huesos de res o pollo limpios y cocidos, conchas marinas limpias o pedras minerales. Las dietas ricas en aceite originarán la formación de compuestos saponificados que impedirán la correcta absorción de este mineral.

Hierro: se encuentra en gran cantidad de alimentos por lo que su deficiencia es difícil que ocurra. En el caso de que ésta se de además de la anemia concomitante se podrá originar una incapacidad para la correcta pigmentación de las plumas.

Se recomienda que en la dieta las vitaminas sólo sean suplementadas como tales en momentos altamente estresantes, como es el caso de los animales recién importados y en la enfermedad. En el caso de que deban suplementarse a partir de productos sintetizados, se recomienda que éstos sean espolvoreados en la comida favorita del animal, en vez de disueltos directamente en el agua de bebida, en cuyo caso ésta deberá estar protegida de la luz solar directa.

Cuando se tenga que utilizar un preparado comercial de vitaminas y/o minerales se deberá considerar como factor primordial para su selección el análisis de contenido proporcionado por el fabricante. Estos productos deberán contener preferentemente metionina, colina e inositol.

Por su parte, la combinación de minerales y vitaminas en una misma mezcla, podría propiciar que éstas se oxiden debido a su reacción química con los primeros, a menos que se presenten estructuralmente protegidas. Otros factores que pueden influir en el deterioro de las vitaminas de los suplementos comerciales son el oxígeno atmosférico, el tiempo de almacenaje, la humedad y temperatura ambientales y el pH. Además, se sabe que ciertos medicamentos, como las sulfas y los arsenicales, interferirán con la absorción de vitaminas y minerales, como el selenio y la vitamina E.

5.7 Corrección de hábitos alimenticios de los Psittaciformes en cautiverio (18,75,77)

La corrección de los hábitos alimenticios deberá hacerse cuando se trate de animales que sólo estén comiendo un tipo de alimento y no acepten otros o en aquellos que consuman en exceso alimentos poco nutritivos, como las golosinas o los destinados al consumo humano, como el pan con leche.

Esta modificación en la dieta se deberá efectuar paulatinamente pero de manera constante. En un principio se disminuirá la cantidad del alimento tradicional ofrecido y se incrementará la cantidad del nuevo, de tal manera que el animal, motivado por el hambre, empezará a probar este último.

Otra forma de modificar la dieta consistirá en suprimir la alimentación matutina con semillas y dejar sólo la vespertina, ofreciendo al animal una amplia variedad de nuevos alimentos que podrá consumir durante todo el día.

Es importante recordar que los animales no deberán pasar largos periodos de tiempo con hambre, por lo que si no consumen el nuevo alimento fácilmente se les deberá permitir consumir su alimento regular, para evitar la pérdida de peso y buscar alternativas para combinar el alimento nuevo con el tradicional ya sea modificando su apariencia, presentación o sabor.

5.8 Alimentos no convencionales (2.5, 18, 22, 23, 32, 75, 77, 103, 180)

Al parecer los alimentos para consumo humano podrían ser buenos suplementos para los Psittaciformes a condición de que no sean salados o excesivamente condimentados, aunque existen voces en contra del uso del pan, la mantequilla de leche, las grasas en general, la sal de cocina y el café.

Los animales en cautiverio podrán consumir yema de huevo cocida, quesos, pan integral con mantequilla de leche, de cacahuete o jaleas; hojuelas de cereal, panque o pastel de frutas, pastas, galletas, alimentos para bebé y carnes cocidas con o sin huesos. Además, se les podrá ofrecer una pasta hecha con gresina, germen de trigo y algún otro tipo de alimento que lo haga más palatable (177).

Porciones pequeñas de estos alimentos deberán ser ofrecidas al animal adulto en su dieta de mantenimiento y podrán ser incrementadas durante la temporada de cría o de muda.

La mantequilla de cacahuete resultará un buen suplemento si se suministra untada en pan, sobre todo cuando se tengan animales en exteriores en climas extremos.

En el caso de los productos lácteos evítase administrar pan con leche, debido a que rápidamente podría ocurrir un deterioro del alimento. Además, los Psittaciformes no son capaces de digerir fácilmente la lactosa, la cual podría producir diarrea en el animal. En cuanto a los quesos, si el animal los consume en gran volumen, podrían ocasionar impactación del buche razón por la que sus porciones y cantidades deberán ser reguladas.

Por otra parte, algunos alimentos podrían resultar tóxicos para las aves a corto o mediano plazo, sobre todo los derivados cárnicos, las frituras y los dulces.

Si en vez de ofrecer alimentos fritos industrializados se procesan los naturales en un horno de microondas se proporcionará a los animales, además de un alimento nutritivo, un instrumento de entretenimiento. El chocolate resulta muy tóxico para los pericos por contener teobromina, un alcaloide presente en el cacao (75).

En años recientes se han desarrollado dietas industrializadas para Psittaciformes, en presentación de pélet o extruido, para ofrecer al animal un alimento lo más nutritivamente completo (55,159). De manera general los alimentos manufacturados para Psittaciformes tienen un nivel de proteína de entre 16 a 20 %, lo cual es en general satisfactorio tanto para mantenimiento como para la reproducción, siempre y cuando se considere la cantidad de aminoácidos del mismo.

Las aves que estén siendo criadas a mano aceptarán más fácilmente este tipo de alimento que aquellas cuyos hábitos de alimentación ya estén establecidos.

Aparentemente algunas especies de Psittaciformes, además de Loríidae, no deberán ser alimentadas con estos productos debido a que no los aceptarán fácilmente, como ocurre con *Poicephalus* spp. La forma de estos alimentos será importante para conseguir que los animales los acepten, así serán preferibles los cortos y gruesos que se parezcan más a una semilla. Estos deberán ser ofrecidos de acuerdo a la talla de la especie que se alimentará de ellos y al tipo de contenido que ofrecen ya que existen alimentos formulados para mantenimiento, para reproductores y para polluelos, además de las presentaciones medicadas.

Estos alimentos se deberán guardar en lugares frescos y secos pero no en recipientes herméticamente cerrados, debido a que se podría aumentar su contenido de humedad favoreciendo así el desarrollo de hongos. También podrán ser guardados en refrigeración, dejando a la mano las porciones necesarias para la alimentación requerida.

Estos alimentos no están formulados para llenar los requerimientos nutricionales de cada especie, razón por la cual se recomienda que se les utilice como base para la dieta general del animal y no como alimento exclusivo.

Por otra parte, la mayoría de ellos reúne los requisitos de vitaminas y minerales necesarios para las aves mantenidas como mascotas, por lo que una suplementación adicional será innecesaria.

Algunas aves ingerirán más agua cuando sean alimentadas con pélets o extruidos, por lo que deberá ser observada cuidadosamente esta situación

Para cambiar la dieta regular de una ave a una a base de pélets o extruidos habrá que mezclar éstos gradualmente en la dieta del animal hasta conseguir su completa sustitución, lo que podría tomar algo de tiempo en alcanzarse. Algunos autores recomiendan que una vez que el ave ingiera pélets estos deberán constituir un 70 % del volumen de su dieta y el 30 % restante deberá estar formado por frutas y verduras frescas.

Finalmente, aunque no se han considerado de gran importancia, los Psittaciformes podrán ingerir cantidades considerables de insectos una vez que se hayan habituado a ellos, tales como grillos y tenebríos, presentados de manera tal que el animal los pueda tomar con su pico fácilmente. Además, se ha reportado una ingestión aparentemente casual de peces por *Arta* spp (71), situación que no ha sido confirmada por otros autores, al contrario de lo que sucede con los insectos (6,74)

5.9 Alimentación en cautiverio de la familia Lorilidae y géneros afines (5,6,184,193)

Como es sabido, esta familia se encuentra altamente especializada en el consumo de néctar, polen e insectos y sólo en ocasiones algunos individuos llegan a consumir semillas. Esto no ha sido motivo para que no puedan ser mantenidos en cautiverio, pero las defecaciones de estas aves, que además de ser altamente acuosas son evacuadas en todas direcciones, dificultan el mantenimiento en condiciones higiénicas de este grupo de pericos.

Las dietas comerciales que existen para los lorys se presentan generalmente en forma de polvos solubles o líquidos preparados. Cualquiera que ésta sea deberá ser ofrecida a los animales en batederos cerrados para evitar que se ensucien con este alimento rico en azúcar.

Actualmente existe una dieta comercial que se ofrece como polvo seco (a manera de polen) el cual permite que estos animales puedan ser mantenidos en condiciones más higiénicas debido a que tiende a deshidratar las heces antes de que sean evacuadas. Aun así, se recomienda que las parejas reproductoras reciban como máximo el 70 % de esta dieta seca, un 15 % de néctar comercial y el 15 % restante de frutas frescas.

Además de la gran variedad de productos comerciales estas aves podrán ser suplementadas con mijo en espiga, pequeñas semillas, flores, frutas, vegetales, insectos y ramas verdes.

Por su parte, debido al alto contenido de azúcar del néctar que consumen estas especies, será necesario hacer varios cambios en la solución azucarada y mantener escrupulosamente limpios los recipientes del alimento para evitar el desarrollo de bacterias.

Los lorys podrán ser alimentados con un néctar elaborado a base de la fórmula de Mellin (maltoextrina adicionada de mononitrato de tiamina, fosfato férrico de glicerol y bicarbonato de potasio), leche evaporada y miel. Se deberá añadir una cucharada de té de cada uno de estos ingredientes a una taza de agua, además de frutas dulces, para obtener la consistencia de un fluido ligeramente espeso (159)

5.10 Lineamientos generales para la nutrición (6,163)

Los requerimientos nutricionales exactos para otras aves diferentes de *Gallus gallus* son prácticamente desconocidos, quizás con excepción de la poca información recopilada para *Atelaphyticus undulatus* y *Nymphicus hollandicus*, de tal manera que los requerimientos nutricionales para las gallinas han sido empleados generalmente como referencia, sin embargo, las dietas formuladas para las aves productoras de carne tienen una inapropiada relación proteína energía como para ser utilizadas en aves de ornato.

Los Psittaciformes en cautiverio requieren de los nueve aminoácidos esenciales para los mamíferos, así como también de pequeñas cantidades de los mismos ácidos grasos necesarios para estos. Sin embargo, los ácidos grasos araquidónico y linoléico son particularmente esenciales para los Psittaciformes, éstos son requeridos para un correcto desarrollo corporal y su deficiencia puede originar la aparición del Síndrome del Hígado Graso en los pollos. Además, necesitarán de arginina, cistina y tiroxina suplementadas si la ingestión de metionina y fenilalanina es deficiente. Por su parte, los pollos en crecimiento requieren de glicina y prolina.

Ahora bien, cuando se elabore una dieta deberá considerarse que esta se encuentra generalmente en desventaja con respecto a una comercial debido a que inclura una composición nutricional variable, alta probabilidad de deficiencias nutricionales y extrema variabilidad en su consistencia, digestibilidad y contenido calórico. Se deberá considerar que las aves utilizan a las proteínas y carbohidratos como fuentes principales de energía.

Por otra parte, existen productos veterinarios para la alimentación entérica de las aves enfermas los cuales varían en contenido de energía, proteína, grasas y carbohidratos. Varios de estos productos están hechos a base de granos y son ricos en carbohidratos y bajos en grasas, con cantidades moderadas de proteína. Las ventajas de estos productos, entre otras, son su facilidad de almacenamiento y empleo. Sus desventajas son la inexactitud en el cálculo de la cantidad del producto cuando se le mezcla con agua y la tendencia de algunos de ellos a sedimentarse en el bache.

Algunas dietas líquidas de tipo comercial utilizadas en medicina humana funcionarían bien en la nutrición entérica de las aves a corto plazo. Sin embargo, los productos para humanos varían en contenido nutricional y calórico. Muchas de estas dietas son libres de lactosa lo que será beneficioso para su empleo en las aves, las cuales tienen una secreción muy limitada o nula de la enzima lactasa.

Las dietas con un contenido calórico de 2 kcal/ml serán útiles para las aves. Se podrán utilizar polvos proteicos cuando se desee aumentar el contenido de proteína de la dieta.

Después de la temporada de reproducción la cantidad de alimento, el contenido calórico y el nivel de proteína ingeridos deberán ser reducidos mediante el aumento de la cantidad de frutas y verduras, los que formarán la mayor parte del volumen de la dieta.

Las aves en cautiverio tendrán a necesitar grandes concentraciones de nutrientes en las estaciones cálidas debido a que consumirán menos alimentos. Un subido incremento en el volumen ingerido y en la calidad de los alimentos seleccionados serán la señal anticipada de la temporada reproductora.

Se recomienda que cuando se administren antibióticos orales se suplemente la dieta con *Lactobacillus acidophilus* y *Enterococcus* sp ya que se ha demostrado que su suplementación mejora la ganancia de peso en los animales enfermos en tratamiento y convalescentes (18,103,159).

Por último, la inanición en las aves de jaula puede ocurrir por diversas causas: un animal dominante que no permita que otros se acerquen a la comida o al agua; animales enfermos con problemas faciales que deformen el pico impidiendo así la ingestión de alimento, más importante es el hecho de que las aves enfermas fácilmente dejarán de comer o se encontrarán incapacitadas para hacerlo (63).

5.11 Alimentación de soporte (163)

Esta podrá ser realizada mediante el uso de sondas metálicas o catéteres de goma. En este caso será necesario el empleo de un abre bocas específico o improvisado para que se pueda sondear al animal sin lastimar su pico, especialmente en su base.

El sonda se deberá realizar cuando el ave esté sujeta en una posición vertical con el cuello bien extendido. El catéter o sonda lubricados deberán pasar por la orofaringe al bache y se deberá verificar su posición antes de suministrar el alimento. En la orofaringe no debería aparecer alimento regurgitado.

Por su parte, la capacidad del buche variará con la talla del animal siendo en el Periquito Australiano de 1.0 a 1.5 ml, en la Ninfa de 2 a 3 ml, en los pericos de talla pequeña de 5 a 8 ml, en los medianos a grandes de 8 a 12 ml, en las grandes cacuñas de 10 a 15 ml y en las guacamayas de 15 a 30 ml

La nutrición parenteral total en las aves en general será difícil de administrar debido a que los catéteres estériles intravenosos son difíciles de colocar y mantener en posición. Algunos estudios limitados utilizando catéteres intravísceros para la administración de fluidos, productos nutricionales parenterales y medicamentos en aves han sido realizados, sin embargo, los efectos de la administración parenteral de formulas nutricionales en la médula ósea de las aves son desconocidos.

La alimentación duodenal ha sido utilizada en aves medianas a grandes cuando existe dilatación o parálisis severa del buche o impactación del proventrículo. En este caso la dieta deberá ser muy elemental para una fácil absorción duodenal.

5.12 Alimentación manual de los polluelos (4,6,54,77,80)

Los animales recién nacidos requerirán ser alimentados manualmente cuando se sospeche que los padres no lo estén haciendo, cuando éstos hayan muerto o cuando se desee criar a un animal totalmente dócil con el fin de convertirlo en mascota o animal de espectáculo. También podría ser necesario alimentar manualmente a la primera pollada de una pareja proveniente a su vez de la crianza a mano.

Cuando se vaya a criar a un polluelo manualmente se deberá considerar la continuidad que requerirá el proceso hasta haber conseguido que el animal coma por sí mismo, de tal manera que su tiempo de duración variará ampliamente entre las especies y los individuos, por ejemplo de a 6 semanas para las especies pequeñas y hasta más de 10 semanas para las guacamayas. Téngase presente que en un principio habrá que atender al (os) animal (es) cada dos horas aproximadamente por varias semanas.

La fórmula para la alimentación de los polluelos deberá ser fluida pero no totalmente acuosa para no malnutrir a los animales y evitar ensuciarlos. Si ocurre esto último se deberá limpiar a los polluelos perfectamente para que el alimento no se encuentre en su piel y plumas, y sobre todo, en el pico suave en crecimiento al cual podría deformar.

Los ingredientes generalmente utilizados en la elaboración de las formulas de alimentación artificial son harina de cereales especial para bebés, papillas de frutas y verduras especiales para la alimentación infantil, polvo de jibia o suplementos minerales y vitaminas. En ocasiones se recomienda la elaboración de las formulas a partir de croquetas para mono o perro, sin embargo, estas podrían ser un alimento grosero como para ser administrados a un animal pequeño en desarrollo.

Las formulas deberán ser administradas en ambientes calidos de manera tal que el polluelo no pierda mucho calor al ser alimentado. La fórmula deberá tener una temperatura constante de aproximadamente 30 oC y antes de suministrarla deberán tomarse todas las precauciones higienicas necesarias tanto para el personal como para los utensilios a emplear durante la alimentación.

Estos utensilios podrán ser palillos de dientes de plástico planos a manera de pequeñas palas, goteros, jeringas y cucharas de varios tamaños según sea el grado de desarrollo del animal.

Los polluelos, desde su nacimiento, deberán ser alimentados cada vez que su buche este vacío, lo que variara ampliamente en funcion del desarrollo del animal. En un principio en los animales muy jóvenes sera facilmente notable cuando requieran otra alimentación, pero en los más desarrollados tendrá que ponerse especial atención a la presencia o no de alimento en el buche.

La fórmula preparada se podrá hacer en un volumen para varios días la cual podrá ser guardada en refrigeración en pequeños recipientes, de esta manera se diluirá según se requiera ya que los polluelos muy jóvenes requerirán

proporcionalmente más agua que los animales con algunas semanas de edad. El desarrollo de los polluelos deberá ser evaluado regularmente pesándolos, en vez de suponer que por comer constantemente ganarán peso.

Antes de alimentar a un polluelo se le deberá colocar sobre una superficie firme y antiderrapante sosteniéndolo firmemente con una mano brindando así apoyo a su cabeza, que en algunos casos podría caer hacia el frente, como Ara spp. Aliméntese sólo a un polluelo a la vez.

El alimento deberá ser suministrado sin la presencia de burbujas de aire, si esto ocurre se podrá hacer que el animal las cruce masajeando ligeramente su buche de abajo hacia arriba a fin de manipular el aire ingerido y hacerlo salir. Aparentemente los polluelos de *Nymphicus hollandicus* tienen particular tendencia a ingerir aire cuando son alimentados manualmente.

Cuando se utilice una jeringa para la alimentación manual de un polluelo se deberá tener la precaución de evitar que el animal broncoaspire, sobre todo cuando se encuentre ansioso por comer. Para la correcta alimentación de los polluelos con jeringa el alimento contenido en esta deberá ser vertido en el pico en vez de dirigirlo hacia la cavidad oral.

Probablemente será necesario ampliar la abertura de salida de la jeringa para que el alimento pueda fluir con libertad o se podrán utilizar jeringas especiales para la alimentación de polluelos de aves.

Cuando se utilicen cucharas verifíquese que sus bordes no sean cortantes o rugosos, lo que podría lesionar las comisuras del pico. Podrán ser empleadas en su forma original o dobladas ligeramente sobre su eje longitudinal a fin de crear una pala, la que según algunos autores se adaptará mejor a la forma natural del pico.

Cuando el polluelo esté totalmente emplumado habrá que empezar a ofrecerle alimentos sólidos para cambiar su dieta infantil a la de adulto. Este proceso se facilitará cuando se estén criando artificialmente polluelos de diferentes edades, de tal manera que los más grandes enseñarán a comer el nuevo alimento a los más pequeños.

Cuando se note que el animal acepta difícilmente la fórmula de crianza manual (estando totalmente emplumado) entonces podrán ofrecérselo en recipientes en el suelo de su jaula los alimentos para adulto en pequeños trozos, dejando para el final del proceso las semillas.

Se facilitará que el animal aprenda a manipular alimentos con el pico si se le ofrece arroz cocido mezclado con frutas y verduras picadas.

Los polluelos en este estado de desarrollo serán aun incapaces de alimentarse por sí mismos, pero se notará que empiezan a ingerir pequeñas porciones del alimento sólido. Primeramente elimínense las alimentaciones de la mañana y medio día, dejando al animal en contacto con el alimento sólido de adulto durante todo el día, en las tardes será cuando se le alimentará con la fórmula de crianza. Al cabo de una semana de restricción de la alimentación manual, siempre que se asegure que el animal esté ingiriendo el alimento sólido, podrá suprimirse totalmente la alimentación manual y se le podrán ofrecer algunas semillas. Si una ave totalmente emplumada no se está alimentando por sí misma al cabo de una semana habrá que proceder a una revisión minuciosa de su estado de salud, aunque se deberá tener en cuenta que algunos animales son más precoces que otros.

Los animales que ya se alimenten por sí mismos deberán recibir su alimento en recipientes en el suelo de su jaula o avituario durante una semana, para que después les sean ofrecidos en los lugares definitivos dentro de estos. Recuérdese que en esta etapa se deberá ofrecer la mayor variedad posible de alimentos a fin de crear buenos hábitos alimenticios en el animal.

VI.- VARIEDADES DOMESTICAS.

6.1 Definición de animal doméstico, especie y otras subcategorías de clasificación (51.61)

Un animal doméstico puede ser considerado como aquél que ha sido reproducido durante varias generaciones en cautiverio y seleccionado para un propósito específico por una comunidad humana que mantiene un completo dominio sobre su reproducción, organización territorial y disponibilidad de alimento (51)

Es conocido que la selección realizada en el proceso de domesticación de un animal causa una modificación en la tasa de crecimiento de las diferentes partes de su organismo, resultando en proporciones morfológicas en el animal adulto que difieren de aquellas de sus congéneres silvestres, situación que con excepción de *Melospittacus undulatus* está lejos de alcanzarse en la mayoría de las especies de *Psittaciformes*. Los animales domésticos que retornan a la vida silvestre generalmente revierten, a través de la selección natural, a una forma física cercana a la especie silvestre tipo como consecuencia de la pérdida de su dependencia del hombre.

El concepto de especie puede ser definido como un grupo de poblaciones naturales actual o potencialmente consanguíneas que están reproductivamente aisladas de otras como grupo. Dentro de la especie hay siempre un grado de variación y diversidad que reflejan el carácter único de cada individuo, así como las diferencias generales que pueden ser observadas en poblaciones locales.

Los términos de subespecie, raza y variedad se utilizan para describir la diversidad que se puede encontrar en el reino animal por debajo del nivel de especie.

Una subespecie es un segmento geográfico distinto de una especie, es decir, comprende a un grupo de animales silvestres que son geográficamente y morfológicamente separables de otros grupos similares dentro de una sola especie. Esta es la categoría más baja de clasificación que puede ser incluida en la clasificación taxonómica lineal.

Dentro de los animales domésticos la variación que ocurre dentro de la especie es descrita en términos de razas o subespecies. La diferencia entre los dos términos estriba en que una subespecie está siempre restringida a una localidad dada donde ha evolucionado como resultado de un aislamiento reproductivo, mientras que una raza constituye un grupo de animales que han sido seleccionados por el hombre para poseer una apariencia uniforme que sea heredable y los distinga de otros grupos de animales dentro de la misma especie, de tal manera que las barreras geográficas no juegan ningún papel en este proceso. Además, una raza animal es producto de una selección artificial de caracteres que no necesariamente son estratégicos para la supervivencia de la especie, pero son favorecidos por el hombre por razones económicas, estéticas, rituales o debido a que incrementan el rango social de su poseedor.

No todas las variaciones presentes dentro de las especies pueden ser divididas en segmentos bien diferenciados. En muchas ocasiones poblaciones diferentes pueden emerger una en otra, cuando esto ocurre entre regiones separadas geográficamente las subespecies son denominadas como formadores de un linaje. Un linaje no es una unidad taxonómica, pero sí un grado de caracteres medibles que son unidireccionales y que posan de una generación a otra con ciertas rupturas en la secuencia. Tanto las razas de animales domésticos y subespecies de los silvestres pueden formar linajes, ambos se desarrollan como adaptaciones a los ambientes locales.

El término variedad tiene diversos significados, puede ser aplicado a una población descrita de una especie cuando pudiera significar tanto como una subespecie y puede ser utilizado para una variante individual o para un grupo de variantes que se encuentran asociadas y se reproducen entre sí, pero no forman una población separada. Esta última aplicación utiliza el término de variedad como sinónimo de raza.

6.2 ¿Existe el Psittaciforme doméstico?

Excepcionando de manera general a *Nymphicus hollandicus*, *Melopsittacus undulatus* y *Agapornis* spp. se puede afirmar que no existe un Psittaciforme realmente domesticado. Actualmente el perico producido en cautiverio en promedio no es más que un individuo cautivo que mantiene las mismas características físicas y comportamiento de sus congéneres silvestres.

Por otra parte, al pensar en la eventual domesticación de algunos Psittaciformes se deberá considerar que las especies raras no deben ser seleccionadas desmedidamente con el fin de reproducirlas para ser o dar origen a animales dóciles, debido a que todo el material genético disponible es requerido para la supervivencia de la misma.

En el proceso de la creación de un Psittaciforme totalmente domesticado se deberán considerar las características que lo hacen deseable como mascota tales como su inteligencia, confianza para con los seres humanos, docilidad en su manejo y habilidad para repetir palabras o ejecutar trucos. Una vez seleccionadas las características antes mencionadas entonces serán los individuos portadores de estas los elegibles para formar parte de un núcleo reproductor, debido a que los animales poco dóciles, autodestructivos y poco dispuestos a relacionarse con el hombre difícilmente podrán dar origen a individuos con características conductuales deseables para ser considerados como mascotas. Esto ha quedado demostrado cuando se han efectuado selecciones de individuos para formar núcleos reproductores desde antes de que dejen el nido, entre los cuales se podrán diferenciar individuos tímidos que buscarán protegerse con sus hermanos de nido, así como aquellos curiosos y confiados.

El proceso de domesticación en los Psittaciformes tomara generaciones de cuidadosa selección y vigilancia para conseguir animales que llenen los requisitos indispensables para que puedan ser considerados como mascotas en todo el sentido amplio que indica la palabra, así como el que reúnan las características deseables para formar una colonia reproductora y transmitir las a sus descendientes.

Esto mismo se aplica para *Nymphicus hollandicus*, *Melopsittacus undulatus* y *Agapornis* spp., de los cuales sólo se han obtenido ejemplares que varían en colorido, y en el caso de *M. undulatus* en tamaño (Periquito Inglés o Periquito Gigante y Periquito Americano), sin constituir elementos claros que definan la domesticación de la especie.

VII- PATRONES CONDUCTUALES EN CAUTIVERIO Y ENTRENAMIENTO BASICO.

7.1 Introducción (180)

Para entender y explicar el comportamiento de los Psittaciformes en cautiverio es recomendable conocer de manera general los hábitos naturales de este grupo de aves para que puedan ser interpretados sus patrones conductuales en el primer y poder reconocer cuando éstos correspondan a una conducta patológica. Así, por ejemplo, se sabe que *Prohesperus atrinervis* utiliza estacas de madera en vida libre cuidadosamente seleccionadas para golpear en lugares resonantes, se piensa que este comportamiento obedece a un ritual con significado social, sexual o de demarcación de un territorio.

Por otra parte el agrupamiento en bandadas de especies tales como *Meleospitacus undulatus*, *Cathartes aura*, *Myadestes occidentalis* y *Colaptes auratus* respicte de una gran cohesión por parte de los integrantes de la misma, para que ésta actúe como un solo individuo al comer, beber, bañarse o levantar el vuelo.

En la bandada la comunicación tendrá un papel importante para mantener la cohesión del grupo, por esta razón las especies gregarias están dotadas de señales corporales que les ayudan a coordinar el comportamiento de los animales dentro del conjunto de tal manera que, aunque en general el color del plumaje de los pericos les permitirá mantenerse discretamente ocultos entre la vegetación también poseen señales corporales de colores que contrastan con el cuerpo del animal (por ejemplo en la cola, tabadilla, hombros y cara inferior de las alas), que se mantienen ocultas hasta que el ave necesita compartir información con sus congéneres.

Estas manchas también permitirán que las parejas acopladas se mantengan juntas durante el vuelo, además de las llamadas agudas que emitan entre sí. Por otra parte, como muchas otras aves, los Psittaciformes intimidarán a sus oponentes amenazándolos con el pico el cual, de ser utilizado, podría ocasionar un severo daño al oponente, sin embargo, la mayoría tenderá a manifestar su agresividad adoptando conductas rituales más que intentar llegar al contacto físico real. Este tipo de conductas o amenazas generalmente incluirá como elemento constante el dirigir el pico al oponente abriéndolo ampliamente, actitud reconocida como "mordida inbuida".

Las especies que forman bandadas tienden a controlar más su agresividad que las no gregarias, por ejemplo *Agapornis fischeri* y *A. roseicollis* evitan en general morderse entre sí fuera de condiciones de hacinamiento, mientras que las especies más solitarias, como *Agapornis cana* frecuentemente dirigen sus ataques a las patas de sus adversarios, para rápidamente pasar a un enfrentamiento directo con sus picos. Sin embargo, aun estas pelotas rara vez resultaran en lesiones severas.

La lucha como tal ha evolucionado en los Psittaciformes hacia un comportamiento altamente estilizado de fuerza y resistencia en vez de disputas hasta la lesión severa o la muerte de uno de los combatientes. Existe incluso evidencia de que los pericos con grandes picos tienden a evitar la confrontación directa así. La postura de agresión se vuelve más compleja conforme la posibilidad de lucha es más peligrosa, de tal manera que los pericos con picos poderosos requieren de numerosas y elaboradas señales de amenaza para comunicar su enfado. Algunas especies de *Trichoglossus* spp. llevan a cabo este seleccionando de entre una gran variedad de poses para intimidar al contricante, logrando aparentemente un mayor efecto amenzador que si repetirán continuamente una sola secuencia de posturas.

En numerosas especies de Psittaciformes el impacto de la postura de agresión se verá incrementado debido a la evolución de patrones de color que hacen la presentación frontal del pico más intimidatoria. En *Agapornis* spp. (con excepción de *A. cana*) el pico tiene tonos rojos y contrasta marcadamente con la coloración facial. En *Streptopelia jugularis* las plumas a cada lado de la mandíbula se erizan dándole a la cara una apariencia más amplia y barbada. Cualquier coloración alrededor del pico o en la cara tenderá a enfatizar los señales de premonición, creando así una máscara amenzadora que podría atemorizar a los oponentes hasta la sumisión. Los pericos incluso esgrimiran sus hombros o campos para amenzarse dando así a entender al rival que el animal agresor tiene la intención de volar y atacar, por ejemplo, los hombros de *Poicephalus meyeri meyeri* son amarillo brillante, lo que los diferencia del plumaje gris general del ave. En *Agapornis taranta* las áreas carpales son negras, contrastando éstas marcadamente con el plumaje verde del animal.

ESTA TESIS NO DEBE SALIR DE LA BIBLIOTECA

Por otra parte los pericos también poseen patrones conductuales de sumisión para apaciguar a sus compañeros enojados constituyendo esto un comportamiento importante en los animales gregarios. La forma más sencilla consiste en retirarse del oponente volando o alejando la cara de él, además de calmar la ira de sus oponentes cambiando la posición de su plumaje. Un animal en actitud sumisa recogerá su cuello y esponjará su plumaje dando a entender que no amenazará más (las aves enfermas o inactivas frecuentemente asumirán una postura redonda y esponjada, mostrando así que son incapaces de crear problemas).

También esconder el pico y la máscara facial apaciguarán al oponente. Nuevamente, el impacto de este comportamiento podrá ser incrementado mediante la presentación de parches de color, en este caso en la nuca del animal, como ocurre en *Barnardius barnardii macgillivrayi* y *Platysercus adustus adustus*. Sin embargo, otras especies tienen métodos de apaciguamiento diferentes, los cuales invitarán al acicalamiento social. En este contexto la postura de invitación al acicalamiento, erizando las plumas de la cabeza, está diseñada para suprimir actitudes antisociales. Mas aun, el contacto prolongado durante el acicalamiento mutuo reforzará el acoplamiento entre los individuos de una pareja.

El erizamiento de las plumas de la cabeza invitando al acicalamiento se encuentra en la mayoría de las especies de Psittaciformes pero no en los Platicefros. Las cacatuis han llevado el plumaje de la cabeza al extremo de desarrollar grandes crestas vistosas, otras especies que han desarrollado plumaje especial en la cabeza son *Amazilia* spp., *Theropyrus accipitrinus* y *Melospiza undulata*.

Finalmente los grupos o bandadas en los que los pericos generalmente viven no sólo les serán socialmente estimulantes sino que además les proveerán de múltiples oportunidades de elección para la formación de la pareja. Además, conforme se aproxime la época de reproducción, la presencia de numerosos compañeros sexualmente desarrollados propiciará la estimulación necesaria para un acoplamiento de pareja exitoso. Se ha observado que en cautiverio una pareja sola generalmente se encontrará aburrida y será improductiva.

7.2 Conducta en cautiverio

Basándose en el comportamiento natural antes mencionado se pueden extraer los siguientes patrones de comportamiento de los pericos que se podrán observar en cautiverio (29,64,66)

- a) - Arrancamiento de plumas: las aves solitarias o aburradas generalmente tenderán a automutilarse, pudiendo este comportamiento avanzar de las plumas a los tejidos. Por su parte los animales que carezcan de plumas en la nuca y en la cabeza probablemente estarán siendo picoteados por otros. Además, ciertos problemas hormonales y el estrés también podrán estar involucrados en este comportamiento.
- b) - Acicalamiento: una ave sana normalmente al acicalar y alisar regularmente sus plumas de manera natural desprenderá una o dos como parte del proceso normal de muda. El acicalamiento formará también parte del ritual de acoplamiento del animal con su pareja o con el propietario demostrando así con esto su afecto, sumisión o atracción física. Los Psittaciformes inclusive se acicalarán entre sí después de pelear para restablecer sus lazos afectivos.
- c) - Acoplamiento de pareja: este comportamiento podrá ocurrir entre individuos de diferente o de similar sexo o especie, el cual será evidente en los animales que tienen de pasar la mayor parte del tiempo juntos acicalándose continuamente, incluso efectuarán movimientos similares de manera coordinada, como el estar las alas y patas. Las parejas de animales que manifiesten este comportamiento estarán formadas por un individuo dominante y otro sumiso.
- d) - Dilatación y contracción pupilar: los Psittaciformes efectuarán esta acción cuando se encuentren excitados, nerviosos, interesados en algo, repitiendo palabras, preparados para atacar o perturbados. La mayoría de las manifestaciones de carácter sexual incluirá también la dilatación y contracción pupilar.
- e) - Cópula: las aves que manifiesten un comportamiento con la intención de copular lo harán de manera impredecible, caracterizándose por entrar en rápida excitabilidad, emitir ruidos extraños y mordisquear a su alrededor. Si el animal no cuenta con una pareja buscará copular con un objeto o con el propietario. Este comportamiento podrá ser considerado

molesto en un animal mantenido como mascota, sin embargo, también será signo del buen estado general de salud del animal, aunque difícilmente podrán ser considerados como reproductores debido a que generalmente se trata de animales imprintados o estrechamente apegados al hombre

f) - **Regurgitación** cuando lo haga hacia el propietario el animal querrá decir con ésto que lo ha elegido como pareja. Cuando el ave quiere regurgitar arquea y balancea el cuello hasta vaciar parte o todo el contenido del buche. Al jugar rudo con el animal, sujetar su pico, presionar su dorso, frotar su vientre o bajo sus alas o aplicar presión en sus costados se desencadenarán una serie de respuestas sexuales en el animal tales como dilatación y contracción pupilar, regurgitación, mordisqueo y cópula

g) - **Lucha con el pico** de primera impresión la lucha de los animales con el pico en ciertas ocasiones pareciera real, pero en sí podría ser parte de un ritual sexual, en este caso las aves chasquearán sus picos continuamente antes de establecer un contacto real. Durante este comportamiento podría ocurrir que uno de los contrincantes sujete firmemente el pico del otro y al emitir este último sonidos de dolor sería liberado sin mayor daño

h) - **Chasquear el pico** el animal que chasquea el pico está dando a entender que intentará defender su territorio o propiedad. Estos ruidos serán cortos y rápidos e incluso se acompañaran con la extensión del cuello y una pata hacia el intruso

i) - **Raspar el pico** le sirve al ave para mantenerlo constantemente afilado, en buena proporción y limpio después de comer. Puede ser signo de relajamiento aunque el animal también podría efectuar estos movimientos durante algún ritual de agresión. En ocasiones algunos animales efectuarán movimientos laterales en vez de hacia adelante y hacia atrás

j) - **Agresión** el animal puede manifestar patrones de comportamiento breves o todo un conjunto de ellos como ritual y mecanismo de agresión, tales como limpiar el pico en la percha con movimientos rápidos y fuertes, chasquear el pico, levantar las alas por encima del dorso, extender las puntas de las alas o abrir y cerrar la cola rápidamente

k) - **Llamar la atención** el animal frotará la nuca contra su dorso, abrirá el pico y la cola y agitará las alas frecuentemente. Esta es una actitud de llamado solicitando compañía que puede o no tener significado sexual

l) - **Resoplar** le sirve al animal para notificar a otros que se encuentra excitado. Esta actitud es similar a la de aviso de alarma y también tiene viso de tipo sexual

m) - **Enrizamiento de las plumas cervicodorsales** el animal lo hará cuando este turbado y para avisar que está dispuesto a atacar si se le presiona. Esta postura es similar a la de sumisión, pero difiere de ella en que el animal en este caso eriza las plumas cervicales y dorsales, en la de sumisión sólo erizará las de la cabeza

n) - **Agitación de las alas** se puede tratar de ejercicio o de una señal de advertencia cuando se invade el territorio del animal. En ocasiones el aleteo puede ser tan intenso que el animal se elevara ligeramente de la percha a la cual se sujeta

o) - **Protección del territorio** el animal se apoyará en el techo de su jaula, percha o cualquier otra superficie para amenazar y picar a los intrusos. Los animales que se encuentren en época reproductora incluso actuarán así contra sus dueños o cuidadores

p) - **Defensa** cuando se acorrale a un animal y este perciba que el enemigo (propietario o manejador) es más fuerte que él entonces se colocará con las patas hacia arriba, con la cabeza y el cuello erguidos presentando al atacante pico y garras listos para defenderlo. El ave tratará de dejar sus alas libres para poder escapar si se le presenta la oportunidad

q) - **Depresión** generalmente ocurrirá cuando el animal pierda a su pareja o al dueño al cual se encuentra apegado. El ave se colocará sobre el piso de su jaula o en la percha más baja, colgará su cabeza, dejará caer sus alas y la cola, no responderá a los estímulos de su ambiente, comerá poco, no repetirá las palabras aprendidas, no jugará y se mostrará afectado. En ocasiones los adultos se deprimirán si les son retirados los polluelos del nido

r) - **Estiramiento** las aves necesitan estirar los músculos de sus piernas y alas para mejorar la circulación sanguínea de sus extremidades. Cuando el animal se estira lo hace con las extremidades de cada lado a la vez

1). - Bañarse: en ocasiones cuando los pericos no cuentan con un recipiente adecuado, buscarán bañarse en el que tengan a disposición aunque sea muy pequeño.

7.3 Aprendizaje.

Los Psittaciformes son criaturas que poseen cierta inteligencia y habilidad para aprender (90). Las funciones cerebrales de las especies mayores se encuentran bien organizadas siendo ésta una de las razones por las cuales su personalidad es tan aparente, teniendo éstos la capacidad de comunicarse entre sí, de aprender en base a la experiencia, almacenar conocimientos y resolver problemas sencillos (186). Incluso se presume que los Psittaciformes son capaces de desarrollar pensamiento abstracto (104) y de ejercer control sobre sus funciones corporales (186).

Por otra parte, la necesidad de aprender para el ave en desarrollo es tan importante como el recibir una nutrición adecuada de manera tal que, si los requerimientos intelectuales del animal en desarrollo no son satisfechos en esta etapa, cuando éste llegue a adulto podrá estar en desventaja de la misma manera que cualquier animal que haya sufrido deficiencias nutricionales durante su desarrollo (17).

Los polluelos que sean criados artificialmente en grupos sin una amplia variedad de experiencias socializantes serán, como adultos, menos tolerantes y más temerosos de las situaciones nuevas (104).

Si ocurre algún cambio en la rutina diaria del ave la mayoría de las especies de Psittaciformes será capaz de modificar sus hábitos para adaptarse, sin embargo, aquellos pericos que hayan sido criados artificialmente - sin ningún intercambio emocional, podrán presentar o desarrollar severos problemas de comportamiento, ya que los elementos que determinan su personalidad y desarrollo son la herencia y el medio en el que viven. Además, durante el proceso de desarrollo de la personalidad de un perico ocurren diversos cambios de acuerdo al tipo de especie; de tal manera que animales dóciles y confiados podrían volverse agresivos (186).

Una dieta poco atractiva o formada sólo por un alimento también contribuirá al desarrollo de problemas conductuales, de igual manera éstos podrían ocurrir en los animales que no hagan ejercicio o que no sean motivados a hacerlo, liberando así su energía en conductas aberrantes. Lo mismo puede decirse de los Psittaciformes que regularmente no disfruten de un baño (16).

Reforzando lo anterior, Konrad Lorenz cita que los Psittaciformes junto con los curvicos son probablemente las únicas aves capaces de sufrir del estado mental llamado *aburrimiento*. Desmond Morris, de manera similar, concluye que los Psittaciformes como objeto de estudio son particularmente interesantes, debido a que aparentemente cada individuo desarrolla para sí un patrón de comportamiento altamente elaborado (147).

El factor más importante para determinar la dirección del desarrollo de la personalidad en los Psittaciformes es el aprendizaje, el cual ocurre a través de la manipulación del ambiente o a través de la percepción que el animal tiene de éste. Los pericos que hayan alcanzado la pubertad tendrán personalidades bien definidas de tal manera que sus tendencias a reaccionar estarán establecidas (186). Este periodo en el desarrollo del animal es particularmente notable en *Amazona* spp., en especial en *A. oroceryphala auripinnata*, en los conuros y en las guacamayas, en particular en *Aratinga* y *Aratinga severa* (17). Sin embargo, dependiendo de las características de la personalidad heredadas, un programa de entrenamiento podrá influir en su comportamiento.

El objetivo principal de un programa de entrenamiento para un Psittaciforme es la socialización del mismo (186). Entre éstos *Cacatua* spp. y *Psittacus erithacus* son las especies más difíciles de socializar ya que con frecuencia desarrollan automutilación de plumas y agresividad durante sus primeros años de vida (16). Si el entrenamiento comienza tempranamente en la vida del animal éste tendrá el mayor efecto en el desarrollo de su personalidad. Además, el ambiente de un animal juvenil deberá estar diseñado de tal manera que le provea de numerosas oportunidades para demostrar un comportamiento que le pueda ser recompensado.

El establecimiento de una relación dominante desde temprana edad con un Psittaciforme hará que el propietario sea la parte dominante en ésta. Cuando el animal entre a la madurez sexual esperará que la contraparte dominante (el dueño)

establezca los lineamientos a seguir. Con lo anterior se quiere decir que los cambios hormonales que se den y que alteren el comportamiento de un Psittaciforme podrán ser manejados con el previo establecimiento de una relación dominante entre el propietario y el animal (30). Aunado a esto, se deberá considerar que algunas especies de Psittaciformes tienen un periodo de desarrollo infantil muy largo, por ejemplo en *Ara spp.* es de dos años, lo que resultará muy importante para poder establecer el patrón de comportamiento que seguirá el animal cuando sea adulto (186).

Los Psittaciformes juveniles, durante su desarrollo en cautiverio, atravesarán por varias etapas, dentro de las cuales fácilmente podrán aprender que el picar les será una actividad altamente satisfactoria. El ave durante esta etapa mordiaguicará para probar, lo que en sí constituirá un comportamiento natural al cual no será bueno darle importancia, ya que si se le presta atención a esta acción entonces se le hará saber al animal que ha cruzado la línea entre la afección y la agresión (16).

Durante este periodo de su desarrollo el animal estará más capacitado para aprender y será aquí donde demostrará el mayor deseo de hacerlo es decir, si no aprende los límites a su comportamiento, entonces podrá tornarse esta en una etapa en su desarrollo muy difícil de manejar. En ella los Psittaciformes probarán constantemente su rango social, pero si se establece una relación basada en la autoridad estas conductas serán transitorias. Si no se logra una relación satisfactoria entre el propietario y el ave varios problemas tales como picar, territorialidad y conductas para demandar atención podrían transformarse en patrones duraderos a largo plazo (17).

¿Cómo puede un entrenador o propietario desarrollar positivamente la personalidad de un perico en cautiverio? con el empleo de un programa de entrenamiento bien diseñado y altamente estructurado. Además, la forma en que el entrenador se comporte con el animal tendrá un efecto definitivo en la manera como el ave perciba su realidad. Las reacciones del entrenador hacia el comportamiento del animal también le enseñarán un patrón de comportamiento que eventualmente quedará asimilado por éste (186).

Por otra parte, mucho del comportamiento negativo en los Psittaciformes es accidentalmente reforzado o incluso causado por un manejo impropio, por ejemplo, movimientos dudosos y tímidos favorecerán que el animal se vuelva nervioso y prácticamente le asegurarán la oportunidad de desarrollar un comportamiento rebelde. Una ave maltratada o insegura manifestará sus problemas en numerosas formas negativas incluyendo los gritos, las mordidas y la automutilación (30,31).

Aunado a esto, un comportamiento aberrante en una ave recientemente enferma podría ocurrir como reacción conductual al tratamiento de su enfermedad, sin embargo, si el animal continúa comportándose en una forma no adecuada podría ser que no esté totalmente curado, más que una reacción posterior conductual al manejo para suministrarle el tratamiento necesario (16).

Cuando el propietario constantemente maneja a un polluelo imprime en éste el derecho a contar con él cuando lo quiera. Para evitar esta sobredependencia se deberá tener cuidado en permitir que el animal pase por su etapa de adaptación a la alimentación autónoma con la mayor libertad posible, con el fin de fomentar en el su sentido de independencia natural (16,31). Son particularmente propensos a desarrollar esta sobredependencia en cautiverio los polluelos de *Cacatua alba* y *Loxia spp.* (104). Además, cuando se alimenta a un animal artificialmente, la habilidad del alimentador será importante para facilitar la transición con que el ave progresa de ser alimentada por sus padres a la alimentación artificial y de ésta a la alimentación independiente (16).

¿Debe el entrenador o propietario ignorar el comportamiento indeseable de un Psittaciforme? sí, se le deberá ignorar en cuanto sea posible y se deberán estructurar las interacciones necesarias entre el animal y el entrenador para evitar que surja esta conducta (186).

Una regla general para fomentar la dominancia del propietario sobre un perico es nunca empezar algo que no se vaya a terminar, por ejemplo, si el propietario trata de sujetar al ave y se rinde debido a que ésta intenta picarlo entonces aquella estará en control de la situación, tendiendo a incrementar su agresividad en forma ascendente a menos que se inter venga para corregirla, comenzando por su prevención. Generalmente los movimientos seguros del propietario o entrenador, tiempo libre fuera de su jaula o medios para ejercitarse son todo lo que se requiere para persuadir a un perico socializado a no continuar con la agresión contra las personas que le rodean (16).

Conforme el animal vaya desarrollando su independencia será necesario que el propietario establezca su dominancia sobre él, para que al valerse por sí mismo asocie al propietario con el individuo dominante de la "bandada" y no tome éste dicho papel, perdiéndose así la confianza del propietario hacia el animal. Si no se mantiene constancia durante este período de transición se correrá el riesgo de perder el dominio sobre el animal, el cual podría ocasionalmente pelear, pero si el propietario se mantiene firme en su papel dominante el animal lo respetará como el compañero dominante al pasar esta etapa de desarrollo (11).

Si el propietario titubea al ser picado y reacciona con inseguridad el animal tomará el dominio de la situación y utilizará esta acción para lograr sus objetivos, ya que los Psittaciformes aprenden rápidamente a asociar la relación causa-efecto. Además, la asociación propietario-individuo dominante deberá extenderse a las zonas que el animal considere como su territorio tales como su jaula y la habitación donde ésta se encuentre (11).

Por otra parte, un perico primero probará con su pico antes de posarse en una mano, éste será un comportamiento natural y no un intento real de morder; sin embargo, si el propietario retira la mano constantemente, confundiendo así al animal, el mensaje mixto podría crear un problema de picotajes reales.

Mucha de la defensa y agresión de los Psittaciformes es canalizada a través de gritos y posturas, y la combinación de éstos generalmente será suficiente para alejar a un intruso, ave o humano. Sin embargo, muchos Psittaciformes en cautiverio pican a sus propietarios porque éstos no saben como relacionarse con ellos e incluso llegan a sentirse temerosos del pico de sus animales aun cuando a algunos los hayan criado desde pequeños. Una vez que un perico ha entrado a su nuevo hogar o desarrollo su propio comportamiento o aprende de su propietario como hacerlo, de tal manera que un perico mascota no desarrollará de manera natural las características que harán de él una buena mascota, así que el propietario deberá mostrarle cuál será el comportamiento más aceptable en cautiverio.

Cada vez que un perico pique establecerá un patrón de mordidas, si ésta es constantemente recompensada con atención o drama, la acción se convertirá en un comportamiento constante. Intentar corregirla como un síntoma será inefectivo, corregir la causa (un perico en control de su propietario) generalmente será efectivo. De igual manera castigar a un animal no dará resultado debido a que lo que el hombre percibe como castigo frecuentemente será interpretado por el perico como un acto de prestarle atención. Además, gritarle creará una situación de drama que igualmente asociará con que se le preste atención. Por su parte, los efectos a largo plazo de los métodos de castigo serán más dañinos que efectivos ya que en general los Psittaciformes son inteligentes y siempre están deseosos de interacciones placenteras con el hombre. Golpear a un perico será un tipo de agresión que no ayudará a crear una mascota confiada, de tal manera que la agresión que recibe será retribuida con agresión por parte de él (16,31).

Algunas especies de Psittaciformes no son agresivas como tales sino que de manera natural mordisquean constantemente, por ejemplo *Myiarchus* spp y *Lorius* spp., y si no se les controla desde el principio éste comportamiento podría pasar a una mordida real, por lo que se tendrán que evitar aquellas actitudes que lo refuercen. A estos Psittaciformes, así como a algunas de las grandes especies, se les podrá distraer de mordisquear a las personas si constantemente disponen de objetos o alimentos para hacerlo (16).

7.4 La vocalización como manifestación conductual (57)

De manera natural los Psittaciformes tienden a emitir sus vocalizaciones mayormente al amanecer y al atardecer, las primeras servirán para restablecer contacto entre todos los individuos de la bandada antes de emprender la búsqueda de alimento, las últimas para agrupar a todos los animales en un solo sitio para descansar, y para llamar a la pareja. En ocasiones los gritos estarán asociados al grado de excitación del animal, ya sea para pelear o como parte de un ritual con significado sexual.

En cautiverio estas manifestaciones serán molestas, pero podrán ser controladas no dando lugar a ellas por parte del propietario. Anudado a esto, se podrá colocar al animal dentro de una habitación oscura o se podrá cubrir su jaula con una funda oscura hasta que deje de emitir sus vocalizaciones. Cuando se trate de un perico muy ruidoso recuérdese también que éste lo producirá cuando vea a su pareja o a la persona a la que se encuentra pegado o cuando se le aparte de ellas; así

también lo hará para reclamar atención por parte del propietario, la cual podrá ser complementada con objetos destinados a la distracción del animal.

7.5 Entrenamiento básico (31,32,114,179,187)

En general, cualquier especie de Psittaciforme puede ser entrenada para ser manejada con las manos siempre y cuando no cuente con la compañía de otros miembros de su especie o de otras a las que se encuentre apegado o bien se le pueda aislar durante todo el tiempo que dure este entrenamiento básico, el cual podrá tomar días o meses, dependiendo de la disposición del animal y la constancia del manejador. Las especies pequeñas se entrenarán más rápido que las medianas y grandes. Previamente al inicio del amansamiento o entrenamiento de un Psittaciforme se deberá verificar su estado de salud para detectar cualquier afección subclínica (104)

Antes de proceder al entrenamiento del animal será conveniente dejar que se adapte a las condiciones de su alrededor por algunos días permitiéndole observar y conocer a las personas con las cuales convivirá, las que deberán procurar mantener contacto visual constante con el animal y deberán hablarle en tonos de voz suaves que desarrollen confianza en él. Para esto será recomendable que el animal tenga las plumas de las alas cortadas desde el primer día de estancia en su nuevo hogar. Si el propietario o el manejador es quien corta estas plumas será recomendable que el animal no pueda ver las manos de la persona que lo haga.

Una vez que el animal se encuentre en su jaula y en el lugar donde esta va a estar ubicada definitivamente podrá dejársela la puerta abierta para que desarrolle la confianza de salir y entrar de ella. Pasados unos cinco días de adaptación al nuevo hogar deberán empezar las sesiones de entrenamiento, las cuales generalmente no deberán llevar más de 25 minutos por sesión diaria.

Estas sesiones deberán comenzar y terminar a la misma hora y no deberán ser interrumpidas. Será recomendable que antes de comenzarlas, y durante el tiempo que duren, el entrenador cuente con los medios de recompensa o de castigo necesarios. Algunos colores favoritos del animal en el ambiente o en la ropa del entrenador podrían inclusive ser útiles para facilitar su relajamiento y atención. Las especies pequeñas se entrenarán más rápido que las medianas y grandes.

Para entrenar a un Psittaciforme primero se le deberá aislar de la vista de su jaula debido a que la considerará su territorio, dificultándose así obtener su atención ya que constantemente tratará de volar a ella, por lo que será recomendable efectuar las sesiones de entrenamiento en una habitación diferente de aquella donde se ubique la jaula del animal. En ésta se deberá colocar una percha en forma de T (T-stand) o un tronco en posición vertical que sirva como punto de apoyo para el animal. El entrenador deberá contar con dos estacas de madera, una de 60 cm y otra de 30 cm ambas con un diámetro aproximado de 2.5 a 3.5 cm.

Con estas estacas inicialmente se amansará al animal, el cual estará sobre la percha fija antes mencionada, procurándose que permanezca en ella. Si el animal vuela de esta para alejarse se le deberá tomar con una toalla o si es posible con una de las estacas antes mencionadas para posarlo nuevamente en la percha fija. Cuando el animal se encuentre tranquilo se deberá aproximar hacia sus patas la estaca más larga, la cual estará sujeta por la mano del entrenador en uno de sus extremos, proviniendo desde arriba y con un movimiento semicircular.

En cuanto se haga contacto ligero con las patas del animal se deberá empujar la estaca (en posición horizontal con respecto a la vertical del animal) ligeramente contra el vientre del ave para desbalancarla y hacer que suba una pata sobre dicha estaca, cuando se consiga esto eleve la ligeramente empujando al animal para hacerlo subir totalmente a ella.

Si el animal lo efectúa hágasele permanecer allí por lo menos 30 segundos y regreselo a la percha fija. Para hacer esto habrá que colocar la estaca con el animal por detrás de la percha fija, al acercarse con el animal a esta bájese la estaca a la cual se encuentra sujeta para que por instinto el animal se suete con su pico y a continuación con una pata a la percha fija, la cual quedará ligeramente más elevada que la que se sostiene con la mano. Repítanse estas sesiones hasta que el animal suba y baje de la percha sujeta con la mano sin ningún signo de nerviosismo o ansiedad. Si el animal vuela al intentar colocarlo sobre la percha que se sostiene con la mano habrá que acorralarlo gentilmente y hacerlo subir a ésta. Siempre que se maneje a un perro se le deberá hablar con palabras y tonos suaves.

Quando el animal se note relajado después de algunas sesiones podrá llevarse de paseo, posado en la percha larga, alrededor de una o dos habitaciones del lugar donde se le esté entrenando antes de proceder con el siguiente paso en el entrenamiento básico, hacer que se pose en la mano del entrenador

Para hacer ésto habrá que cambiar el uso de la percha larga por la corta, la cual se utilizará de la misma manera que la anterior, pero conforme el animal se acostumbre a observar más de cerca la mano del entrenador habrá que empezar a deslizar esta percha en dicha mano hasta que el animal, de manera natural, se pose sobre la mano, la cual en ese momento adoptará una posición extendida con los dedos juntos de tal manera que el animal se posará sobre el borde interno o medial de la mano. El pulgar fungirá como barrera psicológica que impedirá que el animal levante el vuelo.

Si el perico intenta picar durante los movimientos previos a que se pose en la mano que sujeta a la percha entonces se le deberá distraer con la mano libre del entrenador, evitando efectuar movimientos que pudieran parecerle agresivos (será preferible que esta mano se encuentre cubierta con una toalla o trapo para que el animal no asocie su presencia con agresión). Repítase continuamente el cambio de la percha a la mano hasta que el animal se encuentre tranquilo posado en la mano.

Una vez que el animal acepte pasar de la percha corta a la mano, habrá que enseñarle a pasar de la percha fija a la mano. Para hacer ésto habrá que aproximarle la mano extendida con todos los dedos juntos y la palma hacia el manejador de igual manera que se le han aproximado las perchas móviles, es decir, con un movimiento semicircular de arriba hacia abajo y hacia el animal para hacer contacto con sus patas y forzarlo suavemente a que se pose sobre la mano. Este movimiento deberá ser efectuado de manera sutil para que el ave no lo perciba como una agresión. Si el animal muestra tendencia a picar la mano, se le deberá distraer con la mano libre del entrenador como se describió anteriormente.

Quando el animal se vaya a posar sobre la mano primero probará con el pico la "percha" ofrecida, lo cual no deberá ser considerado como una agresión, de tal manera que si se retira la mano o se titubea al hacer ésto el animal perderá confianza en su nueva percha.

Si el animal se posa en la mano podrá desplazarse sobre ésta a otro punto de la habitación de entrenamiento y retornarlo a la percha fija para repetir el movimiento desde el principio. Durante la secuencia de entrenamiento con la mano podrán alternarse percha-mano-mano-percha, es decir, hacer que un animal pase de una mano a otra efectuando los mismos movimientos que se hacen al manejarlo con una mano y una percha. Cuando el animal acepte que se le maneje con una mano podrá ser utilizado el dedo pulgar de ésta para sujetar sus patas y restringirle cualquier intento de volar.

Durante el proceso inicial de entrenamiento de un perico será conveniente que éste sea efectuado por una sola persona, cuando se haya conseguido que el animal se pose en la mano del entrenador sin ningún recelo entonces podrá hacerse interactuar con otras, las cuales deberán seguir los mismos procedimientos y mantener las mismas reglas que el entrenador. Las personas ajenas al ave en entrenamiento deberán permanecer alejadas durante la fase inicial de ésto de las posiciones territoriales del animal, jaula u otras personas, incluyendo al entrenador.

Recuérdese que si un perico es manejado descuidadamente por los diferentes miembros de su "bandada humana" se sentirá confundido acerca del comportamiento que deberá mostrar.

Quando el ave sea manejada con seguridad deberá incluso permitir que se le tome directamente desde dentro de su jaula.

Durante todos los procedimientos de entrenamiento de un Psittaciforme éste no deberá quedar por encima del nivel de los ojos del entrenador o manejador, de lo contrario se sentirá más seguro y asumirá una actitud dominante. De igual manera manténgase siempre contacto visual con el animal.

Las aves menores a los cuatro años de edad, en general las que aún no han madurado sexualmente, serán más fáciles de amansar que las adultas, para estas últimas el proceso tomará más tiempo.

7.5.1 Reforzamiento positivo y negativo en el amansamiento y entrenamiento (104)

El reforzamiento positivo puede ser dividido en primario y secundario. Un reforzador positivo primario es aquel objeto o acción que estimulará o premiará al animal cuando haya efectuado una acción o cuando se quiera que la repita.

Tradicionalmente se han utilizado alimentos y palabras como premio, sin embargo, se ha descubierto que el recompensar con objetos puede acelerar la velocidad del aprendizaje. En este caso al ave se le deberá permitir jugar con varios objetos de diversas formas y colores, cuando se detecte que prefiere uno o dos estos deberán ser seleccionados como objetos de recompensa exclusivamente para las sesiones de entrenamiento.

Cuando se esté entrenando a un Psittaciforme para que repita palabras se podrá utilizar como reforzador positivo primario al objeto cuyo nombre se quiera que el animal aprenda.

Al escoger el objeto que servirá como reforzador primario será útil contar con otro como reforzador secundario. Este será un objeto o un sonido el cual a través de su presentación o ejecución reforzará la acción premiada por el reforzador primario. La asociación de estos dos reforzadores permitirá intercambiarlos entre sí o utilizar uno solo, en este caso el secundario, para premiar una secuencia de acciones ejecutadas por el animal. Estos reforzadores positivos secundarios podrán ser útiles con sólo presentarlos al animal o permitir que los escuche.

Es muy importante contar con el reforzador positivo secundario debido a que no siempre será fácil o apropiado ofrecer el reforzador positivo primario. Cuando el animal ejecute una acción o serie de acciones en vez de detenerlo para ofrecerle el reforzador primario, el sonido o la observación del secundario serán suficientes para hacerle entender que la acción solicitada ha sido ejecutada, o que debe proseguir con la secuencia aprendida.

Los reforzadores positivos y negativos deberán ser aplicados en el momento justo en que la acción ocurra. Durante las primeras fases del entrenamiento aun los mínimos esfuerzos deberán serle premiados.

Un reforzador negativo es aquel que le es desagradable al ave y que puede ser utilizado para evitar o disminuir un comportamiento inaceptable, por ejemplo encerrar brevemente al animal en una caja de cartón, rociarlo con agua y alejarse de la habitación. Estos deberán ser utilizados esporádicamente y como último recurso para corregir el comportamiento del animal.

Resultado importante destacar que frecuentemente los propietarios inicialmente utilizan, en ocasiones inconscientemente, el reforzamiento negativo de tal manera que el ave aprenderá a asociar las acciones negativas con la atención.

Los reforzadores negativos particularmente violentos pueden destruir el deseo del ave para aprender y originar que alcance un nivel "tope" de aprendizaje. Las aves temerosas podrán comportarse, pero no buscarán relacionarse con las personas y no disfrutarán de su aprendizaje.

Los reforzadores negativos emitidos con la voz humana deberán ser de orden y en tono diferente al empleado en las sesiones regulares de entrenamiento. Otros reforzadores negativos podrán ser objetos o colores que con sólo mostrarlos al animal ayuden a corregir su comportamiento. Este tipo de reforzadores negativos no deberán serle mostrados al animal como instrumentos de agresión.

VIII.- CONSIDERACIONES GENERALES PARA LA REPRODUCCION EN CAUTIVERIO

8.1 Aspectos generales de la historia natural de la reproducción (2,6,27,62,74,180)

En vida silvestre los Psittaciformes habitan o construyen sus nidos en los huecos de los árboles, en las salientes rocosas, en los bancos de arena y en los termiteros terrestres y arbóreos. En el caso de los nidos en las cavidades de los árboles los pecos generalmente utilizan aquellos naturales o hechos por otras especies en vez de horadarlos por sí mismos, en ocasiones sólo lo adaptarán a sus necesidades. Se sabe por ejemplo que *Rhycolopitta pulcherrima* y probablemente *Rhycolopitta terris* dependen en gran medida de los nidos excavados por el Carpintero Imperial, *Campycephalus imperialis*. También es conocido que *Eolophus roseicapillus* remove la corteza de los árboles donde anida con el fin de hacerlos menos accesibles a los depredadores, además de pulmentar la superficie alrededor del mismo.

Las únicas especies conocidas que realmente horadan o construyen sus nidos son *Opsipitta dioptalma*, *Geoffroyus geoffroyi*, *Alcedipitta bruggii*, *Nesio melabilla*, *Cyanoliseus patagonicus*, *Streptop habrocapillus*, *Nesiphema petropollia*, *Pezopha wallisii* y *Geopelia eximialis*. Además, el único Psittaciforme que elabora un nido propiamente dicho es *Myiopitta monachus* acarreando ramas para construir una colonia de nidificación y viviendo en un árbol fuerte, la cual puede tener 2 m de altura y 200 kg de peso. Este tipo de nido puede albergar hasta 20 parejas reproductoras, cada una con una cámara de cría independiente. Incluso llegan a ser utilizados por especies mayores como la Cigüeña Jabiru (*Jabiru macrura*), el Caracara (*Polyborus plancus*) y diversos anseriformes arborícolas.

Aparentemente *Porphyrus pulcherrimus* (probablemente extinto) y *Porphyrus chrysopterus* son especies que se han adaptado para anidar casi exclusivamente en los termiteros terrestres de Australia. La segunda incluso alberga en sus nidos larvas de insectos que probablemente se alimentan del excremento de los polliceros. Otras especies que regularmente utilizan los termiteros para anidar son: *Agapornis pullaria*, *Micropitta* spp., *Protopseus chrysopterus*, *B. cyanoptera* y en México *Aratinga canicularis* los de *Nasutitermes nigriceps*.

En los Psittaciformes es de notarse la tolerancia que existe entre los individuos de algunas especies para anidar en estrecho contacto con sus congéneres, así por ejemplo en *Cacatua sanguinea*, *Eolophus roseicapillus* y *Melospittaacus undulatus* varias parejas anidan en un árbol, mientras que *Nymphicus hollandicus* no tolera otras parejas reproductoras a menos de 200 m e inclusive *Cacatua leucolater* a mayor distancia. El anidamiento social o colonial propiamente dicho sólo se ha desarrollado en *Cyanoliseus patagonicus*, *Agapornis* spp y *Myiopitta monachus*.

Por otra parte, existen especies que incluso invaden o roban los nidos de otras, por ejemplo *Eopsus* spp. ocupa los nidos de los pájaros hornetos (Formicidae), *Agapornis personata* los de *Apis mellis africanus* (Apodidae) y *Agapornis roseicollis* los de *Ptilentarius socius* (Phocidae).

En los Psittaciformes la mayoría de sus especies no acarrea materiales al interior de su nido de tal manera que los huecos son depositados sobre el material removido del interior del mismo, sin embargo, *Agapornis* spp y *Loriculus* spp recubren la cavidad de excremento, ramitas y hojas acarreadas por el ave en el pico o entre las plumas, particularmente las de la rabadilla. *Proheseiger aterrimus* y *Eolophus roseicapillus* incluso lo hacen con grandes ramas.

Los agapornis con anillo ocular (*Agapornis nigrigenis*, *A. lilianae*, *A. fisheri* y *A. personata*) llevan material de nidificación a su nido en el pico, las demás especies (*E. roseicollis*, *A. vanderhaeghe*, *A. taranta* y *A. pullaria*) lo hacen entre las plumas de la rabadilla. Este comportamiento tiene una base genética de tal manera que los híbridos entre estos dos grupos no tendrán éxito reproductivo debido a que no pueden discernir entre llevar el material al nido en el pico o en la rabadilla.

En los Psittaciformes la mayoría prefiere anidar a grandes alturas aunque existen especies como *Alisteria* spp y *Aprincetus erythropterus* en las cuales el nido propiamente dicho estará al nivel del suelo debido al largo túnel de descenso desde la entrada, en ocasiones con varios metros de profundidad. Además, numerosos Psittaciformes buscarán un nuevo lugar para anidar en cada temporada de reproducción, aunque existen excepciones, como *Eolophus roseicapillus* y *Cacatua sulphurea*, que ocuparán su nido durante todo el año.

Por otra parte, de entre las grandes especies de Psittaciformes *Electus* spp presenta ciertas características en su comportamiento reproductivo que lo hacen singular. En vida silvestre se ha comprobado que la especie cría todo el año, utilizando varios animales las oportunidades que ofrece un solo árbol para anidar, sin embargo, se ha observado que la especie mantiene una sucesión de hembras que ocupan un mismo nido de tal manera que probablemente esta especie en vida silvestre es un criador cooperativo, es decir, una pareja dominante se hace cargo de la incubación y crianza de los polluelos de varias hembras, quizás auxiliada por las crías de nidadas anteriores o por otras parejas.

Se sabe que *Nestor notabilis* es polígamo, a diferencia de la mayoría de las especies de Psittaciformes que son monógamas en una temporada reproductora, por largos periodos de tiempo o para toda la vida del animal, por ejemplo en *Cacatua* spp y *Amazona* spp. En estos animales las parejas o grupos familiares serán fácilmente distinguibles aun en los pequeños grupos y en las grandes bandadas.

En la mayoría de los Psittaciformes el ciclo completo de crianza será largo, tomando hasta cinco meses en *Colaptes auratus*, en el cual los polluelos totalmente emplumados aun serán dependientes por largo tiempo de los padres.

En los Psittaciformes varias especies producirán nidadas grandes con la esperanza de que algunos de sus polluelos alcancen la edad madura, aunque los más jóvenes generalmente no sobrevivirán a menos que la fuente de alimento sea abundante. Estas especies tienen periodos de incubación y crianza relativamente cortos ya que generalmente se trata de animales de hábitos nómadas, por lo que están adaptadas para reproducirse intensivamente al inicio de una temporada de lluvias. En este grupo se incluyen a todos los pericos australianos de pastizal y *Platycercus* spp.

Por su parte, la mayoría de las especies medianas y grandes producirá pocos polluelos e invertirá mucho tiempo en criarlos. Estas especies, en su mayoría, se especializan en comer frutos, néctar y polen y generalmente tienen nidadas de uno a tres huevos, en este grupo se encuentran *Aratinga* spp., *Amazona* spp. y *Loriculus*, sin embargo, *Amazona* spp., *Aratinga* spp. y *Cacatua* spp. no parecen ser reproductores muy prolíficos. Las parejas acopladas en vida silvestre no anidan año tras año y en aquellas que lo hacen, la proporción que produce huevos es baja.

8.2 Dimorfismo sexual (4,6,32,47,74,124,180)

Entre los Psittaciformes el dimorfismo sexual está confinado principalmente a diferencias en la coloración del plumaje, lo que se puede explicar debido a que las parejas acopladas son generalmente permanentes. Así mismo, las hembras no han desarrollado un plumaje críptico para pasar desapercibidas al momento de incubar ya que lo hacen dentro de cavidades.

Las diferencias sexuales en la coloración del plumaje son comunes en las especies de Australasia, pero poco en las de África y América. Las hembras de las especies sexualmente dimórficas son generalmente más pálidas u opacas que los machos y carecen de algunas marcas prominentes en estos, sin embargo, existen dos excepciones notables en las cuales las hembras son más coloradas que los machos: *Electus rostratus* y *Poicephalus rueppellii*.

El dimorfismo sexual por coloración aparentemente está relacionado con los hábitos nómadas de ciertas especies para encontrar alimento. Por otra parte, las hembras de algunas especies de *Psittacula* spp. tienen las plumas rectrices centrales más cortas que los machos y en *Prioniturus* spp. existe una ligera diferencia sexual en la longitud de estas, llamadas en la especie raquetas.

En ocasiones, con una observación cuidadosa, se podrán distinguir los individuos de uno u otro sexo en especies no dimórficas por diferencias sutiles en el tono del color del plumaje, por ejemplo, en *Psittacula erythraea* las hembras son de color gris terroso mientras que los machos son de color gris carbón. Este tipo de diferencias podrá ser útil para diferenciar los sexos sólo en aquellos individuos que procedan de la misma región geográfica. En *Amazona ocreocephala atratrix* el macho tiene un tenue tinte rojizo en las plumas de la nuca y *Aratinga canarina* aparentemente las hembras tienen más plumas en las líneas faciales. La talla corporal en particular dependerá de la edad y de la especie por lo que sólo será relevante cuando se observe a un grupo de animales de la misma especie y subespecie.

Observar el comportamiento de algunas especies también podrá ser útil para determinar el sexo del animal aunque el cortejo por sí mismo, la vocalización y el interés mostrado en las cavidades propias para anidar no son características exclusivas de uno u otro sexo. Así, por ejemplo, para *Amazona* spp. se han determinado otros criterios:

- a).- Los machos adultos se posan más erguidos que las hembras. Generalmente estas lo hacen apoyando el vientre y el pecho a la percha cuando descansan.
- b).- Las hembras mantienen las patas más separadas que los machos cuando están erguidas.
- c).- Los machos tienden a ser más ruidosos.
- d).- Las hembras buscarán estar más tiempo en el suelo de su jaula o aviario que los machos.
- e).- Los machos abrirán más frecuentemente las plumas de su cola que las hembras, las cuales las mantendrán casi siempre cerradas.

Aunado a estos criterios se pueden mencionar las diferencias sutiles en el aspecto físico de uno y otro sexo aunque no son definitivas, siendo así que los machos de *Amazona* spp. tienen la cabeza más grande y más plana que las hembras. En el macho la unión posterior de la cabeza y el cuello forma un ángulo que no es apreciable en la hembra. En el macho la distancia que existe entre el ojo y la porción superior de la cabeza es mayor que en la hembra, así mismo en este el pico es más ancho y grande.

En la hembra los huesos pubicos se encuentran ligeramente abiertos para permitir el paso del huevo, sin embargo, las hembras jóvenes podrán tenerlos cerrados. Una abertura amplia en estas especies será aquella donde se pueda colocar el extremo de un dedo meñique regular. Esta distancia podrá ser notada fácilmente en la hembra que esté poniendo, pero probablemente deje de ser evidente en los meses siguientes al periodo de postura.

Por otra parte, en *Agapornis roseicollis* las aves jóvenes de 1 a 9 meses de edad que sean machos serán más pequeñas y lisas en su silueta que las hembras, las cuales serán más pesadas y presentarán una silueta menos tersa. Los machos tienen el pecho estrecho y las hembras ancho. Los machos tendrán una coloración más brillante que las hembras. Las hembras de este género, en cualquier etapa de desarrollo, son más hostiles que los machos. Los machos en edad reproductora morderán objetos con el fin de utilizarlos en el nido, pero no los acarrearán debido a que esto lo hacen las hembras. Los machos regurgitarán comida con la intención de alimentar a su pareja, propietario o a un objeto.

8.2.1 Maduración sexual (74,124)

La madurez sexual es alcanzada generalmente en las especies mayores entre los cuatro y cinco años de edad y en las menores entre el primer y segundo año. *Pionus* spp. y las especies pequeñas de *Cacatua* spp. y *Ara* spp. maduran entre los dos y cuatro años de edad, *Lorilidae* a los dos o tres años, los conuros al año o año y medio y *Agapornis* spp. y *Nymphicus hollandicus* a los seis meses o un año de edad.

Existen reportes de *Alisterus scapularis* y *Platycercus elegans* que demuestran su capacidad reproductiva aunque no hayan llevado a cabo el cambio de plumaje de juvenil a adulto, además, se sabe que *Atelopsittacus undulatus* puede producir espermatozoides a los 60 días de haber dejado el nido.

8.3 Determinación del sexo por métodos quirúrgicos y de laboratorio (49,96)

Para conocer el sexo de una ave no dimórfica existen técnicas invasivas y no invasivas. Entre las primeras puede mencionarse, por ser la más sencilla, la observación directa del cérvix en las hembras sexualmente maduras, el cual se localiza en la pared cloacal izquierda.

El sexado quirúrgico por laparoscopia forma también parte de las técnicas invasivas y es el método más común disponible hoy en día para determinar el sexo de aves no dimórficas ya que es rápido, preciso y no depende de la madurez sexual del animal. La ventaja de la laparoscopia estriba en la oportunidad de examinar otros órganos y sistemas a la vez que se revisan las gónadas. Además, para esta técnica las aves son el sujeto ideal ya que se elimina la necesidad de insuflar los órganos internos gracias a la presencia de los sacos aéreos. En las hembras será posible determinar el estado activo o no del ovario aunque en el macho la talla de los testículos no será indicativa de su edad o madurez sexual debido a que numerosas aves, examinadas inmediatamente antes o después de convertirse en animales independientes, tendrán sus testículos similares a los de un adulto.

Someter a ayuno al animal no será necesario a menos que se palpe un exceso de alimento o agua en el buche, aunque en las aves obesas ayudará a reducir el tamaño del proventrículo que de otra manera perjudicaría la visión de las gónadas.

El ave deberá ser colocada en posición recumbente lateral derecha. Se tendrá que sujetar el ala izquierda del animal por el hueso arriba del dorso, además de sujetar la cabeza. La pata izquierda deberá ser extendida caudalmente.

La incisión inicial se realizará por detrás de la última costilla en una depresión localizada aproximadamente entre el lión, la cara anterior del tercio medio del fémur y el borde caudal de la última costilla. Las plumas en esta área deberán ser arrancadas y el sitio preparado para intervención quirúrgica.

No será necesario incidir la piel con bisturí cuando se utilice un trócar filoso, de esta manera el sangrado será mínimo. El trócar con la cánula en posición debe ser empujado a través de la piel y capa muscular teniendo cuidado de dirigirlo craneodorsalmente con dirección hacia el pulmón. Así se penetrará en el saco aéreo torácico caudal izquierdo con seguridad.

Al dirigir el trócar cranealmente se disminuye también la oportunidad de penetrar la vena ilíaca interna. El trócar entonces se puede remover para introducir el endoscopio en la cánula.

La pared entre los sacos aéreos torácico caudal y abdominal puede ser seguida caudalmente hasta que el endoscopio sea colocado frente a la porción media o caudal del riñón. Delante del endoscopio se observará una área libre de vasos sanguíneos a través de la cual podrá ser empujado. El riñón se seguirá cranealmente hasta localizar la confluencia de la glándula adrenal, gónada y riñón.

La complicación más evidente que ocurrirá por el uso del endoscopio será la obstrucción de su punta con sangre, la cual podrá ser eliminada tocando alguna estructura interna con dicha sangre para limpiar al instrumento, si esto no funciona deberá retirarse el endoscopio del interior del animal y limpiarlo con una solución estéril.

El sexado quirúrgico puede ser realizado también mediante el empleo de un otoscopio estéril, para ello se deberá hacer una incisión dorsoventral de 0.5 cm en el último espacio intercostal. En algunas especies se deberá diseccionar el músculo ilioabdominal craneal y retraerlo caudalmente para dejar expuesto este espacio. Los músculos intercostales se incidirán para entrar en el saco aéreo torácico posterior, la abertura se deberá hacer más grande mediante disección roma para permitir la introducción del cono del otoscopio, estos conos pueden ser del número 7 u 8 para aves de hasta 700 g y del 4 o 5 para las de 300 g o menos.

Con excepción de las aves muy pequeñas, la membrana que separa al saco aéreo torácico posterior del saco aéreo abdominal interferirá con la observación de las gónadas, que yacen dorsalmente. La membrana del saco aéreo abdominal se puede puncionar y agrandar mediante disección roma para permitir la introducción del cono del otoscopio, en dirección dorsal a esta membrana se encuentran las gónadas.

Después de identificar las gónadas, la incisión podrá ser cerrada con sutura absorbible o dejarse sin suturar si los músculos del muslo se encuentran en posición normal entre la incisión de la piel y la intercostal, aunque podría ocurrir enfisema subcutáneo como efecto colateral si se le deja sin suturar. No será necesario suturar el punto de entrada si el método de punción fue utilizado ya que las capas subyacentes se sobrepondrán una a otra cuando el miembro pélvico del animal retorne a su posición original.

El tejido testicular aparecerá de forma elíptica o cilíndrica con una superficie tersa y vascularizada. Los folículos en desarrollo en el ovario forman un racimo en la hembra sexualmente activa. Los testículos y ovarios podrán estar pigmentados en algunas especies, como en las cacatuas y guacamayas.

El ovario inmaduro se verá como una carpeta blanca ligeramente ondulada o tersa que se extiende sobre el riñón y la glándula adrenal. Para diferenciarlo de un testículo se deberá observar que estos tienen polos redondeados mientras que los ovarios tienen los extremos planos. Las aves podrán ser sexadas mediante laparoscopia aun antes de que maduren sexualmente. En algunas especies existe una cubierta de grasa sobre las gonadas que obstruirá la observación de estas.

Al practicar la laparoscopia si se considera que existe un sangrado excesivo en el interior del animal este deberá ser sujetado en una posición erguida, lo que ayudará a que la sangre se acumule en el saco aéreo y le prevendrá la asfixia.

8.3.1 Métodos de sexado genéticos

Estos métodos constituyen las opciones de sexado no invasivas y son altamente exactos y aplicables a cualquier especie, sin embargo, resultarán muy caros para ser utilizados en la mayoría de los casos.

El número diploide (2n) de cromosomas en las aves varía de 52 a 92. La hembra es homogamética (ZZ) mientras que el macho, heterogamético, es designado (ZW). Los cromosomas W son más pequeños que los Z. La evaluación en el laboratorio del cariotipo es efectuada por comparación de las características cromosómicas morfológicas mayores tales como longitud, forma, posición del centrómero y particularidades específicas de tinción.

8.3.2 Métodos de sexado hormonales

a) Análisis de esteroides fecales

Esta técnica no invasiva ha sido desarrollada a partir de la prueba de embarazo humana. El estrógeno y la testosterona excretados pueden ser determinados a partir de las heces del animal sin tener que manejarlo. Las cantidades relativas de estrógeno y testosterona encontradas se expresan en relación a su proporción (E/T). Las hembras maduras se identifican en un rango relativamente alto (2.0+) y los machos en un rango bajo (0.5+). La ventaja de este método estriba en que no se requiere sujetar al animal, la desventaja en que no pueden ser sexados animales inmaduros o sexualmente inactivos. La precisión de la técnica es de aproximadamente un 90%.

b) Análisis de los estrógenos residuales del huevo

Esta técnica no invasiva permite sexar polluelos a partir del análisis de los esteroides contenidos en la materia fecal presente en el huevo al eclosionar el producto, ya que una activa esteroidogénesis y producción de hormonas sexuales ocurren en las gónadas del embrión, estas hormonas se encuentran presentes en los uratos excretados inmediatamente antes o durante la eclosión.

8.3.3 Determinación del sexo mediante el análisis de la estructura de la pluma (96)

Para esta técnica no invasiva se requiere observar bajo el microscopio una barba de una pluma sana. En los machos aparentemente la estructura de las barbillas es menos densa y se encuentran colocadas en la barba formando ángulos más agudos que en las hembras, en las cuales se disponen en ángulos rectos. La imagen normal puede ser modificada por:

a) Maltrato de la muestra

b) Alteración de la estructura de la pluma si se utiliza inclusión en parafina o resina

- c) Cantidad de queratina presente en la pluma
- d) Sólo se puede observar esta característica en plumas maduras.

8.4 Selección de pareja, cortejo, cópula y anidación

En los Psittaciformes será conveniente permitir la formación de parejas reproductoras a partir de pequeñas bandadas cuando se considere su reproducción en cautiverio, ya que por ejemplo en *Nymphicus hollandicus* el forzar el acoplamiento de una pareja tendrá como consecuencia directa una disminución de la actividad reproductora de los animales cautivos. En algunas especies el apareamiento forzado puede terminar en una agresión exacerbada durante la cópula, como ocurre en *Cacatua spp.* y en *Ecliptus roseatus*. Se sabe que algunas características específicas en la pareja de un animal pueden afectar la aceptación y el acoplamiento de la misma (6,124,145).

Actualmente en algunas especies semidomesticadas, como *Nymphicus hollandicus*, para establecer líneas genéticas se consideran factores tales como la persistencia de la postura (aun en época de muda), edad a la que madura sexualmente, tamaño del huevo, porcentaje de eclosión, porcentaje de supervivencia, intervalo de la postura, tamaño de la nidada e intervalo entre las nidadas. Además, se presume que algunas características de la personalidad están impresas genéticamente en el animal, por ejemplo la agresividad en las cacatuas podría estar asociada a su ascendencia; razón por la cual los animales reproductores deberán ser cuidadosamente seleccionados (105).

En los Psittaciformes generalmente el cortejo consiste en balancear el cuerpo, mover sincronizadamente las alas y la cola, elevar una pata hacia la pareja, dilatar y contraer las pupilas, erizar plumas y crestas, etcétera. Antes de copular existirá un considerable contacto corporal entre los individuos de la pareja frotando sus picos, acicalándose mutuamente y el macho alimentará a la hembra con comida regurgitada (6,74).

Las vocalizaciones son importantes para algunas especies antes y durante la cópula como en *Altophitta usundulatus*, *Protopterea jugularis* y en *Strigops habroptilus*. En otras sólo formarán parte del ritual de cortejo (180).

Se deberá procurar que el macho no sea totalmente dócil debido a que éste es el principal responsable del cortejo, de ser así no estará dispuesto a cortejar o tendrá pocas habilidades para copular (32). En vida silvestre los machos de los Psittaciformes alcanzan primero el estado reproductor en una temporada determinada y la energía que ello implica es utilizada para defender su territorio y cortejar a la hembra. En cautiverio esta energía tenderá a ser liberada hacia el entorno que rodea al animal e incluso contra la hembra. En algunas especies como *Ecliptus roseatus* la hembra alcanza el estado reproductivo antes que el macho (6,105).

En las cacatuas, el comportamiento reproductivo parece estar determinado por factores externos. Si ciertos requisitos son satisfechos como la abundancia de alimento, temperatura e iluminación y un lugar donde anidar, estas especies se reproducirán en cautiverio todo el año con excepción del periodo de muda, de tal manera que aparentemente estas aves no dependen de una estación de reproducción predeterminada. Además, en las parejas que se han reproducido frecuentemente, la cópula ocurre generalmente sin un ritual previo de cortejo. En este caso son las hembras las que solicitan la atención del macho, emitiendo vocalizaciones en tono suave que se cree utilizan para disminuir el riesgo de agresión por parte de aquél (62).

En los Psittaciformes la manera en que el macho monta en la hembra difiere entre las especies del Nuevo y Viejo Mundos. En el primero los machos montan en ella sujetándose con una pata a la percha, en el segundo montan con las dos patas. *Altophitta usundulatus* inclusive extiende sus alas sobre los hombros de la hembra durante la cópula (105,180).

En las especies del Viejo Mundo podrá ocurrir agresión por parte del macho debido a su incapacidad de desarrollar un comportamiento de cópula apropiado. Una solución a este problema será cortar las plumas del animal agresivo además de proveerle a la hembra de una salida adicional del nido, lo que significará que tal vez se tendrá que modificar el tipo de nido ofrecido a la pareja (124).

Para la cópula exitosa de algunas especies medianas y grandes será conveniente proporcionarles una percha o plataforma adecuada para que esta se lleve a cabo.

Especies como *Melospittacus undulatus* y *Foliofaps roseicapillus* pueden requerir sólo de 90 segundos para copular mientras que *Agapornis* spp lo hace en (180) en seis minutos. La cópula generalmente termina de manera abrupta con una amenaza de la hembra al macho (180)

La mayoría de las especies de Pittaciformes anidan durante la época más cálida del año aunque existen otras, como *Agapornis cana* y *Poicephalus* spp., que prefieren reproducirse en los meses más fríos del Hemisferio Norte cuando se les mantenga en cautiverio en exteriores. Probablemente algunas especies podrán ajustar su ciclo reproductivo debido a su capacidad de respuesta al fotoperíodo (4)

Numerosas especies de pericos utilizan el nido únicamente en la temporada de reproducción y debido a que en ocasiones su sola presencia los estimula a hacerlo tal vez en una época no adecuada habrá que retirarlo después de que críen (5)

La mayoría de los Pittaciformes podrán criar en cavidades como lo son un tronco ahuecado, natural o trabajado, o un nido construido con madera o metal. Los primeros, al ser naturales, probablemente serán aceptados rápidamente por los animales silvestres, sin embargo, tienen la desventaja de su poca accesibilidad para la revisión de su interior y su limpieza así como el riesgo que implica su eventual descomposición (5). Además, dependiendo del tipo de árbol del que procedan, los animales lo podrán destruir más o menos rápidamente perdiéndose toda su utilidad e incluyendo el riesgo de exponer innecesariamente su nidada y polluelos. Sin embargo, una cualidad importante en este tipo de nido es su gran capacidad de retención de humedad, misma que puede ser aumentada si el tronco listo para ser ocupado previamente se impregna en agua por algunos días. Si estos nidos son mantenidos en exteriores bastará humedecerlos regularmente por fuera para mantener un nivel constante de humedad dentro del mismo (32)

Cuando se considere este tipo de nido se deberá verificar la preferencia de la especie en consideración, ya que por ejemplo las especies australásicas prefieren nidos más profundos, generalmente imposibles de proporcionar de manera natural (5). Además, para algunas especies el tamaño del nido puede determinar el número de huevos a poner, incluso la supervivencia de algunos polluelos se incrementará con un mayor espacio para crecer (104)

Los nidos artificiales hechos con tablas, lamina metálica, toneles de madera o tambos metálicos son los más comúnmente empleados para la reproducción de las especies nacidas en cautiverio. En México son populares para la reproducción de *Melospittacus undulatus* nidos hechos con trozos de ramas de plantas arborescentes, llamados quotes

Los nidos hechos con toneles o tambos se emplean en la reproducción de grandes especies como *Coccyzus* spp., *Pterichias fulgidus*, *Ara* spp y *Ammodramus* spp. Deberán contar con una entrada para los animales, en el caso de los toneles protegida con hojalata para evitar que estos la agranden más de lo debido (5). Este tipo de grandes nidos, así como los de tipo regular, deberán de tener una puerta pequeña que permita el acceso a su interior para la inspección del mismo y/o su limpieza. Además, preferentemente se deberán poder abrir totalmente para una correcta higiene del mismo cuando los animales no lo estén ocupando, misma precaución que se deberá guardar para los nidos regulares. También deberán poseer pestillos seguros para que los animales no puedan abrirlos (24). Se deberá considerar que estos nidos son pesados por lo que tendrán que estar perfectamente sujetos a una base que les provea de absoluta estabilidad.

Los nidos regulares comúnmente utilizados se elaboran con madera de triplay en grosor que varían de 2.5 a 5.0 cm. Las formas habituales en que son construidos son en cubo, rectángulo o "caja de reloj de péndulo", en "L", en "Z" o en "U". Todos ellos cuentan con un orificio de entrada con excepción del de tipo "U", el cual tiene uno a cada extremo y es empleado en aquellas especies sumamente nerviosas o en las parejas en las que tiende a ocurrir cierta agresividad entre sus individuos. Generalmente el orificio de entrada en estos nidos no es de tipo circular sino cuadrado con una abertura mínima en diagonal de 1.5 cm. Para conocer la dimensión ideal de esta abertura para cada especie se deberá de medir al ave en su parte más ancha, a la altura de los hombros del animal. La mayoría de los Pittaciformes prefieren la entrada de su nido estrecha. Estas entradas, según la especie, tendrán que ser reforzadas con hojalata para evitar que los animales las agranden. Se deberá prever que el animal no pueda quedar atrapado en los bordes de la lamina (5,6,24)

Dependiendo de la profundidad del nido este deberá de contar en su interior con una escalera de malla de alambre para evitar que las aves adultas caigan directamente sobre sus huevos o los polluelos. Se deberá tener cuidado en que los animales no puedan quedar atrapados en los bordes mal clavados de la malla o que esta se desprenda e impida que puedan salir del nido o regresar a él (5,6,24)

A los nidos artificiales se les podrá poner como recubrimiento interior del fondo viruta de madera, no muy fina y no resinosa, fragmentos de frondas de palmas o musgo de turbera (peat moss, *Sphagnum* spp). Este último, que es utilizado en jardinería, tiene el inconveniente de que al deshidratarse origina una gran cantidad de polvo, lo que puede ser contrarrestado si se mantiene una humedad constante dentro del nido.

Cuando se vaya a colocar material en el interior del nido se deberá de hacer antes de poner éste en la jaula o aviario, aunque algunas especies no aceptarán este material y lo expulsarán de su interior (32). Cuando esto ocurra y los animales comiencen a masticar el material entonces se les podrán proporcionar trozos de madera suave para que la procesen en material para el fondo de su nido (4).

Algunas especies cuando no sacan el material del interior del nido se apoltronan tanto en él que enterran a sus huevos, a éstas y a aquellas especies que no acepten ningún tipo de material se les deberá proporcionar el fondo del mismo cóncavo para que los huevos no rueden y se rompan (24).

En el caso de cualquier nido éste deberá tener una percha cercana al orificio de entrada ya sea añadida directamente a él o en sus inmediaciones, según sea el material o el hábito destructivo de la especie.

Recientemente han sido ofrecidos en el mercado nidos metálicos para las especies más destructivas (24), sin embargo, si son utilizados en exteriores no resguardarán propiamente a los animales de los cambios en la temperatura ambiental, así por ejemplo *Ptilinopus erythrocephala* deja de calentar a sus polluelos por las noches antes de que estos estén totalmente emplumados (5).

Una vez establecido el tipo de nido más idóneo para determinada especie se le deberá ofrecer a la pareja reproductora la opción de anidar en el área de vuelo o dentro de un refugio, y con diferentes orientaciones cuando se trate de animales mantenidos en exteriores (24), incluso habrán especies que preferirán que sus nidos se encuentren en un lugar oscuro, como *Psephenopus* spp (5).

Algunas especies, como *Aratinga canicularis*, una vez que se han acoplado en pareja dormitan dentro del nido todo el año, lo cual no se les deberá impedir si se desea asegurar la reproducción exitosa de la especie, sin embargo, éste deberá ser limpiado y desinfectado antes del inicio de la temporada de reproducción. Otras especies, como la mayoría de los pericos australianos, sólo utilizarán el nido en la época de reproducción (5).

Por último, generalmente la nidificación colonial es utilizada en *Melospittacus undulatus* y en *Nymphicus hollandicus* en condiciones de cautiverio. Estas especies deberán de contar con un número doble de nidos que el de parejas y no deberán haber individuos sin pareja para evitar conflictos, especialmente entre las hembras. De igual manera, no deberán ser introducidas nuevas parejas a una colonia en plena producción. Otras especies que se reproducen bien en colonias en cautiverio además de *Myiopsitta monachus* son *Protoprocta* spp., *Polioptila* spp. y *Ara nobiles* (5).

8.5 Postura, incubación y crianza de los polluelos

En los Psittaciformes los huevos generalmente son puestos cada tercer día aunque *Ecopsittacus eximius* ovoposita con un intervalo de 36 a 48 horas, *Ptilinacula krameri* lo hace entre 24 y 48 horas y *Neophema burkii* puede tomar 32 horas para poner cada huevo. Algunas especies, como *Calyptorhynchus latrans*, sólo ponen dos huevos con un intervalo de varios días entre ellos, en esta especie en particular el segundo huevo generalmente no eclosiona y si lo hace el polluelo es desatendido por los padres. El número de huevos varía de acuerdo a la especie aunque en general son de dos a cinco, en ocasiones hasta ocho en las especies pequeñas (6,74).

La presencia de parejas reproductoras podrá ser estimulante para la oviposición en algunas especies, como *Amazona* spp y *Cacatua* spp., así como lo serán las vocalizaciones del macho de *Melospittacus undulatus* para que la hembra ovule (105) y probablemente también para *Ara* spp., *Amadorhynchus* spp y *Ptilinopus erythrocephalus* (124).

Algunas especies de Psittaciformes son más prolíficas que otras, como ocurre en las especies australianas, las cuales tendrán más de una nidada al año, sin embargo, la mayoría de las especies americanas sólo producirán una nidada en el

mismo intervalo. Dentro de las especies de talla grande *Electus noratus* puede poner repetidamente a lo largo de un año a diferencia de otras que lo hacen sólo una vez (74)

La mayoría de las especies de *Ara* spp., *Nymphicus hollandicus*, conuros y pericos australianos parecen ser menos dependientes a los fotoperíodos que las especies de *Cacatua* spp., *Amazilia* spp., *Psittacus erithacus* y *Psittacula* spp. *Melopsittacus undulatus* produce más huevos cuando se le expone a 14 o 16 horas de luz diurna, por su parte *Nymphicus hollandicus* pondrá más huevos y criará mejor a sus polluelos con 8 horas de luz y 16 de oscuridad (105)

Por otra parte, existe la posibilidad de que el uso de la luz artificial para inducir la reproducción de una especie, fuera de su temporada habitual, incremente la incidencia de crías débiles con propensión a la muda francesa (French Moult) y a tasas altas de mortalidad antes de eclosionar o de dejar el nido (105)

Los huevos de los Psittaciformes son relativamente pequeños y de color blanco ya que no necesitan de camuflaje porque son puestos en cavidades, este color también los hace más fáciles de localizar en el interior del nido (74,180)

Como regla general la incubación comienza con o inmediatamente después de la puesta del segundo huevo aunque en ocasiones la hembra, en las grandes nidadas, no incuba hasta que el último huevo ha sido puesto (74)

Generalmente sólo la hembra incuba aunque existen especies en las cuales la incubación es compartida (74), por ejemplo varias especies de cacatuas alternan periodos de incubación diurnos y por las noches ambos padres comparten el nido, aunque es difícil determinar que sexo incuba durante esta (62,180). En Loríidae los machos permanecen por largos periodos de tiempo con la hembra en el nido aunque se duda que participen en la incubación. En *Charmosyna* spp., *Nymphicus hollandicus* y *Calyptorhynchus* spp. el macho tiene un papel importante en la incubación (74)

El periodo de incubación variará en proporción a la talla del animal, en las especies pequeñas llevará de 17 a 20 días y en las grandes, como *Ara* spp. y *Amakohynchus* spp., hasta cinco semanas (74)

Generalmente la hembra deja el nido durante un breve tiempo diariamente para alimentarse o ser alimentada, evacuar heces y mojar su plumaje para aumentar la humedad en el interior de este (32)

Por regla general se deberá evitar revisar los nidos de las parejas en las cuales se sospeche que todo va bien. Especies como *Porphyricepsphalus spurus* y *Psittacula* spp. son especialmente propensas a abandonar sus nidadas si tienen buenas razones para sospechar que se ha cutoseado en sus nidos. Las especies semi-domesticas tolerarán mejor la inspección de su nido, así como también lo harán aquellas especies que se hayan reproducido con regularidad previamente. Se deberá tener especial cuidado al inspeccionar los nidos de *Cacatua* spp., *Amazilia* spp. los cuales son altamente agresivos en la época reproductora (5)

Los polluelos de los Psittaciformes son altriciales, es decir, ciegos y desnudos al eclosionar o cubiertos con un escaso plumón blanco en el dorso de la mayoría de las especies. El plumón de *Calyptorhynchus* spp., *Callocephalus fimbriatus* y *Nymphicus hollandicus* es amarillo, en *Fulphus roseicapillus* rosa, *Electus noratus* y *Pezoporus* spp. lo tienen de color gris oscuro (74)

Los ojos de los polluelos se abren entre los 7 y 14 días después de eclosionar (74). Las especies del Nuevo Mundo carecen de aberturas auditivas visibles hasta que estos se abren (68). En la mayoría de las especies el plumón original es reemplazado o reforzado por un denso plumón gris que gradualmente desaparece al surgir las plumas. Cuando los polluelos tengan entre cinco o diez días de edad el macho asistirá a la hembra en la alimentación de estos (74)

Los polluelos se desarrollarán lentamente y permanecerán en el nido de 3 a 4 semanas en las especies pequeñas como *Forsus* spp. y *Melopsittacus undulatus* y hasta 4 meses en *Ara* spp. y *Amakohynchus* spp. En proporción a su tamaño, Loríidae posee un periodo de desarrollo en el nido muy largo (74)

Los padres se encargarán de mantener el nido limpio comiendo las heces de los polluelos aunque estas en su mayoría se deshidratarán rápidamente quedando en el fondo del nido. En ocasiones estas heces formarán incrustaciones en las patas de los polluelos debido a que no se deshidratarán totalmente por una humedad relativa elevada en el interior del

nido, una dieta rica en agua o por algún problema de tipo infeccioso. Estas incrustaciones deberán ser removidas cuidadosamente (4)

En especies como *Prodosicoger aterrimus* y *Calyptrorhynchus* spp. solo la hembra se hará cargo de la alimentación de los polluelos en un principio, siendo ésta a su vez alimentada por el macho, evitando de esta manera dejar el nido desatendido (62)

Las cacahuas en general, durante la alimentación del polluelo, envuelven el pico de este con el propio jalando ligeramente la cabeza y cuello del mismo y agítandolo con movimientos rápidos. La cabeza y el cuello del polluelo se moverán hacia arriba y hacia abajo mientras emiten sonidos a la vez que abren y agitan sus alas rítmicamente. Aparentemente el sonido y el agitación que los polluelos de estas especies producen son importantes para garantizarle que será alimentado (62)

Los polluelos del Nuevo Mundo, especialmente en guacamayas y conuros, poseen abultamientos en la base de la mandíbula para que los padres los estimulen y estos abran el pico cuando vayan a ser alimentados (180)

Con excepción de *Melospiza undulatus*, el cual proporcionara a sus polluelos inicialmente una secreción proteica elaborada en el buche (posiblemente proventriculo) de los padres, los Psittaciformes alimentan a sus polluelos primeramente con alimento predigerido que provendrá de la madre alimentada esta a su vez por el padre. Conforme las crías crezcan los padres les suministrarán alimento menos procesado hasta que lleguen a ser alimentados con semillas no bien descascarilladas o frutos troceados (180)

Conforme los polluelos vayan creciendo comenzarán a mordisquear el interior del nido y las heces e ingerirán parte de ellas como suplemento de vitamina B, sin embargo, en ocasiones estas partículas junto con el alimento ingerido podrían apelmazarse en el interior del pico del polluelo originando su posterior deformación, por lo que se deberá tener la precaución de revisarlo y limpiarlo por lo menos una vez cada semana (4)

Los polluelos serán alimentados por sus padres aun después de abandonar el nido para que aprendan a comer, en el caso de *Calyptrorhynchus* spp. éstos lo son hasta cuatro meses después de dejar el nido. Los animales jóvenes generalmente permanecerán con los padres hasta la siguiente época reproductora (74)

Las especies de Psittaciformes con segunda nidada siempre deberán estar provistas de al menos dos nidos de características similares, debido a que varias especies tienen el hábito de volver a poner antes de que los polluelos de la primer nidada hayan abandonado el nido, siendo éstos atendidos por el macho (24)

Los machos de algunas especies, como en *Psephenus* spp. y *Neophema* spp., se hastiarán muy pronto de sus polluelos. Estos animales deberán ser vigilados cuidadosamente para que no acometan a sus hijos y los maten (24)

Por su parte, la mayoría de las grandes especies tolerará la presencia de sus crías durante un largo periodo de tiempo una vez que éstos hayan dejado el nido, aunque *Cyanitta leucobateri* podría ser una excepción (24)

Aunado a la intolerancia de algunos machos para con sus crías, existen hembras que mudan las plumas de sus polluelos cuando éstos aun se encuentran en el nido o poco tiempo antes de que tengan que dejarlo. Estas hembras pueden ser jóvenes y en su primer nidada o adultas con varios polluelos perfectamente logrados. Una vez iniciado el hábito éste podrá ser parcialmente abandonado pero nunca por completo y el vicio tenderá generalmente a empeorar en vez de mejorar. Como regla general el desplume cesará cuando los polluelos abandonen el nido y ocasionalmente un poco antes de que lo hagan (24)

8.6 Crianza de polluelos mediante el empleo de padres adoptivos (4,6,105)

Generalmente ésta será necesaria en casos urgentes como cuando muere la hembra, cuando se trata de una pareja joven, para aumentar la producción de animales y cuando se trata de reproducir especies extremadamente raras o costosas

Este procedimiento se puede llevar a cabo de dos formas, colocando huevos a punto de eclosionar en una nidada de edad similar o un poco más joven o a los polluelos directamente en una nidada recién eclosionada o en proceso de hacerlo. Si no se toman en cuenta estas precauciones en cuanto a la edad del huevo a eclosionar o del polluelo recién nacido se correrá el riesgo de que si este nace tardíamente será desatendido por los padres adoptivos, si al polluelo se le coloca demasiado grande dentro de la nidada los nuevos padres no lo aceptarán. Para efectuar cualquiera de estas actividades habrá que distraer a la hembra si es que esta se encuentra en el interior del nido.

Cuando se den a criar en adopción polluelos de una especie a otra diferente se deberá considerar el momento en el cual el animal tendrá que ser retirado del nido adoptivo para evitar su impronta a una especie ajena a él.

Se han utilizado como padres adoptivos a *Melospiza undulatus*, *Melospiza montana* y conuros, incluso para la crianza de *Amazona* spp y *Aratinga* spp durante los primeros días críticos de vida del polluelo. Sin embargo, algunas especies de Psittaciformes no funcionarían como padres adoptivos de especies ajenas a ellos si es que antes han escuchado los sonidos emitidos por sus propios polluelos a punto de eclosionar o recién nacidos.

8.7 Incubación artificial de huevos

En la reproducción de los Psittaciformes la incubación artificial es empleada generalmente para producir a gran escala polluelos dóciles que se convertirán en mascotas, además de la salvaguarda de los huevos de especies exóticas o raras. Sin embargo, con este procedimiento y con la crianza artificial se puede favorecer la permanencia de características indeseables en la especie (104).

A continuación se detallan algunos aspectos que se deberán considerar cuando se vayan a incubar artificialmente huevos de Psittaciformes.

8.7.1 Tipo de incubadora (4)

a) de Flujo de Aire (Still-Air) en este tipo el aire caliente introducido por la parte superior se enfría conforme pasa alrededor de los huevos. El aire frío deja la incubadora a través de orificios en su parte baja. En este tipo de incubadora puede existir una variación de temperatura de hasta 8 °C entre su parte superior e inferior por lo que será importante colocar varios termómetros dentro de la unidad, aunque en este modelo será difícil tener un control preciso de la temperatura.

b) de Aire Forzado: en este diseño el aire caliente es inyectado por un ventilador en su parte superior, de esta manera la temperatura dentro de la incubadora no depende de las corrientes de convección.

Cuando se seleccione una incubadora se deberá considerar su tamaño de acuerdo a las necesidades que se requieran satisfacer y a sus propiedades debido a que las incubadoras pequeñas, especialmente las de material plástico, favorecerán la aparición de problemas en cuanto al mantenimiento de una temperatura y humedad constantes, a diferencia de las que están construidas con madera, aunque éstas podrían ser difíciles de desinfectar. Para minimizar estos problemas será conveniente colocar al aparato en un ambiente que pueda mantener una temperatura y humedad constantes.

Además, será importante seleccionar una incubadora que cuente con un sistema automático de volteo de huevos, debido a que de manera natural las aves los mueven para asegurar el desarrollo correcto del embrión y evitar que éste se adhiera a las membranas del huevo, por lo que no será recomendable efectuar estos movimientos manualmente debido a la regularidad con que deberán ser efectuados hasta poco antes de su eclosión y el riesgo inherente de sacudir un huevo y dañar así al embrión.

Antes de colocar los huevos en la incubadora se deberá asegurar que este perfectamente limpia y desinfectada aún cuando ésta sea nueva.

8.7.2 Temperatura de incubación (4,124).

Una vez que la incubación comienza, la temperatura a la que los huevos son incubados ejercerá una influencia primordial en el desarrollo y viabilidad del embrión. Los huevos grandes correrán menor riesgo ante un descenso ligero de la temperatura ambiente que los pequeños. Fluctuaciones de más de 0.5 oC pueden tener resultados severos cuyos efectos serán más evidentes hacia el final del periodo de incubación. Para la mayoría de los Psittaciformes la temperatura ideal de incubación será de 36.9 a 37.5 oC.

Un aumento en la temperatura de 1.5 oC durante los primeros días de la incubación podrá originar la muerte del embrión. Aumentar o disminuir la temperatura de incubación en 1.4 oC podrá originar una pobre eclosión del huevo y aumentar la incidencia de anomalías en los polluelos de especies pequeñas como *Nymphicus hollandicus*. Las temperaturas cercanas a los 40 oC causarán la muerte del embrión.

8.7.3 Humedad en la incubación artificial (4,124).

La humedad relativa será muy importante durante el periodo de incubación debido a que el huevo perderá y ganará agua durante esta fase. La rapidez o lentitud de éstas también afectará la eclosión.

La humedad relativa deberá ser medida con un higrómetro, siendo los de tipo de reloj los menos exactos. También será recomendable disponer de un higrómetro en la habitación donde se encuentre la incubadora. Se deberá recordar que al abrir la incubadora ocurrirán fluctuaciones de temperatura y humedad. Una humedad relativa del 50 % satisficará los requisitos de humedad para la eclosión exitosa de la mayoría de los huevos de los Psittaciformes, aunque para aquellas especies originarias de lugares templados una humedad del 40 % será más adecuada.

8.7.4 Manejo y cuidado del huevo (105,124,127)

Al manipular un huevo ésto se deberá hacer con las manos perfectamente limpias y nunca deberán manipularse los huevos de un nido y otro sin un previo lavado de manos entre ambos procedimientos. Actualmente se sabe, de acuerdo a los estudios realizados en la Universidad de Liverpool, Inglaterra, que *Staphylococcus aureus* (habitante normal de la piel humana) es responsable del bajo porcentaje de eclosión de aquellas nidadas que se manejan con bajos niveles de higiene.

Cuando se tome un huevo se deberá revisar su superficie para limpiarla de materia fecal o sangre secas con un papel de lija muy fino y corregir las resquebraaduras que presente su cascación con cera de vela o barniz de uñas transparente. Si es necesario se les deberá identificar marcándolos con un lápiz del numero 2 B.

Debido a la carencia de información técnica precisa será recomendable no desinfectar a los huevos de los Psittaciformes por inmersión. Estos y el equipo relacionado con su manejo pueden ser desinfectados con una vaporización de formaldehído y permanganato de potasio. Este procedimiento no se deberá efectuar en huevos embrionados de menos de tres días o en aquéllos a punto de eclosionar.

El procedimiento consistirá en agregar a un gramo de cristales de permanganato de potasio 1.5 ml de formaldehído al 40 % para 0.1 metros cúbicos (dm³). El vertido del formaldehído se deberá efectuar con precaución debido a que la reacción subsecuente será violenta y originará una nube de gas. Es recomendable que el recipiente que contenga la mezcla esté a su vez dentro de uno mayor para evitar las salpicaduras de la reacción. Esta fumigación se deberá realizar en un recipiente o lugar cerrado y a una temperatura de 32.2 oC. Dependiendo de la severidad de la contaminación la fumigación llevará de 10 minutos a dos horas.

El olor a formalol que quedará después de este procedimiento no será tóxico para los huevos si es que la fumigación se efectuó en el interior de la incubadora, de ser necesario podrá ser eliminado con una solución de hidróxido de amonio al

26 %, la que será esparcida dentro de la incubadora. También se podrá eliminar el olor con bisulfito de sodio contenido en un pequeño recipiente.

En general no será necesario colocar inmediatamente a los huevos recién puestos dentro de la incubadora sino hasta que todos lo hayan sido, para que al eclosionar los polluelos guarden una relación semejante de edad. Sin embargo, no se deberán guardar por más de una semana, de lo contrario su viabilidad se vera disminuida. Estos huevos se podrán almacenar a una temperatura constante de 13 °C y con una humedad relativa del 75 al 85 %. El desarrollo posterior del disco germinal, el cual formará al embrión, no se vera afectado a esta temperatura. Aunque se pueden voltear los huevos regularmente durante este periodo no será esencial hacerlo.

Después del periodo de almacenamiento no se deberá colocar al huevo directamente dentro de la incubadora sino que se le deberá dejar a temperatura ambiente algunas horas para permitir que el disco germinal se adapte a una nueva temperatura. Esto será muy importante ya se cuenta con huevos incubando debido a que al introducir un huevo frío éste originará la disminución temporal de la temperatura en el interior de la incubadora.

Los huevos podrán ser revisados a contraluz mediante el empleo de una vela o un foco de 40 w en un oscoscopio, teniendo la precaución de no acercarlo demasiado a la fuente de luz para no sobrecalentarlo, así mismo no se les deberá revisar demasiado pronto para no descartar huevos fértiles. Conforme el embrión se desarrolle podrán ser apreciados en el interior del huevo capilares o una opacidad notoria. En las pequeñas especies la evidencia de su fertilidad aparecerá a los tres días y en las grandes a los siete.

Esta revisión permitirá verificar el grado de calcificación del cascarón, resquebrajaduras en su superficie, evidencias de sangre extravasada, zonas de desarrollo de tejidos, integridad de las membranas y vasos sanguíneos, ritmo cardíaco, estado de desarrollo embrionario, forma y tamaño de la cámara de aire y el tamaño de la yema, su color y su forma.

La revisión oscoscópica durante la incubación posterior ayudará a detectar posiciones y movimiento del embrión, su tamaño, forma y localización. De esta misma manera la no viabilidad del polluelo podrá ser reconocida por una pobre integridad de vasos sanguíneos, disminución de los movimientos del mismo y desarrollo retardado. La muerte embrionaria se podrá notar por el cese del desarrollo de éste, manchas de sangre y pérdida de la integridad de membranas y vasos sanguíneos, ésto será más evidente al inicio de la incubación, si la muerte ocurre avanzada ésta entonces será difícil notarla por la opacidad natural que el huevo desarrolla.

Una revisión oscoscópica regular permitirá apreciar el desarrollo de la cámara de aire. Si la humedad relativa es baja el huevo se deshidratará más pronto de lo normal ocasionando que el embrión quede adherido a las membranas. Cuando la humedad sea elevada entonces la cámara de aire disminuirá en tamaño propiciando que el embrión se ahogue o nazca prematuramente. Generalmente los huevos deshidratados no producirán individuos viables.

Se deberá prestar especial atención al polluelo a punto de nacer cuando se sepa que ya utiliza la cámara de aire de su huevo directamente, para aumentar ligeramente la humedad relativa de la incubadora y prevenirle así que quede atrapado dentro de la misma por desecación de las membranas de éste. Por esta misma razón se deberá evitar abrir continuamente la incubadora si es que no es necesario hacerlo.

Durante la incubación se podrá observar una pérdida del 16 % del peso del huevo desde el inicio de ésta y hasta la eclosión si se monitorea regularmente el peso de éste. En el caso de que el huevo pierda demasiado peso se deberá incrementar la humedad en el interior de la incubadora y viceversa.

8.8 Manejo del polluelo en una criadora (45)

Una vez que los polluelos nazcan en la incubadora habrán de ser trasladados a una criadora para su posterior desarrollo, sin embargo, un ambiente inapropio en el interior de ésta tendrá un efecto directo y adverso en el balance de fluidos y en el tránsito de alimento en el aparato gastrointestinal del animal. Los polluelos en un ambiente frío no tendrán una buena digestión y requerirán de un soporte calórico adicional.

Los polluelos mantenidos en una criadora deberán contar con una temperatura de entre 32.2 y 34.4 oC , conforme desarrollen sus plumas podrán ser mantenidos a 30 oC. Una temperatura de 37.8 oC será fatal (48). Con el fin de minimizar la influencia negativa de las condiciones alrededor de la criadora el diseño de ésta deberá incluir un sistema de aislamiento efectivo.

En el interior de la criadora conforme existan condiciones de mayor temperatura habrá mayor pérdida de agua del polluelo por lo que será importante mantener una humedad constante en ésta de entre 55 y 80 %. Si es necesario habrá que proporcionarla con un recipiente dispuesto de tal manera que los polluelos no puedan voltearlo o contaminarlo con heces o alimento.

Por otra parte, cuando sea necesario mantener una humedad constante en una incubadora o en una criadora en lugares excesivamente húmedos se deberá considerar la utilización de un dehumidificador. También será útil contar con un humidificador ambiental cuando la diferencia de humedad entre la habitación y la incubadora o criadora sea muy grande.

8.9 Inseminación artificial en los Psittaciformes (124)

Ha sido utilizada exitosamente en *Melospittacus undulatus*, *Symphicus hollandicus* y en *Amazona ventralis*. Este procedimiento podrá ser útil para lograr la reproducción de especies amenazadas, especialmente cuando se disponga de un número limitado de individuos de dicha especie, además de eliminar los problemas entre las parejas incompatibles, problemas de fertilidad debidos a disfunciones físicas o de comportamiento y acortar la distancia entre dos individuos alojados en colecciones diferentes.

8.9.1 Técnicas de recolección.

Estas incluyen la cooperación misma del animal, masaje y electroeyaculación. La cooperación del animal involucra a los machos imprintedos al hombre para copular y eyacular en un objeto o recipiente apropiado. El semen podrá ser recolectado durante o después de una cópula natural o a través del uso de maniquies.

Para la técnica de recolección por masaje se requerirá de un asistente que sujete al animal. Se deben masajear la cara interna de los muslos, el vientre, la cola y el anus. La cola tendrá que ser colocada dorsalmente y continuando con el masaje deberá colocarse lateral a la cloaca para estimular la eyaculación.

Aun sin ésta, el semen podrá ser tomado directamente de la cloaca, aunque las muestras contaminadas con heces deberán ser desechadas. Este inconveniente podrá ser reducido si se somete al animal a ayuno previo y se le estimula para que vacíe su cloaca, por ejemplo haciendo que efectúe un poco de ejercicio. Esta técnica de masaje ha sido utilizada con éxito en *Melospittacus undulatus*, *Amazona ventralis*, *Myiopsitta monachus* y *Psorhura frontalis*.

La electroeyaculación con el empleo de anestesia ha sido utilizada en los Psittaciformes aunque las muestras obtenidas se contaminan con heces y orina. Se sugiere que se le emplee como último recurso. Por otra parte, una recolección excesivamente frecuente del semen podrá originar irritación cloacal, inflamación e hiperemia del vientre.

8.9.2 Técnica de inseminación

La inseminación se efectúa en la hembra receptiva mediante eversión de la cloaca e instilación del semen utilizando un catéter o sonda directamente en la vagina. Una inseminación vaginal profunda originará mejores niveles de fertilidad, aunque con repetidas inseminaciones aun el depósito cloacal podrá originar resultados satisfactorios.

Será conveniente inseminar a la hembra cada tercer día después de que el primer huevo de una nidada haya sido puesto, o después de que cada huevo sea ovopositado. La frecuencia de las inseminaciones estará determinada por la especie, viabilidad del esperma, método de inseminación y patrón de ovulación.

8.10 Generalidades en la neonatología (6, 48, 105)

Los polluelos nacidos artificialmente deberán ser mantenidos en una criadora a una temperatura entre 32.2 y 34.4 oC. Los animales que se notes débiles podrán ser mantenidos a una temperatura ligeramente superior, conforme se desarrollen sus plumas la temperatura podrá descender hasta 30 oC y se les deberá procurar una humedad relativa del 50 %.

Cuando el polluelo nace generalmente ha absorbido hacia el interior de su cavidad celómica el remanente de su saco vitelino el cual le proporcionará nutrientes plasmáticos durante sus primeros días de vida. Sin embargo, el sitio de entrada del saco vitelino podrá ser a su vez la puerta de acceso para infecciones oportunistas, especialmente las originadas por *Escherichia coli*. Para prevenirle la omfalitis se deberá desinfectar el ombligo del polluelo con una solución ligera a base de yodo.

Si el saco vitelino no se encuentra totalmente retraído al nacer el polluelo, este deberá ser envuelto en pañuelos de papel suave para restringirle el movimiento y prevenir que lo rompa. Si el saco vitelino se encuentra en riesgo de romperse entonces deberá ser ligado y separado del animal, lo que significará que además de perder alimento el polluelo no tendrá acceso a valiosos anticuerpos transmitidos por la madre. El tiempo de absorción del saco vitelino en los Psittaciformes no se conoce aunque este deberá ser absorbido en aproximadamente diez días después de que el animal haya nacido.

Los Psittaciformes recién nacidos preferentemente deberán ser colocados en la criadora en el interior de pequeños recipientes fáciles de limpiar y/o esterilizar, los cuales deberán contener un material adecuado como cama, preferentemente toallas de papel desechables, formando un nido que le proporcione soporte y sea confortable para el animal en desarrollo. Conforme el polluelo crezca deberá ser cambiado a recipientes más grandes procurando evitar el empleo de materiales sueltos a manera de cama, como la viruta de madera, los cuales podrían ser ingeridos por el animal.

Se deberá procurar una higiene extrema en la criadora, en los recipientes que contengan a los polluelos y en el lugar donde ésta se encuentre con el fin de minimizar el riesgo de transmisión de enfermedades así como en el polluelo mismo, el cual deberá ser limpiado cada vez que se encuentre después de ser alimentado artificialmente.

El animal recién nacido deberá ser alimentado 4 o 6 veces al día hasta que sus ojos se hayan abierto, entonces podrá ser alimentado dos o tres veces durante el día hasta que este listo para alimentarse de manera independiente. Dependerá de la calidad de la fórmula utilizada en la alimentación artificial el ritmo de crecimiento y desarrollo del polluelo, el cual deberá de ser de nuevo alimentado cuando su buche se haya vaciado. El peso del polluelo a la eclosión debería duplicarse entre los cinco y siete días después de nacer.

En los Psittaciformes será normal encontrar en el tracto gastrointestinal bacterias Gram positivas como *Lactobacillus* spp., *Staphylococcus epidermidis*, *Streptococcus* spp., *Cornibacterium* spp. y *Flavillus* spp. Por su parte, el hallazgo de bacterias Gram negativas en cultivos del buche, faringe o cloaca no necesariamente indicarán la presencia de una infección que requiera tratamiento, debido a que frecuentemente los polluelos de los Psittaciformes presentarán niveles bajos de bacterias Gram negativas en el tracto gastrointestinal tales como *Escherichia coli* y *Enterobacter* spp.

En el polluelo de uno a dos meses de edad se encontrarán normalmente valores sanguíneos bajos tales como la cuenta de glóbulos rojos, concentración de hemoglobina, volumen del paquete celular, sólidos totales, creatinina sérica, ácido úrico, aspartato aminotransferasa sérica, proteína total, albúmina, globulina, urea y colesterol. En el recién nacido se encuentran elevados la cuenta de células blancas, el volumen corpuscular, el porcentaje de heterofílos, el fósforo y la fosfatasa alcalina. Valores tales como hemoglobina corpuscular, pama glutamil transferasa, lactato deshidrogenasa, glucosa, potasio y calcio son similares a los del ave adulta.

Los polluelos que nacen y se crían de manera natural en el nido con sus padres presentarán altas tasas de morbilidad durante su primer semana de edad, al dejar el nido y al comenzar a alimentarse de manera independiente. Generalmente los padres con primer nidada tendrán un cuidado muy pobre de ella en comparación con los de mayor experiencia, debido a que el cuidado parental en los Psittaciformes es un comportamiento aprendido.

Si los polluelos se encuentran hipotérmicos o enfermos no estimularán a los padres para que los alimenten y serán entonces abandonados. De igual manera serán preferidos para su alimentación los polluelos grandes y fuertes a los pequeños y más débiles.

Por último, la mayoría de los Psittaciformes preferirá alimentar a sus polluelos con alimentos suaves y húmedos, si éstos no son proporcionados en cantidades suficientes los padres podrían intentar ofrecer a sus crías en desarrollo cualquier otra cosa como alimento sustituto, incluyendo podas/os de su percha o del nido, generalmente con graves consecuencias.

IX.- MEDICINA PREVENTIVA Y SALUD PUBLICA.

9.1 Consideraciones generales para la prevención de enfermedades (18,46,108)

Es conocido que las vías más comunes a través de las cuales los organismos infecciosos llegan a los animales mantenidos como mascotas o en aviarios son las personas, el equipo, las aves recientemente adquiridas, las plagas y el estrés.

Las personas pueden transmitir enfermedades a las aves directamente (*Salmonella* sp, *Candida* sp y *Escherichia coli*) o fungir como vectores (Enfermedad de Pacheco y psitacosis). Para disminuir la probabilidad de la transmisión de enfermedades a las colecciones de aves privadas o a los criaderos, se deberán limitar en lo posible las visitas o procurar que las personas que lo hagan no hayan estado en otras instalaciones ese mismo día. Si esto ha ocurrido preferentemente las visitas deberán cambiar sus ropas, incluyendo los zapatos.

Es aconsejable no prestar o compartir equipo entre las personas que sean propietarias de aves como mascotas o que posean colecciones, a menos que se pueda garantizar su limpieza y desinfección adecuada.

Las aves recientemente adquiridas, cuando se introduzcan directamente a una colección pequeña (dos o tres aves) o grande (un criadero comercial) podrán llevar enfermedades a ésta si no se cuarentenan adecuadamente, debido a que no siempre manifestarán clínicamente alguna enfermedad en este periodo, aun más, pudieran ser aquellas resistentes a estas y al ser dadas de alta transmitirlas a la colección principal, generalmente con consecuencias severas.

El papel de los roedores, las aves silvestres y los insectos en la transmisión de enfermedades hacia los Psittaciformes es similar al de las personas. Para prevenir que las plagas se conviertan en una amenaza para la salud de los animales se deberá implementar y ejecutar un programa efectivo para el control de estas dentro y alrededor del aviario o del lugar donde se alojen los animales mantenidos como mascotas.

El estrés probablemente debería ser considerado el factor más importante en la susceptibilidad y transmisión de enfermedades entre las aves exóticas. Los animales mantenidos en un ambiente con bajos niveles de estrés serán menos propensos o resistentes mejor las enfermedades mientras que aquellos mantenidos en ambientes con niveles de estrés constantemente elevados experimentarán pérdidas severas cuando ocurra el brote de alguna enfermedad.

El estrés, al forzar al ave a adaptarse a los cambios, constituye de esta manera un factor positivo, sin embargo, cuando se mantiene constante sobre el animal por largo tiempo y éste no lo puede superar o no se puede adaptar a las nuevas condiciones ambientales, se originará una disminución en su resistencia a las enfermedades. Por ejemplo, numerosas especies de loros presentarán como habitante normal del tracto gastrointestinal a *Candida* sp, cuando el animal permanece continuamente en estrés ésta podrá llegar a reproducirse en cantidades incontrolables para su organismo. Situación similar puede ocurrir con la Enfermedad de Pacheco en los pericos sudamericanos y con *Chlamydia psittaci*. El estrés en un grupo de animales mascotas o en una colección podrá ser reducido mediante el reconocimiento de las necesidades básicas de la especie a través del estudio de su comportamiento.

La transmisión de enfermedades por vía aerógena será más fácil que ocurra en lugares hacinados. Se sabe que los aviarios o jaulas distancados por más de 15 m difícilmente serán afectados por esta forma de transmisión de las enfermedades.

Por otra parte, los factores generales que tendrán que ser considerados para el establecimiento de medidas preventivas como el seguimiento de enfermedades deberán ser el diseño de las instalaciones donde viven los animales, el nivel de ruido alrededor de ellos, la cercanía de individuos de similar o de diferente especie, la dieta suministrada y las prácticas de higiene.

Además, la facilidad con que el material de una jaula o aviario puedan ser limpiados y/o desinfectados influirá en los procedimientos de medicina preventiva. También será importante considerar no poner en contacto cercano a los

Psittaciformes con especies altamente susceptibles a enfermedades que pudieran ser transmitidas a ellos, como es el caso de los Columbiformes, los cuales son altamente susceptibles a *Chlamydia psittaci*.

El mantener una alta calidad en el alimento y agua suministrados a los animales deberá constituir parte integral de cualquier programa de medicina preventiva. Debido a que los Psittaciformes no siempre consumen su alimento inmediatamente después de que les es ofrecido su calidad deberá ser la mejor posible. Las frutas y vegetales enteros serán seguros para los animales, pero los que se ofrecen troceados desarrollarán cantidades importantes de bacterias Gram negativas en 24 horas como *Escherichia coli*, *Enterobacter* sp. y *Pseudomonas* sp., por lo que se sugiere que este tipo de alimentos, para prevenir problemas infecciosos, no sean dejados a disposición del animal por más de un día y aun menos en climas cálidos.

Las semillas como tales ofrecerán poco peligro a los animales que las consuman cuando éstas se conservan secas y fuera del alcance de las plagas. Si se emmohecen constituirán una fuente importante de agentes patógenos, tales como *Aspergillus* sp. o de micotoxinas. Los germinados también podrían ser el origen de enfermedades bacterianas o micóticas, debido a que las semillas deberán permanecer húmedas por 24 a 48 horas. Si las semillas en germinación son mantenidas a 24 °C se reducirá de manera importante el crecimiento de microorganismos en ellas mientras germinan.

Así mismo, los alimentos industrializados no destinados específicamente a los Psittaciformes que se empleen en la alimentación de éstos deberán ser analizados para determinar que no constituirán una fuente potencial de enfermedades infecciosas o nutricionales.

Escherichia coli y otros coliformes pueden ser encontrados en altos niveles donde se utiliza el agua de pozos sin tratamiento previo, por lo que se sugiere su análisis para determinar la cantidad y tipo de bacterias presentes. El agua de bebida para los animales si no es embotellada deberá ser tomada directamente de un grifo en una tubería metálica, si esto no es posible y tiene que ser tomada de una tubería de PVC o de una manguera entonces deberá dejarse correr por algunos minutos para disminuir el número de bacterias presentes, debido a que en este tipo de materiales crecen fácilmente bacterias como *Pseudomonas* sp. y *Alcaligenes* sp.

Si el número de bacterias es elevado, el agua deberá ser tratada con cloro a razón de una a tres partes por millón. Aunque las aves adultas podrán tolerar niveles altos de las bacterias antes mencionadas en el agua de bebida, los polluelos podrían infectarse y morir. También se podrá utilizar solución de Lugol en una proporción de 0.25 ml por cada 3.8 litros de agua para controlar el crecimiento de algas y bacterias en los depósitos de agua.

El agua de bebida tendrá que ser cambiada a diario y los recipientes destinados a ésta deberán ser desinfectados una vez a la semana o más frecuentemente si con ésta se suministran vitaminas. Los recipientes para semillas deberán ser desinfectados una o dos veces al mes. Los recipientes para alimentos frescos tendrán que ser limpiados y desinfectados diariamente. Además, preferentemente se deberá utilizar un recipiente adicional para servir el agua o alimento y los recipientes de una jaula no deberán ser colocados en otra y viceversa.

Cuando se vayan a desinfectar las jaulas, aviarios, pisos, recipientes y otros utensilios primero deberán de lavarse con agua y jabón para remover la suciedad. Después de limpiarlos el desinfectante deberá ser aplicado y se tendrá que dejar un tiempo razonable para que éste surta efecto. Inmediatamente después se deberá enjuagar para evitar su contacto directo con los animales. Cuando se desinfecten jaulas y aviarios éstos no deberán contener aves en su interior.

Los nidos deberán ser lavados y desinfectados regularmente y las camas deberán cambiarse cuando el nido no esté ocupado. Al ocurrir un brote infeccioso los nidos deberán ser desinfectados, flameados o desechados, así como el material que se encuentre en su interior.

Se deberán emplear tapetes sanitarios para pasar de una área a otra según se requiera, con un desinfectante de amplio espectro no tóxico y que no se vea afectado por la materia orgánica, en este sentido los fenoles son ideales. El desinfectante deberá ser cambiado regularmente para mantener su potencia.

Entre los desinfectantes comúnmente empleados se encuentran:

1.- **Cloro:** no es efectivo contra las bacterias esporuladas y *Mycobacterium* sp. Un aumento de 10 oC en la solución y una disminución en su pH aumentará su capacidad germicida y disminuirá el tiempo de contacto para eliminar microorganismos en un 50 %. Una concentración adecuada para desinfectar frutas y verduras enteras es de 4 a 5 ppm. Como desinfectante general el blanqueador doméstico puede ser diluido a razón de 200 ml en 4 l de agua. El cloro es inactivado por la materia orgánica.

2.- **Cuaternarios de amonio** (surfactantes catiónicos) algunos compuestos son efectivos contra *Chlamydia psittaci* aunque no lo son contra bacterias esporuladas, *Mycobacterium* sp y virus hidrofílicos. No son compatibles con los detergentes (surfactantes aniónicos) y son inactivados por la materia orgánica.

3.- **Fenoles:** son efectivos contra *Pseudomonas* sp., *Mycobacterium* sp., *Candida* sp., *Trichophyton* sp. y virus hidrofílicos como el de la Enfermedad de Newcastle. Son poco afectados por la presencia de materia orgánica, lo que los hace ideales para su empleo en tapetes sanitarios y en la desinfección de estructuras y perchas de madera.

4.- **Cloresidina:** principalmente es un viricida aunque tiene propiedades bactericidas, sin embargo, no es efectivo contra algunas bacterias Gram negativas como *Pseudomonas* sp. o *Mycobacterium* sp. No es afectada por la materia orgánica.

5.- **Alcoholes:** son útiles para la destrucción de algunos microorganismos, sin embargo, al evaporarse rápidamente dejan poca o nula acción residual. El alcohol etílico al 70 % es un potente germicida aun para virus lipofílicos e hidrofílicos, sin embargo, el tiempo de contacto deberá ser de al menos 20 minutos. No son efectivos contra *Mycobacterium* sp.

6.- **Compuestos yodados:** son efectivos contra numerosos microorganismos, aunque algunas cepas de *Pseudomonas* sp. se han vuelto resistentes a ellos. Son inactivados por la luz solar y la materia orgánica. No afectan a virus hidrofílicos como el Poliomavirus y el causante de la Enfermedad del Pico y Plumas de los Psittaciformes. Cuando se diluyen con agua su potencia se ve disminuida, al contrario de si son empleados sin diluir.

7.- **Glúteraldehídos:** son efectivos para todos los microorganismos incluyendo *Chlamydia psittaci* y *Mycobacterium* sp. No son afectados por la materia orgánica. El tiempo de contacto para eliminar microorganismos es rápido, 10 minutos para los aerosoles y 30 minutos para la solución líquida.

9.1.1 Principales microorganismos que habitan el tracto gastrointestinal de los Psittaciformes clínicamente sanos en condiciones de cautiverio (6,20,21)

En general las bacterias Gram positivas serán los principales habitantes del tracto gastrointestinal de los Psittaciformes en cautiverio, mientras que los hongos y bacterias Gram negativas se deberán considerar oportunistas y potencialmente patógenos. Se sabe que factores tales como variaciones en la temperatura ambiental, períodos de ayuno durante el transporte, cambios en la dieta, empleo de antibióticos y el estrés pueden ocasionar cambios en la población microbiana normal de las aves, originando así la aparición de enfermedades en animales que previamente habían sido considerados sanos.

En los Psittaciformes cautivos clínicamente sanos pueden ser aislados los siguientes microorganismos, algunos de los cuales son potencialmente patógenos:

- a) Bacilos Gram positivos - *Lactobacillus* sp., *Bacillus* sp., *Corynebacterium* sp. y *Streptomyces* sp.
- b) Cocos Gram positivos - *Staphylococcus epidermidis*, *Streptococcus faecium*, *Streptococcus faecalis*, *Aerococcus* sp. y *Micrococcus* sp.
- c) Bacilos Gram negativos - *Escherichia coli*, *Pseudomonas* sp., *Enterobacter cloacae*, *Alcaligenes faecalis*, *Flavobacterium obovatum* y *Klebsiella oxytoca*.
- d) Hongos - *Candida albicans*, *Cryptococcus laurentii* y *Aspergillus* sp.

Se considera que *Laetobacillus* sp es un microorganismo benigno al encontrarse ampliamente distribuido en el agua, alimento y en el tracto gastrointestinal de los organismos homeotermos, además, se presume que tiene un papel importante en la regulación de la flora normal gastrointestinal y en la inhibición del desarrollo de microorganismos entéricos patógenos. Ocasionalmente ha sido reportado *Corynebacterium* sp como el causante de enfermedades en aves en cautiverio, así como *Staphylococcus* sp y *Streptococcus* sp. Por su parte *Escherichia coli* es el principal agente causante de mortandad en los Psittaciformes cautivos, pudiendo existir portadores sanos.

9.2 La vacunación como medida preventiva contra las enfermedades infecciosas (44,79,97,147,199,200)

Como antecedente previo a la necesidad de desarrollar vacunas específicas para los Psittaciformes, debe ser mencionada la epidemia de la Enfermedad de Newcastle Viscerotrópica ocurrida en los Estados Unidos de América, en el estado de California en 1971. Cuando el brote finalmente fue controlado en 1973, 1275 parvadas de aves domésticas fueron sacrificadas sumando un total de 11 808 242 gallinas. Además, fueron exterminadas 18 125 aves exóticas, 27 070 aves de caza, 1 779 pichones y 34 282 aves en colecciones privadas. También se capturaron y sacrificaron 9 446 aves silvestres de los alrededores del brote. En ese tiempo se determinó que la epidemia tuvo su origen en animales que habían escapado de las instalaciones de importadores de aves de ornato.

Posteriormente, la urgencia de contar con vacunas específicas para Psittaciformes se hizo más evidente durante los primeros años de la década de los ochenta, cuando importadores de aves exóticas en los Estados Unidos y en Europa encontraron que la combinación del estrés, el hacinamiento, la disminución de las condiciones sanitarias de manejo y las dietas artificiales, frecuentemente resultaba en pérdidas en los embarques de ciertas especies debido a enfermedades infecciosas, especialmente las causadas por virus como el de la viruela, el de la Enfermedad de Pacheco, el Reovirus y el Poliomavirus.

Actualmente las vacunas que han sido desarrolladas para su utilización en aves domésticas, como la de la Enfermedad de Newcastle, no pueden ser utilizadas en los Psittaciformes. Sin embargo, en algunos países se cuenta con vacunas específicas para la Enfermedad de Pacheco y para la viruela de los pericos, las cuales no son aplicadas en el nuestro debido a que no han sido reportadas oficialmente.

La decisión de emplear una vacuna en los Psittaciformes requerirá de una cuidadosa consideración basada en cada ave en lo individual. Entre los factores que influirán en esta se debe incluir el determinar los riesgos específicos para cada paciente considerando los pros y contras de cada vacuna y/o marca comercial.

Para la vacunación de los Psittaciformes en cautiverio deberán tomarse en cuenta los siguientes puntos:

- a) El ave a vacunar deberá ser clínicamente sana.
- b) Se tendrán que evaluar los beneficios y riesgos del tipo de vacuna así como los requerimientos y susceptibilidad específicos de especie (86).
- c) Se debe recordar que la vacunación es sólo un método preventivo por lo que las medidas higiénicas en el manejo de los animales deberán ser siempre óptimas.

9.3 Enfermedades comunes al hombre y a los Psittaciformes (1,8,37,42,91)

Actualmente existen más de 150 enfermedades de los animales domésticos y silvestres consideradas como amenazas potenciales para la salud humana; además, el surgimiento de nuevas zoonosis y la expansión del conocimiento de las enfermedades de tipo inmunodeficiente han añadido una nueva dimensión al estudio de la interrelación de la salud y enfermedad en el hombre y en las aves no domésticas.

Las zoonosis de los Psittaciformes pueden ser adquiridas debido a la asociación de las personas con aves mascotas o por el trabajo directo de aquellas con aves enfermas en colecciones o criaderos, razón por la cual se deberá prestar particular atención cuando una ave recién adquirida muera, cuando enfermen otras junto con ella o cuando una ave y una persona relacionadas manifiesten síntomas de enfermedad.

Aunado a esto, uno de los principales problemas para el diagnóstico y deducción de la fuente de origen de las enfermedades zoonóticas en las aves de jaula o de colección serán las infecciones inaparentes en los animales que de otro modo parecerían sanos (portadores sanos).

Por otra parte, se ha prestado poca atención a un grupo de amenazas no infecciosas para la salud de las personas, como son las heridas punzocortantes y las fracturas ocasionadas por el pico de los Psittaciformes y los rasguños que causan al posarse en las manos y brazos de las personas o al tratar de defenderse de éstas. Además, deberán considerarse los trastornos alérgicos que se pudieran originar por el polvo de las plumas de estos animales cuando se les mantenga en ambientes cerrados (33,76).

Por último, dentro de los trastornos para la salud humana que pueden surgir de la relación del hombre con los Psittaciformes deberán ser considerados aquellos que deriven de un mal manejo y administración de una colección o criadero, debido a que pueden afectar la salud mental de las personas involucradas y la relación que éstas llevan con sus congéneres (185).

Las enfermedades más comunes que pueden ocurrir en el hombre derivadas de los Psittaciformes en cautiverio son la ornitosis, salmonelosis, campilobacteriosis, micobacteriosis, Enfermedad de Newcastle, candidiasis, aspergilosis, histoplasmosis y criptococosis.

Finalmente, los parásitos de los Psittaciformes no se consideran como amenazas graves para la salud humana aunque será necesario revisar el papel de éstos en la transmisión de *Toxoplasma gondii*, *Atoplasma* sp y *Giardia* sp. Por su parte, las especies de ácaros y piojos que afectan a estos animales generalmente ocasionarán trastornos pasajeros en el hombre debido a que son especie específicos, sin embargo, se deberá considerar la aparición de reacciones dérmicas e inclusive las fobias originadas por la comezón y la inflamación que éstos producirán. Otros parásitos que se deberán considerar como accidentales sin mayor riesgo para la salud de las personas son los nemátodos, los cestodos y los tremátodos de los Psittaciformes, debido a que también son especie específicos.

X.- IDENTIFICACION DE LAS PRINCIPALES ENFERMEDADES QUE PADECEN LOS PSITTACIFORMES EN CAUTIVERIO, DIAGNOSTICO CLINICO Y TRATAMIENTO.

10.1 Introducción (111)

Al examinar a una ave de manera preliminar será útil observar el contenido de su jaula, para determinar el grado de conocimiento que el propietario tiene acerca del mantenimiento de su mascota en óptimas condiciones.

El paciente, cuando sea posible, primeramente deberá ser observado desde una distancia que no le represente una amenaza mientras se elabora la Historia Clínica junto con el propietario o cuidador, de esta manera se podrán apreciar las manifestaciones sutiles de la enfermedad.

Los animales dóciles podrán ser colocados sobre una percha, especialmente fabricada para su fácil desinfección, que servirá como punto neutral para su observación al separarlos del propietario o de su jaula, inhibiendo así en cierta medida sus mecanismos de defensa. Las aves sanas estarán alertas y atentas. Los animales muy dóciles podrán mostrarse calmados y relajados, no así los agresivos.

Cuando se tenga experiencia en la conformación anatómica y postura normal de los Psittaciformes, la presencia de anomalías tales como abultamientos o deformaciones será evidente, así las actitudes del cuerpo o de las alas podrían ser sugestivas.

10.2 Estimación de la edad y sexo (67,68,111)

El conocimiento de estos factores podrá ser útil para el establecimiento del diagnóstico diferencial. La mayoría de los Psittaciformes juveniles presentará plumas de colores opacos hasta que surjan las del animal adulto. En algunas especies el plumaje de los juveniles es similar al de los adultos, sin embargo, en la mayoría de los casos las plumas recién serán más cortas que en estos últimos.

El color del pico podrá variar con la edad. Las especies en las cuales el pico sea oscuro de adultos presentarán en los juveniles poco claro. Cuando los adultos tengan poco claro los juveniles generalmente lo presentarán oscuro o tendrán marcas oscuras en la base de éste. Además, en la mayoría de las especies los animales muy jóvenes presentarán irises café u oscuros. En las guacamayas este color palidecerá hacia gris en el primer año de edad, luego cambiará a blanco entre el primer y tercer año para finalmente volverse amarillo cuando el ave madure. El iris de algunos amazons cambiará de café oscuro a naranja-rojo conforme maduren y en *Psittacus erithacus* se aclarará de café a gris y por último a blanco en el animal adulto. El plumaje de la mayoría de las especies dimórficas se hará evidente cuando el animal madure sexualmente, al cumplir uno o dos años de edad.

Conforme las aves maduren o envejezcan las arrugas en los párpados aumentarán y se harán más profundas. La piel de las patas de los animales jóvenes será tersa y sin engrosamientos. En las grandes especies los animales de hasta cuatro meses de edad tendrán dificultad para sostenerse en una percha, debido a la inexperiencia y a la carencia de fuerza muscular en los miembros pélvicos. En los animales viejos las escamas de las patas se notarán muy bien definidas, así como sus tendones y articulaciones.

El pico de los animales menores a un año de edad no presentará en su superficie capas de crecimiento acumuladas, aristas, ni será áspero. Los animales muy jóvenes tendrán un pico suave el cual se endurecerá conforme el ave madure. Un loro muy viejo carecerá de plumas en la piel adyacente al pico. Las aristas presentes en la cara ventral del pico superior tenderán a desaparecer en los animales viejos.

El plumaje de los animales viejos dará la apariencia de ser áspero. Los animales muy jóvenes presentarán zonas alopecicas, sobre todo en la región del buche. Las plumas de las aves sexualmente maduras, principalmente las del dorso,

serán más resistentes a quedar empapadas por el agua. Finalmente, una ave muy vieja mostrará poca masa muscular y difícilmente ganará peso

10.3 Historia Clínica (111)

Con base en la Historia Clínica las aves se pueden clasificar en dos categorías las cuales encaminarán el diagnóstico diferencial.

A) **Ave nueva** incluye a cualquier animal que haya sido expuesto directa o indirectamente a otros o a cualquier posibilidad de adquirir enfermedades infecciosas durante los últimos dos años.

B) **Ave vieja** esta categoría no está relacionada con la edad del animal sino con el tiempo que éste ha permanecido en un ambiente estable. Las aves que hayan sido mantenidas en estas circunstancias, sin exposición de cualquier tipo a otras por lo menos durante dos años, serán más susceptibles a los problemas relacionados con malnutrición crónica, trastornos psicológicos, neoplasias y otras condiciones generalmente no infecciosas.

Antes de proceder a explorar físicamente al animal será conveniente registrar su peso, sin embargo, la disposición del ave al manejo y la factibilidad de recuperarla de la balanza dispuesta para este procedimiento determinarán hasta dónde el registrar su peso deberá o no ser incluido en la revisión preliminar del caso.

I.- **Cavidad oral** para explorarla se deberá sujetar al animal como ya ha sido mencionado en el capítulo "Manejo y Alojamiento en Condiciones de Cautiverio". El pico tendrá que ser abierto con un abrebocas adecuado para que, con la ayuda de una fuente luminosa, pueda ser observada la cavidad oral, en algunos casos será necesario tranquilizar o anestesiarse al animal para poder revisarla.

Se deberá percibir el olor de la cavidad oral mientras no se sospeche de alguna enfermedad zoonótica. La mayoría de los pericos presentará un olor neutro.

El epitelio oral normal será brillante y uniforme en su coloración, los bordes de la coana en el ave sana presentarán papilas. Algunas cacatúas, amazonas y guacamayas podrán presentar pigmentación melánica mientras que en otras especies el epitelio será de color pálido.

La lengua normal de la mayoría de los Psittaciformes tiene una superficie tersa y es simétrica, gruesa, carnosa y presenta epitelio cornificado en su punta. En Loríidas se podrán apreciar en el extremo de esta papilas retráctiles que le dan la apariencia de cepillo. El color de la lengua variará entre las especies.

II.- **Pico:** un pico normal estará simétricamente coloreado, terso, brillante y sin problemas de crecimiento.

III.- **Cera** tiene que ser firme al tacto, tersa, no debe estar resaca ni húmeda y no deberá presentar acúmulo de descamación o suciedad.

IV.- **Narinas:** tendrán que estar colocadas en la cera a un mismo nivel y deben ser simétricas en su tamaño y forma. No deberán mostrar presencia de descarga nasal, la cual en ocasiones sólo será evidente por manchas en la cera o plumas adyacentes.

V.- **Ojos:** la revisión oftalmológica del animal deberá comenzar por la determinación de la capacidad de visión de éste considerando que la contracción pupilar no es un signo diagnóstico, debido a que las aves son capaces de contraerla voluntariamente, aunque podría ser útil el utilizar movimientos de amenaza para examinar ambos ojos (126).

Se debe revisar el movimiento normal de los párpados, su simetría y la continuidad de sus bordes, además de examinar la posición, simetría y motilidad de los globos oculares. Cuando sea posible se deberá revisar el interior del ojo mediante el uso de un oftalmoscopio para determinar la profundidad y la claridad de su cámara anterior (126).

La revisión ocular podrá mejorar si se transilumina el globo ocular. Esto podrá ser realizado si se sostiene una fuente luminosa en un ángulo de 45o por arriba del ojo o por dentro de la cavidad oral. De esta manera se podrá observar el pectus como un cuerpo vermiforme oscuro en el fondo del ojo si el humor acuoso, el cristalino y el humor vítreo son claros.

El iris normal debe ser plano, delgado y con libre movimiento en su borde pupilar. Debido a que el iris de las aves no responderá al empleo de midríaticos, el examen del cristalino y del fondo ocular se verá dificultado (126). La córnea deberá ser transparente, húmeda y brillante.

VI. - Oídos deberán ser simétricos y estar limpios.

VII. - Cuello. La revisión de éste deberá comenzar con el espacio intermandibular para después continuar hacia abajo con la tráquea y el buche. En las aves pequeñas o de piel delgada la tráquea podrá ser revisada por transiluminación, para ello se deben mojar las plumas del cuello y separarlas en fractos para una mejor observación. Una ave sana con alimento a disposición raramente presentará su buche totalmente vacío. Este podrá ser insuflado y revisado por transiluminación.

VIII. - Cuerpo se le deberá palpar incluyendo miembros y articulaciones para detectar cualquier alteración en su estructura normal. La quilla externa debe estar derecha y su borde deberá sobresalir ligeramente de la masa muscular pectoral. Caudalmente al esternón, en la región ventral, será normal encontrar una ligera depresión. En el ave normal los bordes ventrales del hígado difícilmente se palparán. Las plumas de la región ventral deben estar limpias y secas.

IX. - Aparato respiratorio mediante el empleo de un estetoscopio pediátrico será posible auscultar los senos aéreos, tráquea, sacos aéreos torácicos y abdominales. Normalmente en los pulmones, debido a que no son elásticos como en los mamíferos, sólo se escuchará el ruido generado por el paso del aire (murmullo vesicular). Se deberá presumir que cualquier otro sonido estará relacionado con un estado patológico, aunque en los pulmones este será difícil de determinar por auscultación.

Las aves que se encuentren en reposo respirarán con el pico cerrado, lo que será fácilmente notable, aunque algunas especies de Psittaciformes, como *Probosciger aterrimus*, serán incapaces de cerrarlo completamente. Cuando se revise a un animal sin sujetarlo se deberá verificar el tiempo que éste requiere para dejar de jadear. Si las aves no se encuentran hipertermicas deberán recuperar su ritmo normal de respiración en uno o dos minutos.

La temperatura normal promedio en los Psittaciformes se sitúa en los 40 ± 1oC. La frecuencia cardíaca por minuto para algunas especies es: guacamayas (55-78), *Psittacula erythraus* (36), *Psittacula* spp. (76), *Aratinga* spp. (44), *Agapornis fischeri* (120), *Agapornis personata* (132), *Meipositta undulatus* (80-100), (159).

10.3.1 Examen de heces (174)

La revisión microscópica de las excretas deberá incluir la de sus componentes - La porción fecal y la orina líquida, y los uratos semisólidos, excretados por el uróleon. En ambos casos se deberán revisar el color, textura, consistencia y volumen, además de la frecuencia de las deposiciones y la presencia o no de algún olor característico.

Algunos animales, debido a su nerviosismo, normalmente evacuarán heces líquidas con presencia de gas o sólo tendrán deposición de uratos con escasa presencia de materia fecal.

El color normal de las heces de los Psittaciformes está influenciado principalmente por la dieta, aunque en general presentará una coloración verde claro, verde bandera o verde oliva brillante. Las heces de los pericos pueden ser clasificadas según su forma en tres categorías: alargada, espiral y fluida. Las deposiciones normales fluidas consisten en una mezcla de orina y heces en las cuales se encuentran bien diferenciadas las porciones correspondientes a cada una. Los Psittaciformes neonatos que sean alimentados artificialmente con una dieta semilíquida producirán deposiciones blandas, semiformadas y voluminosas.

En los Psittaciformes la cantidad de heces formadas estará generalmente en correlación con la cantidad de alimento consumido. Las aves que no defecan durante la noche producirán una gran deposición a la mañana siguiente. Las heces normales generalmente presentan un ligero olor mohoso.

Los uratos normales son blancos o blanco-cremosos y semisólidos, son incorporados a las heces generalmente en la cloaca. La orina normal puede ser excretada o no con los uratos y consiste en un líquido claro, el cual podría verse aumentado en Loritidae cuando estos sean alimentados a base de néctar y fruta fresca.

10 3 2 Examen neurológico (137)

El objetivo de esta exploración radica en determinar el funcionamiento normal o anormal del cerebro y médula espinal. Se deben revisar la fuerza y tono musculares así como la manifestación simétrica de las respuestas.

La revisión cefálica inicialmente deberá comenzar con el examen del nivel de conciencia del animal, su respuesta a los estímulos, su habilidad para ejecutar sus actividades normales o aprendidas y su personalidad.

Como elementos de diagnóstico para el examen de los pares craneales se podrá establecer que:

- 1.- La falta de apetito o la incapacidad del ave para reconocer su alimento podrá indicar pérdida del olfato por lesión en el primer par craneal.
- 2.- La incapacidad visual podría indicar lesión en el segundo par craneal.
- 3.- Las lesiones en los pares craneales III, IV y VIII, en el tallo cerebral y en el cerebelo serán evidentes cuando ocurran pérdida de balance, ladeamiento de la cabeza y nistagmos.
- 4.- La pérdida de la capacidad de presión del pico podrá sugerir lesión en el V par craneal.
- 5.- Las lesiones en el VIII par craneal serán evidentes por pérdida de la capacidad auditiva.
- 6.- La disfagia podrá estar relacionada con problemas en los pares craneales IX y X.
- 7.- Las lesiones del XII par craneal podrán ser evidentes por la desviación o atrofia de la lengua.

10 3 2 1 Examen de los reflejos y signos neurológicos normales (136)

I.- Respuesta a la amenaza (revisa a los pares craneales II y VII, al cerebro, al cerebelo y al tallo cerebral): la mano o un dedo del manejador deberán ser acercados a cada ojo del animal para estimularle el parpadeo, el ave deberá retirar la cabeza o intentar defenderse con su pico. La asimetría o carencia de la respuesta sugerirá lesión cefálica.

II.- Reflejo luminoso pupilar (revisa los pares craneales II y III, sistema nervioso simpático, cerebro y tallo cerebral): al acercar una fuente de luz a la pupila de un ojo ésta se deberá contraer, de manera indirecta lo tendrá que hacer la pupila del ojo contrario. La ausencia de este reflejo indicará lesión ocular o cefálica.

III.- Movimiento ocular (revisa los pares craneales III, IV, VI y VIII, al tallo cerebral y al cerebelo): en el ojo se podrá observar un nistagmo normal fisiológico cuando se ladee de un lado a otro o de arriba hacia abajo la cabeza del animal. La ausencia de esta respuesta será signo de lesión en el VIII par craneal, tallo cerebral, sistema vestibular o disfunción de los pares craneales III, IV y VI.

IV.- Postura cefálica: el ladeamiento de la cabeza generalmente indicará lesión del VIII par craneal en el área ladeada.

V.- Coordinación cefálica: los temblores o la incoordinación generalmente indicarán trastorno cerebelar o vestibular.

VI.- Simetría pupilar (revisa el III par craneal y el sistema nervioso simpático): las pupilas normales deberán ser simétricas. Cualquier asimetría indicará lesión en el III par craneal o en el sistema nervioso central. Sin embargo, una pupila que no se dilate del todo en la oscuridad necesariamente no será anormal, debido a que algún bloqueo cervical del sistema simpático podrá originar la aparición de este signo.

VII.- Reflejo palpebral (revisa los pares craneales V y VII): al tocar la comisura externa de un ojo se deberá desencadenar el reflejo de parpadeo en ambos ojos. La ausencia o la asimetría de este reflejo indicará daño cefálico.

VIII - Sensación facial (revisa el V par craneal): al tocar ambos lados de la cara del animal, obstruyéndole la visión, las respuestas deberán ser similares.

El examen neurológico de las alas deberá empezar por la verificación de la postura simétrica de ambas a los lados del cuerpo del animal. Posteriormente se deberá examinar el tono muscular de las mismas y la capacidad de vuelo del ave.

Las patas deben ser examinadas en su capacidad y fuerza de presión, así como en su respuesta al estímulo del pinchazo. Las respuestas deberán ser simétricas. La claudicación puede ser examinada neurológicamente mediante la observación de su respuesta al dolor superficial y profundo y de su tono muscular.

La sensación y capacidad de respuesta del animal a los estímulos dolorosos se manifestará con vocalizaciones e intentos de picar o escapar cuando el estímulo sea aplicado, lo que indicará que la percepción de la sensación está intacta. Sin embargo, la respuesta al estímulo del pinchazo en una pata no necesariamente indicará que el animal percibe dolor, debido a que podrá responder a aquel con un reflejo medular.

10.4 Exploración radiográfica (196)

En los Psittaciformes se pueden emplear tres técnicas de sujeción para la exploración radiográfica:

- I.- Contención manual: debe ser utilizada en pacientes que no forcejean y que no corran riesgo de sufrir lesión.
- II.- Contención física: se efectuará mediante el empleo de pantallas de acrílico, plexiglas o cintas adhesivas. La tolerancia del ave a este tipo de manejo debe ser estimada desde el momento en que se efectúe la aproximación inicial al animal.
- III.- Contención química: es recomendable utilizarla para la obtención de placas radiográficas de gran calidad o que requieran de una posición especial para alcanzar el objetivo deseado.

En algunos casos la exploración radiográfica deberá ser postergada hasta que se logre la estabilidad fisiológica del ave y su capacidad de supervivencia se vea mejorada.

Para la exploración radiográfica general de los Psittaciformes las posiciones más frecuentemente empleadas son la ventrodorsal y la lateral.

Para tomar la placa radiográfica lateral se colocará al animal en posición recumbente lateral derecha, sobre el chasis radiográfico, con las alas extendidas sobre su dorso y los humeros sobrepuestos, si es necesario el ala inferior debe ser colocada ligeramente craneal a la superior para su correcta diferenciación. Se deberá tener la precaución de no desplazar dorsalmente con exceso el ala superior para no crear un ángulo oblicuo en la toma. Las cabezas femorales deberán ser sobrepuestas y las patas deben ser extendidas caudalmente. Cuando se necesite revisar un miembro femoral el inferior se colocará ligeramente craneal al superior.

En la exploración ventrodorsal el esternón se deberá encontrar sobrepuesto a la columna vertebral, la cabeza y las patas deben ser extendidas lo más posible así como las alas, las cuales guardarán una posición simétrica a los lados del cuerpo.

Para la interpretación radiográfica será importante referirse a la ubicación anatómica normal en el ave en posición lateral y ventrodorsal, esta última ha sido mencionada en el capítulo "Características Anatómicas Generales y Diferencias Particulares". De igual manera se deberán conocer las estructuras anatómicas normales del cráneo de los Psittaciformes (135).

En la placa radiográfica normal las vértebras cervicales se encontrarán relacionadas con los sacos aéreos torácicos anteriores y con la porción cervical del saco aéreo cervicocefálico por su parte el sínscro así como los femúres se relacionarán con los sacos aéreos abdominales.

Las cortezas de los huesos largos son proporcionalmente más delgadas que en los mamíferos, las hembras en actividad reproductiva mostrarán un endosteo y trabéculas engrosadas, lo cual será normal antes de la oviposición.

Durante la exploración radiográfica ventrodorsal de los tejidos blandos podrá ser útil dividir la cavidad celómica en cuadrantes, siendo el eje de las abscisas la línea media corporal y el de las ordenadas una que una a ambos acetábulos. De esta manera el bazo podrá ser localizado a la derecha de las vértebras cervicales a nivel de las clavículas o en forma de media luna a la izquierda de la línea media.

En la porción torácica de la cavidad celómica el corazón se localiza ventralmente en el punto medio de la longitud esternal, con su ápice solapado por la porción craneal del hígado, en el cual se podrá apreciar que el lóbulo derecho es mayor que el izquierdo y que se extiende hasta el borde del esternón. Radiográficamente la sobreposición de estos dos órganos forma una silueta oscura normal llamada de "reloj de arena". Los pulmones estarán localizados lateral y caudalmente al corazón y serán evidentes por su estructura normal en "panal".

El borde lateral izquierdo del proventrículo podrá ser observado en la orilla lateral del lóbulo izquierdo del hígado. Esta disposición podría dar la impresión de un hígado agrandado en las radiografías de poca calidad.

El ventrículo se localiza caudalmente al lóbulo hepático izquierdo, ligeramente debajo de la línea que se traza para unir a los dos acetábulos. Caudalmente a la derecha del ventrículo se ubican las asas intestinales. Ocasionalmente el bazo podrá ser observado entre el proventrículo y el ventrículo sobre o a la derecha de la línea media.

La porción anterior de los riñones podrá ser observada cuando el hígado sea relativamente pequeño. La silueta cloacal sólo podrá ser observada cuando esta estructura contenga aire.

En los huesos se podrán observar zonas de comunicación neumática con el saco aéreo interclavicular, el cual podrá ser notado como una región radiolúcida en la misma área. Los sacos aéreos torácicos craneales y caudales serán evidentes como las áreas radiolúcidas que ayudan a formar la silueta de "reloj de arena" antes mencionada. Los sacos aéreos abdominales difícilmente podrán ser observados, con excepción de las proyecciones digitiformes que se extenderán caudalmente a lo largo de las paredes de la cavidad general.

La exploración radiográfica lateral comenzará después de colocar al ave en posición recumbente lateral derecha, el extremo anterior contendrá al buche, el cual estará colocado craneal, dorsal o ventralmente a la entrada de la caja torácica. Bajo la piel de la región cervical se podrán observar porciones del saco aéreo cervicocefálico como áreas radiolúcidas.

Durante la exploración radiográfica lateral general de la cavidad celómica esta podrá ser dividida en tres áreas principales. La primer área o ventral esta formada por el corazón cranealmente, seguido del hígado, el ventrículo y la porción ventral de las asas intestinales. Esta área se encuentra colocada sobre el esternón y a lo largo de la pared abdominal ventral, los sacos aéreos abdominales se sobrepone a esta última porción.

La segunda área o media comienza cranealmente con la tráquea y la porción torácica del esófago, el cual se continúa con el proventrículo en posición dorsal al hígado, posteriormente el proventrículo se curva caudalmente para continuar con el ventrículo. El bazo puede ser observado entre estos dos últimos. Los sacos aéreos abdominales ocuparán el resto del área permitiendo sólo apreciar la porción media de las asas intestinales.

La tercer área o dorsal incluye a los pulmones cranealmente, una zona triangular radiolúcida dorsal al proventrículo, donde se sobrepone los sacos aéreos torácicos caudales y abdominales, y el sínscro, debajo del cual

poden ser ubicados los riñones. Caudalmente a los pulmones se encuentran las gónadas, las cuales sólo serán evidentes en el individuo sexualmente activo.

En los Psittaciformes la exploración radiográfica mediante el uso de medios de contraste será de utilidad esencialmente para la observación del aparato gastrointestinal. El medio más comúnmente utilizado en la radiografía de contraste es el sulfato de bario, el cual generalmente es utilizado en una solución al 25 o 35 % en relación peso/volumen. Los animales a los que se les vaya a suministrar medio de contraste deberán ser sometidos, cuando sea posible, a ayuno previo de 4 horas para evitar la interferencia del alimento con el medio de contraste.

La cantidad de medio de contraste que se vaya a utilizar dependerá de la especie y de su estado general, deberá ser depositado directamente en el buche del animal. Los medios de contraste podrán ser empleados para la revisión interna de la cloaca o del intestino terminal mediante su aplicación por enema.

10.5 La laparoscopia como instrumento de exploración clínica (102)

Gracias a la laparoscopia mediante el empleo del endoscopio o del otoscopio los conductos y orificios corporales tales como la coana, narinas, tráquea, oídos, esófago, buche, cloaca, vagina y oviducto podrán ser explorados sin recurrir al uso de una técnica quirúrgica, además de servir como elemento de diagnóstico auxiliar cuando la Historia Clínica, el examen físico general y los estudios clínicos y radiográficos no sean concluyentes para el diagnóstico definitivo.

Además de determinar el sexo del ave mediante el empleo del endoscopio u otoscopio, durante el procedimiento se podrán examinar los sacos aéreos torácicos caudales y abdominales, los pulmones, el hígado, los riñones, las glándulas adrenales, el bazo, la arteria aorta, la vena cava posterior, los vasos mesentéricos, las asas intestinales, el ventrículo, los uréteres, y el oviducto, útero o conductos deferentes en el ave sexualmente madura. La laparoscopia se podrá realizar lateralmente en una ubicación diferente a la recomendada para el sexado quirúrgico o por vía ventral para lograr la observación directa del corazón.

La exploración por laparoscopia está contraindicada en los animales muy débiles, extremadamente deshidratados o con problemas sanguíneos, así como para los que recientemente hayan comido o bebido, en los cuales deberá ser postergada por algunas horas.

10.6 La tomografía computarizada como herramienta de valoración clínica.

Mediante el empleo de la tomografía computarizada puede ser reducido el riesgo implícito en la exploración quirúrgica para el diagnóstico en estas aves, aunque el peligro anestésico se mantendrá debido a que el paciente debe ser inmovilizado para obtener una buena imagen tomográfica (121,151).

Por otra parte, la tomografía computarizada podrá ser de gran utilidad para el estudio no invasivo de las especies gravemente amenazadas de extinción o de las mascotas muy valiosas. Sin embargo, esta no será capaz de proporcionar imágenes bien definidas de tejidos blandos en íntimo contacto, de igual manera la nitidez de la imagen se perderá en la ampliación o reproducción fotográfica de aquellas obtenidas de animales pequeños (151).

10.7 Toma de muestras sanguíneas (59)

En los Psittaciformes la técnica de recolección sanguínea deberá ser seleccionada en base a la talla, condición física del animal y a la cantidad de muestra requerida. Se deberá considerar que el total del volumen sanguíneo de una ave, dependiendo de la especie, será de un 6 al 13 % de su peso total. En un animal sano generalmente el 10 % de su peso en sangre podrá ser extraído sin consecuencias adversas. Usualmente, para los estudios de laboratorio, se requerirán de 0.2 a 0.3 ml de sangre completa para hematología y 0.01 a 0.075 ml de suero o plasma para pruebas químicas.

En las aves, las agujas y la jeringa que se vayan a utilizar para la toma de la muestra sanguínea podrán ser cubiertas con anticoagulante antes de recolectarla llenando y vacuando la jeringa con éste a través de la aguja. Será importante expeler todo el exceso de anticoagulante para evitar la dilución de la muestra. Los sitios más comunes para la recolección de sangre en los Psittaciformes son:

- a) Venas metatarsianas mediales. Estas venas son convenientes en la mayoría de las especies, excepto aquellas que pesan menos de 75 g. Se encuentran superficialmente a lo largo de la cara medial de los tarso-metatarsos.
- b) Venas yugulares. Serán útiles para la recolección de sangre en múltiples muestras o en un gran volumen. Se encuentran en los apteros adyacentes a las vértebras cervicales, generalmente la vena yugular derecha es mayor que la izquierda.
- c) Venas cubitales o del ala. Para su empleo se requiere una firme sujeción del animal y colocar el ala en una posición anormal. En los Psittaciformes será recomendable mojar las plumas del área con agua o alcohol en vez de arrancarlas. El hematoma originado por la técnica se podrá minimizar deslizando la piel que se encuentra sobre la vena hacia un lado mientras se punciona y toma la muestra, para después dejarla reposar en posición normal al retirar la aguja.
- d) Corte de garras. Con esta técnica ocurrirá bajo riesgo de gran pérdida de sangre. Las desventajas relacionadas con esta incluyen el dolor asociado con el procedimiento, la continuación de la muestra y el daño a la matriz córnea de la garra. La garra que se vaya a cortar deberá estar perfectamente limpia antes de iniciar el procedimiento.
- e) Punción cutánea. Este procedimiento es útil en las especies muy pequeñas, debido a que se emplean agujas de calibre 25 a 27 para puncionar directamente sobre la vena metatarsiana medial (tibial caudal). La sangre se recolecta directamente sobre la piel limpia y seca.

10.8 Terapia sintomática de urgencia (112)

Inicialmente a las aves gravemente enfermas se les deberá proporcionar una temperatura ambiental constante entre 29.5 y 32 °C. Los animales en estado crítico que requieran de terapia de fluidos deberán ser estabilizados poco a poco en su temperatura corporal con ayuda de ésta.

1.- Hemorragia. Se deberá localizar la zona hemorrágica para establecer la técnica de hemostasis más adecuada. Los pacientes con pérdida severa de sangre probablemente necesitarán transfusión sanguínea. El sangrado debido a lesión de las plumas en crecimiento (de alfiler) podrá ser controlado como ya se indicó en el capítulo "Manejo y Alojamiento en Cautiverio".

Para controlar las hemorragias de la cavidad oral será necesario utilizar anestesia para suturar la lesión o cauterizarla química o eléctricamente. La epinefrina tópica podrá ser útil para controlar la hemorragia en áreas relativamente extensas cuando los vasos sanguíneos no puedan ser localizados adecuadamente.

Una vez corregido el problema hemorrágico en ocasiones será necesario establecer medidas preventivas para impedir la automutilación en el área afectada. Además, se deberá aplicar vitamina K cuando se sospeche que ocurren problemas de coagulación. Si después del procedimiento de contención de la hemorragia el animal se manifiesta deprimido y débil deberá recibir tratamiento antishock de urgencia.

Las hemorragias debidas a mordeduras de gato deberán recibir tratamiento de urgencia con antibióticos para prevenir la infección por *Pasteurella multocida*, la cual es un habitante oral normal en estos mamíferos (95).

II.- Quemaduras. En cualquier caso la aplicación de esteroides y fluidos endovenosos será necesaria para el tratamiento del choque concomitante. Las quemaduras en el pico y en la cavidad oral generalmente sólo requerirán de tratamiento local. Todas las sustancias extrañas deberán ser removidas tanto de la piel y plumas así como el tejido necrótico, además de instituir el tratamiento más adecuado para prevenir la infección y facilitar la cicatrización.

III - Contusión ésta será la causa más común de trauma cefálico en las aves que puedan o que se les permita volar. La aplicación de sustancias frías (agua, jales) en la cabeza inmediatamente podría ser útil para disminuir la inflamación en su interior.

IV - Choque se deberá instituir inmediatamente, junto con las medidas necesarias para mantener constante la temperatura del animal, la aplicación de sueroato sódico de prednisolona o dexametasona, solución de Ringer Lactato y antibióticos.

V - Anorexia en los Psittaciformes podría ser de origen psicológico cuando el animal cambie de lugar de vivienda, esté sobretabajado, estresado o temeroso, lo cual durará de 24 a 36 horas según la especie. Si el animal no acepta por sí mismo el alimento ofrecido, y si no existe obstrucción gastrointestinal, la alimentación oral forzada indicada mediante el empleo de una sonda directa al buche. En ocasiones la administración de lactulosa (polisacárido) podría ser útil para remover sustancias tóxicas del tracto gastrointestinal.

VI - Trastornos del buche cuando se sospeche de problemas en esta estructura se deberá remover todo el alimento y/o agua de su interior. Si el problema es vaciamiento retardado se le deberá ofrecer al animal una dieta más fluida hasta que se regularicen sus movimientos. Cuando se localicen cuerpos extraños en su interior la ingluviostoma estará indicada si éstos no pueden ser extraídos por lavado.

VII - Diarrea mientras se elabora el diagnóstico de su causa podrán ser empleados medicamentos a base de kaolin y pectina o Peptobismol (R) para controlarla, además de la terapia de fluidos y dieta blanda permanentes.

VIII - Prolapso cloacal (112,123) primeramente se le deberá diferenciar de la papilomatosis cloacal (Paposaritis). El epitelio cloacal se podrá distinguir por su aspecto terso y brillante, a su vez este lo tendrá que ser de los intestinos, oviducto, úterus, vagina o útero prolapados. El prolapso cloacal deberá ser reducido manualmente y se deberá instituir la terapia de fluidos y/o dieta blanda convenientes antes de considerar una intervención quirúrgica. En caso de que ocurra prolapso del útero conteniendo este un huevo se debe remover el producto de su interior antes de intentar la corrección del problema. En el caso de ser recurrente se podrá optar por la corrección quirúrgica la cual, según el caso, podrá ser instituida con una jareta o hasta alguna de las técnicas de cloacoplastia.

IX - Convulsiones inicialmente se podrán controlar mediante el empleo de anestesia inhalada. De igual manera, el diazepam intravenoso o intramuscular las controlará. El empleo de fenobarbital endovenoso para el control de las convulsiones resultará tóxico para las aves. Cuando se sospeche que las convulsiones se deben a hipocalcemia, la administración de glucosa deberá ser efectuada preferentemente por vía parenteral. En las convulsiones por hipocalcemia la administración de gluconato de calcio y vitamina D³ serán de utilidad. Cuando se sospeche de intoxicación por plomo la administración de EDTA cálcico podría aliviar estas.

X - Hipertermia para controlarla los animales podrán ser asperjados con alcohol o agua fría o colocados directamente bajo un chorro de la misma, debido a que se deberá asegurar que las plumas productoras de polvo y el plumón queden totalmente empapados. De igual manera, para ayudar a la disminución de esta el paciente podrá recibir un enema frío. Cuando el animal se vea mejorado, coloque sus alas nuevamente en posición normal y deje de jadear se le deberá colocar en un lugar tibio para prevenirle la hipotermia.

XI - Retención de huevo (112,123) para su tratamiento se deberá intentar primero incrementar la temperatura y humedad ambientales, la inyección de vitaminas, calcio, oxitocina o ergonovina, además de un suave masaje en la región ventral. Las aves pequeñas tolerarán menos tiempo esta situación. En su caso se deberá considerar la remoción quirúrgica de un huevo retenido.

XII - Lesión en el pico (43,69,101) los traumatismos punzocortantes del pico en su mayoría podrán ser reparados mediante la aplicación de resinas acrílicas o epoxicas que protejan la herida durante el tiempo que tarde en ser regenerado el tejido lesionado. Las avulsiones que ocurran en su tercio distal regenerarán con el paso del tiempo, sin embargo, aquellas que involucren el tercio medio o todo el pico superior o inferior no lo harán, aunque algunas aves se podrán adaptar a la pérdida de la estructura normal siempre y cuando se prevenga o controle la infección subsecuente.

10.8.1 Alimentación del ave enferma (107)

Las aves que se alimenten por sí mismas deberán recibir su alimento en recipientes amplios y bajos colocados en el suelo de su jaula. Además, será útil ofrecer grandes cantidades de fruta fresca a los animales que la consuman, aun en aquellos polívoros o con diarrea. A las aves con problemas digestivos se les podrá ofrecer dieta blanda. Durante la hospitalización o convalecencia no será prudente intentar cambiar los hábitos alimenticios del animal. El agua de bebida deberá ser fresca y pura, sin aditivos o medicamentos.

Los Psittaciformes que se nieguen a comer o pierdan peso mientras reciban tratamiento o sean convalecientes deberán ser alimentados mediante el empleo de una sonda excepto en los casos de vómito y deshidratación severa, los cuales tendrán que ser controlados antes de intentar alimentar por vía oral al animal.

La fórmula inicial deberá ser baja en proteína y alta en carbohidratos además de contener una buena mezcla de vitaminas y minerales. Conforme el animal responda a la alimentación artificial el nivel de proteína podrá ser aumentado.

La alimentación hospitalaria se deberá efectuar cada 2 o 4 horas diariamente. Aquellos animales que forcejeen demasiado deberán recibir porciones de alimento en intervalos más frecuentes, conforme se adapten al manejo y su buche a la distensión artificial la cantidad de alimento podrá ser incrementada. Cuando debido a la alimentación artificial ocurran vómito o estasis del buche se le deberá proporcionar al animal una dieta más blanda. El tiempo de vaciamiento normal del buche es de 3 a 4 horas.

10.9 Malnutrición (110)

Esta condición será más evidente durante los periodos de gran demanda nutricional tales como la época reproductora y de crianza, durante el desarrollo del individuo y en la época de muda. Para determinar la presencia o no de malnutrición en una ave se deberán revisar tanto la dieta y sus ingredientes, así como la capacidad del animal para ingerirlos y absorberlos. Además, se deberá considerar que la malnutrición ejercerá un efecto directo en los mecanismos de defensa orgánicos contra las enfermedades y que éstas, una vez establecidas, aumentarán la demanda de nutrientes.

Las aves crónicamente malnutridas mostrarán su plumaje carente de lustre, las plumas no se adosarán perfectamente unas a otras debido a que carecerán de barbúlas y presentarán "líneas de estrés", principalmente en las remiges y rectrices, o decoloración anormal de las plumas azules o verdes a negro o amarillito. Además, se observarán trastornos en la muda y en la resistencia natural de la estructura de las remiges y rectrices e interrupción en el desarrollo de las plumas "en alfiler".

Las superficies epiteliales tendrán una apariencia reseca y descamada. Además, el pico y las garras estarán sobrecrecidos y ásperos, inclusive el primero mostrará acumulo de capas de crecimiento. En la cavidad oral las aves malnutridas mostrarán un incremento en la producción de moco o al contrario una gran resequeado local, los bordes de la lengua generalmente desarrollarán callosidades. También se podrán observar cambios en la coloración oral normal y en la estructura de las papilas de la coana.

La obesidad, como trastorno nutricional, será muy evidente en *Melospittus undulatus*, en *Amazona* spp y en las cacatúas. Por su parte, muchos de los problemas relacionados con la reproducción de los Psittaciformes en cautiverio podrían estar atribuidos a una inadecuada nutrición, por ejemplo las hembras reproductoras serán aumentados significativamente sus requerimientos para proteínas, lípidos, calcio, vitaminas A, D3, complejo B y oligoelementos, los cuales al no serles proporcionados detendrán o inhibirán la producción de huevos u originarán una disminución en la capacidad de eclosión de éstos o aun más, favorecerán la susceptibilidad de la hembra a enfermedades que podrían causarle la muerte.

I.- Malnutrición mineral. Ésta generalmente involucra deficiencias y/o imbalances de calcio, fósforo y vitamina D3. Generalmente las semillas de la dieta proporcionarán buenos niveles de fósforo, pero no de calcio, el cual se estima que debe guardar una relación de 1.5 : 1.0 con respecto al fósforo en la dieta, aunque las hembras reproductivamente activas

podrían requerir de una proporción calcio/fósforo de 3 : 1. Las enfermedades más comunes producidas por la malnutrición mineral son el raquitismo en las aves en desarrollo, y la osteomalacia y osteoporosis en los animales adultos.

Por su parte, la ovoposición de huevos de cáscara blanda será más comúnmente observada en *Amazona* spp y en las guacamayas que no hayan sido correctamente suplementadas con minerales, aunque esta condición será rara en *Melospiza cinerea* y en *Nymphicus hollandicus*.

Finalmente, cuando son reconocidas las deficiencias en vitaminas y minerales generalmente se tiende a sobrealimentarlos, en el caso del calcio este tendrá pocos efectos notables en el organismo, sin embargo, la hipovitaminosis D3 podría originar la mineralización de tejidos blandos, especialmente en el riñón y un incremento en la resorción ósea la cual originará fracturas espontáneas en el esqueleto.

II.- Deficiencia de vitamina A. algunas especies, como *Falco sparverius*, podrían tener requerimientos particularmente elevados de vitamina A. De manera general, las funciones de la vitamina A se han caracterizado por estar relacionadas con la visión, el desarrollo del esqueleto y el mantenimiento de los epitelios.

Los efectos de la hipovitaminosis A en los epitelios dependerán del tipo de epitelio involucrado. Los epitelios normalmente escamosos desarrollarán hiperqueratosis. Los epitelios no escamosos, como los del tracto digestivo y respiratorio altos y los tubulos renales cambiarán a escamosos (metaplasia escamosa) y eventualmente desarrollarán hiperqueratosis.

Cuando la metaplasia escamosa oral involucre a las glándulas salivales (quistes queratinicos) si se infectan originarán abscesos o pústulas, los cuales deberán ser diferenciados de las lesiones causadas por la viruela de los pericos, candidiasis y tricomoniasis. Además, se debe considerar que la ausencia de lesiones orales no indicará la deficiencia o no de vitamina A.

El cambio en las estructuras de los epitelios también se observará en las conjuntivas, conductos lagrimales y tracto respiratorio y digestivo superior. Cuando ocurra cambio en el aparato respiratorio se podrán observar signos tales como disnea o dificultad respiratoria.

Los casos crónicos involucrarán trastornos en el funcionamiento renal debido a la metaplasia escamosa y/o hiperqueratosis de los tubulos renales, lo que ocasionará un acumulo de ácido urico y de uratos. Las especies grandes y pesadas, como las guacamayas y cacatuas, podrían presentar desarrollo de hiperqueratosis plantar local (callosidades). Si esta condición se agrava e infecta podrá terminar en pododermatitis. Finalmente, se debe considerar que la hipovitaminosis A podría estar asociada a la carencia de éxito reproductivo.

Un tratamiento útil, una vez que se haya diagnosticado esta hipovitaminosis, será la administración oral de aceite de hígado de bacalao durante 5 días (una gota para un Periquito Australiano y hasta 8 o 10 gotas para una guacamaya). Generalmente será preferible el aceite de hígado de bacalao sobre los suplementos de beta-carotenos debido a que el primero no requerirá de conversión, solo de absorción. La hipervitaminosis A tendrá un efecto antivitaminas D sobre el animal en desarrollo o adulto.

III.- Deficiencia de vitamina E. los efectos básicos de la hipovitaminosis E son la encefalomalacia, la enfermedad del músculo blanco y la distrofia muscular. La mayoría de los casos de hipovitaminosis E responderá a la suplementación de vitamina E y selenio o a las inyecciones periódicas de estos. La suplementación de la dieta con grandes cantidades de aceite o grasa interferirá con la absorción de la vitamina E y el selenio.

IV.- Deficiencia de vitamina K. esta será evidente en los animales en desarrollo que no cuenten con una flora bacteriana intestinal bien desarrollada similar a la de los adultos, de los cuales la obtienen, o en aquellos que reciben un tratamiento indiscriminado con antibióticos. Generalmente los signos más comunes que se podrán observar en esta deficiencia serán hemorragias o coagulopatias cuando ocurran enfermedades que involucren afección del hígado.

V.- Deficiencia de yodo el signo clínico más evidente lo constituye la hipertrofia de la glándula tiroidea, la cual en ocasiones podrá presionar y desplazar a la tráquea y sinjue, causando cierto grado de disnea u originando ruidos respiratorios anormales.

La prevención general de los problemas nutricionales en las aves de compañía se podrá apoyar en el uso de proteínas suplementarias, vegetales verdes o amarillos, frutas, cereales y derivados integrales, minerales y sal

10.10 Terapia de fluidos (1)

Cuando se revise el estado de deshidratación de una ave se deberá considerar que aquella será más severa en los polluelos y juveniles que en los animales adultos. En los primeros se tendrá que considerar que existen factores predisponentes para su deshidratación tales como la humedad relativa, temperatura ambiental elevada y la consistencia e ingredientes de la dieta. En la mayoría de los casos de deshidratación la pérdida de iones de bicarbonato complicará la condición al crear un cuadro de acidosis metabólica.

Al examinar a un paciente para instituirle la terapia de fluidos se deberán considerar entre otros los siguientes factores:

- 1 - Nivel de deshidratación presentado
- 2 - Balance electrolítico
- 3 - Equilibrio Ácido-base
- 4 - Valores hematológicos (hematocrito, proteínas plasmáticas totales, glucosa y ácido úrico)
- 5 - Balance calórico

Para determinar el estado de hidratación de una ave se podrán utilizar las venas y arterias radiales si se consideran su turgencia, diámetro y tiempo de llenado sanguíneo. Los vasos que sean fácilmente compresibles, de diámetro estrecho y de lento tiempo de llenado capilar (mayor dos segundos) indicarán que el animal presenta deshidratación mayor al 7%. De igual manera, las membranas mucosas reseacas y los ojos hundidos indicarán pérdida de fluidos. Por su parte, la piel de los Psittaciformes no será útil para determinar su estado de hidratación debido a que esta normalmente es seca, en ocasiones descamada y ligeramente arrugada.

En la terapia de fluidos su selección, ruta y velocidad de administración dependerán de la causa y severidad de la deshidratación. Las necesidades de fluidos para una ave en reposo están estimadas entre 40 y 60 ml/kg/día. En la mayoría de los casos el volumen de fluido requerido para corregir la deshidratación se podrá calcular según la siguiente fórmula:

$\text{Peso Corporal (g)} \times \% \text{ de Deshidratación (decimales)} = \text{Déficit Estimado (ml)}$

El déficit total estimado deberá ser corregido en 1/3 a 1/2 de su volumen durante las primeras 4 o 6 horas siguientes y la cantidad restante dentro de las siguientes 20 a 28 horas.

En las aves altamente excitables el volumen total de fluidos a reponer deberá ser dividido en dos únicas partes, las cuales se administraran en conjunto con cualquier otra aplicación de medicamentos.

Las aves sinas podrán recibir una infusión de líquidos en una proporción de 10 ml/kg/hr, evitando de esta manera la sobrecarga orgánica de fluidos.

Cuando la deshidratación se deba a hemorragia, el volumen de los fluidos de reposición deberá ser 3 veces superior al estimado de la sangre perdida. Si la pérdida ha sido superior al 25 o 30% se deberá recurrir a la transfusión sanguínea.

Los fluidos a perfundir deberán ser calentados a 38 o 39 °C para prevenir o corregir el estado de hipotermia, preferentemente en un horno de microondas para evitar la alteración de sus componentes y la caramelización de las soluciones que contengan azúcares.

La terapia de fluidos puede ser instituida por vía oral, subcutánea, intraósea y endovenosa. Esta última será la ruta de elección para el choque hipotérmico hipotensivo y en los casos de enfermedad grave. Los catéteres para la administración de fluidos endovenosos, según la especie de perro, podrán ser colocados en las venas yugulares, radiales y tibiales caudales (safenas). Las venas yugulares son recomendables sólo para las medianas y grandes especies, las venas radiales serán más apropiadas para las aves que pesen menos de 300 o 400 g. Debido a que se utiliza una técnica estéril para su colocación, éstos podrán dejarse en posición hasta por tres días.

Normalmente los bolos de fluido endovenoso ocasionarán bradicardia transitoria la cual deberá cesar al terminar su aplicación, de tal manera que un incremento en el ritmo respiratorio, la presencia de arritmia cardiaca y la agitación o colapso del animal serán indicativos de la intolerancia del mismo a la aplicación de éstos. Si se perciben estos signos la inyección de fluidos deberá ser interrumpida y considerará el reiniciarla a una velocidad más lenta y monitorear como se presentan estos.

Los catéteres intraóseos (1,119,128) serán vías excelentes para tener un acceso rápido a la circulación periférica, debido a que tienen una capacidad de perfusión similar a la de los catéteres endovenosos, de igual manera se podrán administrar a través de éstos antibióticos, bicarbonato de sodio, gluconato de calcio, aminoácidos, vitaminas, drogas vasoactivas (epinefrina, dopamina y dobutamina entre otras), insulina, morfina, digitalis, atropina, hidrocloruro de difenidramina, diazepam, sangre y derivados. Sin embargo, la utilización de catéteres intraóseos requerirá de técnica aséptica y del empleo de agujas preferentemente raquiales de calibre 20 o 22, no se deberán utilizar huesos neumáticos. En las aves pequeñas se podrán utilizar agujas hipodérmicas de calibres 25 o 27. Los catéteres intraóseos están contraindicados en los huesos recientemente fracturados, en la bacteremia, en casos de enfermedad ósea metabólica, osteomielitis y pododermas del Ara.

La vía intraperitoneal debe ser empleada con soluciones isotónicas para asegurar su rápida absorción a través del peritoneo. Esta vía deberá ser utilizada con mucho cuidado debido a la limitación de espacio que ofrece el estérnón, al extenderse sobre el abdomen, y a la posibilidad de penetrar en una víscera o saco aéreo. Las contraindicaciones para el empleo de esta ruta son la presencia de masas abdominales, peritonitis, efusión celómica e hipotensión.

Para la administración de fluidos isotónicos de mantenimiento se podrá utilizar la vía subcutánea. Los tres sitios principales de aplicación por esta vía son el pliegue cutáneo entre el borde anterior del muslo y el costado, el propargio (utilizando agujas calibre 25 o 27) y el espacio subcutáneo interescapular. Se deberá tener la precaución necesaria para no penetrar a través de la pared abdominal o en el saco aéreo cervicocéfalo.

Cuando se inyecten fluidos subcutáneamente sólo deberán ser aplicados en pequeños volúmenes el sitio de inoculación (5 a 10 ml/kg/sito), de lo contrario se reducirá la irrigación cutánea local por distensión, disminuyendo así la rapidez de absorción del fluido. Debido a la fragilidad de la piel de las aves será recomendable originar sólo un orificio de punción en cada sitio de aplicación, para evitar la pérdida de los fluidos y el raspadamiento de esta. Las aves en estado de choque o hipotérmicas no deberán recibir líquidos subcutáneos debido a la vasoconstricción periférica que ocurre en estos casos. Además, estas condiciones podrán verse aumentadas al favorecer la vasodilatación local y el estancamiento sanguíneo.

La administración de fluidos por vía oral está indicada sólo para los animales conscientes y capaces de mantenerse erguidos. Inicialmente sólo deberán recibir pequeños volúmenes de fluido (5 a 10 ml/kg), los cuales podrán ser incrementados paulatinamente en cantidad y disminuidos en frecuencia de acuerdo a la respuesta del animal.

Las aves deshidratadas, débiles o caquéticas no deberán recibir alimento sólido por 24 a 48 horas, en lugar de este se les proporcionará alimento fluido de bajo volumen residual (Ensute (R), Vivones (R)). Preparados rehidratantes tales como Gatorade (R) podrán ser utilizados para la restitución de electrolitos y glucosa, inicialmente se deberán administrar diluidos para llegar, en el transcurso de 12 horas, al suministro de la fórmula pura.

La mayoría de los fluidos disponibles para los mamíferos podrán ser utilizados satisfactoriamente en las aves. A continuación se enumeran algunos de ellos:

I.- Solución de Ringer Lactato o Solución Hartmann. Esta es una solución isotónica de rápido efecto hidratante que se puede utilizar como terapia de soporte en pacientes con diarrea, en el tratamiento del choque y como solución de

mantenimiento si se le añade cloruro de potasio. Administrado endovenosamente restablecerá rápidamente el volumen sanguíneo, sin embargo, la hipercloremia o la hipernatremia podrían ser incrementadas por esta solución. La mayoría de los medicamentos podrán ser diluidos en Ringer Lactato pero no se le deberá añadir a este bicarbonato de sodio, para evitar el riesgo de alcalosis, debido a que el lactato de la solución es transformado en el hígado y amortigua el pH.

II.- Solución salina fisiológica (0.9 %) se le puede utilizar para restablecer el déficit de fluidos del organismo pero no para su mantenimiento y como apoyo para pacientes con rehidratación continua.

III.- Dextrosa al 5, 10 y 50 % estas soluciones son de gran utilidad en las aves debido a que requieren de altos niveles de azúcar circulante. Se deberá tener precaución cuando se utilice dextrosa al 5 % por vía endovenosa, subcutánea o intraperitoneal debido a que es hipotónica, de tal manera que cuando la dextrosa de la solución es absorbida el fluido remanente causará un desplazamiento de electrolitos para restaurar el balance osmótico. Este desplazamiento de la concentración de electrolitos disminuirá el volumen circulante y podría agravar la hiposolemia original. La dextrosa mayor al 2.5 % está contraindicada por vía subcutánea ya que causa necrosis. Por su parte, la solución de dextrosa al 50 % usualmente podrá ser aplicada en una dosis de 1 ml/kg endovenosamente para iniciar el tratamiento de la hipoglucemia.

Una solución a base de dextrosa al 5 % y Ringer Lactato, en volúmenes iguales, será de gran utilidad en los casos de cirugía prolongada al proporcionar electrolitos, dextrosa y favorecer la diuresis, o como solución de mantenimiento después de corregir los desbalances electrolíticos y la deshidratación. Sin embargo, las soluciones de dextrosa tienen el inconveniente de promover la acidosis celular. El bicarbonato de sodio podrá ser añadido a las soluciones de dextrosa.

IV.- Bicarbonato de sodio al 8.4 % cuando se aplique endovenosamente se le deberá diluir y administrar lentamente para prevenir la alcalosis súbita. De manera empírica se pueden administrar de 0.5 a 1.0 mEq/kg de bicarbonato diluidos en 10 a 20 ml de fluido y administrados por vía intraperitoneal o subcutánea. La administración lenta del bicarbonato prevendrá un incremento en el biovidio de carbono circulante, el cual podría causar acidosis del líquido cerebroespinal debido a la rápida difusión del primero a través de la barrera hematoencefálica.

V.- Coloides sintéticos se pueden utilizar para conservar volumen y presión sanguínea en casos de pérdida severa de líquidos. Se podrán utilizar el Dextran 40 (Rheomacrodex (R)) y el Dextran 70 (Macrodex al 6 % p/v (R)), los cuales cuentan con vidas medias de 2 y 6 horas respectivamente. Los efectos adversos de éstos podrían ser reacciones anafilácticas y trastornos en la coagulación. Las soluciones que contengan almidones serán útiles hasta por 36 horas.

VI.- Sangre y derivados Las pérdidas de sangre superiores al 25 %, los valores bajos de proteína circulante (proteínas plasmáticas totales menores a 2.5 ml/dl, albúmina menor a 0.8 mg/dl) o la anemia severa requerirán de la transfusión de sangre o plasma, preferentemente de una especie o grupo filogenético cercano. En caso extremo, en los Psittaciformes se podrá utilizar la sangre de *Gallus gallus* o de *Columba livia* sanas. Los pericos donadores de sangre deberán estar libres de *Chlamydia psittaci*, Papovavirus, Poxvirus, Herpesvirus, virus del Síndrome del Pico y Plumas de los Pericos y de hemoparásitos.

A cada 10 ml de sangre recolectada para donar se le deberá añadir 0.6 ml de una solución de heparina sódica (2.500 unidades) en 20 ml de solución salina fisiológica. Rara vez una sola aplicación ocasionará reacciones adversas, sin embargo, se deberá tener precaución al administrar dosis subsiguientes. Los casos de anemia ligera podrán recibir hierro dextran, Inferon (R), en una dosis de 10 mg/kg según se requiera por una o dos semanas.

Entre las complicaciones de la terapia de fluidos se deberán considerar la sobrecarga orgánica aguda de líquidos, la cual se manifestará con anemia por dilución, hipoproteinemia, edema pulmonar y sobrecarga de trabajo del corazón. Serán particularmente propensos a esta reacción los animales con enfermedades sistémicas que involucren falla renal, cardíaca, metabólica o vascular.

Otra complicación podrá ser el desbalance de electrolitos cuando las aves anorécticas no sean suplementadas con potasio o cuando se les administren excesivas cantidades de sodio y cloro. También se deberá tener precaución cuando se utilice bicarbonato de sodio, para prevenir alcalosis metabólica, acidosis respiratoria e hiperosmolaridad.

Las complicaciones relacionadas con la técnica de administración de fluidos incluirán la flebitis, osteomielitis, hematomas y desprendimiento de piel debido a la extravasación de soluciones irritantes, además de émbolos aéreos e

hipotermia. La administración de fluidos orales tendrá como complicación la neumonía por aspiración, además del síndrome de muerte súbita en las aves altamente susceptibles que se deben manejar.

10.11 Enfermedades metabólicas (15)

1.- **Gota:** esta es una enfermedad que se caracteriza por el depósito de cristales de uratos y de ácido úrico en diferentes tejidos u órganos. Se conocen dos formas de presentación, visceral y articular. Generalmente esta última es considerada como la manifestación crónica de la enfermedad.

En la presentación visceral los cristales se podrán depositar sobre las capsulas sinoviales de algunas articulaciones y sobre las vainas tendinosas sin originar reacción tisular, como ocurre en la gota articular. En esta última no ocurrirá depósito visceral.

En la enfermedad visceral el depósito de uratos y ácido úrico estará relacionado con falla renal debida a enfermedades infecciosas, micotoxinas, intoxicación, disminución de la ingestión de agua, dietas altas en carbohidratos y bajas en proteína, deficiencia de vitaminas y minerales, inactividad, estrés o con la obstrucción del tracto urinario debido a oclusión de los uréteres por lipovitaminosis A o a dietas excesivamente ricas en calcio. La etiología de la forma articular no ha sido bien establecida aunque se presume la participación de factores como la herencia y la cantidad y calidad de los aminoácidos de la proteína de la dieta.

En la forma visceral los signos clínicos serán de tipo inespecífico e incluirán anorexia, depresión, debilidad y muerte súbita. A la necropsia las lesiones típicas se podrán apreciar como depósitos de sales de uratos y ácido úrico en la superficie del hígado, del pericardio, del peritoneo y de los riñones. En la forma nefrotóxica los riñones aparecerán agrandados y pálidos. En la forma obstructiva los uréteres se verán como cordones gruesos blanquecino-grisáceos.

En la gota articular las aves manifestarán signos tales como claudicación e incapacidad para posarse en una percha o volar. A la exploración física las articulaciones se notarán hinchadas, agrandadas y dolorosas, sin embargo, las cinturas pélvica y escapular no se verán afectadas. Conforme la enfermedad avanza se notarán focos de concreción blanco amarillentos en las articulaciones, los ligamentos, los tendones, la piel y en el tejido subcutáneo, los cuales podrían desfigurarse las patas. A la necropsia el material que se podrá obtener por la incisión de estas lesiones se apreciará como masas duras y blanquecinas de cristales de uratos, rodeadas de tejido hiperémico de reacción.

El diagnóstico clínico de la gota visceral sólo se podrá realizar a la necropsia. La gota articular puede ser diagnosticada por la observación de las lesiones articulares, las cuales deberán ser diferenciadas de abscesos mediante punción estéril. El material así obtenido se podrá revisar bajo el microscopio para la demostración de cristales amorfos o en forma de agujas de uratos y ácido úrico. Mediante la exploración radiográfica se podrá establecer el diagnóstico diferencial hacia la artritis. La estimación del ácido úrico plasmático solo será útil en algunos casos, debido a que la hiperuricemia podría ocurrir en otras enfermedades sin que aparezcan depósitos en las articulaciones o en las vísceras.

La enfermedad se considera incurable, aunque en la gota articular se podrá establecer una terapia que alivie el dolor (131) y prolongue la vida del animal mediante la remoción quirúrgica de los depósitos en las articulaciones. Los medicamentos hipouricémicos utilizados en medicina humana son de poca utilidad en las aves, sin embargo, se podrá utilizar el allopurinol, Zyluprim (R), para inhibir a la xantinoxidasa y a la síntesis del ácido úrico administrándole al animal una dosis oral de 10 a 15 mg/kg diariamente por el resto de su vida. Si se interrumpe el suministro del medicamento, los focos de depósito recurrirán.

En el tratamiento de la gota se deberá considerar como primer punto, antes de la terapia medicamentosa, el incrementar la cantidad de vitamina A ingerida, el consumo de agua de bebida (añadiéndole una pizca de sal) y las condiciones ambientales circundantes.

II.- **Diabetes mellitus:** esta enfermedad en las aves no carnívoras resulta de una excesiva producción de glucagón más que por una deficiencia insulínica (132). Los signos clínicos que se observarán serán poliuria, polidipsia, polifagia con pérdida

de peso, glucosuria y en ocasiones depresión. La glucosa sanguínea podrá alcanzar valores tan altos como 720 o 1.800 mg/dl (normal 250 a 500 mg/dl)

como 720 o

El diagnóstico clínico más confiable se podrá realizar por medio de pruebas de glucosa en orina. El tratamiento se deberá basar en la aplicación intramuscular de insulina en una dosis gradual de acuerdo a la respuesta del animal en lo individual, sin embargo, su administración no siempre será efectiva para reducir los niveles de glucosa circulante, aunque ayudará a prevenir la excesiva pérdida de peso frecuentemente observada en las aves diabéticas (132)

En general las aves pequeñas requerirán de una dosis mayor en relación con las especies más grandes. Después de recibir una dosis de insulina los pájaros deberán tener libre acceso a su alimento para prevenirles el choque hipoglucémico

10.12 Toxicología

I - Intoxicación por plomo, plumbismo o saturnismo (106,142,204) : la sintología de esta intoxicación no es específica y dependerá de la cantidad total de plomo ingerido, la superficie expuesta por las partículas consumidas y el tiempo de permanencia del plomo en el interior del organismo. Entre los primeros se podrán observar letargia, depresión, debilidad, diarrea con coloración anormal, hemoglobinuria, polidipsia, vómito, anomalías en la posición de las alas, cabeza ladeada, convulsiones, aparente actitud alucinatoria y otros que evidencien trastorno en el sistema nervioso central. La intoxicación crónica está asociada con cambio hacia una coloración más oscura de las plumas de las alas, del pecho y del dorso, la cual revertirá a normal en la siguiente muda después de la terapia conveniente

El tratamiento de urgencia deberá iniciar con la aplicación intramuscular de EDTA cálcico para quelar el plomo absorbido y extenderse hasta que la exploración radiográfica compruebe que ya no existen cuerpos extraños en el interior del animal

La aplicación de desamfetasona ayudará a reducir el edema cerebral y la manifestación de signos nerviosos (142)

En algunos casos se deberá considerar la remoción quirúrgica de las partículas ingeridas. En todos los casos el pronóstico de la enfermedad será reservado, especialmente en los crónicos, en los cuales podría ocurrir degeneración neuronal permanente (106)

II - Intoxicación por agentes farmacológicos (ver dosificación más adelante) : (96) en este caso cabe hacer mención que *Loriidae* es susceptible a la sobredosificación de numerosos fármacos. En esta familia las dosis de nitrofuranos deberán ser sólo la mitad de la dosis recomendada para otros Psittaciformes cuando no se pueda emplear otro medicamento. Para *Loriidae* y para las guacamayas el empleo de la dioxiacina deberá ser de sólo 3/4 de la dosis total recomendada para otras especies de aves. Así también, la dosificación precisa podrá ser calculada en base al cálculo de la dosis por tasa metabólica

La administración de desparasitantes en el agua de bebida se deberá considerar en función del volumen total de agua que el animal consumirá, ya que por ejemplo una ave que constantemente lleve agua a la hembra en incubación podría intoxicarse. El fenbendazol será tóxico para las aves en periodo de muda o que estén criando polluelos debido a que originará trastornos en la formación de las nuevas plumas. El levamisol aplicado por vía intramuscular tendrá efectos adversos en los Psittaciformes como el caudaxilar regurgitación. También se han reportado casos de intoxicación por la administración intramuscular de ivermectina

III - Autointoxicación (198) : esta surgirá como resultado de la absorción de metabolitos cuando ocurran intemperación, obstrucción y algunas otras causas de reducción de la motilidad gastrointestinal, por ejemplo en las enfermedades pancreáticas, en la estasis del buche, en el Síndrome de Dilatación Preenterica y durante la presencia de agentes extraños en el aparato gastrointestinal. Los signos clínicos que se podrán observar serán anorexia, polidipsia, poliuria, vómito, depresión, debilidad, postración y trastornos en el sistema nervioso central

El tratamiento se debe instituir en base a terapia de fluidos endovenosos, lactulosa, antibióticos de amplio espectro y dieta líquida de fácil digestión. En su caso se deberá considerar la remoción del material contenido en el buche o en proventrículo.

10.13 Enfermedades virales

1.- **Viruela** (ANPOXVIRUS, POXVIRIDAE) (6, 14, 81, 86, 100, 182, 111). La enfermedad es producida por un virus ADN resistente a la desecación, a la humedad y a la luz solar. Puede ser exterminado mediante el empleo de una solución al 2 % de hidróxido de sodio, al 1 % de hidróxido de potasio u al 5 % de fenol. La enfermedad se transmite por la picadura de insectos hematófagos o mediante las heridas que resultan de la pelea entre las aves cautivas. En los Psittaciformes se conocen tres tipos de virus:

- a) Viruela de *Agapornis* spp.
- b) Viruela de *Amazona* spp.
- c) Viruela de *Aleloquittacus undulatus*.

La incubación variará entre una y dos semanas. En los Psittaciformes se pueden distinguir cinco formas clínicas de la enfermedad:

1.- **Cutánea**: común en las especies pequeñas y medianas, en las cuales se observarán lesiones en forma de pápulas en la piel alrededor de los ojos, pico, narinas y en las patas. Durante el curso de la enfermedad las pápulas cambiarán de color amarillento a café, para finalmente descamarse sin dejar cicatriz. Estas pápulas podrán albergar infecciones bacterianas o micóticas secundarias.

2.- **Diférica**: las lesiones que aparecen en la piel ocurren en puntos específicos para luego confluir en toda la mucosa de la cavidad oral, faringe, laringe y en la lengua. De las lesiones fluirá un exudado fibrinoso que evolucionará a caseoso. La remoción de estas membranas originará hemorragias severas, sin embargo, en ocasiones aquellas podrían impedir que el animal trague sus alimentos u originarán que sufra de disnea o inclusive de asfixia cuando involucren obstrucción en la laringe.

3.- **Septicémica**: en esta manifestación ocurre la aparición súbita de signos inespecíficos como enjambamiento de plumaje, somnolencia, caquexia y pérdida del apetito padiendo los animales morir pocas horas después. En *Tou spp.*, *Amaduhymeha* spp. y en *Amazona* spp. pueden ocurrir enteritis necróticas y/o necrosis del miocardio.

Las presentaciones cutánea, diférica y septicémica se podrán presentar combinadas o de manera independiente.

4.- **Coriza**: ésta se presenta principalmente en *Amazona* spp. Inicialmente se manifestará con descarga nasal serosa que cambiará luego a mucosa o fibrinosa debido a la infección bacteriana o micótica secundaria. En ocasiones ocurrirá también conjuntivitis.

5.- **Tumores**: los animales que sobrevivan a la infección viral generalmente desarrollarán tumores, principalmente localizados en la piel.

El diagnóstico definitivo se puede realizar por histología de las lesiones cutáneas, de las mucosas y de los tumores para detectar cuerpos de inclusión intracitoplasmáticos. Sin embargo, la manifestación en los Psittaciformes será variable, de tal manera que los cuerpos de inclusión intracitoplasmáticos o cuerpos de Bollinger, que son patognomónicos, no siempre serán evidentes. La forma septicémica y la coriza solo se pueden diagnosticar mediante cultivo viral a partir de cadáveres o plumas. Mediante cultivo a partir de heces se podrá detectar a los portadores sanos.

El diagnóstico diferencial se deberá basar en las lesiones cutáneas para diferenciarlas de lesiones traumáticas previas, infecciones por *Trichophyton* sp., *Acanthocephalus* sp. y de la psitacosis en su forma ocular. En la presentación

diférica el diagnóstico diferencial se deberá encaminar hacia triconomiasis, candidiasis, aspergilosis, hipovitaminosis A y en *Amazona* spp. hacia la traqueítis viral.

No existe tratamiento específico para esta enfermedad aunque podrá ser útil la aplicación de 2000 U.I./kg de vitamina A y 50 mg/kg de vitamina C en el alimento, en el agua de bebida o intramuscularmente, además del tratamiento local con antibióticos en las lesiones cutáneas y oculares. También se podrá aplicar una mezcla de tintura de yodo y glicerol (3:2) en las lesiones cutáneas y de las mucosas una o dos veces al día, o directamente en estas flor de azufre.

II - Enfermedad de Pacheco (Herpesvirus) (6,81,86,154,182.) se debe considerar a esta como enfermedad exótica para nuestro país debido a que no ha sido reportada oficialmente. El virus ADN que la produce es sensible a la mayoría de los desinfectantes de uso común. La puerta de entrada de esta y de otras enfermedades causadas por Herpesvirus son la vía respiratoria y la oral, la transmisión vertical sólo ocurre en el Herpesvirus del Periquito Australiano. El periodo de incubación de los Herpesvirus de los Psittaciformes es de dos a siete días y pueden ser afectadas las aves de cualquier edad.

Son susceptibles a la enfermedad entre otras *Ara* spp., *Amakohymbus* spp., *Amazona* spp., *Aratinga* spp., *Cyanoliseus psittacus*, *Psittacus erithacus*, *Poicephalus* spp., *Agapornis* spp., *Fes* spp., *Psittacula* spp., *Cacatua* spp., *Melopsittacus undulatus*, *Alisterus* spp. y *Nymphicus hollandicus* (86).

La manifestación de la enfermedad es aguda con signos inespecíficos como somnolencia, letargia, anorexia y diarrea hemorrágica o no. Además, se podrá observar coloración amarillenta de las heces y orina; disnea, poliuria, secreción nasal, conjuntivitis, convulsiones y trepores en el cuello, alas y patas.

El diagnóstico definitivo se puede realizar mediante el aislamiento del virus o por reconocimiento de cuerpos de inclusión intranucleares en muestras de tejido. El diagnóstico diferencial se deberá enfocar hacia la psittacosis, salmonelosis, Enfermedad de Newcastle e intoxicación por plomo.

No existe tratamiento específico, pudiéndose sólo instituir la aplicación de vitaminas, fluidos o antibióticos como medidas para prevenir o curar infecciones secundarias. Se puede utilizar el aciclovir como medicamento preventivo contra la expansión de la enfermedad en un brote (86).

III - Traqueítis de los Amazonas (Herpesvirus) (6,81,86) La transmisión es horizontal con una incubación de tres a cuatro días. Las aves infectadas manifestarán respiración oral y ruidos respiratorios anormales, además, se podrá encontrar en la cavidad oral un exceso de moco, el cual se acumulará en la laringe y traquea pudiéndose ocasionar la muerte por asfixia. En la comisura de los ojos y narinas frecuentemente se podrán observar exudados incrustados.

El diagnóstico definitivo se debe realizar mediante cultivo viral a partir de muestras de tejido traqueal. El diagnóstico diferencial deberá incluir a la Enfermedad de Newcastle, clamidiosis, candidiasis, aspergilosis, triconomiasis, singamosis e hipovitaminosis A. No se ha reportado tratamiento específico pudiéndose sólo establecer un tratamiento sintomático en algunos casos.

IV - Herpes del Periquito Australiano (6,86) se transmite verticalmente ocasionando una disminución en la capacidad de eclosión del huevo, no ocasiona lesiones directas. El diagnóstico diferencial se puede realizar por inmunodifusión a partir de muestras de huevos embrionados. Esta enfermedad será particularmente evidente en la variedad "feather duster" de la línea inglesa. No se ha reportado tratamiento específico.

V - Enfermedad de Newcastle (Paramyxovirus tipo 1) (6,81,86,160,LL) es producida por un virus ARN sensible a pH 3 y pH 11, a la luz solar y a desinfectantes específicos. La enfermedad es transmitida horizontalmente por vía oral y nasal, el virus se excreta por las heces. Los embriones pueden infectarse por contaminación del huevo con heces presentes en la cámara al momento de la oviposición. En los Psittaciformes podrá ocurrir el estado de portador inmune después de la recuperación de la infección. La incubación transcurrirá en un periodo de 4 a 25 días.

Los signos clínicos vararán de acuerdo al tipo de virus (lentogénico, mesogénico y velogénico, llamado también velogénico viscerotrópico), de los cuales se puede destacar

- 1.- Muerte súbita sin signos específicos o aparición de saguología no específica pocas horas antes de morir.
- 2.- Forma visceral aguda con diarrea como signo principal además de anorexia, letargia y cianosis.
- 3.- Forma respiratoria aguda que, junto a los signos anteriores, manifestará exudado nasal y disnea.
- 4.- Forma mixta que suma los signos viscerales y respiratorios.
- 5.- Forma crónica, caracterizada por la aparición de signos generales de trastorno del sistema nervioso central. Estos signos podrán aparecer después de una presentación aguda o subclínica.
- 6.- Infección persistente sin signos clínicos, en la cual el virus se propaga y libera de manera intermitente.

La susceptibilidad a esta enfermedad en los Psittaciformes es muy variable, por ejemplo *Cacatua* spp. será altamente sensible y los individuos que sobrevivan manifestarán trastornos del sistema nervioso central, al igual que *Melospittacus undulatus*, mientras que aparentemente *Loriidae* es resistente. Otras especies altamente susceptibles son *Amazona tucrocephala*, *Aratinga canicularis*, *Agapornis taranta*, *Psittacula eupatria nipalensis*, *Psittacula krameri* y *Psittacula cyanocephala*.

El diagnóstico definitivo se puede realizar por aislamiento del virus a partir de órganos o heces en animales vivos. En ocasiones el humor acuoso de las aves que mueran por la manifestación aguda contendrá suficiente virus para hemaglutinar en portaobjetos. Serológicamente se puede diagnosticar la presencia del virus por inhibición de la hemaglutinación. Esta prueba resultará muy útil para la detección de casos crónicos y portadores sanos.

Para el diagnóstico diferencial se deberán considerar las enfermedades causantes de septicemia, enteritis o de problemas respiratorios severos cuando ocurra muerte súbita con signos respiratorios o digestivos, como podrían ser clamidiosis, Enfermedad de Pacheco, salmonelosis y en *Loriidae* deficiencias nutricionales.

No existe tratamiento específico. La aplicación de suero hiperinmune (2 ml/kg) podrá ser útil solo si se administra antes de la aparición de signos clínicos. La manifestación de lesiones en el sistema nervioso central disminuirá con el tiempo, pero nunca cesará, por lo que será recomendable el sacrificio del animal si éste no es dócil.

Los Psittaciformes, de considerarse necesario, podrán ser vacunados con vacunas vivas para gallináceas (cepas Hítcher B y Lasota) por vía parenteral en emulsión en aceite o mediante gotas por vía nasal u ocular, debiéndose emplear una dosis cinco veces mayor a la normalmente utilizada. En ocasiones algunos medios de suspensión originarán la aparición de abscesos en el sitio de inoculación, por lo que será recomendable utilizar la vía subcutánea en vez de la intramuscular (86).

El empleo de vacuna de virus vivo podría garantizar una protección de 3 o 4 meses. Si se combina esta con una dosis de refuerzo inactivada dos semanas después la protección podría aumentar a 9 u 11 meses. Las vacunas inactivadas proporcionarán una protección que variará de 3 a 7 meses (86).

VI.- Papovavirus (Papovaviridae) (6,81,86): este virus es resistente a la mayoría de los desinfectantes de uso común; pero sensible a los iodóforos y a los aldehídos. Se le ha descrito como causante de papilomas en *Psittacula erythraea*, *Amazona* spp., *Aratinga* spp., *Anodorhynchus* spp. y en *Melospittacus undulatus*. Los papilomas se localizarán frecuentemente en la piel, cloaca, párpados, mucosa orofaríngea, buche, esófago y proventrículo.

El tratamiento consistirá, hasta donde sea posible, en la remoción quirúrgica de los papilomas y en la aplicación de una autovacuna subcutánea en el propágulo y un refuerzo a los 5 días.

VII - Enfermedad del polluelo del Periquito Australiano o infección diseminada de Papovavirus del Periquito Australiano (6,81,86,170) la transmisión de la enfermedad se da mediante la regurgitación del alimento de los padres a los polluelos, el cual contendrá células epiteliales infectadas. Se presume que la infección es adquirida por vía respiratoria. El período de incubación variará de 10 a 21 días a partir del nacimiento de los polluelos. Los signos clínicos se manifestarán como abdomen dilatado o malformación del plumón y crecimiento retardado de las plumas rectrices y del contorno. Además, se presentará deshidratación severa debido a la excesiva producción de orina con pérdida de ganancia de peso, alargamiento del tiempo de vaciamiento del buche, vómito, peristaltismo invertido, depresión, opacidad ocular, anorexia, paresis y parálisis. También se podrá observar un aumento en el tiempo de coagulación.

El diagnóstico definitivo se efectuará por aislamiento del virus o demostración de cuerpos de inclusión claros o basófilos. El diagnóstico diferencial se deberá enfocar hacia clamidiasis, Enfermedad de Pacheco y salmonelosis. No existe tratamiento específico.

La enfermedad ha sido descrita en otras especies como *Anodorhynchus hyacinthinus*, *Ara urarina*, *A. militaris*, *A. ambigua*, *A. macao*, *A. cholorera*, *Amazona orcesiophala*, *A. ventralis*, *Aratinga solstitialis*, *A. jendayi*, *A. auricapilla*, *A. guaruba*, *A. erythrogenys*, *A. leucophthalmus*, *Encicognathus leptorhynchus*, *Pionus senilis*, *Psittacus erithacus*, *Cacatua galerita* y *Eclectus poratus* (101,156).

VIII - Síndrome del Pico y Plumas de los Pericos (81,101,156,160,170,182,207) se desconoce el agente etiológico y el modo de transmisión. Entre otras, las especies reportadas como más susceptibles son *Cacatua galerita*, *Eolophus haemacapsillus*, *Cacatua sanguinea*, *Melopsittacus undulatus*, *Agapornis roseicollis*, *Agapornis lilianae*, *Trichoglossus haematodus*, *Platycecus eximius*, *Platycecus icterotis*, *Psephotus dissimilis*, *Barnardius barnardi*, *Barnardius zosterus*, *Psephotus haematodus*, *Agapornis personata*, *Cacatua tenuirostris*, *Callocephalon fimbriatum*, *Nymphicus hollandicus* y *Eclectus poratus*.

La enfermedad se caracteriza por muda anormal y desarrollo distrófico de plumas, pico y garras, principalmente en animales jóvenes. La manifestación aguda se presentará con pérdida simétrica de todas las plumas en desarrollo en pocos días, seguida de muerte súbita o recuperación parcial o total. La manifestación crónica se evidenciará por la muda de las plumas normales y su reemplazo constante con plumas deformes que se caracterizarán por torsión, distrofia e hiperqueratosis de sus cañones, las cuales no llegarán a madurar. También se observarán distrofia, hiperplasia e hiperqueratosis en el pico y garras y pérdida de las plumas productoras de polvo. En algunos casos crónicos se podrá observar severa necrosis del pico por invasión micótica o bacteriana secundaria.

El diagnóstico definitivo se debe basar en el hallazgo de cuerpos de inclusión intracitoplasmáticos en los macrófagos del folículo plumoso y de la pulpa de la pluma. No existe tratamiento efectivo.

Se presume que la enfermedad llamada Muda Francesa (French Moults), que afecta a *M. undulatus* y a otras especies afines, es causada por un agente etiológico similar al del Síndrome del Pico y Plumas de los Pericos, en este caso la ruta de infección aparentemente es transovárica.

IX - Síndrome de Dilatación Proventricular (6,70,81,205) este síndrome fue reportado inicialmente en guacamayas y cacatuas aunque se presume que otras especies pueden ser afectadas. Los signos inespecíficos incluyen anorexia, decaimiento, pérdida de peso, diarrea, regurgitación intermitente, presencia de alimento no digerido en las heces y signos neurológicos multifocales. Se desconoce la etiología.

En la exploración radiográfica el proventrículo aparecerá agrandado. El diagnóstico diferencial deberá incluir candidiasis y salmonelosis. La muerte ocurrirá por malnutrición y/o infecciones secundarias.

Otras enfermedades virales que se deben considerar en los Psittaciformes cautivos serán las producidas por Adenovirus, como el de la Paucirentitis por Cuerpos de Inclusión en *Agapornis* spp. y el de la Encefalitis de *Melopsittacus undulatus*. También se deberá considerar a los Reovirus y al Síndrome Hemorrágico de los Conuros (81,86).

10.14 Enfermedades bacterianas.

Para poder reconocer el origen bacteriano de una enfermedad en los Psittaciformes en cautiverio podría ser útil tratar de dar respuesta a las siguientes preguntas (81)

- 1.- ¿Se ha aislado al microorganismo en grandes cantidades?
- 2.- ¿El microorganismo ha sido causante de bacteremia?
- 3.- ¿Forma parte de la flora microbiana normal del animal?
- 4.- ¿Tiene el microorganismo características patógenas propias?
- 5.- A la necropsia ¿presentan los órganos lesiones macroscópicas o microscópicas?
- 6.- ¿Se encuentran presentes otros microorganismos?

1. **Estafilococosis** (14,65,83,160) esta enfermedad es producida por el coco Gram positivo *Staphylococcus aureus*. Los animales clínicamente sanos albergan este microorganismo en la piel y en la mucosa del tracto respiratorio y digestivo. *S. aureus* es altamente resistente a condiciones adversas en el medio así como a los desinfectantes de uso común. La transmisión podrá ocurrir de manera vertical y horizontal, esta última directa o indirectamente.

La infección endógena generalmente causa septicemia la cual podrá originar posteriormente focos localizados de infección en el ave que sobreviva a la primera. Las lesiones locales serán evidentes por la necrosis de las puntas de las extremidades y a la necrosis por infartos en el hígado y en los riñones. En ocasiones podrá ocurrir infección en el sistema nervioso central la cual se manifestará con signos de tipo nervioso. La infección exógena se originará a partir de las lesiones cutáneas y podría progresar a septicémica. En los Psittaciformes se desconoce el período de incubación. La estafilococosis se manifestará bajo diferentes formas clínicas:

- 1.- Alta mortalidad embrionaria originada por infección transovárica o por falta de higiene durante el período de reproducción.
- 2.- Inflamación del ombligo (onfalitis) y/o del saco vitelino en el polluelo recién nacido y hasta los 10 días de edad
- 3.- Septicemia acompañada de signología inespecífica como aletargamiento, anorexia, cifosis, ensortijamiento del plumaje y muerte súbita. A esta presentación se asociarán necrosis de las puntas de los dedos, de la piel del cuello y signos de lesión en el sistema nervioso central.
- 4.- Artritis-sinovitis, principalmente de las articulaciones tibiotarso-tarsometatarsiana y tarsometatarsofalangiana
- 5.- Osteomielitis, que es la presentación crónica de lesiones en el esqueleto, principalmente en los miembros pélvicos.
- 6.- Infección exógena, la cual se caracteriza por la presentación de varios tipos de dermatitis:
 - a) Dermatitis vesicular se manifiesta con vesículas llenas de exudado amarillento que cuando se rompen originan costras café o negras.
 - b) Dermatitis gangrenosa se le observará después de inflamación edematosa hemorrágica de la piel. Las áreas afectadas se verán ennegrecidas y sin plumas. La infección se podrá afectar secundariamente por *Clostridium* sp.
 - c) Pododermatitis o "bumble foot disease" se caracteriza por la presencia de exudado serofibrinoso o fibrinoso en las articulaciones de las patas e inclusive purulento, aunque esta normalmente no es producida en las aves.

El diagnóstico definitivo se puede realizar mediante la observación de necrosis de los extremos de los dedos, la cual es característica de la enfermedad o mediante cultivo y aislamiento bacteriano. Las cepas alfa-hemolíticas serán más tóxicas para las aves que las beta-hemolíticas.

El diagnóstico diferencial deberá incluir a las enfermedades causantes de septicemia, infecciones cutáneas, alergias, ectoparásitos, congelación de dedos e infestación por filarias en *Amazona* spp.

El tratamiento se debe realizar con antibióticos por vía parenteral como la neomicina, ampicilina, tetraciclina, trimetoprim y kanamicina. En una situación urgente la carbencilina o la gentamicina podrían ser utilizadas como medicamentos de primera elección.

II.- **Streptococosis** (14,65,83,160) : esta enfermedad es producida por el coco Gram positivo *Streptococcus zooepidemicus* (serogrupo C) y miembros del serogrupo D como *Str. faecalis*, *Str. faecium*, *Str. durans* y *Str. gallinarum*.

Streptococcus faecalis, *Str. faecium* y *Str. avium* son componentes normales de la flora microbiana de los Psittaciformes, en caso de que produzcan infección podrían ser transmitidos vertical u horizontalmente a la descendencia, originando muerte embrionaria o del pichón por septicemia pocos días después de nacer. Otras formas de transmisión serán la serógena y la percutánea en piel lesionada.

El período de incubación podrá llevar de 24 horas a algunos días. Las manifestaciones clínicas más comunes son la muerte apopléctica o depresión y somnolencia, las cuales llevarán al deceso del animal en dos o tres días además de diarrea, disnea, paresis y conjuntivitis. La enfermedad de curso crónico se caracterizará por inflamación de las articulaciones y vanaas tendinosas además de problemas cardiorespiratorios debidos principalmente a endocarditis.

El diagnóstico definitivo se debe realizar mediante cultivo y aislamiento del microorganismo principalmente a partir de hígado, corazón y cerebro. El diagnóstico diferencial se deberá enfocar hacia las enfermedades septicémicas.

El tratamiento se puede realizar con antibióticos como la ampicilina, la entronomicina, el trimetoprim y la espectinomomicina. Las lesiones en las articulaciones podrán ser tratadas mediante la inyección de antibióticos en la cápsula sinovial o quirúrgicamente, mientras se asegure la correcta higiene del procedimiento.

III.- **Tuberculosis** (83) esta enfermedad es causada por *Mycobacterium avium* y otras micobacterias Gram positivas y ácido resistentes. *Mycobacterium* sp. es altamente resistente a la mayoría de los desinfectantes.

La transmisión se lleva a cabo por vía oral y aerógena. La infección transovarica es prácticamente inexistente debido a que el microorganismo causa la interrupción de la producción de huevos. La tuberculosis en los Psittaciformes y en los demás órdenes de aves es de tipo visceral y las lesiones causadas por esta son de tipo abierto. El período de incubación es prolongado pudiendo tomar de semanas a meses.

Los signos clínicos generales incluirán emaciación progresiva aún con buen apetito, diarrea recurrente, poluria, anemia, cojera, artritis y engrosamiento y/o ulceración de la piel sobre las articulaciones inflamadas. Los individuos juveniles rara vez mostrarán signos evidentes de la enfermedad.

El diagnóstico definitivo se debe efectuar mediante la demostración directa de la presencia del microorganismo o por cultivo a partir de muestras de biopsia o de cadáveres y de heces de animales sin signos clínicos. También se podrá realizar el diagnóstico por tuberculización o mediante aglutinación en placa.

El diagnóstico diferencial deberá incluir a aquellas enfermedades que puedan producir granulomas tales como colibacilosis, yersiniosis, salmonelosis, aspergilosis, leucosis, reticuloendoteliosis y sarcocosis. No existe tratamiento efectivo contra la tuberculosis visceral en las aves y se deberá considerar el riesgo de salud pública concomitante.

IV.- Erisipela (14,83) esta enfermedad es causada por el baston Gram positivo *Erysipelotrix insidiosus* y *F. rhusiopathiae*. Este microorganismo es sensible a la mayoría de los desinfectantes de uso común. La forma de contagio es por la vía oral, se desconoce el tiempo de incubación de la enfermedad en los Psittaciformes. Los signos clínicos consisten en muerte súbita o debilidad, somnolencia, conjuntivitis, anorexia y cambio de la coloración normal de los aperteros a rojo violáceo. La presentación crónica, más rara, se caracteriza por el engrosamiento de la piel, artritis serofibrinosa o endocarditis. El diagnóstico definitivo se debe efectuar por aislamiento del agente. El diagnóstico diferencial deberá incluir a la pasteurellosis, enteritis de etiologías diversas, Enfermedad de Newcastle, psitacosis y listeriosis. El tratamiento de puede realizar mediante la aplicación intramuscular de penicilina o tetraciclinas. También se podrán emplear sueros hiperinmunes.

V.- Listeriosis (14,83) es causada por el baston Gram positivo *Listeria monocytogenes*, el cual es sensible a la mayoría de los desinfectantes de uso común. La vía oral es la principal ruta de infección. Se desconoce el tiempo de incubación en los Psittaciformes. Los signos clínicos se manifestarán como muerte súbita generalmente precedida de torticolis, temblores, caturpo, paresis o parálisis. El diagnóstico definitivo se debe efectuar mediante el aislamiento del microorganismo. El diagnóstico diferencial en la forma aguda se debe enfocar hacia enfermedades septicémicas tales como estisepia, pasteurellosis, salmonellosis y yersenirosis, la signología nerviosa se debe diferenciar de infección por Paramixovirus, psitacosis y Herpesvirus.

Las aves responderán al tratamiento con tetraciclinas aunque los trastornos del sistema nervioso central no sanarán.

VI.- Colibacilosis (14,65,83,160) esta enfermedad es producida por el bacilo Gram negativo *Escherichia coli*. Los serogrupos 1, 12 y 78 serán los más frecuentemente encontrados en los casos de infección. La transmisión se puede realizar por vía oral, aerógena y transovaria. La incubación variará de 24 a 48 horas. De acuerdo al sitio principal de infección se pueden diferenciar las siguientes manifestaciones clínicas:

- a) Colisepticemia.** Surge repentinamente con somnolencia, plumaje erizado, anorexia, hipotermia, diarrea, poluria, presencia de exudado fibrinoso en la cámara anterior del ojo, uveítis y artritis serofibrinosa.
- b) Enteritis aguda.** Caracterizada por diarrea producida por las toxinas generadas por *E. coli*.
- c) Infección intestinal local invasiva.** Esta se caracteriza por muerte súbita o por signos inespecíficos. A la necropsia se podrán descubrir úlceras o pseudomembranas en el epitelio intestinal destruido.
- d) Infección respiratoria.** Esta es causante de rinitis y aeroculitis la cual podría evolucionar hasta peritonitis. Esta manifestación afecta principalmente a los polluelos al inhalar estos gran cantidad de polvo contaminado con *E. coli*, lo que generalmente les causará neumonía e inflamación del ombligo (onfalitis).
- e) Infección ascendente del tracto genital.** Esta presentación causará en las hembras salpingitis y ooforitis para finalmente originar la muerte del animal por salpingo-peritonitis. En el macho ocurrirá rara vez y cuando se presenta provoca orquitis y esterilidad.
- f) Coligranulomatosis o enfermedad de Hjaerre.** Esta es la presentación crónica de la enfermedad en los animales adultos. Los signos clínicos principales son emaciación, diarrea, poluria y granulomatosis cutánea.

El diagnóstico definitivo se debe efectuar por aislamiento del microorganismo. El diagnóstico diferencial se deberá encaminar hacia enfermedades septicémicas bacterianas y virales además de las enteritis agudas ocasionadas por *Salmonella* sp., *Pseudomonas* sp. y *Aeromonas* sp. Otros diagnósticos diferenciales deberán incluir Paramixovirus, clamidiosis, klebselosis, estafilococosis y listeriosis cuando se presenten trastornos en el sistema nervioso central.

El tratamiento se debe realizar mediante la aplicación de antibióticos como tetraciclinas, furazolidona, sulfonamidas, trimetoprim, espectinomocina, trimetoprim/sulfas y neomicina por vía intramuscular, además de restablecer la flora bacteriana normal intestinal y disminuir el pH del tracto digestivo mediante el uso de lactobacilos comerciales o

derivados de fermentos lácteos. Esta terapia microbiana se deberá extender por dos o tres semanas hasta que los lactobacilos propios de la especie se restablezcan.

VII.- *Salmonellosis* (14,65,83,160) ésta es una infección producida por varias especies del bastón Gram negativo *Salmonella* sp. La infección puede ocurrir por vía oral, aerógena y transovárica.

La enfermedad aguda se puede manifestar con signos generales como letargia, anorexia, polidipsia, poliuria y diarrea con o sin la presencia de sangre. La forma subaguda presentará principalmente conjuntivitis, iridociclitis o panofalmitis, signos nerviosos centrales y artritis.

La familia *Lentidae* generalmente presentará altas tasas de mortalidad. Por su parte *Psittacus erithacus* también será muy susceptible manifestando signología subaguda a crónica caracterizadas por lesiones cutáneas predominantemente granulomatosas, además de fiebre, artritis y tendovaginitis.

El diagnóstico definitivo se debe realizar por aislamiento e identificación del tipo de salmonela presente. Los portadores crónicos frecuentemente serán serológicamente negativos. El diagnóstico diferencial se deberá encaminar a otras enterobacterias, pasteurellosis, erisipela, listeriosis, clamidiosis y enfermedades por Paramixovirus, Herpesvirus y Adenovirus.

El tratamiento con sulfonamidas tales como sulfadimidina y sulfadiazina o antibióticos como las tetraciclinas, cloranfenicol, neomicina, trimetoprim/sulfas y espectinomocina se deberá suplementar con la administración de lactobacilos. La enfermedad con signología crónica o nerviosa generalmente no responderá al tratamiento.

VIII.- *Klebsiellosis* (65,83) enfermedad producida por los bacilos Gram negativos *Klebsiella pneumoniae* y *K. oxytoca*. Se trata de un microorganismo altamente resistente a los desinfectantes por lo que será recomendable, cuando sea posible, su exterminio por flama. Esta enterobacteria originará bacteremia con o sin organopatía, siendo el riñón el órgano blanco más frecuente, además de ocasionar neumonía, hepatitis y encefalomeilitis.

El diagnóstico definitivo se puede realizar mediante el aislamiento e identificación del agente. El diagnóstico diferencial se deberá centrar en otras enterobacterias y en la pasteurellosis, erisipela, listeriosis, Paramixovirus, Herpesvirus y la clamidiosis.

El tratamiento se debe realizar mediante el uso de antibióticos como la neomicina, espectinomocina y trimetoprim/sulfas por vía intramuscular. En algunos casos se podrán utilizar la gentamicina o la polimixina B.

IX.- *Pasteurellosis* (14,65,83,160) esta enfermedad es causada por los bacilos Gram negativos *Pasteurella multocida* y *P. gallinarum*, los cuales son sensibles a la mayoría de los desinfectantes de uso común. La transmisión es aerógena. Se desconoce el periodo de incubación en los *Psittaciformes*.

Los signos variarán según la especie, por ejemplo *P. multocida* podrá causar muerte súbita o cianosis, disnea y diarrea en la forma aguda, además las aves afectadas presentarán secreción mucosa en las narinas o en el interior de la cavidad oral. La enfermedad crónica se manifestará con ruidos respiratorios, evudado nasal, conjuntivitis, inflamación de los senos infraorbitales, artritis y trastornos del sistema nervioso central. Por su parte *P. gallinarum* generalmente actúa como invasor secundario en enfermedades respiratorias.

El diagnóstico definitivo se podrá realizar por cultivo y aislamiento del agente. El diagnóstico diferencial debe incluir enfermedades respiratorias como las producidas por Paramixovirus, *Chlamydia psittaci*, influenza aviar, *aspergillosis* y *singamosis*. El tratamiento se puede realizar con sulfonamidas (sulfadimidina) o con antibióticos tales como la ampicilina, kanamicina y la espectinomocina. En ocasiones se podrán utilizar sueros hipérmicos. Las aves con enfermedad crónica no siempre responderán al tratamiento.

X.- Infección por *Pseudomonas aeruginosa* y *Aeromonas hydrophila* (65,83,125,139,167,175) estos bastones Gram negativos se podrán encontrar en lugares húmedos (bebederos, pisos con mal drenaje) *Pseudomonas* sp es resistente a la mayoría de los desinfectantes comunes, mientras que *Aeromonas* sp es sensible a ellos. La infección podrá ser adquirida por vía oral o a través de la piel. Estas bacterias son productoras de exotoxinas. Se desconoce el periodo de incubación en los Psittaciformes. Una evaluación en el pH del intestino superior, debida a la ausencia del *Lactobacillus* sp., propiciará el establecimiento de infecciones por *Aeromonas* sp., en este caso los polluelos carentes de una flora intestinal establecida serán más vulnerables.

Los signos clínicos aparecerán después de bacteremia y se caracterizarán por diarrea, disnea, deshidratación y otros signos de tipo inespecífico. La infección cutánea se podrá asociar a edema o necrosis local.

El diagnóstico se debe basar en el aislamiento e identificación del agente causal. El diagnóstico diferencial se deberá enfocar hacia enfermedades causantes de septicemia o de muerte súbita. *Pseudomonas aeruginosa* es resistente a la mayoría de los antibióticos, sin embargo, en caso de urgencia podrían ser utilizadas la polimixina B, la neomicina, la gentamicina, la kanamicina o la carbencilina. *Aeromonas hydrophila* es sensible a los antibióticos de uso común.

10.15 Infección por otros microorganismos

I.- *Mycoplasmas* (6,85) esta enfermedad es producida por *Mycoplasma* sp., *Acholeplasma* sp y *Ureaplasma* sp. Las raras de infección son la respiratoria, la venérea y la transovárica, además de la oral en los polluelos. Se desconoce el periodo de incubación en los Psittaciformes.

Los signos clínicos de la enfermedad consisten en conjuntivitis crónica, rinitis, sinusitis, ruidos respiratorios y artritis. El diagnóstico definitivo se debe efectuar por aislamiento del microorganismo. El diagnóstico diferencial se deberá enfocar hacia las enfermedades virales más comunes, infecciones bacterianas o micóticas secundarias, psitosis y enfermedades nutricionales. *Amazona* sp. y *Psittacus erithacus* podrán presentar un agrandamiento de una o ambas narinas debido a una infección crónica y moderada causada por este microorganismo.

La infección por micoplasmas podrá ceder al tratamiento con tilosina, eritromicina y espectinomina en combinación con lincomicina.

II.- *Chlamydia* (6,84,160,182) esta enfermedad es producida por *Chlamydia psittaci*. Se estima que el 1% del total de la población de Psittaciformes silvestres en el mundo se encuentran infectados o actúan como portadores, sin embargo, el microorganismo aparentemente les ocasiona poco daño. La enfermedad clínicamente en cautiverio es propiciada por el hombre al hacinar animales durante su captura, transporte y al modificar su alimentación natural.

La infección es adquirida por vía aérea a partir de polvo de plumas infectadas o del generado por la materia fecal deshidratada. *Chlamydia psittaci* puede ser excretada en las heces del animal infectado hasta por 10 días antes de la aparición de los signos clínicos. Generalmente los animales jóvenes o inmaduros serán más susceptibles a la enfermedad. Las grandes especies de la Región Neotropical son más susceptibles que las especies de la Región Australásica, las cuales a su vez lo serán más que las especies de la Región Etiópica, aunque se deberá considerar la variabilidad individual. El periodo de incubación será muy variable pudiendo tomar de 5 días hasta 1.5 años.

Los signos clínicos de la enfermedad aguda consisten en disnea, ruidos respiratorios anormales, coriza, sinusitis, conjuntivitis uni o bilateral, diarrea y poluria. Además, el ave en este estado se encontrará hipotérmica, letárgica, anoréctica y presentará el plumaje erizado. Las heces podrán ser amarillentas si ocurre daño hepático aunque en general serán verdes o verde-grisáceas, acuosas y frecuentemente sin la presencia de uratos. La enfermedad subaguda o crónica se caracterizará principalmente por signos de lesión en el sistema nervioso central tales como opistótonos, torticolis, temblores y convulsiones. En *Nymphicus hollandicus* se podrá observar parálisis flácida del tren posterior e inclusive en ocasiones del anterior.

Los animales jóvenes que sobrevivan a la enfermedad aguda manifestarán trastornos en el plumaje. En *Neophema* spp. generalmente ocurrirá queratoconjuntivitis recurrente.

El diagnóstico definitivo se deberá efectuar mediante la demostración de cuerpos de inclusión en improntas o frotis a partir de la conjuntiva, esudado nasal, sacos aéreos, pericardio, hígado, bazo o pulmones y por cultivo del microorganismo a partir de heces. Las pruebas serológicas que se podrán correr son las de fijación del complemento, inhibición de la hemaglutinación, inmunodifusión, E.L.I.S.A. y aglutinación en latex.

El diagnóstico diferencial se deberá enfocar hacia infecciones tales como la Enfermedad de Pacheco, Paramyxovirus, virus de influenza tipo A y las producidas por enterobacterias.

El tratamiento se realizará exclusivamente con tetraciclinas de tal manera que se asegure en el animal una hemoconcentración de 1 mg/ml durante un periodo aproximado de 6 semanas. Para conseguir esta concentración se podrán seguir las siguientes formas de dosificación:

- 1.- Clorotetraciclina por vía oral en una proporción de 5 000 ppm en dieta blanda. Esta vía de dosificación podría originar falla renal si los riñones han sido lesionados previamente.
- 2.- Oxitetraciclina por vía intramuscular en una dosis de 1 mg/10 a 30 g de peso.
- 3.- Doxiciclina (alemana) por vía intramuscular, la cual deberá ser aplicada en una dosis de 100 mg/kg. El tratamiento podría seguir una secuencia de aplicación de una inyección cada 7,7,7,7,6,5 y 5 días para mantener la hemoconcentración antes mencionada (84).

La administración de tetraciclinas a las aves enfermas requerirá del empleo de tratamiento de soporte mediante fluidos endovenosos, lactulosa (polisacárido) y calor. En casos severos se podrá administrar una sola inyección intramuscular de doxiciclina seguida de la administración oral de una cápsula del medicamento, Vibramicina (R), diariamente por 45 días. Algunas especies como *Ara* spp., *Agapornis* spp. y *Psittogerys* spp., requerirán de dosis inferiores de tetraciclinas con respecto a otras, así de 100 mg/kg estas responderán a dosis de 75 mg/kg.

10 16 Enfermedades micóticas (6,14,41,65,160)

L- Aspergilosis esta enfermedad es producida por el hongo *Aspergillus fumigatus* el cual se encuentra comúnmente en el medio, por lo que se deberán considerar factores predisponentes para la enfermedad como son la inmunosupresión, mala nutrición, hacinamiento y falta de higiene. La enfermedad en los Psittaciformes se manifiesta como una afección del tracto respiratorio bajo, de manera aguda o crónica. La primera generalmente será rápida y fatal. Certos grupos de Psittaciformes aparentemente son más susceptibles que otros, principalmente aquellos que viven a grandes alturas s.n.m., como son *Picus* spp. y algunas cacaotías, además de *Poicephalus senegalus* y *Psittacus erithacus*.

Los signos clínicos en general no son útiles para el diagnóstico debido a que podrán ser observados en otras enfermedades crónicas debilitantes. Los signos clínicos en la forma crónica podrían ser disnea, letargia, depresión y emaciación. Además, ocurrirán cambios en la vocalización de los animales debido a lesiones en la tráquea, siringe y bronquios primarios. Cuando ocurra daño en el sistema nervioso central generalmente se podrá observar ataxia o parálisis (89). Un signo clásico de la enfermedad crónica es la recuperación retardada del ritmo de respiración normal del animal después de realizar ejercicio moderado.

El diagnóstico definitivo se debe basar en la Historia Clínica y en la exploración radiográfica del aparato respiratorio para evidenciar la presencia de nódulos en los pulmones y sacos aéreos, además de la falta de respuesta al tratamiento con antibióticos. Hematológicamente la aparición de leucocitos, heterofilia, monocitosis, linfopenia y un incremento en las globulinas y proteínas séricas totales serán de utilidad para confirmar el diagnóstico. En cuanto sea posible se deberá intentar el aislamiento del agente a partir de muestras tomadas de tráquea o faringe.

La enfermedad es de pronóstico reservado aunque se podrá realizar el tratamiento sistémico con anfotericina B, ésta se nebulizará directamente en el interior de la tráquea sola o en conjunto con antibióticos como el cloranfenicol. Otros tratamientos podrán incluir el empleo de la fluconazol, miconazol, clotrimazol y nistatina. En este caso en los Psittaciformes el empleo de ketoconazol y miconazol será de nula utilidad. En otros se podrá intentar la remoción de las placas micóticas, el lavado de la cavidad celómica con anfotericina B y la administración de inmunostimulantes.

II.- Candidiasis esta enfermedad es producida por *Candida albicans*. Esta es una micosis oportunista que afecta principalmente al tracto digestivo superior. Los factores predisponentes son el empleo de una terapia prolongada con antibióticos, la mala nutrición, otras enfermedades preexistentes y las malas prácticas de higiene. Son particularmente sensibles *Loxia*, *Falco*, *Accipiter* y *Taxiopsis* spp.

Los polluelos y juveniles serán los animales más fácilmente afectados. Los signos clínicos más evidentes son la poca ganancia o pérdida de peso, la dilatación, impactación o retardo en el vaciamiento del buche y la regurgitación frecuente. El diagnóstico definitivo se debe centrar en la historia y signos clínicos y en la demostración de membranas caseosas o difusas en la cavidad oral, esófago y buche. El diagnóstico diferencial deberá incluir a la trieloma de los pezones, triconomoniasis e hipovitaminosis A.

El tratamiento específico se debe instituir con nistatina oral o fluorocitosina en las infecciones resistentes a la primera. También se podrá realizar mediante la aplicación local de solución de anfotericina B en la cavidad oral, además de ketoconazol directamente en el agua de bebida.

Otras micosis que se deben considerar en el aparato respiratorio de los Psittaciformes son las ocasionadas por *Aspergillus* sp., *Nocardia asteroides*, *Cryptococcus neoformans* y *Rhizosporidium* sp.

Como dermatomicosis, aunque raras, se deberá tomar en cuenta a *Trichophyton* sp. y *Mycosporium gypseum*, las cuales serán evidentes por alopecia de la cabeza y cuello, descamación y formación de lesiones concéntricas cutáneas, además de prurito y automutilación.

El tratamiento, aunque difícil, se debe intentar mediante la aplicación local, cada dos semanas, de una solución de ácido salicílico y ácido tánico (1 g de ácido salicílico y 1 g de ácido tánico cpo) 100 ml de alcohol etílico) o con sulfato de cobre. En el caso de infección cutánea por *Candida* sp. se podrá utilizar la nistatina.

10.16.1. Micotoxicosis (41)

Esta ocurrirá cuando las aves sean expuestas a los metabolitos tóxicos producidos por hongos en los alimentos mal conservados. Los signos y lesiones variarán con la dosis de la toxina ingerida, el tiempo de exposición y la susceptibilidad de especie. Entre los alimentos que más fácilmente serán invadidos por hongos se puede citar a los cacahuetes y sus derivados, muecas, cereales, pan, queso, frijol, jugo de frutas y carne.

La micotoxicosis que será más frecuentemente encontrada es la producida por *Aspergillus* sp., llamada aflatoxicosis, la cual tiene un efecto principalmente hepatotóxico. Además, entre los efectos generales de la aflatoxicosis se podrán citar trastornos en la reproducción, crecimiento empobrecido, copulopatías e inmunodeficiencia. Las aflatoxinas inclusive pueden ser carcinogénicas.

Los signos clínicos más frecuentemente observados en la aflatoxicosis incluyen anorexia, pérdida de peso, depresión y en ocasiones muerte súbita. Aparentemente los machos y los animales jóvenes son más susceptibles.

La fusarototoxicosis (producida por *Fusarium* sp.) tiene principalmente un efecto estrogénico. La toxina T-2 (*F. triseptatum*) causa alteraciones en el plumaje, en el crecimiento y necrosis de la mucosa oral, la cual se caracteriza por la presencia de lesiones caseosas que podrán interferir con el consumo de alimento. Estas mismas lesiones se observan en las patas y en los tarsos. La presencia de esta micotoxicosis en el material de cama podrá producir dermatitis.

por contacto, además de las lesiones del sistema nervioso central frecuentemente observadas y la necrosis distal de las falanges.

Los ataques por micotoxicosis podrían ser diferenciados de otros padecimientos si se consideran los siguientes puntos:

- 1.- La enfermedad se asocia a un alimento evidentemente descompuesto
- 2.- No se aprecia transmisión de la enfermedad entre diferentes animales y generalmente se limita a un animal o a un grupo específico.
- 3.- La enfermedad se asocia con la variación estacional o con una forma específica de conservación o almacenamiento del alimento
- 4.- No se puede aislar un agente infeccioso específico
- 5.- El o los animales afectados no responden a la quimioterapia

El diagnóstico definitivo de micotoxicosis en los Psittaciformes se debe basar en la Historia Clínica, aislamiento de un posible hongo patógeno a partir del alimento, hallazgos a la necropsia y determinación química de la micotoxina en el alimento, tracto gastrointestinal y otros tejidos.

No existe tratamiento específico aunque podría ser útil la administración oral de carbón activado, cistina, vitamina A o carotenos y selenio, además del tratamiento de soporte de urgencia

10.17 Enfermedades parasitarias

I.- **Coccidiosis (14,160,165)** esta enfermedad es producida por los protozoos *Eimeria* sp e *Isospora* sp, los cuales habitan la mucosa intestinal. El ciclo biológico es directo, los ooquistes son expulsados con las heces pudiendo causar la enfermedad 2 o 3 días después. El ciclo completo se lleva a cabo en dos o tres semanas según la especie de coccidia. Los signos clínicos se basan en depresión, anemia, pérdida de peso, polidipsia y diarrea o disenteria. En ocasiones se podrán observar temblores o convulsiones.

El diagnóstico definitivo se efectúa mediante el hallazgo de los ooquistes en las heces. El tratamiento se deberá basar en sulfonamidas (sulfadimidina, sulfaquinoxalina) y furazolidona

II.- **Sarcocystidiosis (14,92)**, esta enfermedad es producida por la coccidia *Sarcocystis falcatula* y es de ciclo biológico indirecto. Las especies del Viejo Mundo serán más susceptibles a la enfermedad. Aparentemente los individuos adultos de las especies del Nuevo Mundo son relativamente resistentes. Generalmente la infección será hiperaguda y causará muerte súbita sin signos previos. La infección aguda podría estar precedida de signos tales como disnea, coloración amarillenta de los uratos, letargia, anorexia, diarrea, debilidad, taquipnea, ataxia, paresis posterior y ladeamiento de la cabeza.

Mediante la exploración radiográfica se podrán observar incremento en la densidad pulmonar, hepatomegalia, esplenomegalia y nefromegalia. A la necropsia el diagnóstico se puede realizar por el hallazgo de esquizontes en los pulmones. Generalmente los Psittaciformes morirán antes de desarrollar sarcocistis en los músculos. El tratamiento se puede realizar mediante el empleo de pirimetamina, trimetoprim y sulfadiazina

III.- **Tricomoniasis (14,19,160)**, esta enfermedad de ciclo biológico directo es producida por *Trichomonas gallinae*. Su signo clínico más evidente es la aparición de lesiones caseosas en las comisuras de la boca y en el interior de la cavidad oral, faringe, cavidad nasal, esófago y buche. También se podrá observar que el animal presenta dificultad para beber o

comer además de manifestar ruidos respiratorios anormales. En los animales débiles o viejos un estado de depresión y emaciación progresiva podría preceder a la muerte.

El diagnóstico diferencial deberá incluir a la candidiasis y a la hipovitaminosis A. El tratamiento se puede realizar con dimetridazol o metronidazol.

IV - Giardiasis (14,165,182) esta enfermedad es producida por *Giardia* sp., protozoo que habita el tracto gastrointestinal. La forma enquistada infectante es liberada en las heces para completar un ciclo de transmisión directo por vía oral.

Los signos clínicos más comunes son pérdida de condición, vómito, diarrea y muerte súbita. El diagnóstico definitivo se basará en la observación directa del protozoo en el contenido del buche o de sus coqueques en las heces.

El tratamiento se llevará a cabo mediante dimetridazol o metronidazol.

V - Leucocitosis (14) esta enfermedad es producida por los protozoarios hemoparásitos *Leucocytozon* sp y *Atiba* sp., los cuales se podrán encontrar en el interior de los eritrocitos y en los leucocitos, no se multiplican en la sangre circulante. Generalmente *Leucocytozon* sp. es transmitido por *Simuliidae* y *Atiba* sp. mediante *Culex* sp., los cuales son parásitos hematófagos externos.

Estos hemoparásitos producirán un cuadro particularmente severo en los pollos o en los animales jóvenes originando una alta mortalidad. El signo clínico más evidente es anemia. En ocasiones se podrá observar estacionalidad en la enfermedad y su relación con la abundancia de insectos hematófagos.

El diagnóstico definitivo se puede efectuar mediante el hallazgo de parásitos intracelulares no pigmentados en leucocitos y eritrocitos, además de la evidencia de microquistes en la musculatura del corazón y del ventrículo.

El tratamiento se deberá basar en el empleo de sulfas o pirimetamina.

VI - Pediculosis (14,165) esta parasitosis es producida en los Psittaciformes por numerosos géneros y especies de piojos, siendo los más importantes los mordedores (Orden Mallophaga). Generalmente estos parásitos predispondrán a la aparición de enfermedades secundarias.

Los signos clínicos más frecuentemente observados son irritación cutánea, intranquilidad, hiporexia, insomnio, deterioro general del plumaje y automutilación. El diagnóstico definitivo se basará en la observación directa de los parásitos.

El tratamiento más específico se deberá efectuar mediante el uso de malation, cumafos, diclorvos y piretroides, sin embargo, éstos podrían ser tóxicos para algunas especies.

VII - Corneos o acaros rojos (14,165) esta enfermedad es producida por *Dermanyssus gallinae*. Serán afectadas la mayoría de las especies aunque aparentemente *Atelaphaenus undulatus* es resistente a la infestación. Este es un parásito temporal hematófago nocturno el cual después de alimentarse se refugia en las rendijas de la jaula o aviario, recipientes, perchas o debajo de las heces acumuladas.

Los animales principalmente afectados por esta parasitosis serán los muy jóvenes o los viejos, los cuales manifestarán intranquilidad, debilidad, anemia, pérdida de peso y maltrato del plumaje. El diagnóstico definitivo se realizará por la observación directa de los parásitos.

El tratamiento se podrá efectuar con piretrinas, malation o cumafos, además deberá incluir el exterminio de todos los parásitos escondidos a los alrededores del animal.

VIII.- Acariasis de las plumas (14) esta enfermedad es producida por *Ornithonyssus sylviarum* y *O. bursa*. El ciclo biológico de esta parasitosis en los Psittaciformes en su mayoría se desconoce, sin embargo, todas las fases de desarrollo de *O. sylviarum* ocurrirán sobre el animal. El tratamiento podrá ser el mismo que se utilice para los conures.

IX.- Sarma hemidicóptica esta es producida por *Knemidocoptes levis*, *K. mutans*, *K. gallinae* y *K. psittaci*. Esta enfermedad será frecuentemente observada en *Myiopsittacus undulatus*. El signo clínico más característico consiste en la aparición de depósitos de detritus y descamación en el pico, las comisuras de la boca, la cera, la piel intermandibular, los párpados y sobre las escamas de las patas. En la infestación crónica generalmente se verán afectados los perillios circundantes a la zona inicialmente afectada (14,160,161).

Las incrustaciones de material en la cera podrían llegar a bloquear las narinas. Además, la resistencia y la forma natural del pico se verá modificada debido a que el parásito causará lesión en el tejido germinativo de la ranfoteca, aun más, se podrían ver afectados los huesos maxilar y mandibular. El diagnóstico definitivo se debe basar en la observación de las lesiones características.

El tratamiento se debe efectuar mediante el empleo de benzoato de bencilo, triclorfón, ivermectina tópica o sustancia u otros insecticidas en base oleosa o alcohólica, previa limpieza del área afectada. Las infestaciones ligeras podrán ser tratadas con parafina líquida o aceite mineral para ahogar a los parásitos. Las reinfestaciones son frecuentes.

Otros ectoparásitos que se deben considerar para los Psittaciformes son *Megninia* sp., *Rivoltasia* sp., *Protalgus* sp., *Prosochilus* sp., *Syringophilus* sp., *Dermoglyphus* sp., *Epidermoptes* sp., *Aficulichus* sp. y *Mysulges* sp. (14)

X.- Acariasis de los sacos aéreos (14) esta parasitosis producida por *Sternostoma tracheacolum* y *Cytodites nudus* ocasiona pérdida de la condición general del animal y alteraciones respiratorias además de pérdida parcial o total de la voz, erizamiento del plumaje e insomnio. También se podrán observar jadeos, tos y estornudos continuos. Se desconoce el ciclo biológico, pero se presume que los parásitos son transmitidos por vía oral de padres a hijos.

El tratamiento se puede realizar en el animal por inhalación de un insecticida adecuado por nebulización, como el malatión, el cual deberá permanecer en contacto con el animal por 5 minutos. El tratamiento se deberá repetir a las 4 o 6 semanas.

XI.- Infestación por garrapatas (14) se debiera considerar la posibilidad de que esta parasitosis pudiera ser adquirida a partir de otros animales que convivan muy cerca de las aves cautivas.

En los Psittaciformes se pueden encontrar ixódidos o garrapatas duras y argásidos o garrapatas blandas. Los ixódidos serán parásitos sólo como larvas y ninfas. Por su parte los argásidos podrán ser los responsables de la transmisión de enfermedades hacia los pericos tales como la egiptianelosis, producida por *Aegyptianella pullorum*.

Las garrapatas pueden ser encontradas principalmente en la cabeza, cuello, vientre, apterios y patas, presentándose generalmente en pequeños grupos. Se deberá tener particular cuidado cuando se busquen garrapatas en una ave debido a que algunos estadios de su desarrollo podrían pasar desapercibidos en una primera inspección.

Los signos clínicos más evidentes son debilidad, pérdida de peso, retardo en el crecimiento, erizamiento del plumaje, hiporexia, intranquilidad e incluso, en algunos casos, diarrea. El diagnóstico definitivo se debe basar en la observación directa de los parásitos.

El tratamiento se debe realizar, según el tipo de garrapata, mediante la aplicación de un insecticida en el área circundante al animal o sobre el mismo. Se deberá intentar la remoción de las garrapatas que se encuentren sobre el animal sólo cuando hayan sido tratadas previamente con cloroformo o éter, para hacerlas que se suelten completas del lugar en donde se hayan fijado.

XII.- Cestodiasis (14,165) esta parasitosis producida por *Raillietina* sp es de ciclo biológico indirecto, involucrando la participación de invertebrados en los cuales se pueda desarrollar el cisticercoide

Los signos característicos de la infección por estos cestóidos incluyen embotamiento, anorexia, polidipsia, pérdida de peso, anemia y debilidad de los miembros posteriores. El diagnóstico definitivo se puede realizar mediante el hallazgo de proglótidos o huevos en las heces. El tratamiento se podrá realizar mediante el empleo de niclosanida o praziquantel

XIII.- Singamosis (14,165) esta enfermedad es producida por *Syngamus trachea* y es de ciclo biológico indirecto. El signo clínico más evidente es el esfuerzo que el animal realizara al toser y estornudar para liberarse así del excesivo moco producido por la irritación de los parásitos presentes en la tráquea. Además, se observará estrabismo del cuello, agitación de la cabeza y jadeo. A éstos se asocia agotamiento, pérdida de peso, anorexia, emaciación progresiva y muerte por asfixia. En ocasiones los parásitos se pueden observar protruyendo a través de la glotis.

El diagnóstico definitivo se debe basar en la signología y en la observación de los parásitos por transiluminación de la tráquea, además del hallazgo de huevos en las heces.

El tratamiento se puede realizar mediante el empleo de mebendazol o ivermectina. En las especies medianas y grandes los parásitos podrán ser removidos directamente de la tráquea.

XIV.- Capilariasis (14,165) esta enfermedad es producida por *Capillaria* sp y es de ciclo biológico indirecto. Las infestaciones ligeras presentan signos tales como indigestión, embotamiento, hiporexia, regurgitación y evacuación de heces semifluidas. Las infestaciones severas se manifiestan con heces acuosas sanguinolentas, depresión, emaciación y anemia severas.

El diagnóstico definitivo se debe basar en el hallazgo de huevos en las heces. El tratamiento se podrá realizar mediante mebendazol, fenbendazol, ivermectina, levamisol o tetramisol por vía oral.

XV.- Nematodiasis del proventrículo y del ventrículo (14) esta parasitosis es producida por *Acyaria* sp y *Spiraptera* sp. El ciclo biológico es indirecto y las infestaciones severas producen trastornos en la digestión, pérdida de peso y muerte. No se conocen métodos específicos de tratamiento, por lo que las medidas de control deberán ser intensas.

XVI.- Ascariasis por *Ascarida hermaphrodita* (14) este nematodo puede llegar a medir hasta 10 cms de longitud. Su ciclo de vida es directo. Los animales jóvenes son más susceptibles a la infección y presentarán en general una condición muy pobre, parálisis del tren posterior y taponamiento del tracto gastrointestinal, particularmente en las especies pequeñas.

El tratamiento oral se debe efectuar mediante el empleo de pirantel, piperazina o tetramisol, además de administrar al animal algún lubricante intestinal para facilitar la evacuación de los parásitos.

XVII.- Filariasis (14) esta enfermedad es producida por *Diplotrinaena* sp y *Serratospiculum* sp. Estas filarias se pueden encontrar en sacos aéreos y celoma. El ciclo biológico es indirecto e involucra la participación de un vector que transmite a las microfilarias, *Catcoides* sp y *Simulium* sp. Los daños producidos por las filarias sólo son evidentes en las infestaciones severas, involucrando estos signos de daño en los pulmones y sacos aéreos.

No se conoce tratamiento efectivo por lo que se deberán procurar medidas preventivas, incluyendo la transferencia de animales a lugares cerrados para protegerlos de los insectos vectores.

CONCLUSIONES

Con base en la información presentada en los capítulos anteriores puede inferirse que dentro de la Clase Aves el Orden Psittaciformes, después de los Anseriformes y Galliformes, ha sido un grupo ampliamente explotado. No cabe duda que la causa principal de su declive como tal en los últimos 600 años ha sido el hombre, principalmente alterando el ambiente en el que han vivido y a las especies directamente, como ha sido el caso de las insulares, además del creciente interés que ha surgido sobre este grupo para poseerlo como mascotas.

Atendido a la conservación de los hábitats naturales, para asegurar la supervivencia de las especies silvestres, es necesario fomentar intensamente la reproducción en cautiverio, hasta alcanzar niveles sustentables, de aquellas amenazadas de extinción o que potencialmente lo puedan ser. Así como considerar el potencial económico que posee la mayoría de las especies del Orden, tratése de animales silvestres o producidos en cautiverio, a fin de diseñar y desarrollar las estrategias convenientes de conservación y explotación, como se realiza actualmente en varios países de los cuales sus especies llegan al nuestro regularmente.

Empero, siendo este un grupo animal ampliamente explotado, poco es lo que se sabe en la actualidad acerca de sus requerimientos nutricionales específicos, motivo por el cual se hace necesario desarrollar la investigación nutricional, en nuestro país, de otras aves diferentes a las destinadas a la producción de carne y huevo. Además, se refleja en esta carencia de información la necesidad de reproducir intensivamente ejemplares de las diferentes especies para asegurar animales suficientes para la investigación.

En nuestro país se necesita fomentar en las personas el conocimiento acerca del comportamiento de los pericos, de tal manera que los Psittaciformes mantenidos en cautiverio dejen de ser solo animales de jaula, para convertirse en mascotas altamente apreciadas, como ocurre en otros países.

Por último, en México hacen falta estudios acerca de las enfermedades conocidas de este Orden que pudieran tener efectos adversos para la futura avicultura comercial de estas y otras especies de aves. Así también, es necesario fomentar con mayor profundidad la investigación respectiva, y una mejor calidad de los trabajos presentados por universitarios.

ANALYSIS

ANEXOS

APENDICE CITES I: *Amazona arausiaca, A. barbadensis, A. brasiliensis, A. guildingii, A. imperialis, A. leucocephalo, A. petrei, A. dufrenoyana, A. rhynchocorys, A. tucumana, A. veruculor, A. vinacea, A. vittata; Anodorhynchus hyacinthinus, A. glaucus* (probablemente extinto), *A. leari, Ara umbigua, A. glaucogularis (A. carunda), A. macao, A. macroura, A. militaris, A. rubrogenys, Aratinga guarimba, Cacatua goffini, C. moluccensis, C. haematurus, Cyanopsitta cyanea, Cyanurus auriceps forbesi, C. a. coqui (C. novaezelandiae coqui), C. novaezelandiae, Cyclopsitta diophtalma coxeni (Opopsitta sp.), Neophema chrysogaster, Ognorhynchus icterotis, Pezoparus occidentalis (Geopopsitta occidentalis) probablemente extinto, P. wallicus, Ptilinopus pileata, Probosciger aterrimus, Psephenos chrysopteryx, P. dissimilis, P. pulcherrimus (probablemente extinto), Psittacula echa, Psittacus erithacus princeps, Pterhura eruentata, Rhyncopsitta pachyrhyncha, R. termitis, Streptopelia habroptilus*

APENDICE CITES II incluye a todas las especies no citadas en el Apéndice I con excepción de *Melospittacus undulatus, Nymphicus hollandicus* y *Psittacula krameri*

APENDICE CITES III *Psittacula krameri* solo fue propuesta por Ghana para su inclusión en este Apéndice

Para la segunda edición del libro THE BIRD BUSINESS se consideró a las siguientes especies como raras y amenazadas, además de las mencionadas en el Apéndice I de CITES: *Leucospiza pyrrhoptera, B. veruculor, Tana kuhlii, B. stephensi, B. peruviana, P. ultramarina, Cacatua galerita, Neophema splendens, Nymphicus cornutus, Amazona ventralis, A. agilis, A. collaris, A. ocreocephala, A. viridigenalis y Ara chlotopera* (147)

En junio de 1995 el World Parrot Trust consideró como especies en peligro de extinción a *Cacatua haematurus, Anodorhynchus leari* y a *Geopopsitta occidentalis* Como especies amenazadas a *Amazona ocreocephala oratrix, Cacatua sulphurea, Amazona viridigenalis, Agapornis nigrigenis, Ara glaucogularis, Ara rubrogenys, Aratinga guarimba* y a *Rhyncopsitta* spp. Como especies vulnerables a *Cacatua alba, Cacatua moluccensis, Aratinga auricapilla, Anodorhynchus hyacinthinus, Loricus garrulus, Ara macroura* y a *Psittaculodes iris* (94)

Especies extintas de Psittaciformes a nivel mundial (6, 12, 15, 32, 74, 133, 168)

- 1.- *Amazona martinica* Clark 1905 Vivió en la Isla Martinica en las Antillas Menores, se carece de más información.
- 2.- *Amazona violacea*. Vivió en la Isla de Guadalupe en las Antillas Menores, se carece de más información
- 3.- *Amazona vittata gracilipes* (Bodaert) Vivió en la Isla Culebra, al Este de Puerto Rico, se extinguió en 1899.
- 4.- *Anodorhynchus purpurascens*, probablemente existió en la Isla de Guadalupe en las Antillas Menores
- 5.- *Ara autochthona* (Wetmore) St. Croix Macaw Vivió en la Isla St. Croix del Archipiélago de las Islas Virgenes, se le conoce sólo por restos subfossilizados por lo que no se sabe cuando se extinguió, pero es contemporánea a la llegada del hombre a esas tierras
- 6.- *Ara tricolor* Bechstein Cuban Macaw Vivió en la Isla de Cuba, se extinguió en 1885
- 7.- *Aratinga chlotopera maugei* (Sclater) Puerto Rico Conure Vivió en Puerto Rico y en la Isla La Española (Haiti y República Dominicana), se extinguió en 1892
- 8.- *Aratinga labati*, probablemente existió en la Isla de Guadalupe, se le conoce sólo por referencias vagas que datan de 1724.
- 9.- *Conuropsis carolinensis carolinensis* (Linné) y *Conuropsis c. ludoviciana* (Gmelin) Carolina Parakeet. Vivió en todo el territorio Oriental de los Estados Unidos de América, se extinguieron *C. c. carolinensis* en 1914 y *C. c. ludoviciana* en 1912

- 10.- *Chamaetyna thadema* (Verreaux y Des Murs) New Caledonian Lorikeet. Vivió en la Isla de Nueva Caledonia y se extinguió en 1860.
- 11.- *Cyanoramphus novaezelandiae erythrotis* (Wagler) Macquarie Kakariki. Vivió en la Isla Macquarie, se extinguió en 1913.
- 12.- *Cyanoramphus novaezelandiae subflavens* Salvadori. Lord Howe Kakariki. Vivió en la Isla Lord Howe, se extinguió en 1869.
- 13.- *Cyanoramphus ulietensis* (*C. ulietanus*) (Gmelin) Raiatea Parakeet. Vivió en la Isla Raiatea de las Society Islands, se extinguió en 1844.
- 14.- *Cyanoramphus zealandicus* (Latham) Tahiti Parakeet. Vivió en la Isla Tahiti de las Society Islands, se extinguió en 1844.
- 15.- *Lophopittacus mauritianus* (Owen) Mauritius Broad-Billed Parrot. Vivió en la Isla Mauricio de las Islas Mascareñas. Se le conoce sólo por restos subfossilizados y se le declaró extinto desde 1638.
- 16.- *Loriculus philipponensis chrysoxanthus* Sclater. Cebu Hanging Parakeet. Vivió en la Isla Cebu del Archipiélago de las Filipinas, se extinguió en 1906.
- 17.- *Loriculus philipponensis siquijorensis* Steere. Siquijor Hanging Parakeet. Vivió en la Isla Siquijor del Archipiélago de las Filipinas, se extinguió en 1908.
- 18.- *Mascarinus mascarinus* (Linné) Mascarene Parrot. Vivió en Reunión y probablemente en Mauricio de las Islas Mascareñas, se extinguió en 1834.
- 19.- *Neocryptittacus rodericanus* Milne-Edwards. Rodriguez Parrot. Vivió en la Isla Rodriguez de las Islas Mascareñas, se le conoce por material óseo subfossilizado y se le considera extinto desde 1730.
- 20.- *Nestor meridionalis productus* (Gould) Norfolk Island Kaka. Vivió en las Islas Norfolk y Phillip, se extinguió en 1814.
- 21.- *Paraphotus pulcherrimus* (Gould) Paradise Parakeet. Especie australiana que se considera extinta desde finales del siglo XIX, aunque hubo avistamientos esporádicos en los primeros años de este.
- 22.- *Pittacula eupatria wardi* (Newton) Seychelles Alexandrine Parrot. Vivió en las Islas Mahe y Silhouette de las Islas Seychelles, se extinguió en 1870.
- 23.- *Pittacula exsul* (Newton) Rodriguez Ring-Necked Parakeet. Vivió en la Isla Rodriguez de las Islas Mascareñas, se extinguió en 1875.

Especies de Psittaciformes en las cuales ha ocurrido algún tipo de variación en color o forma a lo largo de su crianza en cautiverio.

1.- *Melopsittacus undulatus* (5,99,161) Periquito Australiano, Budgerigar, Budgie, Shell Parakeet, este último nombre se originó debido a las marcas en forma de líneas de la cabeza.

Con excepción del Spangle, que surgió en la década de los setentas, pocas variedades de esta especie han surgido en los últimos años; además, así como han surgido variedades de color también otras se han perdido.

a) Verde: el color verde claro es el normal de la especie, es dominante para todos los demás y ha sido tan ampliamente utilizado para el desarrollo de nuevas variedades en cautiverio que resulta muy difícil obtener ejemplares puros a partir de animales de color verde normal.

El factor oscuro (un gen que literalmente oscurece el color del animal sin ser un color por sí mismo), descubierto en 1915, permitió crear tres tonos de verde - claro o normal, oscuro y olivo. La combinación del verde olivo y el amarillo originó el color mostaza. El color verde oscuro en años recientes ha perdido popularidad. Existe una forma violeta del color verde oscuro. Esta se debe al factor violeta, que al igual que el oscuro no es un color por sí mismo pero puede alterar el tono de todos los colores, tanto de la línea verde como de la azul. El único color violeta como tal, visible para el ojo humano, es el que corresponde a un animal azul cobalto con factor violeta. El factor violeta es dominante.

El color de fondo de los animales de la línea verde es amarillo y de los azules blanco. Para todas las variedades el patrón normal de las marcas corporales es dominante.

Entre los individuos de la línea verde las Alas Grises (Grey-Wing), una mutación natural, es recesiva al patrón dominante pero dominante en los periquitos amarillos. También las Alas Grises se encuentran en la serie azul.

b) Gris : se han reportado dos formas de esta mutación - La forma recesiva, que evolucionó en Inglaterra, y la Gris Dominante Australiana, que apareció en la década de los treinta provocando la declinación de la variedad Gris Recesiva durante los años de la Segunda Guerra Mundial. Existe un color gris verdoso que se parece al verde olivo aunque es más pálido y tiende a tener una coloración más tersa, este último puede ser distinguido del color verde olivo por las plumas de la cola, las cuales son negras en vez de azul oscuro. En el color gris canela verdoso las plumas de la cola son de color café oscuro.

c) Azul : los primeros ejemplares fueron exhibidos en Londres en 1910, aunque aparentemente el color surgió treinta años antes, hacia 1882 en Bélgica, sin embargo, no prosperó. Cuando se comprendió el mecanismo de acción del factor oscuro antes mencionado fue posible desarrollar el azul cobalto (tiene un factor oscuro presente) y los malvas, los cuales son de color más oscuro y tienen dos factores oscuros en su información genética. Estos últimos fueron desarrollados hacia 1924 y en la serie azul son el equivalente del verde olivo.

La característica de cara amarilla en el color azul surgió hacia fines de la década de los treinta, apareciendo dos tipos de cara de color amarillo, denominados uno y dos, los cuales difieren en la intensidad del color que presentan, el color más oscuro recibe el nombre de cara dorada. La característica de cara dorada es dominante.

d) Lútno : esta variedad de color apareció en Bruselas en 1872, fue establecida en Alemania en 1930. Estos animales son amarillos con ojos rojos, las patas rosas y el pico amarillo pálido. La cera de las hembras es café y la de los machos es violeta pálido. Todas las aves que actualmente presentan este color son recesivas ligadas al sexo. Los lútnos son la contraparte en la serie verde del albino, que ocurre en la serie azul, de tal manera que algunos animales pueden presentar un tinte verdoso en el plumaje.

e) Albino : apareció en Austria en 1911. En este color los individuos son blancos, en ocasiones con un tinte azulado, con los ojos rojos y las patas rosas. Los machos tienen la cera violeta pálido y las hembras café. Actualmente el albino es un color ligado al sexo aunque en el pasado fue de tipo autosómico recesivo.

f) Blanco : esta mutación es de color blanco puro con los ojos negros, surgió en 1920.

g) Amarillo : fue la primer mutación observada en las bandadas silvestres en Australia. Se diferencia del lútno por tener ojos y patas de color normal y la cera de color azul común en el macho. Las manchas negras de la garganta no están presentes y las de las mejillas son malva en vez de blancas como en el lútno.

h) Claro (Clear) de Ojos Oscuros : esta variedad en amarillo o blanco apareció originalmente en Europa en la década de los cuarenta y en un principio se le describió como lútno y albino respectivamente, sin embargo, esta afirmación se comprobó errónea al establecerse que la variedad posee antecedentes de Punto Danés a raíz de la coloración oscura de sus ojos.

i) **Pinto Dominante** : El Pinto Dominante Australiano fue desarrollado en Sydney en 1915. Estos animales parecen de coloración normal en el color de los ojos, manchas de la garganta y mejillas. Esta variedad presenta una característica derivada de la crucea con el Pinto Dandy Recesivo, la cual altera el patrón de las marcas de la cabeza, manchas de la garganta y en ocasiones la coloración de la cera.

j) **Pinto Recesivo** : se originó en Copenhague en 1912. Se trata de una mutación autosómica recesiva. Esta variedad es más esbelta que la dominante. Los ojos son apomados sin aparente presencia de iris. Los machos tienen la cera purpura más que azul. El número de manchas en la garganta es variable de un individuo a otro. La variedad pinta gris verdosa recesiva generalmente no presenta coloración oscura en las rémiges, por su parte los animales de color verde oscuro recesivo tienden a ser más nerviosos que su contraparte dominante.

k) **Canela (Cinnamon)** : esta mutación es recesiva ligada al sexo y apareció en el año de 1911. En este caso las marcas del cuerpo se ven alteradas y en vez de aparecer negras son café debido a la reducción de los pigmentos naturales melánicos. El color de los ojos de los polluelos es de un tono rojo pimiento. Esta mutación se presenta tanto en los animales de la línea azul como en los de la verde.

l) **Alas Claras (Clear-Flighted)** : en esta variedad las plumas del vuelo son amarillas en la línea verde y blancas en la azul. Aparentemente existe un tipo europeo y otro australiano, sin embargo, esta variedad no ha sido popular.

ll) **Alas Grises** : en esta variedad las marcas negras del cuerpo se ven diluidas hasta un color gris sin afectarse el color de fondo. Se piensa que esta variedad surgió hacia 1918.

m) **Ala Blanca (Clear-Wing)** : en este caso la mutación altera el color del ala hasta hacerla prácticamente blanca con pocos rastros de melanina. La coloración de fondo no se ve afectada. Esta mutación es recesiva al color normal, a la Ala Gris y al café rojizo, pero dominante al amarillo y blanco.

n) **Ala Amarilla** : en este caso en los animales de la línea verde existen pocos pigmentos de melanina en las alas. Esta mutación es recesiva para el verde común y dominante para el Ala Blanca.

ñ) **Ala de Encaje (Lace-Wing)** : apareció por primera vez en 1946 y es una mutación ligada al sexo que involucra a los individuos de ojos rojos. El animal tiene un patrón de color semejante a encaje de color café claro en las alas, con las marcas de las mejillas y garganta presentes.

o) **Opalino** : esta mutación apareció en Europa y en Australia de manera simultánea a principios de la década de los treinta. En esta variedad las marcas oscuras de la cabeza están poco marcadas o son prácticamente ausentes de tal manera que éstas sólo se encuentran en las alas y en el cuello. Esta es una mutación ligada al sexo.

p) **Spangle** : fue reportado primeramente en Australia en 1978. Las plumas de las alas, cola y garganta tienen su centro claro y los bordes oscuros.

q) **Crestado** : existen tres tipos principales - cresta circular completa, media cresta hacia el pico y cupete sobre la cera. Se originaron en Australia hacia 1920 aunque se consideran raros. Los individuos crestados no deberán aparearse entre sí debido a la transmisión de un factor letal cuando ambos padres son de mutación ligada al sexo.

Reglas básicas de la herencia de caracteres ligados al sexo para *Melospithecus undulatus* (82)

- 1) Macho ligado al sexo X hembra ligada al sexo producirán polluelos ligados al sexo
- 2) Macho ligado al sexo X hembra no ligada al sexo producirán todos sus polluelos machos no ligados al sexo y todos sus polluelos hembras ligadas al sexo.
- 3) Macho no ligado X hembra ligada al sexo producirán todos sus polluelos machos no ligados al sexo y todos sus polluelos hembras ligadas al sexo.

4) Macho no ligado / ligado al sexo X hembra ligada al sexo producirán machos ligados al sexo, hembras ligadas al sexo, machos no ligados / ligados al sexo y hembras no ligadas al sexo

5) Macho no ligado / ligado al sexo X hembra no ligada al sexo producirán machos no ligados, hembras no ligadas, machos no ligados / ligados al sexo y hembras ligadas al sexo

Las variedades de color ligadas al sexo son el canela, albino, lutino, opalino y el Ala de Encaje de ojos rojos.

II - *Nymphicus hollandicus* (3,99) Ninfa, Cockatiel. Las mutaciones en esta especie ocurrieron de manera generalizada después de 1950.

a) **Canela (Cinnamon)** en ocasiones es referido también como Isabelle y se estableció en Bélgica a finales de la década de los sesentas. El tono de color varía entre los individuos siendo los machos adultos los de color más oscuro, en esta mutación los ojos y patas son más claros que en los individuos normales. Las plumas de la cola de los machos son de color sólido y las de las hembras son barradas. Esta es una mutación ligada al sexo.

b) **Plata Dominante** surgió en el Reino Unido en 1979. La coloración de esta variedad es oscura alrededor de la base del cuello extendiéndose hacia la cabeza, sin involucrar la pérdida de las marcas de la cara. Después de la primera muda el plumaje general aparece claro con un tinte ligeramente café, manteniéndose los ojos y patas oscuros. En algunas ocasiones las hembras pueden tener un color más oscuro que los machos. En esta mutación existe un factor sencillo y doble para la manifestación del color, de tal manera que los individuos con doble factor son ligeramente más claros que los de un solo factor, recordando en cierta forma al color lutino pero en tono gris. De este color han surgido los individuos de cara blanca o platino, en los cuales la coloración amarilla y naranja de la cara han desaparecido por completo.

c) **Café rojizo (Fallow)** apareció en Florida en 1971. Tiene los ojos rojos y el plumaje gris amarillento. lo que lo distingue del canela. La herencia de esta característica es de tipo autosómico recesivo. Los machos son generalmente más oscuros.

d) **Lutino** se originó en los Estados Unidos hacia 1958. El plumaje es blanco amarillento y conserva las marcas de la cara. El individuo intensamente amarillo es extremadamente raro. Esta mutación tiene asociada una zona alopecica detrás de la cresta. En esta variedad pueden diferenciarse machos de hembras por el plumaje barrado de las plumas de la cola de las hembras. Los lutinos perlados surgieron a mediados de la década de los sesentas.

e) **Perlado** surgió en Alemania Occidental en 1967. Las plumas carentes de melanina, que dan la impresión de escamas o perlas, pueden ser de color amarillo o blanco y su distribución en el cuerpo del animal es variable. El término "Lacewing" describe a los individuos con las marcas perladas más largas de lo normal. En algunas líneas los machos pierden sus marcas características después de su primera muda, en otras no. El factor perlado ocurre en el color gris normal y en el canela. En esta mutación conforme el macho madura sexualmente, el color de sus plumas se oscurece, siendo así que el depósito de melanina en las plumas es un carácter sexual secundario.

f) **Pinto** : esta es la primer mutación establecida para la especie y surgió en California en 1949. A simple vista puede ser difícil sexar a los individuos adultos debido a que la extensión de las manchas interfiere con el patrón normal de coloración, aunque los machos pueden distinguirse por su canto. Los pintos se han combinado con otras variedades tales como el canela y el perlado.

g) **Plata Recessivo** fue reportado en Nueva Zelanda a principios de la década de los cincuentas, sin embargo, la línea nunca se estableció hasta que fue desarrollada nuevamente, en Europa, a finales de la década de los sesentas, ésta en un principio tendía a desarrollar un problema de ceguera temprana el cual ha sido superado, sin embargo, la mutación no se ha establecido del todo. El color de los ojos es rojo a diferencia del plata dominante en el cual son negros.

h) **Cara Blanca** : se desarrollo en Holanda y en Alemania entre 1969 y 1970. Esta variedad carece de los pigmentos amarillo y naranja característicos de la especie, sin embargo, las hembras generalmente presentan mayor pigmentación gris en la cara que los machos, además de las plumas barradas de la cola aunque la coloración en los ejemplares pintos es variable.

I) **Albino** : los pocos ejemplares albinos que se conocen se han desarrollado a partir de 1980. Esta mutación conserva la pigmentación normal de los ojos.

Otras mutaciones conocidas en la especie son la gris pastel, plata-café rojizo, amarilla, gris pastel cara blanca, canela cara blanca, café rojizo cara blanca, pinto cara blanca, gris pastel perlado cara blanca, canela perlado cara blanca, plata perlado cara blanca y doble crestado.

Existen reportes a cerca de la existencia de individuos con un tinte verdoso en su plumaje. Otras variedades de color son consideradas como inducidas por trastornos metabólicos o alteraciones del plumaje hechas por el bombre, como ocurre cuando en la dieta de las aves se añade aceite de pescado, el cual induce a la aparición de color rojo en las plumas.

III.- *Agapornis fischeri* (5,27) Inseparable de Fischer, Fischer's Lovebird se han desarrollado en esta especie mutaciones de color azul y amarillo. Esta última, establecida en Francia, desapareció durante la Segunda Guerra Mundial. Fuentes híbridos de la especie con *A. personata*, *A. nigrigenis*, *A. lilinae*, *A. roseicollis* y *A. taranta*.

IV.- *Agapornis lilinae* (5,27) Existe una mutación lutina no ligada al sexo (autosómica recesiva).

V.- *Agapornis nigrigenis* (5,27) Inseparable de Cara Negra, Black-Checked Lovebird se reportó en 1981 en Dinamarca una mutación azul. Existen híbridos de la especie con *A. personata*, *A. fischeri*, *A. lilinae* y *A. roseicollis*. Además de las mutaciones recesivas amarillo verdoso y azul.

VI.- *Agapornis personata* (5,27) Inseparable de Cabeza Negra, Masked Lovebird en 1927 fue capturado un ejemplar de color azul y enviado a Inglaterra. En 1934 en los Estados Unidos surgió una variedad de color más claro que el normal, denominándosele mutación amarilla, en la cual el pigmento verde prácticamente ha desaparecido y cuya cabeza en lugar de negra es café claro. La mutación blanca carece de la mayoría de los pigmentos oscuros del cuerpo dejando a las plumas casi blancas y el pico en vez de rojo es rosa. Actualmente los avicultores trabajan para desarrollar individuos con pecho naranja en vez de amarillo a partir de individuos con esta mutación natural colectados en años recientes. Otras mutaciones son la verde oscuro, verde olivo, azul cobalto, malva, verde oscuro pastel, azul pastel, azul cobalto pastel, malva pastel, lutino y albino. La especie se ha hibridado artificialmente con *A. fischeri*, *A. nigrigenis*, *A. lilinae*, *A. roseicollis* y *A. taranta*.

VII.- *Agapornis pullaria* (5,27) Inseparable de Cara Roja, Red Faced Lovebird existen reportes de una rara mutación lutina.

VIII.- *Agapornis roseicollis* (5,27) Inseparable de Cara de Durazno, Peach-Faced Love Bird la mutación azul pastel se reportó en Holanda en 1963, esta mutación tiene el plumaje azul verdoso y la cara blanco rosacea. El lutino tiene el plumaje amarillo intenso con la cara de color rosa encendido, surgió en 1963 y es de tipo ligado al sexo. Los reportes de individuos con plumas rojas entre las verdes se deben a manipulaciones en la dieta. Otras mutaciones que se conocen son el verde oscuro y el verde olivo (debidas a la presencia del factor oscuro), malva, cereza dorado, cereza plateado, amarillo japonés, amarillo australiano, plata japonés, canela verdoso, canela azuloso, amarillo canela australiano, verde olivo canela australiano, azul canela australiano, malva canela australiano, albino cretino, cara blanca, cobalto cara blanca, malva cara blanca y albino cara blanca. Los híbridos que se han desarrollado han sido con *A. personata*, *A. fischeri*, *A. lilinae* y *A. nigrigenis*.

IX.- *Aratinga canicularis* (5) Perico Atolero, Conora de Petus, Pet's Conure, Halfmoon Conure se conoce una mutación azul en la cual la mancha frontal naranja es de color blanco.

X. - *Charmosyna papou* (5) Papuan Lorikeet : existe una subespecie, *Ch. p. goliathina*, en la cual se encuentra de manera natural una forma melánica donde el plumaje rojo es remplazado por negro. El apareamiento de individuos rojos sólo produce rojos pero si se aparean negros entre sí o con rojos las crías podrán ser rojas o negras.

XI. - *Cyanoramphus auriceps* (5,34) Yellow-Fronted Kakariki : existe una rara mutación amarilla en la cual el plumaje verde del cuerpo y el amarillo dorado de la frente han sido suplidos por un amarillo intenso, el color del pico de gris pálido cambia a crema y las patas son rosas.

XII. - *Cyanoramphus novaezelandiae* (5,34) Red-Fronted Kakariki : en el Reino Unido se han reportado ejemplares leucos y pintos.

XIII. - *Afylopsitta monachus* (5,91) Quaker Parakeet : se conoce una mutación azul la cual transmite un factor letal cuando se aparean dos individuos del mismo color. En este caso el color verde es suplido por azul y el gris por blanco. Existen reportes de una mutación lutina.

XIV. - *Neophema bourkii* (5,58) Bourke's Grass Parakeet : se han desarrollado mutaciones rosa intenso (conocido en Europa como opalino) la cual tiene ojos rojos y es de tipo ligado al sexo, amarillo recesivo, la cual tiene la cabeza y pecho rosas, y el canela recesivo en el cual los ojos son rojos. Existe también una mutación pinta.

XV. - *Neophema elegans* (5,58) Elegant Grass Parakeet : esta especie cuenta con una mutación lutina en la cual, a diferencia de otras especies de Psittaciformes, su modo de herencia es de tipo autosómico recesivo en vez de ligado al sexo. Fue desarrollada en Bélgica en 1972.

XVI. - *Neophema pulchella* (5,58) Turquoise Grass Parakeet : existe una variedad de tipo recesivo de vientre naranja en vez de rojo. También ocurre en individuos de vida libre. Otras mutaciones conocidas son la amarilla recesiva, de pecho rojo, pinta y olivo. En el caso de la forma pinta ésta es recesiva ligada al sexo en vez de tipo autosómico recesivo.

XVII. - *Neophema splendida* (5,58) Splendide Parakeet : la mutación más común de esta especie es la azul, la cual transmite un factor letal cuando dos individuos azules son apareados. Se conocen también variedades amarilla, canela y café rojiza.

XVIII. - *Platyercus adelaidae* Adelaide Rosella (5,6) se trata de un híbrido natural originado en dos pequeñas áreas del sur de Australia debido al apareamiento de *Platyercus elegans* (Crimson Rosella) y *Platyercus flaviventris* (Yellow Rosella), en la cual el color rojo de *P. elegans* es dominante, dando al animal un color rojo anaranjado variable.

XIX. - *Platyercus eximius* (5) Eastern Rosella, Golden Mantled Rosella : existe una mutación pastel en la cual las marcas normalmente oscuras son de color más pálido.

XX. - *Polytelis alexandroe* (5) Princess of Wales Parakeet : en Australia a partir de 1951 se desarrolló una mutación azul autosómica recesiva, en Alemania en 1975 surgió la mutación albina.

XXI. - *Psephotus haematotus* (5,58) Red Rumped Parakeet : se conoce una variedad amarilla que es de un color verde amarillento pálido con respecto al color natural, también existen una variedad azul y una lutina.

XXII.- *Psittacula intermedia* (6,74) Es considerada por varios ornitólogos como un híbrido natural entre *P. himalayana* y *P. cyanocephala*, se localiza en la región de Uttar Pradesh, en la India

XXIII.- *Psittacula krameri manillensis* (5,173) Ring Necked Parakeet la mutación azul en esta especie ocurrió primero en vida silvestre y a partir de individuos colocados en la naturaleza se pudo establecer en cautiverio. También se han desarrollado las variedades lutino, gris verdoso, canela gris verdoso, canela gris verde cabeza amarilla, "buttercup", verde pinto, verde claro pastel, amarillo, azul acuamarina, azul cara blanca, gris, azul canela cara blanca, cremino y albino, en este último es imposible diferenciar al macho de la hembra debido a la ausencia del anillo cervical en el primero, lo mismo ocurre con *P. eupatria nipalensis*

XXIV.- *Psittacula eupatria nipalensis* (5,173) Alexandrine Parakeet, Great Alexandrine Parakeet en esta especie la variedad lutina es un carácter ligado al sexo y los machos pueden ser tanto lúminos visibles o acarrear la mutación en forma oculta. Las hembras son visibles para el color lutino o totalmente inafectadas. Las hembras en este caso no son heterocigóticas o "split", de tal forma que no acarrearán esta mutación en forma oculta. Esta característica es general para todas las mutaciones ligadas al sexo.

La mutación azul se presenta en dos variedades - Powder Blue recesivo y azul turquesa, el cual presenta cierta coloración verdosa en el cuerpo y es de tipo recesivo, de tal manera que las hembras pueden ser "split" para el azul recesivo. Otras mutaciones son la canela, gris dominante, gris verdoso dominante, pinto, azul canela, azul verdoso y crema albino, así como el cabeza amarilla recesivo, canela cabeza amarilla ligado al sexo y azul de cabeza blanca

XXV.- *Psittacula cyanocephala* (5,173) Plum Headed Parakeet en Europa se reporta una mutación lutina en la cual el macho tiene la cabeza de color rojo vivo

XXVI.- *Amazona ochrocephala auripallata* (195) existen ejemplares silvestres azules observados esporádicamente en Honduras, algunos de los cuales han sido reproducidos satisfactoriamente en los Estados Unidos de América

XXVII.- *Amazona ochrocephala panamensis* (78), se conoce un ejemplar azul exhibido en un zoológico europeo

XXVIII.- Existen reportes de híbridos naturales entre *Eolophus roseicapillus* y *Cacatua leadbeateri* (172) El primero tiene una mutación en cautiverio lutina (53)

XXIX.- Existe un híbrido comercial entre *Platyercus eximius eximius* y *Platyercus venustus venustus* (22)

XXX.- Existe de manera comercial un híbrido entre *Ara macao* y *Ara ararauna* conocido como Guacamaya Catalina. Otros híbridos de guacamayas que se han desarrollado son *Ara ararauna* X *Ara chlotoptera*, *Ara macao* X *Ara militaris* y *Ara macao* X *Ara chlotoptera*, (183).

Familias y géneros en los cuales ocurre dimorfismo sexual (124)

A).- Loríidae

1.- *Trichoglossus flavoviridis meyeri*. El macho tiene la mancha auditiva amarilla mas brillante y grande que la hembra.

2.- *Charmayna papou stellae*. La hembra tiene una mancha amarilla en la rabadilla

B).- Cactusiinae :

- 1.- *Calyptorhynchus magnificus* En el macho el plumaje es negro excepto por bandas de color rojo en la cola, el plumaje de la hembra está barrado y salpicado de pequeñas manchas de color naranja amarillento.
- 2.- *Collocephalus subriatum* El macho tiene la cabeza y cresta rojas mientras que en la hembra son grises, además, en ésta el plumaje corporal está barrado de color blanco grisáceo
- 3.- *Cacatua* spp y *Eolus roseicapillus* Los animales adultos, con excepción de *Cacatua sanguinea sanguinea*, pueden ser aceados por el color de los ojos. Las hembras tienen el iris rojo mientras que en los machos es café oscuro o negro, aunque se han reportado machos con iris rojo y hembras con iris oscuro pero éstos no son frecuentes. El iris es café en los individuos inmaduros de ambos géneros. En la mayoría de las especies de estos géneros las hembras son más pequeñas que los machos.

C).- Nymphiciniinae :

- 1.- *Nymphicus hollandicus* En los individuos de color natural el macho puede ser diferenciado de la hembra porque tiene una coloración amarillo brillante en la cara que circunda a la mancha auditiva naranja, la cual es más grande que en la hembra.

D).- Pittaciinae :

- 1.- *Melopsittacus undulatus* La cera del macho es azul, la de la hembra es café
- 2.- *Platycercus* spp. La mayoría de los machos tiene colores más brillantes que las hembras o los inmaduros. A su vez, las hembras y los juveniles de *Platycercus flavicollis*, *P. eximius*, *P. adustus* y *P. iterottis* tienen líneas de puntos blancos en la cara ventral de las primeras siete u ocho rémiges primarias y secundarias. Estos puntos se pierden en el macho cuando alcanza la madurez sexual
- 3.- *Psephotus haematonotus* El macho tiene una mancha roja brillante en la rabadilla
- 4.- *Neophema* spp. Las diferencias sexuales en las especies de este género varían de sutiles a altamente marcadas, conservando los machos la coloración más brillante
- 5.- *Polytelis* spp. Los machos son generalmente más pequeños que las hembras, estas y los juveniles son más pálidos en su coloración. La hembra de *Polytelis swainsoni* no tiene las plumas faciales amarillas del macho, en *Polytelis anthopeplus* la cara ventral de las plumas rectrices del macho es negra, mientras que en la hembra están bordeadas de color rosa, en *P. alexandrae* el macho tiene colores más brillantes que la hembra y esta tiene el pico de un tono rojo más pálido que el macho
- 6.- *Aprosmictus* spp. Los machos se distinguen fácilmente por las plumas negras que se distribuyen en su dorso (manto)
- 7.- *Alisterus* spp. Algunas de sus especies pueden ser diferenciadas por el color del plumaje y del pico, por ejemplo, el macho de *Alisterus ambiguus* tiene el pico totalmente rojo mientras que en la hembra está bordeado de color negro
- 8.- *Eclectus roratus*. El macho es verde brillante y la hembra es roja y violeta
- 9.- *Tanygnathus* spp. En *T. mulleri* el pico es rojo en el macho y blanco en la hembra. El macho de *T. megalorhynchus* tiene el pico mucho más grande que la hembra
- 10.- *Pittaculirostris* spp. La mayoría de las especies son dimórficas en su coloración
- 11.- *Pittirichas fulgidus* Los machos tienen una línea de plumas de color rojo detrás de los ojos

12.- *Psittacula* spp. Todos los machos adultos tienen un anillo oscuro alrededor del cuello que en ocasiones da la apariencia de un grueso bigote. En algunas especies existe diferencia en el color del pico entre machos y hembras, por ejemplo es negro en las hembras de *P. alexandri fasciata* y *P. derbyana* y rojo en los machos

13.- *Loriculus* spp. Los adultos son sexualmente dimórficos en la coloración del plumaje, y en algunas especies en la de los ojos.

14.- *Coracopsis* spp. Durante la época reproductora es más notable la hipertrofia de los tejidos ventrales del macho

15.- *Agapornis* spp

a) *A. cana* : el macho tiene la cabeza de color gris mientras que en la hembra es verde

b) *A. taranta* : los machos tienen la frente y los lores de color rojo, las hembras son totalmente verdes

16.- *Poicephalus* spp.

a) *P. rueppellii* : la hembra es de color más brillante que el macho teniendo ésta una mancha de color azul en la rabadilla, ausente en el macho

b) *P. rufiventris* : el macho tiene el pecho y el abdomen de color naranja rojizo intenso mientras que en la hembra es café grisáceo.

17.- *Bolborhynchus aurifrons* : el macho tiene los lores, la frente, la garganta y parte de las mejillas amarillas mientras que la hembra es verde.

18.- *Forpus* spp. En la mayoría de las especies el macho tiene manchas azules en la rabadilla y alas, mientras que las hembras son predominantemente verdes.

19.- *Amazona* spp.

a) *A. albifrons* : el macho tiene los carpos u hombros rojos. Si la hembra presenta esta coloración generalmente será de menor extensión que en el macho

b) *A. santholara* : la hembra casi carece de color blanco en la cabeza y de las amarillas del macho, siendo en general más opaca que éste

20.- *Pronopstia pileata* : El macho tiene la cabeza roja y la hembra verde, aún en los animales inmaduros.

ENFERMEDADES MAS COMUNES Y/O SUSCEPTIBILIDAD EN ALGUNOS GENEROS DE PSITTACIFORMES MANTENIDOS EN CAUTIVERIO (157) :

1.- *Psittacus erithacus* :

Automutilación.

Abscesos orales.

Síndrome de hipocalcemia (hembras reproductoras)

Hipovitaminosis A.

Infecciones por *Klebsiella* sp., *Pseudomonas* sp., *E. coli* y *Staphylococcus* sp.

Aggravilosis

Neoplasias.

Céstodos (animales silvestres)

Hemoparásitos (animales silvestres)

Rinovirus.

Síndrome del Pico y Plumas de los Pericos
Síndrome Hematurico de los Polifluos
Anemia no regenerativa (neonatos)
Dilatación gástrica neuropática

II - *Amazona* spp

Pododermatitis
Hematuria por intoxicación con metales pesados (Zn, Hg, Pb)
Retención de huevo
Sinusitis, faringitis y traqueitis crónicas
Hipovitaminosis A
Clamidiosis
Poliomavirus
Trastornos en la coloración de las plumas
Abscesos orales
Linfocitosis
Viruela
Automutilación
Papilomatosis cloacal
Epilepsia idiopática (*A. autumnalis*)
Neoplasias
Herpesvirus
Coagulopatias

III - *Atelopittacus undulatus*

Neoplasias
Gota
Poliomavirus
Infección por *Arenidocoptes* sp
Retención de la cubierta de las plumas en desarrollo
Sobrecrecimiento de pico y garras
Retención de huevo
Pododermatitis
Tricomoniasis
Obesidad
Diabetes mellitus
Muda francesa
Polifalucitis
Clamidiosis
Giardiasis
Mycoplasmosis
Salpingitis
Quistes ováricos
Choque (animales viejos)
Coccidiosis
Abscesos en la cera
Hepaticopatía
Insuficiencia pancreática

IV - *Amphispiza bilinearis*

Giardiasis
Acanthosis

Micoplasmosis.
Espiriloquetosis.
Obesidad.
Disfunción neurológica idiopática.
Diabetes mellitus.
Retención de huevo.
Sismitis y conjuntivitis.
Parásitos del párpado inferior.
Parálisis orolingual.
Pancreatitis.
Hepatopatía.

V.- *Cacatua* spp. :

Automutilación.
Comportamiento psicótico.
Cirrosis hepática idiopática.
Cestodiasis (animales silvestres).
Hemoparásitos (animales silvestres).
Pododermatitis.
Hipertrofia de la cera y oclusión de las narinas.
Abscesos orales.
Infección por tremátodos (animales silvestres).
Obesidad.
Lipomas.
Prolapso cloacal idiopático.
Síndrome del Pico y Plumaz de los Pericos.
Mala nutrición.
Infección del tracto respiratorio alto.
Comportamiento antisocial.

VI.- *Platyercus* spp. :

Síndrome del Pico y Plumaz de los Pericos.
Automutilación.
Incapacidad de vuelo.
Pododermatitis.
Protozoarios intestinales.

VII.- *Aratinga* spp. y especies afines :

Manchas negras en el plumaje (mala nutrición, hepatopatía).
Choque térmico.
Enfermedad de Pacheco (portadores).
Poliovirus.
Síndrome Hemorrágico (micosis eritrémica).
Automutilación.
Cannibalismo.
Síndrome del Pico y Plumaz de los Pericos.
Dilatación gástrica neuropática.

VIII.- *Eclectus* *roratus* :

Inoxicación por plomo (biliverdinemia).
Agressividad de la hembra.
Constricción anular en los dedos.
Automutilación.
Cataratas.
Síndrome del Pico y Plumas de los Pericos.
Poliovirus.
Hipovitaminosis A.

IX. - Leptidos :

Hepatositis.
Síndrome del Pico y Plumas de los Pericos.
Infecciones micóticas diversas.
Coccidiosis.
Ascariidiasis.
Cestodiasis.
Infecciones bacterianas diversas.
Lesiones intra e interespecificas.
Enteritis necrótica.

X. - Agapornis spp. :

Agressividad intraspecifica.
Cannibalismo.
Síndrome del Pico y Plumas de los Pericos.
Polifoliculitis.
Choque térmico.
Viruela.
Epilepsia idiopática.
Retención de huevo.
Capilariasis.
Automutilación.

XI. - Guacamayas :

Seronegatividad viral de las aves.
Dilatación gástrica neuropática.
Sensibles a la doxiciclina, trimetoprim y anestésicos inhalados.
Problemas conductuales.
Nematodiasis (animales silvestres).
Quistes de pluma en *Ara ararauna*.
Papilomatosis oral y cloacal.
Automutilación.
Lesión por Herpesvirus en las patas.
Sinusitis periorbitaria.
Deformación anular en los dedos (juveniles).
Disfuncción pancreática.
Cataratas.
Policitemia en *Ara ararauna*.
Sensibles a hipervitaminosis D3.
Gota.
Infección del tracto respiratorio superior.
Cambios en el color del plumaje en *Ara ararauna* y en las especies pequeñas.

Poliomavirus
Coagulopatías

CAUSAS DE MUERTE O DE ANORMALIDAD EN EL EMBRION DE LOS PSITTACIFORMES CRIADOS EN CAUTIVERIO (124):

Primer trimestre :

- 1.- Manejo del huevo.
- 2.- Temperatura elevada al inicio de la incubación
- 3.- Falla en la incubación.
- 4.- Consanguinidad
- 5.- Anormalidades cromosómicas
- 6.- Infección transovárica
- 7.- Deficiencia nutricional materna
- 8.- Anormalidad espermática
- 9.- Anormalidad del desarrollo idiopática
- 10.- Intoxicación con medicamentos o pesticidas
- 11.- Ruptura del cascarón

Segundo trimestre :

- 1.- Deficiencia nutricional materna
- 2.- Enfermedades víricas
- 3.- Enfermedades bacterianas
- 4.- Enfermedades micóticas
- 5.- Agitamiento del huevo durante el primer trimestre.
- 6.- Falla en la incubación
- 7.- Consanguinidad

Tercer trimestre :

- 1.- Malposición
- 2.- Falla en la incubación
- 3.- Humedad o temperatura incorrecta en la incubación.
- 4.- Almacenamiento por largo tiempo antes de iniciar la incubación
- 5.- Enfermedad infecciosa intrínseca
- 6.- Malnutrición materna
- 7.- Genes letales
- 8.- Anormalidad cromosómica
- 9.- Anormalidad del desarrollo idiopática

ANORMALIDADES EN EL POLLUELO DEBIDAS A PROBLEMAS EN LA INCUBACION (124):

- I.- Eclósion adelantada, vocalizaciones tenues o excesivas, huevo pequeño, diferencias interespecíficas, elevada temperatura de incubación, baja humedad en la incubación, elevada temperatura en la criadora
- II - Eclósion retardada - huevo grande, progenitores viejos, huevo almacenado largo tiempo antes de la incubación, baja temperatura de incubación, consanguinidad
- III.- Polluelos pegajosos, saco vitelino presente - baja temperatura de incubación, alta humedad en la incubación, incorrecto volteo del huevo, huevo muy grande
- IV.- Polluelo reseco y/o pegado al cascarrón - baja humedad durante el almacenamiento del huevo, durante la incubación o durante la eclósion, volteo incorrecto del huevo, huevo resquebrajado, cascarrón delgado, elevada temperatura de incubación
- V.- Polluelo pequeño - huevo pequeño, baja humedad durante el almacenamiento o incubación del huevo, temperatura de incubación elevada, altitud s n m elevada, cascarrón delgado o poroso, medicación de la hembra con tetraciclinas
- VI.- Polluelo débil - entre otras causas humedad incorrecta y mala nutrición de los progenitores
- VII.- Falla en el cierre del ombligo con retención de saco vitelino - temperatura incorrecta de incubación, baja temperatura durante la eclósion, alta temperatura durante la eclósion, mala nutrición materna, onfalitis, ventilación inadecuada
- VIII.- Plumón corto e hirsuto (según la especie) - deficiencia nutricional, toxinas en la madre, alta temperatura de incubación durante los dos primeros trimestres
- IX.- Embrión errático, interrupción del crecimiento en el polluelo en desarrollo - contaminación del huevo, herencia, mala nutrición materna, posible hipotiroidismo
- X.- Anormalidades en la cara y/o cabeza - elevada temperatura de incubación durante el primer trimestre, genes letales, anomalía del desarrollo idiópática, deficiencia nutricional materna, baja presión de oxígeno durante el primer trimestre, medicación de la hembra con sulfas, intoxicación en la hembra por insecticidas, herbicidas o nicotina, hiperselenia, enfermedades virales
- XI.- Pico en forma de gancho y enrojecido - forcejeo prolongado durante la eclósion, deficiencia vitamínica en la hembra, cascarrón engrosado, elevada humedad en la incubación, baja temperatura de incubación
- XII.- Anormalidad neurológica o musculoesquelética - temperatura incorrecta de incubación, baja humedad ambiental, sustrato inadecuado para la eclósion, medicación de la hembra con sulfas, intoxicación por insecticidas

PRINCIPALES MEDICAMENTOS UTILIZADOS EN LOS PSITTACIFORMES EN CAUTIVERIO (50,72,113,120,135) :

- 1.- Aciclovir: 80 mg/kg/oral tres veces al día - 40 mg/kg/1 M - tres veces al día o una capsula de 200 mg en 480 ml de agua de bebida
- 2.- Ampicilina: 50-100 mg/kg/1 M , 100-150 mg/kg/oral
- 3.- Anfotericina B - 0.005 mg/g/1 V - 0.75 mg/kg/1 V , 50-100mg/kg/1 M , 0.001 mg/gr diluido en agua o solución salina y nebulizado directamente en la traquea. 1mg/kg/oral
- 4.- Atropina - 0.1-0.2 mg/kg/1 M
- 5.- Benzato de bencilo al 10 % para acanasis
- 6.- Bicarbonato de sodio - 1-4 mEq/kg/1 V en conjunto con fluidos intravenosos. La dosis inicial deberá ser de 1 mEq
- 7.- Carbencilina : 0.10-0.20 mg/g/12 hrs/1 M.
- 8.- Cefotaxima : 0.10 mg/g/12 hrs/1 M.
- 9.- Cloranfenicol : colino al 0.5 % , 100-200 mg/1 M u oral

- 10.- Clorotetraciclina . 50-250 mg/kg/T M, 20-40 mg/kg/oral
- 11.- Dexametasona 0.002-0.005 mg/g/1 V o 1 M
- 12.- Diazepam 0.001 mg/g/1 M o 1 V
- 13.- Dimetindazol (polvo soluble) ¼ cucharada cafetera (tbs)/galón, 0.5 ml/1 g/cada 12 a 24 horas/5 días
- 14.- Doxapram 0.007 mg/g/1 M o 1 V para acelerar la recuperación de la anestesia por ketamina
- 15.- Doxaciclina 0.01 mg/g/1 V (americana), 0.1 mg/g/1 M (alemana), 0.05 mg/g/oral
- 16.- EDTA cálcico . 0.03-0.06 mg/g/1 M/cada 8 o 12 horas
- 17.- Estroscina 250 mg/oral, 25 mg/kg/S C
- 18.- Espectinomocina . 50-100 mg/kg/T M, 100-150 mg/kg/oral
- 19.- Fenbendazol : 10-50 mg/kg/oral Una dosis y repetirla a los diez días para el tratamiento de ascáridos, para microfilarias a los tres días, para Capillaria sp a los cinco días
- 20.- Furazolidona . 50 mg/kg/1 M u oral
- 21.- Furosemida . 0.05 mg/100 g/T M, Loricidas es sensible
- 22.- Gentamicina : 50 mg/kg/1 M u oral, 2 mg/kg/1 M, 10-20 mg/kg/S C
- 23.- Gluconato de calcio . 0.05-0.10 mg/g/1 V (hipocalcemia) 0.05-0.10 mg/g/1 M o S C diluidos y administrados 5 a 20 minutos antes de la aplicación de oxitocina cuando ocurra retención de huevo
- 24.- Ivermectina : 200 mg/kg/1 M u oral, aplicarla una vez y repetir a los 10 o 14 días
- 25.- Kanamicina : 50-100 mg/kg/1 M, 100-150 mg/kg/oral
- 26.- Ketamina : 5-25 mg/kg/1 M, sedación por 5 o 20 minutos 75-50 mg/kg más diazepam 1 M (2.5 mg/kg), anestesia quirúrgica por 30 o 60 minutos
- 27.- Ketoconazol . 0.03 mg/oral.
- 28.- Levamisol (1.65 %) : 5-15 ml/galón agua de bebida/1-3 días, repetir a los diez días Por sonda 5 mg/kg una vez y repetir a los diez días 4-8 mg/kg/1 M ó S C una vez y repetir a los 10 o 14 días. Puede causar problemas de intoxicación
- 29.- Lincomicina 250 mg/kg/oral
- 30.- Nefendazol (polvo) 25 mg/kg en el alimento o por sonda durante cinco días
- 31.- Nicotanol 5 mg/kg/oral
- 32.- Neomicina 5 mg/kg/oral
- 33.- Niclosamida : 100 mg/lb/alimento o por sonda y repetir en diez días
- 34.- Nistatina (3 000 unidades/mg) 100-100 mg/kg
- 35.- Nistatina : 0.003 ml/g/oral
- 36.- Oxitetraciclina : 10-15 mg/kg en infección respiratoria
- 37.- Oxitocina : 0.01-0.10 ml/ave/S C ó 1 M, puede causar hipotensión
- 38.- Penicilina/estreptomicina 50 mg/kg/1 M
- 39.- Piperaciclina . 0.10-0.20 mg/g/1 M
- 40.- Pitantel : 4.5 mg/kg/oral una vez y repetir a los diez días
- 41.- Polimixina B 50-100 mg/kg/1 M
- 42.- Praziquantel (tabletas de 23 mg) : ¼ de tableta/kg/oral una vez y repetir a los diez días
- 43.- Prednisolona . 0.04-0.08 mg/g/1 V.
- 44.- Rimfampicina 50-100 mg/kg/1 M
- 45.- Sulfato de amikacina . 0.01-0.02 mg/g/día/1 M
- 46.- Sulfonamidas : 500 mg/kg/oral
- 47.- Tiabendazol 250-500 mg/kg/oral, una vez y repetir a los 10 o 14 días para el control de ascáridos o 100 mg/kg durante 7-10 días
- 48.- Tiosina 10-15 mg/kg/1 M, 50-200 mg/kg/oral
- 49.- Trimetoprim/sulfametoxazol 0.1 ml/10 g/oral ó 0.1 ml/lb/1 M cada 5 o 7 días
- 50.- Vitamina K . 0.2-2.5 mg/kg/1 M una o dos dosis

REACCIONES ADVERSAS A ALGUNOS ANTIBIÓTICOS UTILIZADOS EN AVES DE ORNATO O DE COMPAÑÍA (106,113):

1.- Penicilinas : alergia e hipersensibilidad, intoxicación por cloxaciclina. La penicilina procainica es tóxica para las aves.

II.- Aminoglicósidos : alergia e hipersensibilidad, neurotoxicidad, nefrotoxicidad y apnea. Los tratamientos no deberán ser prolongados por más de siete días. La vía oral generalmente será inocua. La estreptomicina ocasionará choque en los Psittaciformes.

III.- Tetraciclinas : hepatotoxicidad, apnea, dolor severo en el sitio de aplicación. El tratamiento tendrá un efecto catábólico, disminuirá la flora intestinal y hará al animal más susceptible a los patógenos secundarios.

IV.- Polipeptidos : alergia e hipersensibilidad, nefrotoxicidad

V.- Sulfonamidas : nefrotoxicidad, hipersensibilidad, intoxicación por tratamiento prolongado

VI.- Cloranfenicol : hepatotoxicidad, anemia aplástica

VII.- Lincomicina : apnea.

VIII.- Cefalosporinas : alergia, náusea, vómito y diarrea

IX.- Macrólidos : dolor severo causado por la aplicación de algunas preparaciones

Las aves que reciben tratamiento con antibióticos deberán ser monitoreadas constantemente para detectar infecciones secundarias por bacterias Gram negativas y hongos.

FORMULARIO (169) :

mg/g X peso del producto dividido mg/ml = dosis en ml.
 (peso en g/1000)(mg/kg) dividido mg/ml = dosis en ml
 ppm (peso seco) = mg/kg
 ppm (líquido) = 100 microgramos/dl.
 onza (seca) = 28.35 g.
 onza (líquida) = 29.5 ml.
 lb = 454 g.
 TBS = 15 ml.
 tbs = 5 cc.

La dosis exacta para la administración de un medicamento parenteral debe ser calculada en base a la dosis por tasa metabólica.

VALORES HEMATOLOGICOS Y DE QUIMICA SANGUINEA PARA DIFERENTES ESPECIES DE PSITTACIFORMES EN CAUTIVERIO (108-206) :

	<i>Eclectus roratus riedelti</i> :	<i>Agapornis</i> :	<i>Melopsittacus undulatus</i> :
WBC (x10 /mm)	6-11	3-8	3-8
Heterófilos (%)	40-75	40-75	45-70
Linfocitos (%)	20-50	20-55	20-45
Monocitos (%)	0-2	0-2	0-5
Eosinófilos (%)	0-1	0-1	0-1
Basófilos (%)	0-5	0-6	0-5
VPC (%)	40-55	44-57	45-57
RBC (x10 /mm)	2.5-4.0	3.0-5.1	2.5-4.5
Proteína total (g/dl)	3.0-5.0	2.2-5.1	2.5-4.5

Glucosa (mg/dl)	180-360	200-400	200-400
Calcio (mg/dl)	9.0-16.0	9.0-15.0	
SGTO (U. I./l)	130-350	100-350	50-350
LDH (U. I./l)	200-400	100-350	50-450
Creatinina (mg/dl)	0.1-0.5	0.1-0.4	0.1-0.4
Acido úrico (mg/dl)	3.0-10.0	3.0-11.0	4.0-14.0
Potasio (mEq/l)	2.5-3.5		
Sodio (mEq/l)	137-150		

	Guacamayas :	<i>Psittacus erithacus</i> :	<i>Amazona</i> spp. :
WBC (x 10 /mm)	6-13.5	5-11	6-11
Heterófilos (%)	45-70	45-75	30-75
Linfocitos (%)	20-50	20-50	20-65
Monocitos (%)	0-3	0-3	0-3
Eosinófilos (%)	0-2	0-2	0-1
Basófilos (%)	0-5	0-5	0-5
VPC (%)	45-55	43-55	45-55
RBC (x10 /mm)	2.5-4.5	2.4-4.5	2.5-4.5
Proteína total (g/dl)	3.0-5.0	3.0-5.0	3.0-5.0
Glucosa (mg/dl)	200-350	190-350	220-350
Calcio (mg/dl)	9.0-13.0	8.0-13.0	8.0-13.0
SGTO (U. I./l)	100-280	100-350	130-350
LDH (U. I./l)	175-425	150-450	160-420
Creatinina (mg/dl)	0.1-0.5	0.1-0.4	0.1-0.4
Potasio (mEq/l)	2.5-4.5	2.6-4.2	3.0-4.5
Sodio (mEq/l)	136-152	134-152	136-152

RANGO DE PESO (g) DE LAS ESPECIES DE PSITTACIFORMES CRIADAS EN CAUTIVERIO :

- 1.- *Ara macao* : 800-1659.
- 2.- *Ara araxana* : 889-1313.
- 3.- *Ara chlotopetra* : 1035-1576.
- 4.- *Ara militaris* : 807-1030.
- 5.- *Anodorhynchus hyacinthinus* : 1197-1466.
- 6.- *Ara ambigua* : 1186-1594.
- 7.- *Ara rubrogenys* : 410-556.
- 8.- *Ara glaucogularis* : 741-762.
- 9.- *Eolophus roseicapillus* : 317-515.
- 10.- *Cacatua alba* : 481-713.
- 11.- *Cacatua leadbeateri* : 381-474.
- 12.- *Cacatua moluccensis* : 658-1003.
- 13.- *Cacatua sanguinea* : 294-513.
- 14.- *Cacatua galerita triton* : 515-781.
- 15.- *Cacatua sulphurea citrinocristata* : 297-423.
- 16.- *Cacatua sulphurea* : 438-150.
- 17.- *Cacatua galerita* : 655- 1105.
- 18.- *Cacatua haematurpoxia* : 263-322.
- 19.- *Callocephalon fimbriatum* : 247-350.
- 20.- *Cacatua tenuirostris* : 513-687.

- 21.- *Aratinga guarouba* : 252-276
- 22.- *Ectectus voratus riedeli* : 347-512.
- 23.- *Psittacus erithacus* : 370-534
- 24.- *Amazona formosa* : 618-998
- 25.- *Amazona orativa* : 361-485
- 26.- *Amazona viridigenalis* : 343-377
- 27.- *Amazona ocrecephala auripalliatu* 476-795
- 28.- *Amazona ocrecephala oratrix* 463-694
- 29.- *Polytelis alexandrine* 102-129
- 30.- *Psephenus harmatomitus* : 62-69
- 31.- *Neophema burkii* : 35-43
- 32.- *Neophema pulchella* : 31-37
- 33.- *Neophema splendida* : 31-42.

PROMEDIO DE MAXIMA LONGEVIDAD (AÑOS) DE ALGUNAS ESPECIES DE PSITTACIFORMES MANTENIDAS EN CAUTIVERIO (5) :

- 1.- *Aelopsittacus undulatus* (18)
- 2.- *Agapornis* spp (12)
- 3.- *Neophema* spp (10)
- 4.- *Nymphicus hollandicus* (32)
- 5.- *Trichoglossus* spp (15)
- 6.- *Platycercus* spp (15)
- 7.- *Ectectus voratus* (20)
- 8.- *Eolophus roseicapillus* (20)
- 9.- *Cacatua sanguinea* (40)
- 10.- *Cacatua galerita* (40)
- 11.- *Psittacus erithacus* (50)
- 12.- *Pionus* spp (15)
- 13.- *Amazona* spp (80)
- 14.- *Ara* spp (50)
- 15.- *Aratinga* spp (25)
- 16.- *Brothergus pyrrhopterus* (15)
- 17.- *Polytelis swainsonii* (36)

TIEMPO DE INCUBACION (DIAS) / ECLOSION (HORAS) PARA ALGUNAS ESPECIES DE PSITTACIFORMES CRIADAS EN CAUTIVERIO (124) :

- 1.- *Psittacus erithacus*. 26-28/24-72
- 2.- *Psittacus* spp. y otras especies africanas afines: 24-26/24-48
- 3.- *Aratinga* spp : 24/24-48
- 4.- *Brothergus* spp : 22/24-26
- 5.- *Aelopsittacus undulatus*: 18/12-24
- 6.- *Nymphicus hollandicus*: 21/24-48
- 7.- *Cacatúas*: 24-29/24-72.
- 8.- *Ectectus voratus*: 28/24-72.
- 9.- *Platycercus* spp , *Psephenus* spp y especies afines: 18/24-48
- 10.- *Amazona viridigenalis*: 24/24-48
- 11.- *Anodorhynchus hyacinthinus*: 26-28/24-72
- 12.- *Loricidae*: 26-27/24-36
- 13.- *Agapornis* spp.: 22/24-48

14. - *Ara* spp : 23-28/24-72
 15. - *Amazona oeroccephala* 26-28/24-48
 16. - *Forpus* spp : 19/24-36
 17. - *Pionus* spp : 25-26/24-48
 18. - *Psittacula* spp 24-26/24-48
 19. - *Amazona autumnalis* 24/24-48
 20. - *Probosciger aterrimus* 28-30/24-72
 21. - *Amazona albifrons* 24/24-48

ORIGEN ETIMOLOGICO Y SIGNIFICADO DE LAS DENOMINACIONES DE LOS PSITTACIFORMES EN IDIOMA ESPAÑOL:

CACATUA del malayo kakatuwa, portugués - catatua o cacatua, inglés - cockatoo Ave trepadora de Oceanía del Orden de las psittaciformes, con un moño de grandes plumas móviles a voluntad

COTORRA: deriva de COTORRERA (mujer parlanchina) que a su vez lo ha sido de COTARRERA, COTARRO y COTO además del contacto con CATALINA, CATITA y CATJURRA, procedentes de Catalina, nombre propio de mujer. Significa papagayo pequeño. En México, esta palabra es utilizada por los comerciantes de Psittaciformes nativos para denominar a *Amazona autumnalis*, *Amazona albifrons*, *Amazona xanthoptera*, *Amazona viridigenalis* y *Amazona finschi*.

GUACAMAYO (a). Hatú - huacamay - del Arauco de las pequeñas Antillas (Isla de Guadalupe) según Bartolomé de las Casas (1560) con referencia al segundo viaje de Colón (1493) Ave de América, especie de papagayo del tamaño de la gallina.

LORO procede del lenguaje de los Caribes de tierra firme, de los Tamaracos, Cumanagotos y Chaimas, que llamaban a este pájaro RORO. La primera cita de la palabra aparece documentada hacia 1550 por Jiménez de Quesada, citado por Fernández de Oviedo. Significa papagayo, en Brasil y Paraguay - ave. En nuestro país se utiliza este término entre los comerciantes de Psittaciformes nativos para referirse a *Amazona fuscus guatemalae*, *A. oeroccephala aurocollata* y *A. oeroccephala oratrix*.

PAPAGAYO palabra de origen incierto, probablemente del árabe babaya, babbag o babga. En uso aproximadamente desde 1226 aunque se encuentra referida en escritos del año de 1130 (PAPAGAI) Portugués, PAPAGAIO (1507), italiano, PAPAGALLO (s. XV) El alemán PAPAGEI es galicismo del siglo XV, pero en el siglo XIII se decía PAPEGAN (El inglés POPINJAY antes de PAPEJAY aparece en la segunda mitad del siglo XIV. El francés FERROQUET y el italiano FERROCHETTO se derivan de PARROCO, aunque también se presume que el español PERQUITO más el francés PERROT dieron origen a FERROQUET (s. XV). Ave del Orden de los Psittaciformes. El inglés PARRROT proviene del francés occidental PERROT, diminutivo de Pierre, Pedro. PARAKEET deriva de PAROCCHITO o PAROCHETTO, según Florio (1598).

PARABA bolivianismo, especie de papagayo (guacamaya)

PERICO nombre propio de persona, Perico, diminutivo de Pero, Pedro. Ave trepadora, especie de papagayo. En México se utiliza para denominar a las especies de *Aratinga* sp., *Bulbocynchus* sp., *Brangeris* sp., *Forpus* sp., *Pionus* sp. y *Pionopsitta* sp.

SINONIMIAS Y SIGNIFICADO DE LAS DENOMINACIONES PARA LOS PSITTACIFORMES EN IDIOMA INGLÉS:

BUDGERIGAR (BUDGIE): Budgerreegah, Budgerigah. Nombre nativo australiano para denominar a *Melopsittacus undulatus*, llamado también Grass Parakeet, Love Bird y Shell Parakeet.

COCKATIEL : Cockateel, procede del holandés KAKETIELJE, que designa, desde que fueron descubiertas, a estas aves (1850). Nombre común para denominar a *Nymphicus hollandicus*

COCKATOO : Cacato, Cockatooon, Crockadore, Cokato, Cocatore, Cocatoo. Procede del malayo kakatua-kakatuwah y del holandés KAKETOE. Nombre de las especies del género *Cacatua* sp. y afines, habitantes de Australia e islas adyacentes, los cuales se distinguen por una cresta de plumas que pueden erizar o plegar a voluntad.

CONURE : procede del Latín Nuevo *Conurus*, género científico para la clasificación taxonómica de algunos pericos. Palabra que designa a los animales del género *Aratinga* sp. y afines en la Región Neotropical.

LORY : denominación para las especies de Loridae de cola corta.

LORIKEET : denominación para las especies de Loridae de cola larga.

MACAW : Machao, Macao, Maccau, Maccau, Mackaw. Palabra de origen incierto probablemente del nombre TUPI de ave MACAVUANA. Esta es la palabra general que hace referencia a las diferentes especies de *Aratinga* sp., *Amphispneustes* sp. y a *Cyanopitta sp.*

PARAKEET : Paroquet, Parroket, Parroquet, Parocket, Perroquet, Paraquet, Paraquit(t), Parraquito, Parakito, Par(r)akita, Parraketto, Paraketo, Paraketto, Parrakeit, Parakite, Parochite, Paroqueet, Parokeet, Parakeet, Parrakeet. Ave de la familia de los pericos, especialmente aquellas de talla pequeña de cola larga.

PARROT : Parot, Parat, Parrat, Parot, Parrote, Parrote, Parote, Parot, Parate. Ave del Orden Psittaciformes, familia Psittacidae, de pico corto y cera desnuda. La palabra hace referencia a las especies medianas y grandes del Orden.

PARROLET : palabra para nombrar a las especies del género *Forpus* sp.

ROSELLA : palabra de uso común inclusive en español para nombrar a las especies australianas del género *Platyercus* sp.

BIBLIOGRAFIA

- 1.- Abou-Madi, N. and Kofias, G. V. : Avian Fluid Therapy. In Current Veterinary Therapy. Kirk, W.R. 1154-1159. W. B. Saunders Company, Philadelphia, U. S. A. , 1992
- 2.- Acoevdo A. F. : Cotorra Serrana de Occidente (Estudio Recapitulativo) *Rhynchopsitta pachyrhyncha*. Tesis de Licenciatura Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México México, D.F., 1993.
- 3.- Acha, P.N. and Sryjtes, B. : Zoonosis y Enfermedades Transmisibles Comunes al Hombre y a los Animales, segunda edición. Organización Panamericana de la Salud, Washington, D. C., U. S. A., 1989.
- 4.- Alderton, D. : A Birdkeeper's Guide to Breeding Birds. Salamander Books, Ltd Morris Plains, U.S.A., 1988
- 5.- Alderton D. : Parrots. Salamander Books, Ltd Morris Plains, U.S.A., 1992
- 6.- Alderton, D. ; Stevenson, G.: The Atlas of Parrots. TFH Publications, Inc. Neptune City, U.S.A., 1991
- 7.- Alvarez del Toro, M. : Las Aves de Chiapas, segunda edición Universidad Autónoma de Chiapas Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, 1980.
- 8.- Anónimo : AAZK Keeper Education Committee: A summary of the more common zoonotic diseases.
- 9.- Anónimo : Historia del Arte Mexicano, tomo IV, Arte Prehispánico 467. Salvat Mexicana de Ediciones, S.A. de C.V. México (1982).
- 10.- Anónimo : Kahlo y Rivera - Cada vez más cotizados *Revista Marie Claire*. Año 6, no 9 : 64 México (1995).
- 11.- Anónimo : killer tomato vines and leaves *Bird Talk*, XI, 9, 4 (1993)
- 12.- Anónimo : New species of parakeet discovered in Ecuador : Rare Center for Tropical Bird Conservation. In : *Parrotletter, the newsletter and journal of the ICBP/SSC Parrot Specialist Group*, I : 1, 10-11.
- 13.- Anónimo : Red Data Book, II, Aves International Conservation Bird Program, 1979.
- 14.- Anónimo : Spix's Macaw, a lone survivor *World Bird Watch*, XII 12, 2
- 15.- Anónimo : Spix's Macaw, a lone survivor *World Bird Watch*, XII 12, 2
- 16.- Arnall, L. and Keymer, I.F.: Bird Diseases TFH Publications, Inc Neptune City, U.S.A., 1975.
- 17.- Arnall, T. : Atlas of Conures TFH Publications, Inc Neptune City, U.S.A., 1993.
- 18.- Athan, M.S. : Preventing aggressive behavior in hand fed parrots. *American Cage Bird Magazine*, LXIV : 11, 5-8 (1992)
- 19.- Athan, M.S. : Turning the "terrible twos" into the wonder years. *American Cage Bird Magazine*, LXV : 6, 65-71 (1993).
- 20.- Axelson, D.: Caring for Your Pet Bird Canaris Publications, Ltd Toronto, Canada, 1981
- 21.- Baker, J.R. : Trichomoniasis, a mayor cause of vomiting in budgerigars. *Veterinary Record*, CXXVII : 447-449 (1986).

20.- Bangert, R.L., Cho, B.R., Widors, P.R. et al. : A survey of aerobic bacteria and fungi in the feces of healthy psittacin birds. *Avian Diseases*. XXXII : 46-52 (1988)

BB.- Banquedano, Elizabeth. Arte plumario. En Historia del Arte Prehispánico, tomo IV 604. Sabat Mexicana de Ediciones, S.A. de C.V., México (1982)

21.- Barba, T.A. Causas de mortalidad en psitácidas silvestres de México capturadas para su comercio. Tesis de licenciatura Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México México, D.F., 1985

22.- Bates, H.J., Busenbark, R.I. Parrots TFH Publications, Inc., Neptune City, U.S.A. 1960

23.- Bates, H.J., Busenbark, R.I. Parrots and Related Birds. TFH Publications, Inc. Neptune City, U.S.A., 1978

24.- Bedford, Duque de. Loros y simulares. Editorial Hispano europea, S.A., Barcelona, España, 1990

25.- Bennett, R.A. Neurology. En Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre. Módulo III.- Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas México, D.F. 402-405 Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México (1994)

26.-Berlanga C., M. and Gutierrez R., R. Ecological aspects of the Yucatan parrots and perspectives for their conservation. *Watchbird* 12-21 April-May (1990)

27.- Biefield, H. : Handbook of Lovebirds TFH Publications, Inc. Neptune City, U.S.A., 1982

28.- Birkenstein, L. R. and Tomlinson, R. E. : Native Names of Mexican Birds. *Fish and Wildlife Service, U. S. Department of Interior*, resource publication No. 39. Washington, D. C. (1981)

29.- Blackshaw, J. K. Pet Birds - management and behavioural problems. *Australian Veterinary Practitioner*, XVII 1, 21-23 (1987)

30.- Blanchard, S. Parrot Psychology. *Bird Talk*, IX 9, 39 (1991)

31.- Blanchard, S. Why birds bite? *Bird Talk*, XI 3, 68-72 (1993)

32.- Bosch, K., Wedde, U. Encyclopedia of Amazon Parrots TFH Publications, Inc. Neptune City, U.S.A., 1984

33.- Brewer, R. Living with birdkeeper's lung. *Bird Talk*, X 1, 78-82 (1992)

34.- Bright, R. J. Those crazy Kakarikis. *Bird Talk*, XI 12, 86-91 (1993)

35.- Brugere-Picou, J. and Brugere-Picou, H. : Metabolic Diseases. In *Diseases of Cage Birds* Burr, E.W. 75-77 TFH Publications, Inc. Neptune City, U.S.A., 1987

36.- Bucher, E. : Preliminary report on the current status of *Amazona aestiva* in Western Chaco, Argentina. *Parrot Letter*, the newsletter and journal of the ICBP/SSC Parrot Specialist Group 1 1, 9-10

37.- Burr, E. W. Diseases of Cage Birds TFH Publications, Inc. Neptune City, U.S.A., 1989

38.- Butcher, G. R. : Disease prevention in commercial aviaries. *Bird Talk*, XI 6, 108-117 (1993).

- 39.- Camacho L., F. J. : Evaluación integral de la guacamaya verde (*Aratinga canicularis*) Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F., 1993
- 40.- Campbell, B. : The Dictionary of Birds in Color. Flyer Books. New York, U. S. A., 1974.
- 41.- Campbell, T. W. : Mucous Diseases. In : Clinical Avian Medicine and Surgery. Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 404-469. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U. S. A.
- 42.- Carlton, M. H. : Bird Borne Diseases in Man. In : Diseases of Cage and Aviary Birds, second edition. Petrak, M. L. 653-657. Lea and Febiger. Philadelphia, U. S. A., 1982
- CC.- Castillo Y., T. : El Arte Plumaria en México. Fomento Cultural Banamex A. C. México (1993)
- 43.- Clipsham, R. : Beak repair update. *Bird Talk*, XI, 5, 80-85 (1993)
- 44.- Clipsham, R. : Benefits and dangers of parrot vaccinations. *Bird Talk*, N. 9, 109-119 (1992)
- 45.- Clipsham, R. : Brooder design and function. *American Cage Bird Magazine*, LXV, 7, 61-62 (1993)
- 46.- Clipsham, R. : Pet birds and disinfectants. *Birds UK*, 46-55 (October (1993))
- 47.- Clipsham, R., Ayger, L. and Saffell Ch. : How to sex a Lovebird ? *American Cage Bird Magazine*, LXV, 7, 104-105 (1993)
- 48.- Clubb, S. L. : Psittacine neonatology. In : Current Veterinary Therapy. Kirk, W. R. 1142-1145. W. B. Saunders, Inc. Philadelphia, U. S. A., 1992
- 49.- Clubb, S. L. : Sex Determination Techniques. In : Clinical Avian Medicine and Surgery. Harrison, G. J. and Harrison, L. R. W. B. Saunders, Inc. Philadelphia, U. S. A.
- 50.- Clubb, S. L. : Therapeutics. In : Clinical Avian Medicine and Surgery. Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 330-351. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U. S. A.
- 51.- Clutton-Brock, J. : Domesticated Animals. From Early Times. University of Texas Press, British Museum (Natural History) England, 1981
- 52.- Conover, A. : Miscaws of Manu. *Defenders*, 10-16 July -August (1988)
- 53.- Cooper, N. D. : The lutino Rose-Breasted cockatoo. *American Cage Bird Magazine*, LXV, 6, 5-7 (1993)
- 54.- Cooper, S. : Hand Feeding Baby Birds. TEH Publications, Inc. Neptune City, U. S. A., 1979
- 55.- Chamberlain, F. S. : Should you feed your bird a pelleted diet ? *Bird Talk*, XI, 9, 60-65 (1993)
- 56.- Darlington, P. J. : Zoogeography, the Geographical Distribution of Animals. Museum of Comparative Zoology, Harvard University. U. S. A., 1957
- 57.- Davis, Ch. : Screaming amazons. *Bird Talk*, N. 7, 16-20 (1992)
- 58.- Decoteau, A. : Grass Parakeets. *Bird Talk*, N. 3, 80-89 (1992)
- 59.- Dein, F. J. : Hematology. In : Clinical Avian Medicine and Surgery. Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 76-79. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U. S. A.

- 60.- De la Fuente, J. : Exterior y Manejo de los Animales Domésticos, tercera edición **Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia**, Universidad Nacional Autónoma de México México, D F., 1981.
- KK. Del Coro, M. *et al*. Avifauna de la Región de Chamela, Jalisco Cuaderno IV **Instituto de Biología**, Universidad Nacional Autónoma de México México (1990)
- 61.- Diamond, J. : Zebras and the Anna Karenina principle *Natural History*, XI 9, 4-10 (1994)
- 62.- Diefenback K. : The World of Cockatoos **TFH Publications, Inc** , Neptune City, U. S. A. , 1985
- DD.-Díaz Del Castillo, Bernal : Historia Verdadera de la Conquista de la Nueva España 188 Fernández Editores, S. A. México, D F. 1961.
- 63.- Dolphin, R. E. Feeding and Nutritional Disorders In : Diseases of Cage Birds Burr, E. W. 66-71 **TFH Publications, Inc** Neptune City, U. S. A. , 1989
- 64.- Dorge, R. : Speakig bird *Bird Talk*, XIII 7, 56-64 (1995)
- 65.- Dorrestein, G. M., Buitelaar, M. H., van der Hage, M. H. and Zwart, P. Evaluation of a bacteriological and mycological examination of psittacine birds. *Avian Diseases*, XXIX : 4, 951-962
- 66.- Doss, J. : Learn to speak parrot. *Bird Talk*, X : 8, 68-78 (1992).
- 67.- Doss, J. : Determining age in Amazon parrots. *American Cage Bird Magazine*, LXXV 9, 65-70 (1993)
- 68.- Doss, J. : Determining age in Amazon parrots, part II. *American Cage Bird Magazine*, LXXV 10, 94-97 (1993)
- 69.- Downs, D. and Bond, M. W. : The Palm after the storm *Birds USA*, 78-80.
- 70.- Dustan, G. F. : Proventricular dilatation syndrome in large psittacine birds. *Avian Diseases*, XXVIII 3, 813-815
- 71.- Estudillo L., J. : Alimentación de Psittaciformes. En : Memorias del Primer Ciclo Internacional de Conferencias Sobre Alimentación de Fauna Silvestre en Cautiverio México, D F. 22-16 **Asociación Mexicana de Especialistas en Nutrición Animal, A. C** (1993)
- LL.- Fernández R., A.; Pegueros, R., G. Rastreo serológico de anticuerpos contra las enfermedades de Newcastle y viruela aviar en aves Falconiformes, Strigiformes, Psittaciformes y Passeriformes del Zoológico San Juan de Aragón Tesis de Licenciatura **Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán** Universidad Nacional Autónoma de México 1994
- 72.- Flammer, K. : Antimicrobial Therapy. En : Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre Módulo VII : Medicina y Manejo de de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas México, D F. 336. **Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia**, Universidad Nacional Autónoma de México (1994)
- 73.- Flammer, K. : Aviculture Management In : Clinical Avian Medicine and Surgery Harrison, G. J and Harrison, L. R. 601-611. **W. B. Saunders Inc**, Philadelphia, U. S. A.
- 74.- Forshaw, J. M. and Cooper, W. T. : Parrots of the World **TFH Publications, Inc** Neptune City, U. S. A. , 1977.
- 75.- Foster, S. : Lean cuisine. *Bird Talk*, X : 7, 16-22 (1992)
- 76.- Fowler, M. E. : Diseases of Children Acquired from Nondomestic Animals.
- 77.- Freud, A. : All About the Parrots. **Howell Book House, Inc** New York, U. S. A. , 1987.

- 78.- Freud, A. : Parrots and other hookbills. *American Cage Bird Magazine*, LXIV : 11, 50-55 (1992).
- 79.- Fudge, A. M. : Psittacine vaccines. In : *Veterinary Clinics of North America, Small Animal Practice*, XXV : 6, 273-279 (1991).
- 80.- Garvin, C. : Weaning baby parrots. *Bird Talk*, X : 8, 92-94 (1992).
- 81.- Gaakin, J. M. : Psittacine viral diseases - a perspective. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, XX : 3, 249-264 (1989).
- 82.- Gentzel, A. : Budgie genetics - The science behind the beauty. *Bird Talk*, XI : 1, 26-3 (1993).
- 83.- Gerlach, H. : Bacterial Diseases. In : *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 434-441, 443-447, 449, 450, 452, 453. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U.S.A.
- 84.- Gerlach, H. : *Chlamydia*. In : *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 457-462. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U.S.A.
- 85.- Gerlach, H. : Mollicutes. In : *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 454-455. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U.S.A.
- 86.- Gerlach, H. : Viral Diseases. In : *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison G. J. and Harrison, L. R. 409-424, 426-432. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U.S.A.
- 87.- Getty, R. : Anatomía de los Animales Domésticos, tomo II Quinta edición. Salvat Editores, S. A. México, D.F., 1982.
- 88.- Gram, R. S. : Conservation of the Bahama Parrot. *American Birds*, XLII¹ : 1, 32-36 (1990).
- 89.- Greenacre, Ch. B.; Latimer, K. S. and Ritchie, B. W. : Leg paresis in a Black Palm Cockatoo (*Probosciger aterrimus*) caused by aspergillosis. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, XXIII : 1, 122-126 (1992).
- 90.- Greeson, L. : Are parrots really intelligent? *American Cage Bird Magazine*, LXIV : 10, 35-36 (1992).
- 91.- Greeson, L. : Breeding blue Quakers. *Bird Talk*, X : 12, 44-45 (1992).
- 92.- Greiner, E. C. and Ritchie, B. W. : Parasites. En *Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, Módulo VII - Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas* México, D.F. 513-515. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México, (1994).
- 93.- Grimes, J. E. : Zoonosis Acquired from Pet Birds. In : *Zoonotic Diseases, Veterinary Clinics of North America, Small Animal Practice*, XVII : 1, 209-218 (1987).
- 94.- Grindol, M. D. : World Parrot Trust. En *Small Talk*, *Bird Talk*, XIV : 3, 12-14 (1996).
- 95.- Grindol, M. D. and Murray, M. J. : Emergency first aid. *Bird Talk*, XI : 1, 60-67 (1993).
- 96.- Gutiérrez G., M. de J. : Alternativas para el Sexado de Psitácidos en Cautiverio, estudio recapitulativo. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F. 1994.
- 97.- Hafez, M.; Rendemann, S. and Kesters, J. : Preparation of chicken immunoglobulins and their possible use in Psittaciform birds. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, XLII : 3, 73-80 (1986).

- 98 - Hargis, A. M.; Stuber, E.; Casteel, S. and Eitner, D. : Avocado (*Persea americana*) intoxication in caged birds. *Journal of the American Veterinary Medical Association, CXCV* 1, 64-66 (1989)
- 99 - Harper, D. : Pet Birds for Home and Garden. Salamander Books Limited, Morris Plains, U. S. A., 1992.
- 100 - Harrison, G. J. : Anesthesiology. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 549-588 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 101 - Harrison, G. J. : Disorders of the integument. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 511, 514, 522-526 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 102 - Harrison, G. J. : Endoscopy. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 234-236 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 103 - Harrison, G. J. : Husbandry Practices. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 14-18 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 104 - Harrison, G. J. : Perspective of parrot behavior. En *Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre. Módulo VII - Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acústicas* México, D.F. 242-254. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México (1994)
- 105 - Harrison, G. J. : Reproductive Medicine. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 620-633 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 106 - Harrison, G. J. : Toxicology. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 491-493, 497 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 107 - Harrison, G. J. : What to Do Until a Diagnosis is Made ? In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 108 - Harrison, G. J. and Harrison, L. R. : *Clinical Avian Medicine and Surgery* W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 109 - Harrison, G. J. and Harrison, L. R. : Management Procedures. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 85-100 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 110 - Harrison, G. J. and Harrison, L. R. : Nutritional Diseases. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 397, 399, 401, 402-407 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 111 - Harrison, G. J. and Harrison, L. R. : Preliminary Evaluation of a Case. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 101-114 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 112 - Harrison, G. J., Woepel, R. W.; Rosskopf, W. J. and Karpinski, L. G. : Symptomatic Therapy and Emergency Medicine. In *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 362-370, 372 W. B. Saunders Inc., Philadelphia, U.S.A.
- 113 - Harry, E. G. : Antibiotic Therapy. In *Diseases of Cage Birds* Burr, E. W. 204-205. TFH Publications, Inc. Neptune City, U. S. A., 1989.
- 114 - Hulteniis, J. T. : Taming amazon parrots. *Bird Talk, IX* 9, 61-65 (1991)
- 115 - Humphreys, P. N. : The international trade in pet and exotic birds, its ethical and disease implications- a note. *Israel Journal of Veterinary Medicine, XL* 2, 132-137 (1986).

- 116 - Huffman, J. : A budgie chick's first week. *Bird Talk*, X : 4, 76-80 (1992)
- 117.- Iligo-Elias, E. E and Ramos, M. A. The Psittacine Trade in Mexico. In : Neotropical Wildlife Use and Conservation. Robinson, J. G and Redford, K. H 180-19. The University of Chicago Press. Chicago, U. S. A., 1991.
- 118.- James, F. The selling of wild birds. Out of control. " *The Living Bird Quarterly*, 9-15. Summer (1990)
- 119.- Jenkins, J. R. Advanced Procedures in Avian Medicine. En : Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre. Módulo VII - Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas México, D.F 94-101 Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México (1994)
- 120.- Jenkins, J. R. Drugs. En : Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre. Módulo VII - Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas México, D.F 13. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México (1994)
- 121.- Jenkins, J. R. : Use of Computed Tomography (CT) in Pet Bird Practice. En : Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre. Módulo VII - Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas México, D.F 70-73. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México (1994)
- 122.- Jessop, N. M. Zoología - Vertebrados. Ingramsciana, Mc Graw-Hill Madrid, España. 1991
- 123.- Joyner, K. L. Female Reproductive Disorders (Theriogenology). En : Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre. Módulo VII - Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas México, D.F 436-440. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México (1994)
- 124.- Joyner, K. L. Theriogenology. En : Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre. Módulo VII - Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México. D. F. (1994)
- 125.- Junge, E. and Douglas, M. M. : Amikacin therapy for *Pseudomonas* cellulitis in an Amazon Parrot. *Journal of the American Veterinary Medicine Association*, CLXXVII 4, 47-48 (1985)
- 126.- Karpinski, L. G. Ophthalmology. In : Clinical Avian Medicine and Surgery Harrison, G. J and Hanson, L. R. 278. W. B. Saunders, Inc. Philadelphia, U. S. A.
- 127.- Kuehler, C. M. and Looming, M. R. Artificial Incubation of Non Domestic Bird Eggs. In : Current Veterinary Therapy. Kirk, W. R 1138-1141. W. B. Saunders, Inc. Philadelphia, U. S. A., 1992
- EE - Lombardo, Sonia, Ruiz, Andres. Animales Prehispánicos. Serie de Información Gráfica, Archivo General de la Nación México, 1979.
- 128.- Lamberski, N. and Daniel, G. B. Fluid dynamics of intracoevex fluid administration in birds. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, XXIII - 1, 47-54 (1992)
- 129.- Lary, S.; Shelley, R. : *Electus* and vitamin A. *Bird Talk*, XI : 1, 10-14 (1993)
- 130.- Lawson, P. W. and Lanning, D. V. : Nesting and Status of the Maroon-Fronted Parrot (*Rhinchopsitta terrisi*). In : Conservation of New World Parrots. Proceedings of the ICBP Parrot Working Group Meeting. Pasquier, F. R. 385-391. Smithsonian Institution Press Sta. Lucia, 1980
- 131.- López, B. G.; López, B. R. and Sumano, L. H. : Acute infectious polyarthritis in Red-Fringed Parrots (*Amazona viridigenalis*) treated with electro-stimulation. *Indian Veterinary Journal*, LXV : 743-744 (1988)

- 132.- Lothrop, C.; Harrison, G. J.; Shultz, D. and Utteridge, T. : Miscellaneous Diseases. In : *Clinical Avian Medicine and Surgery*. Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 532-533. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U.S.A.
- 133.- Low, R. : Loros y Afines *Ediciones Omega, S.A.* Barcelona, España 1994
- 134.- Lumeij, J. T. and Westerhof, I. The diagnosis of apparent psychogenic polydipsia in a socially deprived African Grey Parrot (*Psittacus erithacus erithacus*). *Avian Pathology*, **XVII** 875-878 (1988)
- 135.- Lumeij, J. T. : Psittacine Antimicrobial Therapy. En: *Antimicrobial Therapy in Caged Birds and Exotic Pets. The North American Veterinary Conference*, Orlando, Florida 38-48 January 18, 1995
- 136.- Lyman, R. : Neurologic Disorders. In : *Avian Clinical Medicine and Surgery*. Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 489. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U.S.A.
- 137.- Lyman, R. : Neurologic Examination. In : *Avian Clinical Medicine and Surgery*. Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 282-285. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U.S.A.
- 138.- MacPherson, S. L. and Till, W. C. : *Amazona vittata*, a status report for 1987. *Parrot Letter, The Newsletter and Journal of the ICBPSSC Parrot Specialist Group*, **1**, 8-9
- 139.- Margolin, T. : *Pseudomonas* infection in pet and breeding birds. *Bird Talk*, **XI** 3, 64-67 (1993)
- 140.- Masilus, C. : Birdkeeping - fade or tradition? *Bird Talk*, **X** 6, 7-12 (1992)
- 141.- McCluskey, I. : The professors date with destiny. *Time*, **CXIV** 11, 12 (1995)
- 142.- Mc Donald, L. S. : Suspected lead poisoning in an Amazon Parrot. *Canadian Veterinary Journal*, **XXVII** : 31-34 (1986)
- 143.- McKibben, J. S. and Harrison, G. J. : Clinical Anatomy. In : *Clinical Avian Medicine and Surgery*. Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 31-66. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U.S.A.
- 144.- Munn, Ch. A. : Macaws, winged rainbows. *National Geographic Magazine*, **CLXXXV** 1, 118-140 (1994).
- 145.- Navrhy, J. J. : Space requirements of breeding parrots. *American Cage Bird Magazine*. **LXIV** 11, 35-39 (1992)
- FF.- Navarro, A., Benitez, H. : Patrones de riqueza y endemismo de las aves. *Ciencias. NUMERO ESPECIAL* 7. 45-54. Facultad de ciencias. Universidad Nacional Autónoma de Mexico Mayo 1993
- 146.- Nickens, E. : Iguasa makes its last stand. *Natural History*, **XCVIII** 1, 40-45 (1995)
- 147.- Nilsson, G. : The Bird Business, a Study of the Commercial Cage Bird Trade, second edition. Animal Welfare Institute Washington, D.C 1981
- 148.- Noegel, R.; Moss, G. and Dam, T. : An argument for captive breeding. *Bird Talk*, **XII** 2, 52-66 (1994)
- GG.- Nowotny, K. : Mexikanische Kasibarkheiten aus Kunstkammern der Renaissance. Museum Für Vögelkunde Wien, Wien (1960).
- 149.- Orosz, S. E. : Surgical anatomy of the ventral thoracic girdle of raptors and psittacines. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, **XX** : 435-440 (1989)
- 150.- Orosz, S. E. : The lateral femur in selected avian species: anatomy and surgical approaches. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, **XX** : 441-445 (1989)

- 151.- Orosz, S. E. and Zoal, R. : Tomographic anatomy of the Golden Eagle (*Aquila chrysaetos*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, *XXVII* : 1, 39-46 (1992)
- 152.- Ortiz, P. F. : Despluman al país con la incontrolada exportación de aves. *Proceso*, 373 (R-2) Diciembre 26, 1983.
- 153.- Oteiza, M. A. : Régimen de Protección a la Fauna Silvestre en México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Derecho, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F. 1992
- 154.- Panigrahy, B. and Grumbles, L. C. : Pacheco's disease in psittacine birds. *Avian Diseases*, *XXVIII* : 3, 808-812
- 155.- Paul-Murphy, J. R., Koblik, P. D., Stein, G. and Pennock, D. G. : Psittacine skull radiography. *Veterinary Radiology*, *XXV* : 3, 125-131 (1990)
- 156.- Perry, R. A. : Avian Dermatology. In: *Diseases of Cage Birds*. Burr, E. W. 46-47. TEJ Publications, Inc. Neptune City, U. S. A., 1989
- 157.- Perry, R. A. : The Avian Patient. En: *Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre. Módulo VII - Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas*. México, D.F. 177-178. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México (1994)
- 158.- Peterson, R. T. : Aves de México. World Wildlife Fund Editorial Diana, S. A. de C. V. México, D.F., 1989
- 159.- Petrak, M. L. : *Diseases of Cage and Aviary Birds*, second edition. Lea and Febiger. Philadelphia, U.S.A., 1982
- 160.- Phillips, I. R. : Parrots encountered in practice - a survey of one hundred and twelve cases. *Journal of Small Animal Practice*, *XXVII*, 89-99 (1986)
- 161.- Plant, C. : A budgie history. *Bird Talk*, *XI* : 9, 50-54 (1993)
- 162.- Platas N, E. M. : La Guacamaya Roja (*Aratinga maculosa*). Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F., 1992
- 163.- Quesenberry, K. : Avian Nutritional Support. In: *Current Veterinary Therapy*. Kirk, W. R. 1160-1163. W. B. Saunders Inc. Philadelphia, U. S. A., 1992
- 164.- Quintanilla, S. : Pericos de México. Escuela - Impresiones Aéreas, S.A. de C.V., 68-76. Mayo, 1993
- 165.- Quiroz, R. H. : Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos. Editorial Limusa, S.A. México, D. F., 1984
- 166.- Radford, E. : Seeds and seed mixes. *Bird Talk*, *X* : 2, 49-56 (1992)
- 167.- Randall, E. J., Macloy, D. M. : Amikacin therapy in for *Pseudomonas* cellulitis in an Amazon Parrot. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, *CLXXXVII* : 4, 417-418 (1985)
- III.-Reyes, Dalia : Paquimé la tierra de nadie. Escuela - Impresiones Aéreas, S.A. de C.V., 40-48. Febrero, 1997
- 168.- Ridgely, R. S. : The Current Distribution and Status of Mainland Neotropical Parrots. School of Forestry and Environmental Studies, Yale University. New Haven, U. S. A.
- 169.- Ritchie, B. W. : Formulary. En: *Memorias del Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre - Módulo VII : Medicina y Manejo de Aves Canoras, de Ornato y Acuáticas*. México, D.F. 369. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México (1994)

- 170.- Ritchie, B. W. and Latimer, K. S. : Psittacine beak and feather disease virus and polyomavirus (papovavirus). *Birds USA*, 37-43
- 171.- Roudybush, T. : Vitamins and minerals in avian nutrition. *Bird Talk*, X : 12, 80-87 (1992).
- 172.- Rowley, I. : A confusion of Cockatoos. *Natural History* 44-50 November, 1991
- 173.- Rubin L. S. : *Psittacula* glistening jewels of Afro-Asia. *Bird Talk*, X : 9, 80-95 (1992)
- 174.- Saenz, César A. El Enigma de Noctuelco. En *Historia de México* 159-184 Salvat Editores de México, S.A Navarra, España 1975
- 174.- Sayle, R. K. Evaluation of Droppings In Clinical Avian Medicine and Surgery Harrison, G. J. and Harrison, L. R. 153-156 W. B. Saunders Inc, Philadelphia, U.S.A.
- 175.- Shane, M. S., Harrington, K. S., Montrose, M. S. and Roebuck, R. G. The occurrence of *Aeromonas hydrophila* in avian diagnostic submissions. *Avian Diseases*, XXV/III : 3, 804-807
- 176.- Sibley, Ch. G. and Monroe, B. L. : Distribution and Taxonomy of the Birds of the World. Yale University Press New Haven, U. S. A., 1990
- 177.- Silva, T. and Kotlar, D. Conures TFH Publications, Inc Neptune City, U. S. A., 1980
- 178.- Soderberg, P. M. All About Lovebirds. TFH Publications, Inc Neptune City, U. S. A., 1977
- 179.- Soucek, Y. Pipers school days. *Bird Talk*, IX : 10, 80-87 (1991)
- 180.- Sparks, J. and Soper, T. Parrots a Natural History. Facts on File, Inc New York, U. S. A., 1990
- 181.- Speer, B. : The closed aviary concept. *Bird Talk*, IX : 10, 116-119 (1991)
- 182.- Spenser, E. L. : Common Infectious Diseases of Psittacine Birds Seen in Practice. *Veterinary Clinics of North America*, XXI : 6, 1213-1229
- 183.- Spiotta, L. : Macaws. TFH Publications, Inc Neptune City, U. S. A., 1983
- 184.- Sweeney, R. : Handbook of Lorics and Lorikeets. TFH Publications, Inc Neptune City, U. S. A., 1993
- 185.- Taibbi, C.A. Total burnout - the raise and fall of a parrot collection. *Bird Talk*, X : 1, 98-113 (1992)
- 186.- Teitler, R. Personality development in large parrots. *American Cage Bird Magazine*, LXV : 4, 5-7 (1993)
- 187.- Teitler, R. : Taming and Training Amazon Parrots. TFH Publications, Inc Neptune City, U. S. A., 1989
- 188.- Temple, W. A., Edwards, Y. R. and Bell, S. J. "Poly" fume fever-two fatal cases. *New Zealand Veterinary Journal*, 33 : 30, 1985.
- 189.- Thomsen, B.J. : Guyana and Surinam establish quotas of parrot exports. *Parrot Letter, The Newsletter and Journal of the ICBP/SSC Parrot Specialist Group*, I : 1, 11.
- 190.- Thomsen, B.J. and Brautigam, A. : Sustainable Use of Neotropical Parrots In Neotropical Wildlife Use and Conservation. Robinson, J.G. and Redford, K.H. 380-391. The University of Chicago Press Chicago, U.S.A., 1991.

- 191.- Thomsen, B and Munn, Ch.: *Cyanopitta spixii* - a non recovery report. *Parrot Letter, The Newsletter and Journal of the ICBPSSC Parrot Specialist Group* 1: 1, 6-7.
- 192.- Triggs, S J.; Powlesland, R.G and Daugherty, Ch. Genetic variation and conservation of Kakapo (*Strigops habroptilus*) : Psittaciformes. *Conservation Biology, III* 1, 92-95 (1989)
- 193.- Van Derhoff, J. Keeping lories and lorikeets. *Bird Talk, N° 2*, 80-88 (1992)
- 194.- Vauham, D.: The Spix's Macaw - in the brink of extinction. *Bird Talk, XI* 1, 26-30 (1993)
- 195.- Voren, H : The blue mutation Yellow-Naped Amazon. *Bird Talk, XIV* 4, 76-77 (1996)
- 196.- Walsh, M.T. : Radiology. In : *Clinical Avian Medicine and Surgery* Harrison, G J and Harrison, L.R. 201-203, 207, 227, 229-23. W.B. Saunders Inc. Philadelphia, U.S.A
- 197.- Wilcove, D. : Is there a cure for the Blues? *Wildlife Conservation, XCIX* 2, 44-50 (1996).
- 198.- Wildt, D. E. Editorial-Reproductive research in conservation biology: priorities and avenues for support. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine, XXX* 4, 391-395 (1989).
- 199.- Winterfield, R.W.; Clubb, S.L and Schrader, D. Immunization against psittacine pox. *Avian Diseases, XXXIX* 3, 886-890.
- 200.- Winterfield, R.W., Reed, W.: Avian pox. Infection and immunity with Quail, Psittacine, Fowl and Pigeon Pox viruses. *Poultry Science, LX* 65-70 (1985)
- 201.- Wissman, M.A. Avian Stress. *Bird Talk, N° 7*, 56-59 (1992)
- 202.- Wissman, M.A. Grit controversy. *Bird Talk, XII* 8, 46 (1994)
- 203.- Wissman, M.A. Stress bars. In: *Causes and Cures Bird Talk, XII* 1, 74-83 (1994)
- 204.- Wissman, M.A and Parsons, B. Lead poisoning. *Bird talk, XI* 7, 52-59 (1993)
- 205.- Wissman, M.A and Parsons, B. Proventricular dilatation syndrome. *Bird Talk, N° 4*, 2-25 (1992)
- 206.- Woerpel, R.W. : Clinical Pathology and Laboratory Diagnostic Tools. In : *Diseases of Cage Birds*. Burr, E.W. 80-96. TFH Publications, Inc Neptune City, U.S.A., 1989
- 207.- Wylie, S.L. and Pass, D.A. Experimental reproduction of psittacine beak and feather disease/French Mould. *Avian Pathology, XVI* 269-281
- 208.- Zamora, M.: Frida, el pincel de la angustia. Publicado por Martha Zamora México, 1987.