

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

**DETERMINACION DE INTERVALOS DE REFERENCIA
PARA HEMATOLOGIA Y BIOQUIMICA SERICA
EN LOROS NUCA AMARILLA (*Amazona auropalliata*)
CRIADOS EN CAUTIVERIO
EN EL PROYECTO FUNDAVES EN GUATEMALA**

TESIS
PRESENTADA A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA UNIVERSIDAD
DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

POR

JUAN PABLO SAGASTUME DUARTE

AL CONFERIRSELE EL TITULO ACADEMICO DE

MEDICO VETERINARIO

GUATEMALA, MAYO DE 1995

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

**DETERMINACION DE INTERVALOS DE REFERENCIA
PARA HEMATOLOGIA Y BIOQUIMICA SERICA
EN LOROS NUCA AMARILLA (*Amazona auropalliata*)
CRIADOS EN CAUTIVERIO
EN EL PROYECTO FUNDAVES EN GUATEMALA**

TESIS

PRESENTADA A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA UNIVERSIDAD
DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

DECANO:	DR. JOSE GUILLERMO PEREZCANTO
SECRETARIO:	DR. HUMBERTO MALDONADO C.
VOCAL PRIMERO:	DR. OSCAR FRANCISCO HERNANDEZ
VOCAL SEGUNDO:	DR. OTTO LIMA LUCERO
VOCAL TERCERO:	DR. MARIO MOTTA GONZALEZ
VOCAL CUARTO:	BR. VICTOR MANUEL LEMUS
VOCAL QUINTO:	BR. RONALD VALDEZ

ASESORES

DR. JORGE MIRANDA HAMER
DR. HELIODORO ANTONIO GARCIA
DRA. KIM L. JOYNER

ACTO QUE DEDICO

ADIOS

Por haberme permitido culminar este propósito

A MIS PADRES

Natalia Duarte Vda. de Sagastume

Pablo Sagastume Q.E.P.D.

A MIS HERMANOS

Miriam, Olmeo y German

A MI SOBRINO

Edwin Eduardo

A MIS TIOS, TIAS, PRIMOS Y PRIMAS

A MIS AMIGOS Y COMPAÑEROS DE TRABAJO

A MIS ASESORES

Dr. Jorge Miranda H.

Dr. Heliodoro Antonio García

Dra. Kim L. Joyner

AGRADECIMIENTO

A LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA.

A LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA.

A MI MADRE Y HERMANOS: Agradecimiento eterno por su apoyo en todo momento.

A MIS ASESORES DE TESIS: Dr. Jorge Miranda y Heliodoro Antonio García, por su colaboración y apoyo.

EN ESPECIAL A LA DRA. KIM JOYNER. Por toda su colaboración, apoyo, enseñanzas y por su valiosa amistad.

A AVIARIOS MARIANA Y A NINI DE BERGER. Por todo el apoyo para desarrollar el estudio.

A FUNDAVES Y A LUIS PINEDA. Por su colaboración desinteresada.

AL DR. DENNIS GUERRA. Por su amistad y colaboración.

A MIS AMIGOS:

Marco Centeno

Mynor Montes

Vinicio Aguilar

Nery Sandoval

A TODAS LAS PERSONAS QUE DE UNA U OTRA MANERA
CONTRIBUYERON A LA CULMINACION DE ESTA INVESTIGACION.

INDICE

	<u>Página</u>
I Introducción	1
II Objetivos	2
III Revisión Bibliográfica	3
A. Generalidades sobre la especie Amazona	3
B. Importancia de la Hematología y Bioquímica	4
C. Pruebas Hematológicas	5
1. Métodos de toma de muestras mas frecuentemente utilizados en aves.	5
2. Hematocrito (Ht)	6
3. Hemoglobina	6
4. Frotis sanguíneo	7
5. Recuento diferencial de células blancas	9
D. Pruebas Bioquímicas	9
1. Proteínas totales	10
2. Relación Albúmina Globulina	10
3. Glucosa	11
4. Acido Úrico	12
5. Creatina Kinasa	12
6. Aspartato Aminotransferasa	12
7. Lactato Deshidrogenasa	13
8. Fosfatasa Alcalina	13
9. Colesterol	14
10. Calcio	14
IV Materiales y métodos	15
V Resultados y Discusión	20
VI Conclusiones	41
VII Recomendaciones	42
VIII Resumen	43
IX Anexo 1	44
X Bibliografía	47

INTRODUCCION

Guatemala es un país rico en diversidad biológica y recursos naturales. Sin embargo, nuestras especies de flora y fauna se encuentran amenazadas de extinción, debido a la pérdida de habitat, depredación y tráfico ilegal.

Los psitácidos representan una de las familias de aves cuyas poblaciones silvestres se encuentran sometidas a una alta presión, dado su atractivo y popularidad como mascotas.

A raíz de tal situación han comenzado desde hace algunos años a realizarse esfuerzos por estudiar, rescatar, conservar y criar en cautiverio algunas de las especies de loros de nuestro país.

Se necesita profundizar en los conocimientos de medicina y manejo de nuestras especies de loros para contribuir a evitar su desaparición.

El presente trabajo pretende determinar los valores sanguíneos y bioquímicos fisiológicos de referencia de una de las especies de psitácidos de Guatemala, con el fin de complementar las observaciones clínicas efectuadas por el médico veterinario, llegando así por interpretaciones correctas a resolver eficientemente el estado del paciente.

II. OBJETIVOS

GENERAL:

Determinar algunos de los valores sanguíneos y bioquímicos fisiológicos de referencia para loros *Amazona auropalliata* criados en cautiverio en Guatemala.

ESPECIFICOS:

Determinar el valor de los siguientes parámetros Hematológicos en los loros a estudiar.

- a. Globulos blancos (células/ul)
- b. Globulos rojos (células/ul)
- c. Hematocrito (%)
- d. Hemoglobina (g/dl)
- e. Estimación de células blancas (células/ul)
- f. Sólidos totales (mg/dl)
- g. Policromasia (0-5)
- h. Anisocitosis (0-5)

Determinar los siguientes valores de Bioquímica Sérica, en los loros a estudiar.

- a. Proteína total (g/dl)
- b. Albúmina (g/dl)
- c. Globulina (g/dl)
- d. Aspartato Amino Transferasa (U/L)
- e. Creatina Kinasa (U/L)
- f. Glucosa (mg/dl)
- g. Lactato Deshidrogenasa (U/L)
- h. Fosfatasa Alcalina (U/L)
- i. Colesterol (g/dl)
- j. Calcio (mg/dl)

III. REVISION BIBLIOGRAFICA:

A. Generalidades sobre la especie Amazona:

LOS AMAZONAS;

El termino Amazona incluye un gran número de loros del nuevo mundo que también se encuentran en Centro América y algunas islas del Caribe. En la mayoría de los casos su color predominante es el verde. Sin embargo, las diferencias de tamaño al igual que la gran variación y combinaciones de colores de la frente, corona, mejias y nuca permiten identificar las diferentes especies y sub-especies (13).

Los loros del nuevo mundo son aves robustas con picos cortos fuertes y pesados, de colas cortas y redondeadas; el dimorfismo sexual es ausente o escasamente diferenciado. La característica de la silueta del vuelo de los amazona se parece a la de los patos, el aleteo es bajo no muy pronunciado y todo el movimiento del ala ocurre al nivel del cuerpo (12).

El Amazona Nuca Amarilla (*Amazona auropalliata*) era considerado antes como una sub-especie del género *Ochrocephala* (12).

El loro Nuca Amarilla es un ave relativamente grande y puede alcanzar una longitud de 16 pulgadas, es verde de la cabeza a la cola con las puntas de las plumas de color amarillo verdoso claro y la superficie inferior mucho mas clara que la superior. Aves jóvenes carecen de la marca amarilla en la nuca, la cual en adultos tiene la forma de un parche regular amarillo brillante del tamaño de más o menos 3 cms. la mancha no está bien definida en términos de forma pero su posición es única, lo que la hace una marca positiva para la identificación de ésta especie de amazona. El cuello brillante empieza a desarrollarse al rededor del año de edad. Los nuca amarilla también tienen una pequeña marca en la frente pero no es consistente y varía en cuanto al tamaño.

El ojo es anaranjado. La mitad superior del pico es negra excepto por los lados que son de un color gris claro, y el pico inferior es una mezcla de negro y gris; los dedos son grises con uñas negras (13).

El rango donde habita esta ave, está comprendido desde el Oeste de Oaxaca sur de México, hasta el sur-oeste de Costa Rica (12).

4

En Guatemala **habita** en las tierras de las partes bajas del pacífico, a una elevación no mayor de los 600 metros sobre el nivel del mar; en bosques abiertos libres y despejados, fuera y dentro de ellos, y en las áreas de las sabanas (18).

Es considerado como una excelente mascota y posee gran habilidad para "hablar" (12).

B. IMPORTANCIA DE LA HEMATOLOGIA Y BIOQUIMICA:

El número creciente de aves exóticas criadas en cautiverio ha resultado en la necesidad de más información sobre los parámetros fisiológicos hematológicos y bioquímicos normales de pichones y adultos. Enfermedades bacterianas, virales y nutricionales son los problemas más importantes en el manejo de animales inmaduros, particularmente los psitácidos y rapaces criados a mano. La hematología ha probado ser una herramienta de diagnóstico para las enfermedades de aves maduras y podría también serlo en pichones (24).

Usualmente las aves no muestran síntomas hasta que están severamente enfermos, entonces el tiempo para dar un diagnóstico es a menudo muy corto. Pocas enfermedades muestran síntomas patognomónicos, lo cual es de especial importancia cuando se están examinando aves y se desea obtener tanta información de laboratorio como sea posible. Gracias al desarrollo de micrométodos en la evaluación química de sangre y suero, se pueden obtener datos de referencias útiles en la clínica empleando volúmenes pequeños. Para poder establecer los valores de referencia es necesario la investigación de especímenes libres de enfermedades (15)

En la medicina veterinaria moderna el valor de las pruebas de laboratorio resulta tan importante para el clínico como la historia y el examen físico del animal. Incluso en numerosos casos estas pruebas adquieren más importancia por cuanto las respuestas y resultados son decisivos para llegar a un diagnóstico y tomar decisiones sobre el tratamiento y pronóstico del paciente. Así, es un hecho que los progresos en diagnóstico dentro de la medicina veterinaria posiblemente dependan, por lo menos en buena parte del perfeccionamiento de las nuevas técnicas analíticas. La apreciación correcta del estado fisiológico de un animal dependerá pues, de la asociación inteligente de los resultados del laboratorio, de los antecedentes y del examen físico (9).

C. PRUEBAS HEMATOLOGICAS

1. METODOS DE TOMA DE MUESTRAS MAS FRECUENTEMENTE UTILIZADOS EN AVES:

- a. PUNCION Y ASPIRACION DE VENA YUGULAR.
- b. PUNCION Y ASPIRACION DE VENA ULNAR.
- c. PUNCION Y ASPIRACION DE VENA METATARSAL MEDIAL
- d. RECORTE DE UÑA.
- e. PUNCION Y ASPIRACION CARDIACA.
- f. PUNCION Y ASPIRACION DE SENO OCCIPITAL.

VENA YUGULAR:

Para tomar muestras de sangre en aves se prefiere usar la vena yugular derecha ya que la izquierda es mas pequeña o bien puede estar ausente. Muchas veces no hay plumas en un área del cuello, prefiriéndose éste lugar. Se utiliza alcohol, siendo necesario estabilizar la vena porque ésta se mueve mucho. Se recomienda usar aguja numero 21 hasta 25, en aves muy pequeñas se puede colocar heparina en la jeringa para evitar la coagulación.

La vena yugular es el sitio preferido para aves pequeñas. En algunos casos pueden formarse pequeños hematomas (4,10).

VENA ULNAR:

Esta vena se encuentra en la articulación húmero radio ulnar, es más pequeña que la yugular, y la formación de hematomas es más común. Puede usarse heparina para evitar la coagulación. Se necesita colocar el ave sobre una mesa y sujetarla adecuadamente para restringir el movimiento (4,10).

VENA METATARSAL MEDIAL:

Se encuentra en la parte medial de la pierna, es un lugar bastante apropiado, existiendo mucho músculo, pero menos posibilidad de formar hematomas. Se puede utilizar siempre el mismo calibre de agujas (4,10).

RECORTE DE UÑAS:

Se necesita lavar previamente y cortar bastante de la uña para que la sangre fluya fácilmente, pudiendo recolectarse la sangre en capilares o "microtainers". Este método funciona bien para hematocrito y examen refractométrico. Existen problemas de formación de coagulos. Con el objeto de evitar hemorragias, es necesario colocar despues de tomar la muestra polvo de nitrato de plata (4,10).

PUNCION CARDIACA:

Este método no es muy recomendado por ser muy peligroso y de alto riesgo para el animal. Se utiliza únicamente en aves a las que se les practica la necropsia (4,10).

SENO OCCIPITAL:

Es un método muy peligroso que no se recomienda en mascotas. En aves de 400 g. de peso o más se puede recolectar una gran cantidad de sangre rápidamente (4,10).

2. HEMATOCRITO (Ht,PCV)

El hematocrito es la determinación mas precisa del hemograma y expresa la relación porcentual que existe entre los glóbulos rojos y el plasma.

En el caso del microhematocrito utilizado en este estudio, se observan las siguientes ventajas:

1. La sangre necesaria es considerablemente menor.
2. También lo es el tiempo necesario para toda la operación.
3. Los resultados obtenidos son precisos (9).

La determinación del hematocrito es la forma más práctica de conocer el estado hematológico de las aves. Se realiza utilizando tubos capilares y centrífuga (accionada a una velocidad de 16,000 rpm.) La mayoría de aves tienen un hematocrito de 40-55 % y un hematocrito menor de 40 es indicación de anemia y mayor de 55 deshidratación. (4).

3. HEMOGLOBINA: (Hb)

Es una molécula con peso molecular aproximado de 64,458 daltons; está formada por dos partes principales:

1. Proteica: (Globina) Incolora con 5 cadenas de péptidos en planos paralelos.
2. Hem: (Porfirina) Colorante formada por 4 anillos pirrólicos que poseen en su estructura al hierro.

Dentro de las principales funciones de la hemoglobina encontramos:

1. Transporte de oxígeno de los pulmones a los tejidos y de bióxido de carbono de los tejidos a los pulmones.
2. Regulación ácido básica.

Puede medirse la concentración de hemoglobina por los mismos métodos usados en la determinación de mamíferos. El método manual de cianometahemoglobina es usado cuando la muestra es centrifugada para liberar la hemoglobina después de la lisis (3,4).

El método de la Cianometahemoglobina usado en este estudio, es probablemente la técnica más precisa de todas las que sirven para apreciar la concentración de hemoglobina (9).

El método de la cianometahemoglobina utiliza un espectrofotómetro calibrado y mantenido correctamente, teniendo un error de 1-2%. (2).

4. FROTIS SANGUINEO O EXTENSION DE SANGRE:

La mayoría de las técnicas de laboratorio usadas en aves se basan en las técnicas utilizadas en mamíferos, siendo necesarias algunas modificaciones debido a que las células rojas de las aves son nucleadas. Los métodos desarrollados después de muchos estudios tienen valor para usarse de rutina. Para poder entender la hematología de aves es necesario un conocimiento de hematología de mamíferos (14).

El examen de un frotis bien teñido hecho por un observador experimentado puede proporcionar información más valiosa que cualquier otra prueba de laboratorio (3).

Las células de los frotis teñidos de las aves difieren suficientemente de las de los mamíferos como para justificar su descripción por separado (8).

Los glóbulos rojos de las aves son ovalados, alargados, grandes y contienen un núcleo oval. Los frotis teñidos mediante colorante de Wright o cualquier otro procedimiento policromo muestran el citoplasma de color rosa amarillento y el núcleo púrpura.

Unos cuantos glóbulos rojos son ovalados anchos y contiene núcleos que son menos alargados con cromatina plenamente visible en forma de masas. El citoplasma de éstas células es menos rosado, apareciendo en ocasiones de color azul. Estas reciben el nombre de eritrocitos policromos y son células jóvenes que probablemente corresponden a la etapa de normoblastos de los eritrocitos de los mamíferos. Su presencia en mayor cantidad es sugestiva de anemia regenerativa (8).

La célula polimorfonuclear del ave presenta una afinidad tintorial diferente de la que muestra la mayoría de los mamíferos. El leucocito polimorfonuclear contiene en su citoplasma gránulos alargados, ovalados de color rojo, que semejan cristales y se tifen por los procedimientos hematológicos usuales. Estos se denominan Seudoeosinófilos o Heterófilos en lugar de Neutrófilos (8).

Los eosinófilos constituyen otro grupo de células de las aves que contienen gránulos rojizos en el citoplasma, y reciben este nombre por ser similares a los eosinófilos de los mamíferos. Los gránulos son esféricos y generalmente se tifen de color rojo ladrillo, en contraste con el color rosado de los gránulos de los heterófilos. Son sin embargo, difíciles de distinguir de los heterófilos, pensando algunos autores que no son sino una fase diferente de la misma célula (8).

Los basófilos se hallan presentes en la sangre de las aves y son semejantes, en muchos aspectos, a los correspondientes de los mamíferos (8).

Los linfocitos y los monocitos difieren poco de los del mamífero. Los linfocitos varían de pequeñas formas con escaso citoplasma a formas grandes con gran cantidad de citoplasma.

Al igual que en el mamífero, el núcleo del monocito suele ser más pálido y su red de cromatina más fina que la del linfocito. El citoplasma del monocito suele ser más nebuloso y vacuolado en las aves (8).

Los trombocitos corresponden a los trombocitos o plaquetas del mamífero. Son células nucleadas y contienen un núcleo circular. En general son de forma ovalada pero presentan considerable variación en este aspecto. El citoplasma es muy claro y casi incoloro. En uno de los extremos del citoplasma se presentan algunos gránulos de color rojo (8).

5. RECUENTO DIFERENCIAL DE CELULAS BLANCAS:

Existe información sobre los niveles hematológicos normales de otras especies de psitácidos, tales como *Ara ararauna*, Cocotilos, Aratingas, African grey y pericas australianas, esta información ayuda a diagnosticar una variedad de enfermedades como: Infecciones, Neoplasias, Inflamación crónica, enfermedades respiratorias y parasitarias (14).

Niveles altos de células blancas son causados probablemente por infecciones bacterianas, clamydiales, micóticas, mycobacteriales, traumas, estrés y pérdida de sangre. Niveles bajos de células blancas posiblemente resulten de infecciones severas, viremias, hipoplasia osea, aplasia y toxemias (4,10).

Algunas especies del género amazona pueden presentar niveles extraños en sus recuentos diferenciales estando sanas, observándose una linfocitosis la cual es denominada como Linfocitosis Fisiológica Normal. El valor de conocimientos de los niveles de un ave en particular es muy importante para poder entender al grupo (4,10).

D. PRUEBAS BIOQUIMICAS

El conocimiento de las enfermedades crece constantemente y el uso de ayudas en el laboratorio para facilitar diagnósticos se torna importante.

Los médicos veterinarios utilizan las pruebas bioquímicas por dos razones:

1. Para identificar el órgano o sistema afectado.
2. Para observar la evolución del paciente bajo tratamiento.

Para llegar a un diagnóstico es importante el uso de un libro de referencia con los valores estandar. Los niveles de referencia en aves son adecuados para usarse como comparativos y no como niveles normales (1).

La información reportada, a menudo no incluye datos como: edad, sexo, estado nutricional, estado reproductivo, y especie. Estos factores influyen en el análisis de los datos, por lo que los niveles deben de considerarse únicamente como valores de referencia (1).

Los exámenes bioquímicos son sumamente útiles para el diagnóstico y pronóstico de las enfermedades de las aves, aunque este tipo de estudios no proporcionan tanta información como en los mamíferos (1)

Las pruebas bioquímicas no tienen mucho valor cuando los tejidos son dañados, las enzimas tienen diferente actividad en los distintos tejidos para este tipo de estudio, siendo de gran importancia conocer la actividad de cada órgano (20)

El examen clínico necesita mucha interpretación, no existe un patrón de resultados que puedan ser considerados como "normales", que pueda aplicarse para diagnóstico en todas las aves (20).

1. PROTEINAS TOTALES:

La determinación de los niveles totales de proteína del plasma es útil para la evaluación del estado nutricional y para confirmar la presencia de deshidratación del ave. Sin embargo, no todos los investigadores consideran que este sea un procedimiento de hematología, aunque es muy fácil incorporarlo a la rutina de laboratorio (1).

El nivel de proteínas en el plasma es determinado por medio del refractómetro (11). La refractometría es una de las técnicas más fáciles para determinar la cantidad de sólidos totales del suero a fin de poder estimar el nivel de proteína total. La muestra a procesar no debe contener hemólisis, ni lipemia, ni ser opaca. Niveles normales para aves generalmente son de 3 a 5 g/dl. Cuando el nivel es menor de 2.5 g/dl se considera como hipoproteinemia. Niveles bajos son reflejo de: Parasitismo, enfermedad crónica, estrés o desnutrición (11)

Niveles altos indican deshidratación, shock, infección o inflamación; niveles muy altos (de 11 a 15 g/dl) indican enfermedades crónicas proliferativas (20).

2. RELACION ALBUMINA Y GLOBULINA (AB/GLOB)

Ambas proteínas se encuentran aumentadas en casos de deshidratación. Las alfa globulinas se encuentran aumentadas en casos de: Inflamación, heridas de tejidos, enfermedades hepáticas agudas o en respuestas inmunes grandes. Las gamaglobulinas están aumentadas en caso de enfermedades inflamatorias, neoplasmas linfoides y en mielomas (1,11)

La albúmina por su parte se encuentra baja en casos de: Mala absorción, desnutrición, deficiencia de enzimas pancreáticas y en enfermedades crónicas del hígado.

Se pierde albúmina en hemorragias y problemas renales y por diarreas. Además, en casos de quemaduras y lesiones de la piel, dermatitis, heridas grandes y efusiones como ascitis (11).

En las aves, cuando la proporción Albúmina/Globulina cae estamos frente a casos de: Peritonitis, enfermedades crónicas como Aspergilosis, Clamidirosis y Tuberculosis (11). Cuando el tiempo de postura se acerca aumenta el número de sólidos totales.

En inflamación la albúmina está normal y la globulina se encuentra alta. Además el refractómetro muchas veces proporciona valores de proteína mas altos que los trabajados con prueba bioquímica. (22)

3. GLUCOSA:

En mamíferos la determinación de glucosa ayuda a conocer el metabolismo de los carbohidratos. Esta prueba se realiza rutinariamente en ayunas (14).

En general las aves tienen una concentración de glucosa más alta que los mamíferos, no se sabe por que. El metabolismo y regulación de glucosa es muy complejo. Casi todas las células metabolizan glucosa, la cual es transportada para usarse en sitios periféricos. Las aves poseen un nivel de utilización de glucosa más alto que todas las clases de animales (20).

Las aves normales poseen el nivel de glucosa en suero de 200 a 500 mg/dl. Las aves con estrés pueden tener dos veces este nivel, pero siempre más de 500 es aún normal (20). Un ave Diabético puede tener un nivel mayor de 750; un ave con un nivel menor de 200 necesita atención inmediata y menor de 100 es caso grave (20).

Hipoglucemia es un resultado de: falta de alimento, desnutrición, hepatitis, enfermedad de Pacheco, septicemias, endocrinopatías y a veces errores en laboratorio. En aves pequeñas se puede presentar hipoglucemia en 24 horas. Los Amazonas necesitan 2 a 5 días para desarrollar hipoglucemia (20).

Hiperglucemia: Esta puede determinarse por medio de los uratos de las heces en aves. Las aves normales son negativas a uratos de glucosa (20).

La hiperglucemia puede presentarse en épocas de reproducción, después de las dietas o hipertermia, siendo necesario repetir el examen en 24 horas. Los niveles pueden estar altos en casos de : Diabétes mellitus, neoplasias de riñones y pancreatitis; en estos casos los valores suelen alcanzar entre 1,000 y 2,000 mg/dl. Los resultados pueden variar con la edad, hora del día, y estado en que las aves se encuentran en cautiverio. Las aves silvestres generalmente presentan niveles mas bajos que las aves en cautiverio (20,25).

4. ACIDO URICO:

Es el producto catabólico primario de proteínas nitrogenadas y purinas, en las aves es un producto de excreción del riñón. Niveles altos se suelen encontrar en aves con problemas renales de bajo funcionamiento; se necesita conocer los niveles de ácido úrico para saber si el ave está normal. En aves los valores normales son de 2 a 15 mg/dl y más de 20 son altos y pueden presentarse por falta de alimentación, deshidratación, trauma de tejidos, nefrosis, o disfunción renal (20).

Hiperuricemia: se ha reportado en aves con tratamiento de 3 a 4 días con Gentamicina, y durante la ovipostura. La edad, época del año y nivel de cuidados en cautiverio pueden variar los resultados de ácido úrico (20).

La elevación de los valores de ácido úrico comunmente está asociado con enfermedades renales primarias y secundarias y gota. Gota visceral es bastante común como causa secundaria de enfermedades renales en algunas especies de aves. El potencial nefrotóxico de las drogas puede ser causa de elevación en los valores de esta prueba bioquímica (20,25).

5. CREATINA KINASA:

Esta enzima se encuentra principalmente en músculo y corazón, en menor cantidad en riñón, hígado y duodeno. Los valores de esta pueden estar incrementados en casos de neuropatías, toxicidad con plomo, clamidiasis, y septicemias bacterianas. En casos de aplicación de inyecciones intramusculares los valores de Creatina Kinasa pueden estar incrementados cuando estas contienen material irritante como por ejemplo: Doxiciclina y Oxitetraciclina. En aves rapaces los valores pueden estar altos en casos de miopatías por deficiencia de vitamina E y selenio (1).

6. ASPARTATO AMINO TRANSFERASA (AST)

Esta prueba puede determinarse con suero o plasma. En general, aves en cautiverio que tienen niveles más altos de 230 U/L son considerados por algunos autores como anormales.

La causa más común de niveles altos de AST de aves en cautiverio son las enfermedades del hígado (20).

La distribución de AST en tejidos de aves es diferente en cada especie. Los niveles mas altos en gallinas, gansos y pavos se encuentran en corazón, hígado y después en músculo esquelético. Sin embargo, los pavos presentan niveles más altos en cerebro y riñón, y en menor cantidad en músculos.

En patos la mayor cantidad se encuentra en músculo, corazón, riñón, cerebro e hígado; lo cual indica que la AST no es específica del hígado. Incrementos de AST de 2 a 3 veces arriba de lo normal son asociados con daños de tejidos blandos, pero valores mas altos que estos estan asociados con necrosis del hígado. Es posible que niveles altos de AST en guacamayas puedan encontrarse después de haber recibido tratamientos con Clorotetraciclina que causa necrosis del músculo cuando esta es aplicada en forma intramuscular. Drogas como Doxiciclina y Tricarclina han causado miopatías en guacamayas y cacatúas pecho rosado (1,20).

Niveles altos de AST se han encontrado por daños de pesticidas pero pueden bajar en 24 horas y vuelven a niveles normales después de 6 días. En los psitácidos esta situación puede asociarse a enfermedades hepáticas y septicemias (1,20).

7. LACTATO DESHIDROGENASA (LDH).

Es una enzima no específica en las aves; se encuentra en músculo esquelético, músculo del corazón, hígado, bazo y pulmón

Valores altos de LDH son el resultado de: hemólisis, hepatopatías, traumas y neoplasias. La distribución de esta isoenzima es diferente a la de los mamíferos, por ser una prueba no específica del hígado, no debe considerarse como adecuada para indicar problemas hepáticos (20).

De las isoenzimas estudiadas los tipos 2, 3 y 4 son las consideradas mas específicas del hígado, aunque no existen muchos estudios para determinar los órganos y sistemas de órganos, en los que se encuentran las mayores concentraciones de LDH en aves mascotas (1,20,25).

8. FOSFATASA ALCALINA (FA)

No es una enzima específica en las aves. En gallinas esta enzima no tiene actividad en pulmones, músculo y corazón; solo un poco de actividad en hígado. Los niveles más altos en patos se encuentran en testículo y luego en hígado, duodeno y riñón.

Las aves de caza con enfermedades hepáticas tienen un nivel más grande de su actividad que supera 5 o 6 veces el valor normal. Se piensa que la actividad de ésta enzima en los órganos y tejidos de aves no es buena indicación de enfermedad hepática, pero si de aumentos en la actividad osteoblástica, por ejemplo: hiperparatiroidismo, reparación de fractura, ovulación, osteoporosis y raquitismo, niveles menores de 40 U/l son sugestivos de hiperparatiroidismo secundario (20).

Niveles bajos son indicativos de deficiencia de Zinc en aves. Los niveles varían de acuerdo a la época; y estos pueden subir con el uso de Corticosteroides. Niveles altos se encuentran en Cocotilos y palomas antes de la ovulación (1,20,25).

La determinación de la fosfatasa alcalina es una prueba útil para medir el metabolismo de aves en crecimiento y aves maduras cuando están en ovipostura, ya que la actividad osteoblastica es mayor, ya que las aves necesitan tomar el calcio de los huesos para depositarlo en el huevo (1,20).

9. COLESTEROL (CHOL)

Existe mucha variación de los niveles de colesterol en las diferentes familias de aves. Las aves carnívoras tienen niveles más altos que aves que comen frutas o semillas. Aves gordas o que reciben dietas ricas en grasa tienen niveles más altos. Hipercolesterolemia se encuentra en aves con hipotiroidismo. Dietas ricas en grasa y altas cantidades de semilla de girasol pueden aumentar los niveles de colesterol (20).

Niveles bajos de colesterol se encuentran especialmente cuando los niveles de glucosa son bajos y además están relacionados con desarrollo del hígado graso. Existe una conexión no específica con enfermedades hepáticas. Los cambios en los niveles de colesterol se atribuyen más a las variaciones en la dieta que a la época del año (20,25).

10. CALCIO (CA)

En las aves el calcio se encuentra unido a las proteínas, por lo que los niveles de calcio suben y bajan junto con los niveles de proteína. Los niveles de calcio normales son de 8 a 12 mg/dl, pero las aves en ovulación pueden tener 20 a 40 mg/dl pues necesitan más calcio para formar el huevo. Niveles altos se pueden encontrar después de aplicaciones de vitamina D-3 y neoplasmas. La hipercalcemia es causa de coagulación rápida en aves, incluso con el uso de anticoagulantes. Niveles menores de 6 resultan en tetania especialmente en aves con estrés. En palomas el nivel promedio de calcio es de 4.4 y no hay evidencias de tetania. Convulsiones por hipocalcemia son reportadas en psitácidos y aves rapaces. Enfermedades de los riñones pueden causar niveles bajos de calcio en aves, debido a la pérdida de proteína y de hipoalbuminemia o en niveles bajos de reabsorción renal (20).

Es posible observar niveles bajos de calcio en casos avanzados de hiperparatiroidismo, pero en casos más tempranos de la enfermedad el nivel es normal (20,25)

Niveles menores de 6 usualmente resultan en convulsiones en los psitácidos y niveles de 6 a 8 causan debilidad (25).

IV. MATERIALES Y METODOS:

A. MATERIALES:

RECURSOS HUMANOS:

Estudiante que realizó el estudio.

Doctores asesores.

Técnicos de Laboratorio Clínico.

Personal de FUNDAVES y Aviarios MARIANA.

1. MATERIALES DE LABORATORIO:

Centrífuga

Capilares para microhematocríto

Plasticina

Porta objetos

Mechero

Tinta para células blancas Unopette Eosinofil Floxi B

Tinta para células rojas: Azul de metileno.

Refractómetro

Hematocitómetro

Papel secante

Microscopio

Aceite de inmersión

Placas para pruebas Bioquímicas

Pipetas automáticas

Puntas para pipeta

Algodón

Frascos para suero

Máquina KODAK EKTACHEM DTSC II ANALYZER

Refrigeradora

Cuenta células

2. MATERIALES DE CAMPO:

Jeringa tipo tuberculina de 1 ml.
Agujas calibre 25
Acohol isopropílico
Estetoscópio
Redes para captura
Chaleco de sujeción
Microtainer conteniendo anticoagulante EDTA
Microtainer sin anticoagulante
Báscula
Sacos de tela para pesar
Frasco de plástico para colocar las muestras
Hielera.

3. RECURSOS DE TIPO BIOLÓGICO

31 loros Nuca Amarilla (*Amazona auropalliata*), que conforman el total de la población; de 8 meses de edad, vivos; sin sintomatología clínica, propiedad de FUNDAVES (Fundación para la Conservación de Aves en Peligro de Extinción)

4. CENTROS DE REFERENCIA:

- Laboratorio y Biblioteca de Aviarios MARIANA.
- Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria.
- Consulta personal con: Joy Snipes Supervisor Clinical Pathology
University of California, Davis Veterinary Medical Teaching Hospital.

B. METODOS:

1. AREA DE ESTUDIO:

FUNDAVES se encuentra localizado en el kilometro 87.5 carretera a Chiquimulilla Santa Rosa, en la finca El Caobanal, a un costado de Auto Safari Chapín. Funciona como un centro de rescate de loros decomisados por guardia de hacienda y CONAP (Consejo Nacional de Areas Protegidas), a los que se les brinda asistencia médica, nutrición, cuidados e instalaciones apropiadas.

2. METODOLOGIA:

Las muestras fueron tomadas de aves clínicamente sanas y en ayunas. Para el efecto se sujetó manualmente cada loro y se le colocó un chaleco de restricción. Un ayudante sostuvo al loro con una mano y con la otra ejerció presión sobre la vena yugular derecha con el objeto de estabilizarla y mejorar su visualización. Se desinfectó el área a muestrear utilizando alcohol isopropílico. Posteriormente se procedió a tomar la muestra sujetando la cabeza del ave con una mano y con la otra la jeringa de tuberculina con aguja calibre 25. El volumen de muestra de sangre fue de 1 ml, del cual se colocaron 0.25 ml dentro del "microtainer" conteniendo anticoagulante EDTA y 0.75 ml en otro "microtainer" sin anticoagulante. Se homogeneizaron las muestras, se identificaron adecuadamente y se colocaron dentro de una hielera donde fueron transportadas al laboratorio.

Todos los datos del estudio fueron anotados en las hojas de protocolo (anexo 1).

a. FROTIS SANGUINEO:

Se realizó utilizando la tinta de "LEUCOSTAT", siguiendo los siguientes pasos:

1. Metanol por 7 segundos para fijar el frotis.
2. Eosina Y por 9 segundos.
3. Azul de Metileno y Azure A por 7 segundos.

Observación al Microscopio con aceite de inmersión objetivo 100x.

b. CONTEO DE CELULAS ROJAS:

Se realizó por medio de el colorante azul de metileno.
La observación se realizó al microscopio con objetivo 40 x.

Fórmula para el conteo de células rojas:

$$\text{Número de células [lado A + lado B] (5,000) = células/ul}$$

CONTEO DE CELULAS BLANCAS:

Se llevó a cabo utilizando la tinta Eosinophil Phloxine B con el método de Unopette.

TECNICA:

1. Homogenizar la muestra.
2. Se llena el tubo capilar de unopette con sangre.
3. Se perfora el depósito de plástico que contiene la tinta.
4. Se ejerce ligera presión en el depósito de plástico que contiene la tinta y se introduce el capilar.
5. Homogenizar la muestra suavemente por inversión.
6. Eliminar las primeras tres gotas de la muestra y procede a llenar los lados del hematocitómetro.
7. Dejar reposar la cámara por 3 minutos.
8. Observación al microscopio con objetivo 10 x. (4,6)

El conteo de las células se realizó por medio de la siguiente fórmula:

$$\frac{[\text{Número de células [lado A + lado B]}(40)(100)]}{\text{Porcentaje de granulocitos}} = \text{células/ul}$$

d. QUIMICA SERICA:

La química sérica se determinó por medio de la máquina KODAK EKTACHEM DTSC II ANALYZER.

DIMENSIONALES DE LAS PRUEBAS UTILIZADAS:

- Proteína Total: T.P. (g/dl)
- Sólidos Totales (mg/dl)
- Albumina: ALB. (g/dl)
- Acido Urico: URIC. (mg/dl)
- Aspartato Amino Transferasa: AST. (U/L)
- Creatinina Kinasa: CK. (U/L)
- Glucosa: GLU. (mg/dl)

Lactato Deshidrogenasa: LDH (U/L)

Fosfatasa Alcalina: (FA). (U/L)

Colesterol: CHOL. (mg/dl)

Globulina: GLOB. (g/dl)

ALB/GLOB: Proporción.

DIMENSIONALES DE LAS PRUEBAS HEMATOLOGICAS:

Globulos blancos: (células/ul)

Globulos rojos: (x10 /ul)

Recuento Diferencial (%)

Hematocrito (%)

Hemoglobina (g/dl)

Estimacion de células (células /u)

Policromasia (0-5)

Anisocitosis (0-5)

Hemoglobina Corpuscular Media (μg).

Concentración de Hemoglobina Corpuscular Media (%)

Volumen Corpuscular Medio (μ^3)

ANALISIS ESTADISTICO:

Media Aritmética.

Desviación Estandar.

Rangos (valores mínimo y máximo)

RESULTADOS Y DISCUSION:

En el presente estudio realizado en 31 loros nuca amarilla (*Amazona auropalliata*) criados en cautiverio; muestreados de 8 meses de edad con una dieta a base de arroz, frijol y maiz cocidos; suplementados con vitaminas y minerales, ademas con una ración de fruta se obtuvieron los siguientes resultados:

Es difícil hacer comparaciones de los valores con publicaciones previas, debido no solo a la mezcla de especies con que se ha trabajado, sino tambien; que los estudios difieren en aspectos tales como análisis estadísticos, metodología de laboratorio, técnicas de muestreo, dietas, edad y manejo; sin embargo algunas consideraciones pueden ser hechas.

Los análisis hematológicos fueron en su mayoría similares con otros trabajos publicados, con algunas excepciones interesantes.

El conteo de células rojas fue más bajo en este estudio que en otros, aunque el hematocrito y la hemoglobina estuvieron dentro de los límites normales (4,8,11). El VCM fue alto y la HCM fue baja comparada con resultados obtenidos al investigar guacamayas de seis meses de edad.

La CHCM fue practicamente igual al valor obtenido en las mismas guacamayas, pichones de amazona frente azul y muy cercano a lo obtenido en cacamayas y loros eclectus (12,13). Esto podria indicar que el tamaño celular puede diferir dentro de los psitácidos, pero la CHCM es mas o menos constante.

La distribución de células blancas fue definitivamente linfocítica como se vió anteriormente en adultos y amazonas que estan madurando (2,8). El conteo de monocitos fue levemente mas alto que el visto en amazonas adultos y guacamayas juveniles(8,11).

Por su parte eosinófilos y basófilos no fueron vistos, debido a las diferencias de especie o por problemas en la tinción. El conteo de células blancas fue mas bajo que en las guacamayas juveniles, similar a otras amazonas pichones y levemente mas alto que los amazonas adultos (4,8,11).

La proteína total fue menor que la de muchos otros estudios como lo fue también el Acido Urico, cayendo ambos levemente abajo de los rangos esperados para todas las aves como lo fue dado por KODAK para la máquina utilizada en particular (1,3,8,11).

Los resultados de la prueba Lactato Deshidrogenasa (LDH) fueron más altos que los obtenidos en otros estudios, pero no para el rango esperado para la máquina de KODAK que fue la que se utilizó en este estudio. La Proteína Total fue menor que en algunos estudios, pero también cayó dentro de los rangos para esta máquina (1,11).

La baja Proteína Total observada en este estudio puede ser un fenómeno de especie o bien debido a la temprana edad a que fueron muestreadas estas aves. Los niveles de Acido Úrico y Proteína Total ambos son mas bajos en psitácidos juveniles (10,13). Los valores de Acido Úrico y Proteína Total bajos pueden también deberse a la dieta que se les proporcionó a las aves, pues los loros escogen o prefieren comer frutas y vegetales sobre el arroz, frijol y maíz (15).

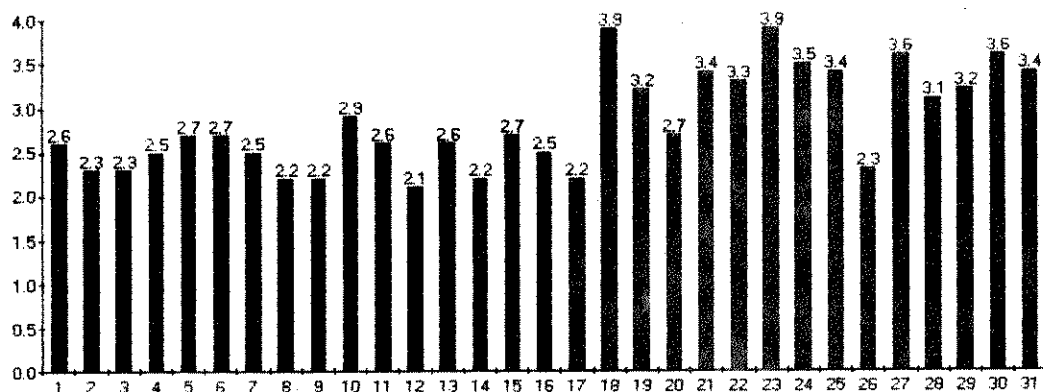
La alta temperatura ambiental que existe en la Costa Sur de Guatemala y el confinamiento pueden llevar a un estrés calórico y subsecuentemente un total de proteína bajo (15).

Los valores de bioquímica sérica obtenidos en este estudio, se muestran en las gráficas 1 - 11 y cuadro 1.

Los valores hemáticos obtenidos en este estudio se muestran en las gráficas 12 - 16 y cuadros 2 y 3.

GRAFICA 1
 Valores de proteína sérica total en g/dl,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel de proteína



Número de loro

Media aritmética = 2.85

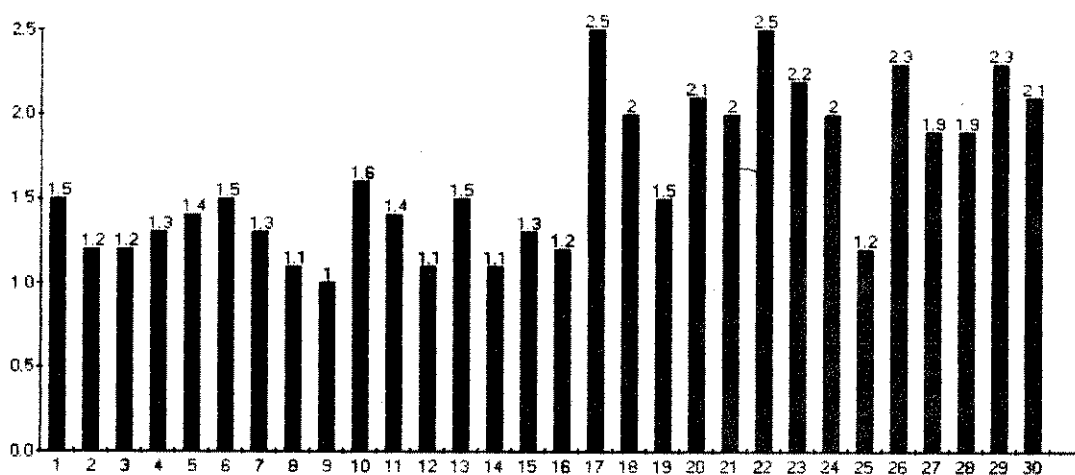
Desviación estandar = 0.55

Rango (valores mínimo y máximo) = 2.1 - 3.9

n = 31

GRAFICA 2
 Valores de albúmina sérica en g/dl,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel de albúmina



Número de loro

Media aritmética = 1.21

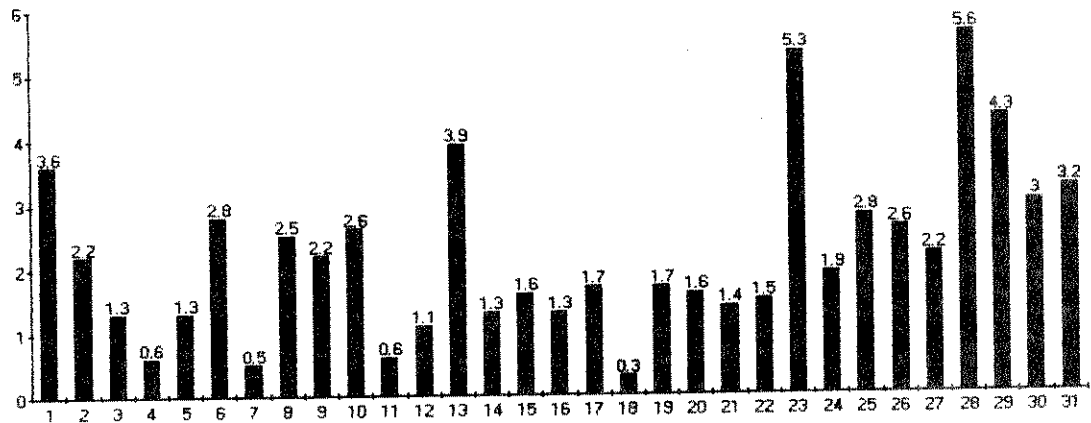
Desviación estandar = 0.11

Rango (valores mínimo y máximo) = 1 - 1.4

n = 31

GRAFICA 3
 Valores de ácido úrico sérico en mg/dl,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel de ácido úrico



Número de loro

Media aritmética = 2.32

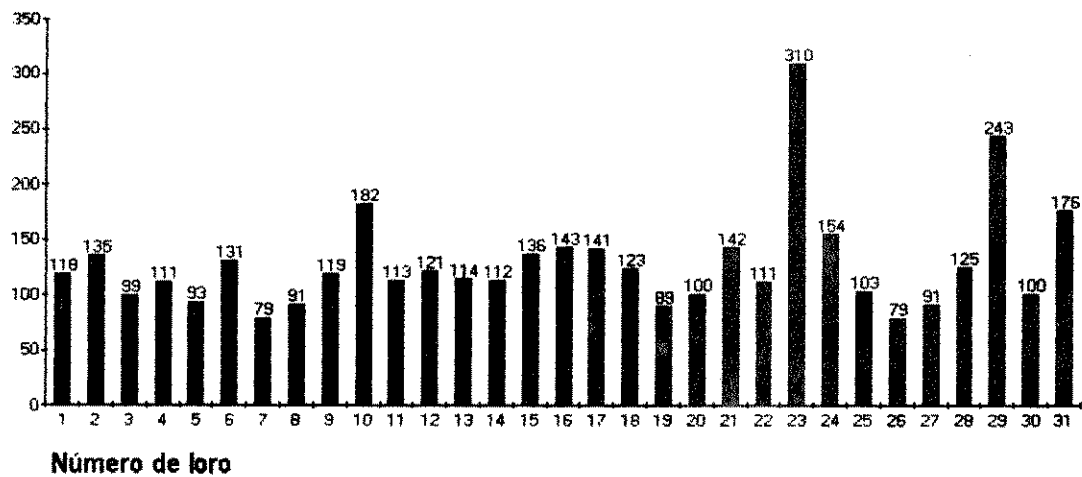
Desviación estandar = 1.43

Rango (valores mínimo y máximo) = 0.3 - 5.6

n = 31

GRAFICA 4
 Valores de Aspartato amino transferasa sérica en U/L,
 determinados en los *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

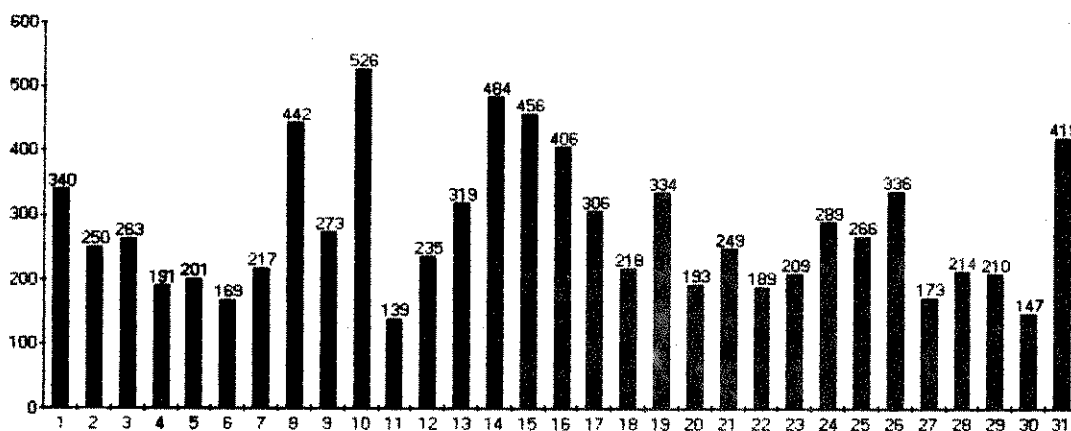
Nivel de AST



Media aritmética = 128.52
 Desviación estandar = 47.54
 Rango (valores mínimo y máximo) = 79 - 310
 n = 31

GRAFICA 5
Valores de Creatina kinasas sérica en U/L,
determinados en *Amazona auropalliata*.
Guatemala, 1994.

Nivel de CK



Número de loro

Media aritmética = 285.90

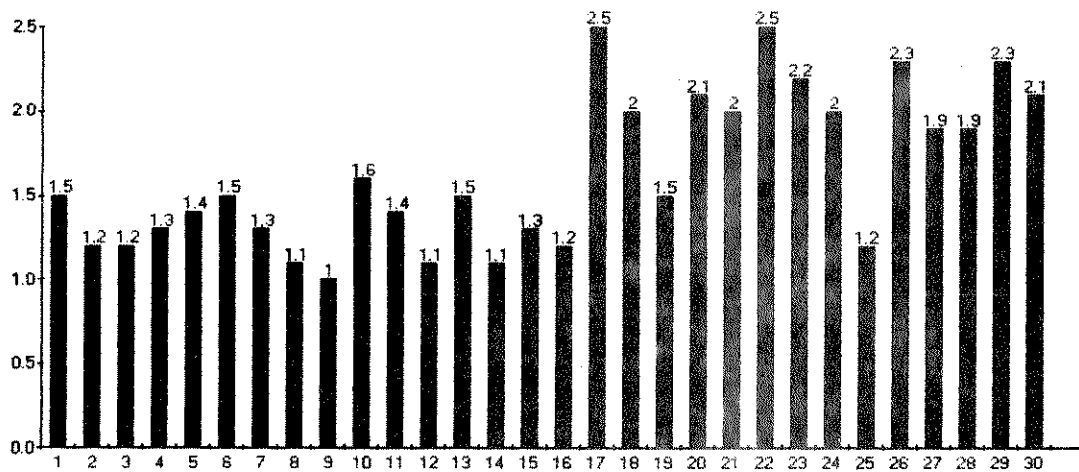
Desviación estandar = 103.10

Rango (valores mínimo y máximo) = 139 - 526

n = 31

GRAFICA 6
 Valores de glucosa sérica en mg/dl,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel de glucosa



Número de loro

Media aritmética = 235.16

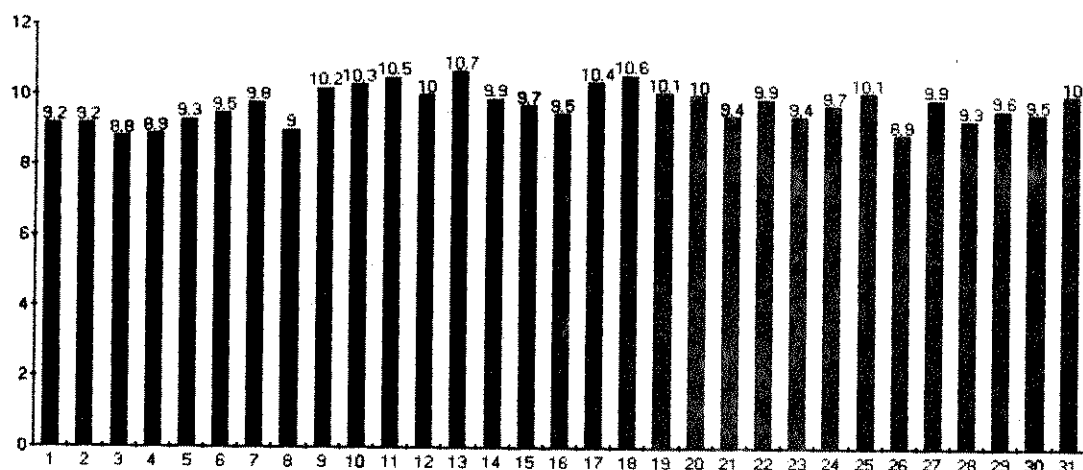
Desviación estandar = 17.57

Rango (valores mínimo y máximo) = 188 - 269

n = 31

GRAFICA 7
 Valores de calcio sérico en mg/dl,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel de calcio



Número de loro

Media aritmética = 9.73

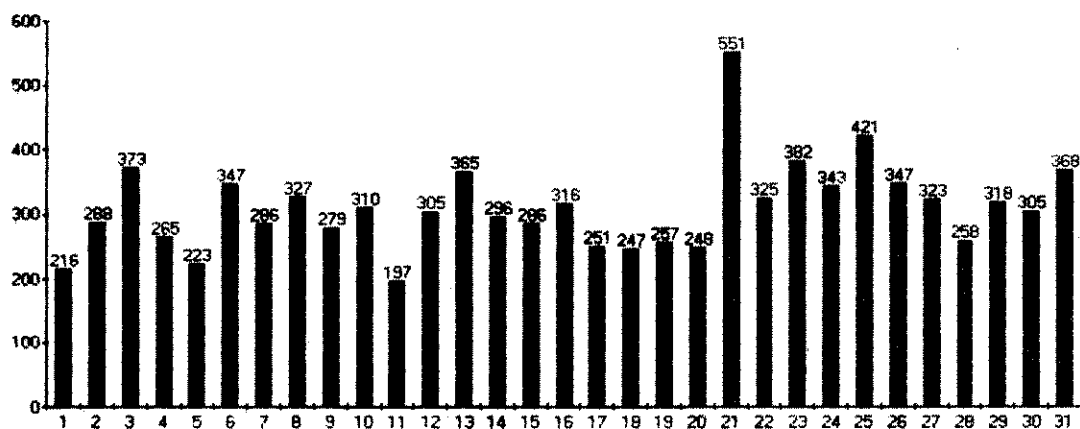
Desviación estandar = 0.51

Rango (valores mínimo y máximo) = 8.8 - 10.7

n = 31

GRAFICA 8
 Valores de Lactato-deshidrogenasa sérica en U/l,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel de LDH



Número de loro

Media aritmética = 310.42

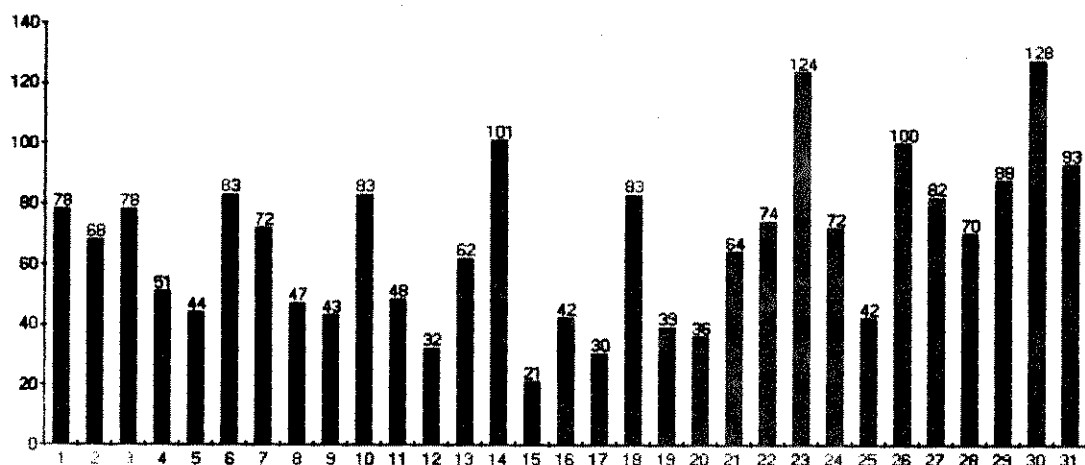
Desviación estandar = 68.65

Rango (valores mínimo y máximo) = 197 - 591

n = 31

GRAFICA 9
Valores de Fosfatasa alcalina sérica U/l
determinados en *Amazona auropalliata*.
Guatemala, 1994.

Nivel de FA



Número de loro

Media aritmética = 67.03

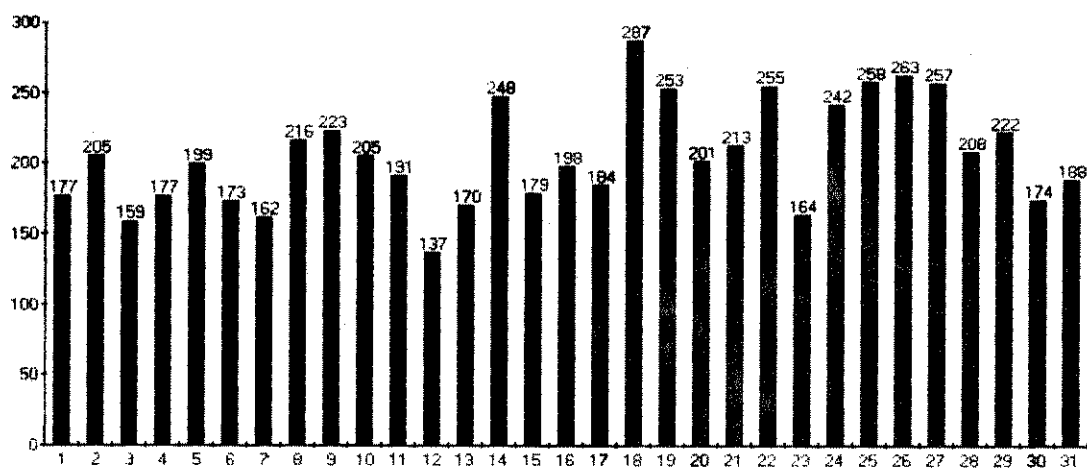
Desviación estandar = 26.79

Rango (valores mínimo y máximo) = 21 - 128

n = 31

GRAFICA 10
 Valores de Colesterol sérico en mg/dl,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel Colesterol



Número de loro

Media aritmética = 206.06

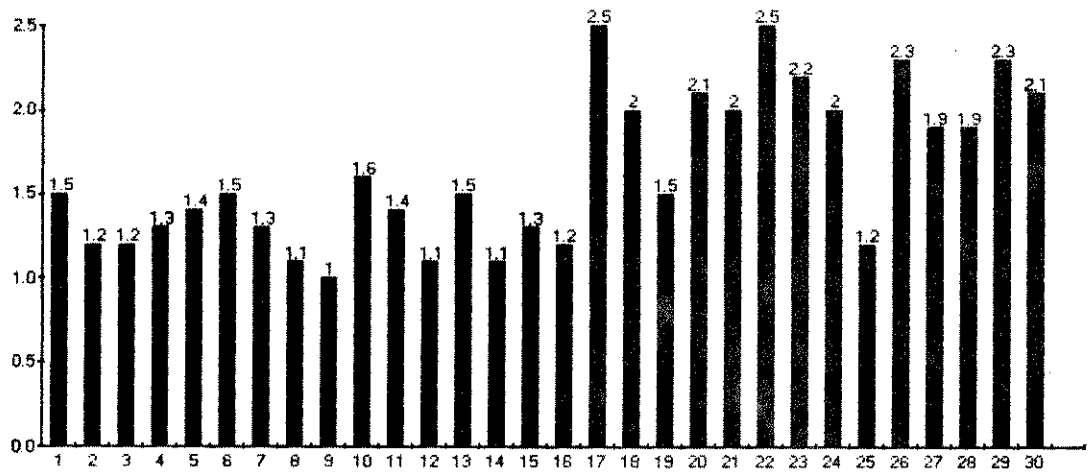
Desviación estandar = 37.03

Rango (valores mínimo y máximo) = 137 - 287

n = 31

GRAFICA 11
 Valores de Globulina sérica en g/dl,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel de Globulina



Número de loro

Media aritmética = 1.64

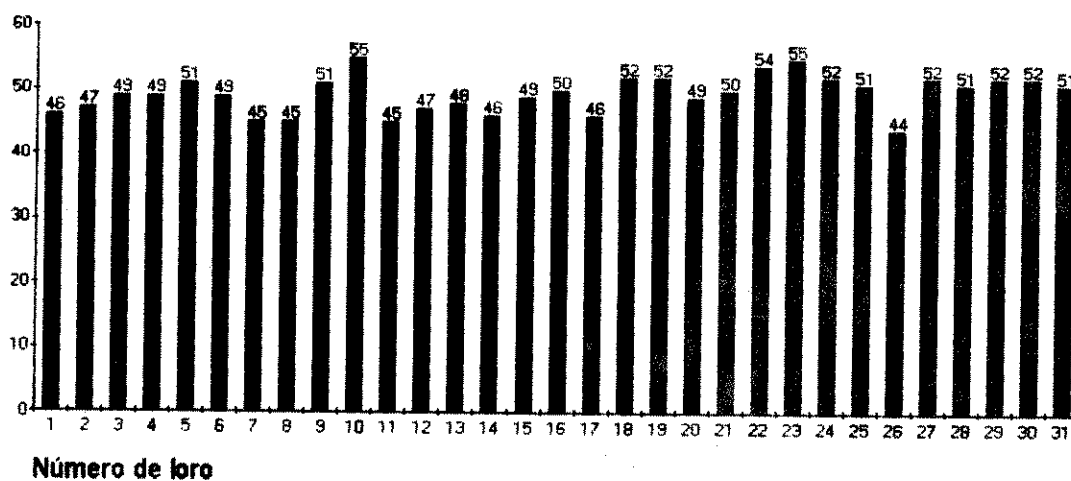
Desviación estandar = 0.46

Rango (valores mínimo y máximo) = 1 - 2.5

n = 30

GRAFICA 12
Valores de Hematocrito, en porcentaje,
determinados en *Amazona auropalliata*.
Guatemala, 1994.

Valor hematocrito (%)



Media aritmética = 49.52

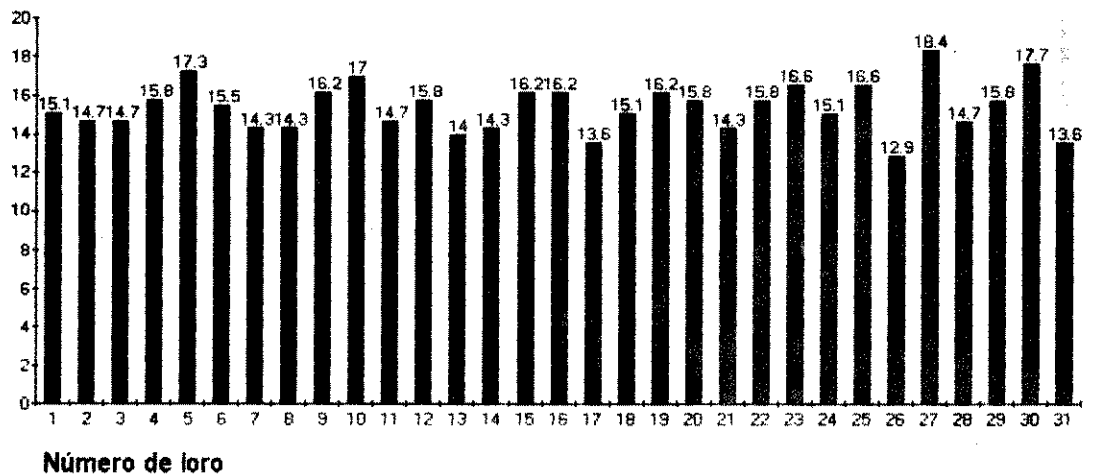
Desviación estandar = 3.02

Rango (valores mínimo y máximo) = 44 - 55

n = 31

GRAFICA 13
 Valores de Hemoglobina en g/dl,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel de hemoglobina



Media aritmética = 15.43

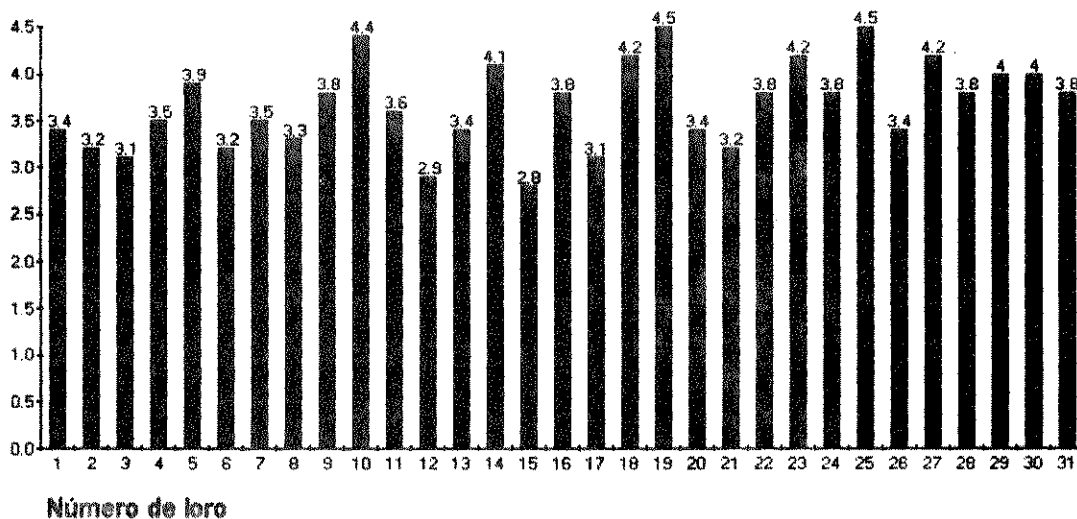
Desviación estandar = 1.27

Rango (valores mínimo y máximo) = 12.9 - 18.4

n = 31

GRAFICA 14
 Valores de Sólidos totales séricos en g/dl,
 determinados en *Amazona auropalliata*.
 Guatemala, 1994.

Nivel de sólidos totales



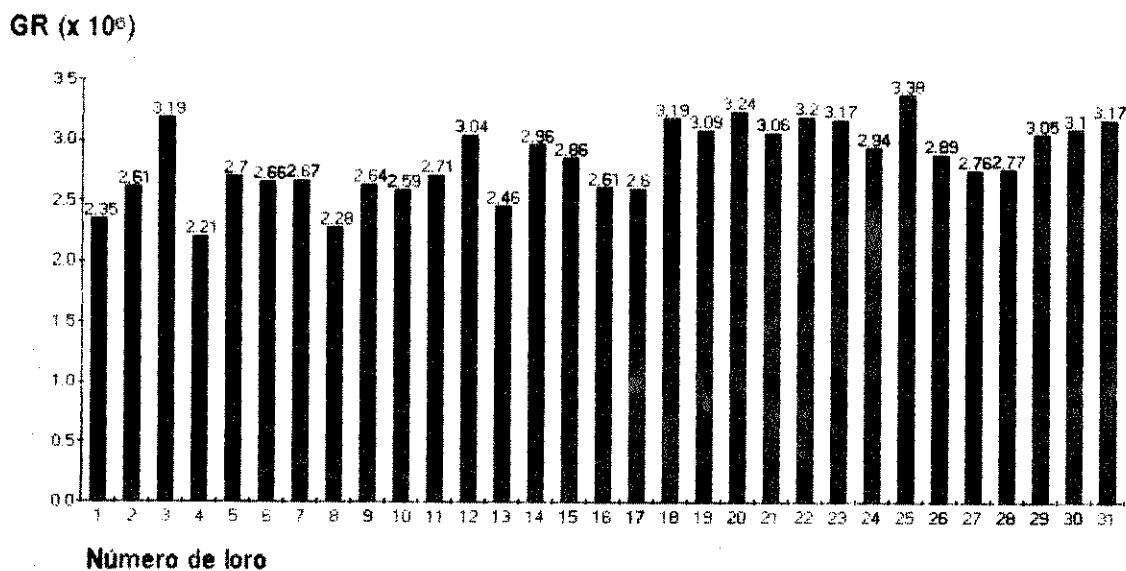
Media aritmética = 3.67

Desviación estandar = 0.46

Rango (valores mínimo y máximo) = 2.8 - 4.5

n = 31

GRAFICA 15
Valores de glóbulos rojos en millones por mm³,
determinados en los loros estudiados.
Guatemala, 1994.



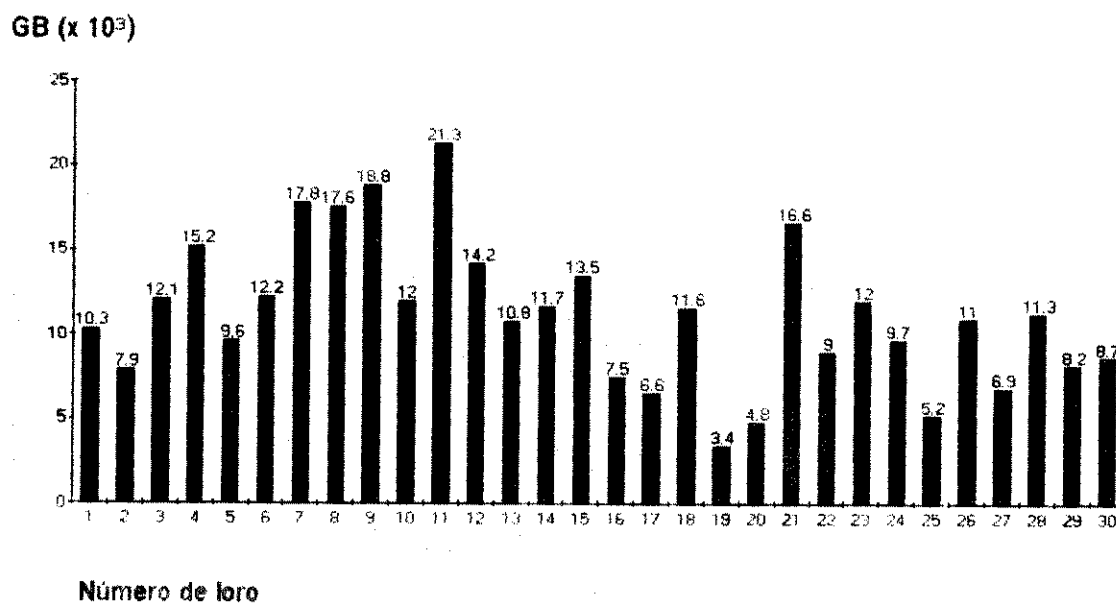
Media aritmética = 2.84

Desviación estandar = 0.30

Rango (valores mínimo y máximo) = 2.21 - 3.38

n = 31

GRAFICA 16
Valores de Glóbulos blancos en miles por mm³,
determinados en los loros estudiados.
Guatemala, 1994.



Media aritmética = 11.2

Desviación estandar = 4.3

Rango (valores mínimo y máximo) = 3.4 - 21.3

n = 30

CUADRO 1
 Valores de bioquímica sérica,
 encontrados en los loros estudiados.
 Guatemala, 1994.

PRUEBA	Mínimo	Máximo	Media	Desv. estandar
<i>Proteína total (g/dl)</i>	2.1	3.9	2.85	0.55
<i>Albúmina (g/dl)</i>	1	1.4	1.21	0.11
<i>Acido úrico (mg/dl)</i>	0.3	5.6	2.32	1.43
<i>AST U/l</i>	79	310	128.52	47.54
<i>CK U/l</i>	139	526	285.9	103.1
<i>Glucosa (mg/dl)</i>	188	269	235.16	17.57
<i>Calcio (mg/dl)</i>	8.8	10.7	9.73	0.51
<i>LDH U/l</i>	197	551	310.42	68.65
<i>FA U/l</i>	21	128	67.03	26.79
<i>Colesterol (mg/dl)</i>	137	287	206.06	37.03
<i>Globulina (g/dl)</i>	1	2.5	1.64	0.46
<i>Relación Alb/Glob</i>	0.6	1.2	0.78	0.16

Datos tomados de 31 loros *Amazona auropalliata*

CUADRO 2
Valores sanguíneos,
encontrados en los loros estudiados.
Guatemala, 1994.

VALOR	Mínimo	Máximo	Media	Desv. estandar
<i>Hematocrito (%)</i>	44	55	49.52	3.02
<i>Hemoglobina (gr/dl)</i>	12.9	18.4	15.43	1.27
<i>HCM (micro micro gramos)</i>	42.9	71.49	54.79	7.13
<i>CHCM (%)</i>	26.67	35.38	31	1.94
<i>VCM (micras cúbicas)</i>	150.89	221.72	175.54	18
<i>Policromasia (%)</i>	0	2	1.4	0.56
<i>Anisocitosis (%)</i>	2	4	2.17	0.46

Datos tomados en 31 loros

Amazona auropalliata

CUADRO 3
Valores diferenciales de glóbulos blancos,
encontrados en los loros estudiados.
Guatemala, 1994.

TIPO DE CELULA	Mínimo	Máximo	Media	Desv. estandar
Granulocitos* (%)	10	46	27.97	8.41
Linfocitos (%)	46	83	66.6	9.7
Monocitos (%)	1	15	5.43	3.72
TOTAL			100	

***Granulocitos incluye:**

Heterofilos

Basófilos

Neutrófilos

Valores determinados en 30 loros *Amazona auropalliata*

VI CONCLUSIONES:

1. La investigación de pruebas hematológicas y bioquímicas en animales silvestres representa una posibilidad muy importante para conocer datos que pueden ser utilizados de referencia; ya que son relativamente pocos los estudios realizados en este tipo de especies.
2. Los datos colectados aquí, ofrecen una oportunidad única porque las 31 muestras, fueron tomadas uniformemente de loros con la misma edad, dieta, manejo estado de salud y origen; por esta razón los intervalos obtenidos se consideran de mucha importancia clínica para loros de esta edad y esta especie en particular.
3. En los frotis sanguíneos realizados en todos los loros estudiados, no se observaron hemoparásitos de ninguna especie.
4. Al analizar los parámetros hematológicos, o de la bioquímica sérica como ayuda diagnóstica, en esta especie de loro: deben de tenerse en cuenta las posibles alteraciones que pueden ocurrir debido al tipo de dieta, condiciones de manejo y metodología utilizada en laboratorio.

VII RECOMENDACIONES:

1. Continuar los estudios de investigación en psittácidos de otras especies, par ampliar el conocimiento en este campo, donde no existe mucha información.
2. Para poder determinar cómo cambian los valores con la edad, deben tomarse muestras a las edades de cuatro u ocho semanas, así como a las de uno y tres años.
3. Realizar un estudio donde puedan medirse nuevamente los valores de Proteína Total y Acido Úrico, en loros que tengan la edad de 8 meses; con una dieta balanceada, para determinar si estos valores se encuentran normalmente abajo en loros de esta misma edad.

VIII RESUMEN:

Una serie de valores hematológicos y de bioquímica sérica fueron determinados en 31 loros nuca amarilla (*Amazona auropalliata*), criados en cautiverio; con el objeto de establecer los intervalos de referencia que puedan ser utilizados para la evaluación clínica de dichas aves.

Los loros muestreados se encontraban bajo las mismas condiciones de manejo, edad, dieta y estado de salud.

Las muestras colectadas fueron procesadas en laboratorio. Para hematología se utilizaron tinciones especiales. para bioquímica sérica se utilizó una máquina KODAK EKTACHEM DISC II ANALYZER, de alta precisión.

Los valores promedio obtenidos fueron: Hematocrito 49.52%; Hemoglobina 15.43g/dl, HCM 54.79 μ^3 ; VCM 175.54 μ^3 ; CHCM 31%; Policromasia 1.4%; Anisocitosis 2.17%. Prot. Total 2.85 g/dl; Albúmina 1.21g/dl; Acido úrico 2.32 mg/dl; AST 128.52 U/L; CK 285.9 U/L; Glucosa 235.16 mg/dl; Calcio 9.73 mg/dl; LDH 310.42 U/L; FA 67.03 U/L; Colesterol 206.06 mg/dl; Globulina 1.64 g/dl; Relación Albúmina/Globulina 0.78. Glóbulos rojos 2.84 $\times 10^6$ /ml; Glóbulos blancos 11.2 $\times 10^3$ /ml (Granulocitos 27.97%, Linfocitos 66.6%, Monocitos 5.43%).

El loro nuca amarilla (*Amazona auropalliata*), se encuentra severamente sometido a una serie de presiones que amenazan con causar su extinción.

Este estudio es el primero en su género en nuestro medio, representando información útil y necesaria para ahondar en el conocimiento médico y clínico de esta especie.

X ANEXO 1

REPORTE DE HEMATOLOGIA Y BIOQUIMICA

ESPECIE _____ AVE# _____ JUALA# _____ FECHA _____
PECHO _____ PESO _____ PLUMAJE _____

EXAM. CLIN. _____
_____ F.C. _____

SANGRE:

LUGAR/PROBLEMAS _____

HTC% _____ TOTAL SOLIDOS _____ HB _____

HEM CR#1 _____ HEM CR#2 _____ TOTAL _____

CELULAS BLANCAS:

HEM EOS CB#1 _____ HEM EOS CB#2 _____ SEGM# _____

ESTIM. CB _____

RECUENTO DIFERENCIAL:

COMPUTACIONES:

HETEROFILOS: _____ %

TOTAL ESTIM CB: _____

BANDAS: _____ %

TOTAL CB: _____

LINFOCITOS: _____ %

MONOCITOS: _____ %

HBCM: _____

EOSINOFILOS: _____ %

BASOFILOS: _____ %

CHBCM: _____

TROMBOCITOS: D N M

VCM: _____

POLICROMASIA: 0 1 2 3 4 5

ANISOCTTOSIS: 0 1 2 3 4 5

PARASITOS: N S _____

COMENTARIOS: _____

SUERO BIOQUIMICA:

FECHA: _____ COLOR SUERO _____

T.P. _____ ALB _____ URIC _____ AST _____ CK _____ GLU _____

CA _____ LDH _____ FA _____ CHOL _____ GLOB _____ AB/GLO _____

COMENTARIOS: _____

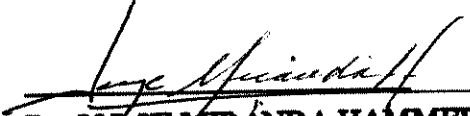
X. BIBLIOGRAFIA

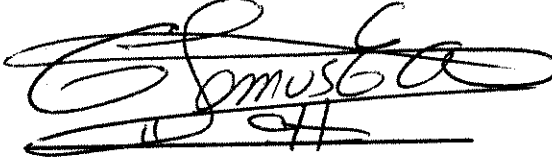
1. ALLEN, J. 1988. An overview of Avian Serum chemical profiles, *Exotic Animals*, Edited by Elliott R. y George V. Churchill Livinstone New York. 228 p.
2. BENJAMIN, M. 1967. Compendio de patología clínica veterinaria 2a. ed. Trad. Pedro Zans. Continental, Barcelona España 354 p.
3. BENJAMIN, M. 1984. Manual de patología clínica en veterinaria Trad. Esther Sanchez L. México, D.F. Limusa 421 p.
4. CAMPBELL TERRY W. 1988. Avian hematology and cytology AMES Iowa State University Press. 101 p.
5. CLUBB, S. L., R. M. SCHUBOT, K. JOYNER, J. G. ZINKL, S. WOLF, J. ESCOBAR and M. B. KABBUR. 1991. "Hematologic and serum biochemical reference intervals in juvenile macaws *Ara sp*, *Journal of the Association of Avian Veterinarians.*, 5(3): 154-162.
6. CLUBB, S.L., R. M. SCHUBOT, K. JOYNER, J. G. ZINKL, S. WOLF, J. ESCOBAR and M. B. KABBUR. 1991, "Hematologic and serum biochemical reference intervals in juvenile cockatoos". *Journal of the Association of Avian Veterinarians.*, 5(1): 16-26.
7. CLUBB, S. L., R. M. SHUBOT, K. JOYNER, J. G. ZINKL, S. WOLF, J. ESCOBAR, K. J. CLUBB and M. B. KABBUR. 1990. "Hematologic and serum biochemical reference intervas in eclectus parrots (*Eclectus roratus*). *Journal of the Association of Avian Veterinarians.* 4(4): 218-225.
8. COFFIN, D. 1959. Laboratorio clínico en medicina veterinaria. Trad. Jose Santibanez. 3a. ed. México, D.F., La prensa médica mexicana 335 p.
9. COLES, E. 1968. Patología y diagnóstico veterinario. Trad. Jaime Roij. Mexico, D.F., Interamericana. 335 p.

10. DEIN, F. 1986. Reference ranges for clinical pathology data for the Puerto Rican Amazon parrot (*Amazona vittata*) Proceedings of the Association of Avian Veterinarians p. 41-42.
11. DUNCAN, R. 1986. veterinary laboratory medicine, Second edition, Iowa state University Press Ames. 285 p.
12. FORSHAW, J. 1977. Parrots of the World 2nd. edition, T.F.H. Publications Inc. New Jersey U.S.A. 584 p. 28.
13. FREUD, A. 1986. All about the parrots, Howell book Inc. New York U.S.A. 204 p.
14. HAWKEY, C.;SAMOUR, H. 1988. The value of clinical hematology in exotic birds, Exotic Animals, Edited by Elliot R. y GEORGE, V. Churchill Livingstone, Ney York U.S.A. 228 p.
15. HOCHLEINER, M. 1994. "Biochemistries", in *Avian Medicine: Principles and Application*, Ritchie, R. W., G. J. Harrison and L. R. Harrison, eds., Lake Worth, FL, Wingers Publishing.
16. HOCHLEINER, M. 1989. Reference values for selected psittacine species using a dry chemistry system, Journal of the Association of Avian Veterinarians 3 (4) 207-209 p.
17. JOYNER, K. L., N. BERGER, E. H. LOPEZ, A. BRICE, and P. NOLAN. 1992. "Health parameters of wild psittacines in Guatemala: A preliminary report", Proceedings of the Association of Avian Veterinarians., p 287-303.
18. LAND, H. 1970. Birds of Guatemala, International for bird Preservation Pan-American section by Lyvingston Publishing company Wynne Wood Pensilvania U.S.A. 381 P.
19. LANE, R. A., W. J. TOSSKOPF and K. L. ALLEN. 1988. "Avian pediatric hematology: Preliminary studies of the transition from the neonatal hemogram to the adult hemogram", Proceedings of the Association of Avian Veterinarians., p 231.238.

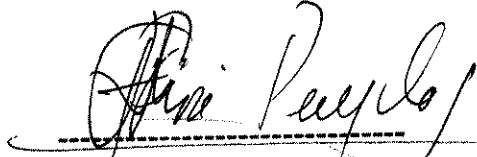
20. LEWANDOWSKI A. et. al. 1986. Clinical chemistries, Clinical avian Medicine and Surgery Saunders Company, Philadelphia U.S.A. 717 p.
21. LUMEIJ, J. T. and L. M. Overduin. 1990. "Plasma chemistry references values in psittaciformes". Avian Pathology. 19: 235-244.
22. LUMEIJ, J. T. 1987. Contribution to clinical investigative methods for birds with special reference to the racing pigeon, (*Columba livia domestica*), Utrecht University Holanda 186 p.
23. RUSSO, E. A., L. McENTEE, L. APPLGATE and J. S. BAKER. 1986. "Comparison of two methods for determination of white blood cell counts in macaws", Journal of The American Veterinary Medical Association., 189(9): 1013-1016.
24. VANDERHEYDEN, N. 1986. Hematology of nestling raptors and psittacines Proceedings of the Association of Avian Veterinarians, Indiana U.S.A. p.347-348.
25. WOERPEL, R.; WALTER R. 1984. Clinical experience with Avian laboratory diagnostics, the veterinary clinics of North America. Small animal practice volumen 14 numero 2 Philadelphia 406 p.


M.E.F.U. JUAN PABLO SAGASTUME DUARTE


Dr. JORGE MIRANDA HAMMER
Asesor principal


Dr. HELIODORO ANTONIO GARCIA
Asesor


Dra KIM LORRAINE JOYNER
Asesora


Imprimase: Dr. JOSE GUILLERMO PEREZCANTO F.
Decano



PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central