



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

CUAUTITLÁN



**Parámetros hemáticos de referencia del avestruz sudafricano
(Struthio camelus australis)**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A

JOSE OCTAVIO ROJAS GONZALEZ

ASESOR: M.V.Z. LUCIA ANGELICA GARCIA CAMACHO

CUAUTITLÁN IZCALLI, EDO. DE MÉXICO

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

1994



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 está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

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 .

AT'N: Ing. Rafael Rodríguez Caballero
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 TITULADA:

"Parámetros hemáticos de referencia del avestruz sudafricano

(*Struthio camelus australis*)"

que presenta el pasante José Octavio Rojas González
con número de cuentas: 8412358-3 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"

Cuatitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 14 de Septiembre de 199⁴

PRESIDENTE	M. en C. Rita del Castillo Rodríguez	<i>Rita del Castillo Rodríguez</i>
VOCAL	QBP. Guillermo Valdivia Ando	<i>Guillermo Valdivia Ando</i>
SECRETARIO	MVZ. Lucía Angélica García Camacho	<i>Lucía Angélica García Camacho</i>
PRIMER SUPLENTE	MVZ. Rodolfo Córdoba Ponca	<i>Rodolfo Córdoba Ponca</i>
SEGUNDO SUPLENTE	MVZ. Mo. de la Luz Montero Villeda	<i>Mo. de la Luz Montero Villeda</i>

A mis padres:

QBP. Octavio Rojas Reyes y Enf. Maura González López,
quienes con su cariño, comprensión y energía han sabido
guiarme por el buen camino y me han enseñado a nunca darme
por vencido, gracias a lo cual he podido dar este importante
paso en mi vida.

Agradezco a la MVZ. Lucia Angélica García Camacho por su acertada dirección y valiosos consejos.

A las siguientes personas: MVZ. Luis Palazuelos Platas, MVZ. Ellen Platas Norton y Sr. Eduardo García Mijares por el apoyo moral que me han brindado y por lo que he aprendido de ellos.

Al MVZ. Gerardo Peniche Arévalo por su asesoría y valiosa ayuda en el manejo y contención física del avestruz.

A todo el personal del Laboratorio de la Sección de Análisis Clínicos y Patología de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, en particular, al MVZ. Ignacio Carlos Rangel Rodríguez, por haberme brindado su ayuda para la realización de este trabajo.

A mis amigos de la Facultad y de los Parques Zoológicos "San Juan de Aragón" y "Zooferi".

A todo aquel que de alguna manera colaboró para la realización de este trabajo.

CONTENIDO

Resumen.....	1
Introducción.....	2
Objetivo.....	16
Material y métodos.....	17
Resultados.....	26
Discusión.....	31
Conclusiones.....	37
Literatura citada.....	38

RESUMEN

La industria del avestruz está tomando un auge en nuestro país. Para ello es necesario que se establezcan rigurosos programas de control de la salud de estas aves con el fin de prevenir cualquier enfermedad. La biometría hemática es un dato importante para evaluar un estado de salud y orientar o corregir un tratamiento.

En esta investigación se realizaron pruebas de biometría hemática a 41 avestruces sudafricanos (*Struthio camelus australis*) aparentemente sanos ubicados en una granja cuarentenaria en Tepoztlán, Estado de Morelos, con el objetivo de obtener parámetros hemáticos de referencia.

En los resultados se observó una considerable desviación estándar en el hematocrito, volumen globular medio y conteo total de glóbulos rojos, tal vez ocasionado por la hemólisis que presentaron las muestras debido al anticoagulante utilizado. El número de leucocitos y la fórmula leucocitaria, al ser comparados con los resultados de otra investigación similar, estuvieron alterados sus promedios, pudiendo ser la razón el estrés, la estacionalidad y las diferentes condiciones del ambiente.

INTRODUCCION

De los animales que se exhiben en zoológicos, el avestruz (*Struthio camelus*), es uno de los más populares. Dentro de la clasificación taxonómica los avestruces están comprendidos en el phylum cordados, subphylum vertebrados, clase aves y orden struthioniformes de la familia Struthionidae. Pertenece, junto con el fiandù, emù, casuario y kiwi, al grupo de los ratites, cuya característica principal es su esternón sin quilla. La palabra ratite proviene del latín rata: "balsa", en oposición a las aves con quilla, las carenadas, de carina: "quilla" (Sanft, 1972; Welty, 1975; Hadorn, 1977; Storer, 1979; Bruning, 1986; Bertram, 1991; Fowler, 1991b).

Se desarrollaron, al igual que otras aves actuales, del *Archaeopteryx*, un ave del Jurásico que vivió y prosperó hace 125 millones de años. El avestruz actual apareció en el Mioceno 25 millones de años atrás (Salvat, 1978; Silvernale, 1984; Villed, 1987).

En la actualidad, los avestruces habitan vastas áreas de la Costa Oeste de Africa a la Península Arábiga. Aunque hay sólo una especie, los taxonomistas reconocen 4 subespecies diferentes: *Struthio camelus massaicus* habita el Este de Africa, y se le conoce como "avestruz de cuello rojo"; *Struthio camelus camelus* habita el Norte de Africa; *Struthio camelus molybdophanes* habita en Etiopia; y *Struthio camelus*

australis es nativo del Sur de Africa y se le denomina "avestruz de cuello azul". Existió otra subespecie, el llamado "avestruz árabe" (*Struthio camelus syriacus*) que se extinguió en la década de los cuarenta (Sanft, 1972; Rodriguez, 1981; Stewart, 1990; Jensen, 1992).

Los avestruces tienen algunas diferencias anatómicas muy particulares en relación a las demás aves. Su característico cuello largo carece de plumas y en su lugar tienen un fino y lanoso plumón. Debido a que el esternón carece de quilla, presentan atrofia de la musculatura y por lo tanto de las alas. La escápula, coracoides y clavícula están fusionadas y conectadas al esternón craneal. El pigostilo es muy pequeño. Los huesos pélvicos se caracterizan porque el isquion y el pubis se proyectan caudalmente fusionándose y su cara craneal y ventral forman una sínfisis púbica que sostiene los intestinos. El aparato digestivo no presenta buche, y el proventriculo es prominente con un área glandular pequeña. El ciego es par como en las otras aves, es grande y elongado y tiene una función de digestión fermentativa al igual que el recto, a diferencia de los ciegos de los otros ratites los cuales son pequeños y no funcionales. El avestruz es el único de los ratites que carece de vesícula biliar. En contraste con las demás aves, la orina es almacenada en la cloaca y es excretada por separado de las heces. Sus patas son muy

largas, musculosas y sin plumas cuyos pies presentan sólo dos dedos (III y IV), apoyados en un sólido cojinete plantar. El dedo III está extraordinariamente desarrollado y termina en una uña robusta y obtusa. El dedo IV es de proporciones menores y algunos individuos carecen de uña. Cada dedo está formado por cuatro falanges (Sanft, 1972; Hadorn, 1977; Salvat, 1978; Storer, 1979; Bologna, 1981; Rodriguez, 1981; Fowler, 1991a, 1991b; Palazuelos, 1992).

El avestruz es la más grande de las aves que viven actualmente, llegan a medir de 2.20 a 2.75 metros de altura y pueden pesar de 115 a 160 Kg. Forman grupos de 3 a 20 individuos en vida libre. Los machos maduros tienen el plumaje de color negro, excepto plumas de la cola y alas, que son blancas; las hembras y juveniles presentan una coloración griseoparda (Sanft, 1972; Welty, 1975; Storer, 1979; Rodriguez, 1981; Silvernale, 1984; Bruning, 1986; Villet, 1987). También produce los huevos más grandes de todas las clases de aves. Pesan alrededor de 1.5 Kg. Su periodo de incubación es de 42 a 48 días (Sanft, 1972; Welty, 1975; Rodriguez, 1981; Stewart, 1990, Palazuelos, 1992). Su longevidad se ha registrado de hasta 50 años en cautiverio (Silvernale, 1984; Jensen, 1992). Son de alimentación natural herbívora principalmente, pero llegan a consumir algunos insectos. Tienen además la distinción de poder alcanzar velocidades de 65 a 80 Km/h (Sanft, 1972; Welty, 1975;

Rodriguez, 1981; Fowler, 1991b; Palazuelos, 1992).

El avestruz, además de ser un animal de exhibición en parques zoológicos, también se le ha domesticado. Su domesticación comienza con la primera granja creada en Sudáfrica en 1838 para comercializar su pluma para adornos y vestidos, aunque se tienen datos anteriores que los nativos del noreste africano tenían rebaños enteros que capturaban y domesticaban para una finalidad similar. En 1860 algunas granjas del Karoo y Este del Cabo ya tenían producción de pollos de avestruz (Sanft, 1972; Rodriguez, 1981; Stewart, 1990; Jensen, 1992). La primera persona en hacer una crianza intensiva del avestruz fue el inglés Arthur Douglass en 1867, que además tuvo la patente del primer huevo fértil de avestruz en incubadora en el año de 1869 (Jensen, 1992). A finales del siglo XIX, la crianza de avestruces fue uno de los grandes negocios en Sudáfrica, extendiéndose hasta Argelia, Sicilia, Francia, Alemania y Estados Unidos (Sanft, 1972; Stewart, 1990; Jensen, 1991a, 1992).

Con la llegada de la 1ª Guerra Mundial, poco a poco la industria del avestruz se fue a la ruina. Como las granjas quebraron las aves fueron vendidas a zoológicos. Las únicas granjas sobrevivientes fueron las sudafricanas, cuyos granjeros buscaron comercializar otros productos del avestruz, como la carne y el cuero para suplementar la

reducción de ingresos de la pluma. A mediados de 1980 se renueva el interés por las avestruces y vuelve la importación desde Africa para seguir con la cría y explotación de estos animales (Sanft, 1972; Fowler, 1991b; Jensen, 1991a, 1992).

Actualmente la crianza del avestruz es una industria muy lucrativa, ya que no sólo se comercializa la pluma, la carne y el cuero, sino además las aves para pie de cría, los cascarones para ornato o para elaborar piezas artísticas, como aretes o dijes; y los huevos fértiles, que resultan más baratos que adquirir las aves ya desarrolladas. Los demás restos del animal se pulverizan y se transforman en alimentos para ganado y como fertilizantes agrícolas (Palazuelos, 1992; Anónimo, 1992; Jensen, 1992; Orgallez, 1993; López, 1994).

Para poder hacer más eficaz la explotación del avestruz, ya sea para granja o parque zoológico, se requieren de estudios e investigaciones que den a conocer aspectos básicos como: fisiología, etología, alimentación, reproducción y enfermedades de la especie entre otros.

El médico veterinario puede valerse y apoyarse para mejorar el desempeño de su práctica profesional mediante el uso apropiado de pruebas de laboratorio, ya que es una base científica para llegar a un diagnóstico adecuado realizando: necropsias, aislamiento de agentes causales y diversas pruebas de patología clínica, entre otros.

El estudio de la sangre ha llegado a ser clínicamente importante por varias razones. La sangre es el tejido más fácil de muestrear por biopsia "sin lesionar" a un animal. Como herramienta diagnóstica, la hematología aviar apenas empieza a utilizarse, aunque las técnicas empleadas para su evaluación, distan todavía de alcanzar el mismo grado de sofisticación clínica que aquellas empleadas para mamíferos (Medway, 1980; Campbell, 1988; Gallegos, 1993).

Una revisión de la literatura indica que los datos concernientes a la biometría hemática de los avestruces son extremadamente limitados. Algunos autores no mencionan los valores hemáticos de referencia del avestruz como tal, sino que lo hacen refiriéndose al grupo de ratites en general; además dichos estudios se han realizado en el extranjero, por lo que los valores reportados pueden diferir y no ser aplicables a nuestro medio con fines de diagnóstico, por tal motivo es importante obtener dichos valores en nuestro país (Bruning, 1986; Levi, 1989; Jensen, 1992).

La biometría hemática comprende una serie de pruebas rutinarias cualitativas y cuantitativas de los componentes sanguíneos, que hacen posible orientar y efectuar una gran variedad de diagnósticos como son: anemias, enfermedades infecciosas, parasitarias, desórdenes metabólicos o nutricionales, etc.. Además de ser un estudio accesible,

rápido, fácil de interpretar y relativamente económico (Coffin, 1981; Tello, 1987; Campbell, 1989, 1990).

Puesto que la sangre puede ser obtenida con cierta facilidad, su examen constituye un elemento importante para identificar y caracterizar un estado normal o anormal; sirve para establecer, evaluar o corregir un tratamiento, así como para dictar un pronóstico de casi cualquier caso clínico.

Dentro de los parámetros a evaluar en la biometría hemática se encuentran: el hematocrito (Ht), hemoglobina (Hb), conteo total de glóbulos rojos (CTGR), conteo total de glóbulos blancos (CTGB), conteo diferencial leucocitario y los índices de Wintrobe (Rojas, 1981; Tello, 1987; Benjamin, 1988; Campbell, 1988; Gallegos, 1993).

El CTGR, el HT y la Hb son tres parámetros sencillos y prácticos que nos dan una idea acerca del estado fisiológico actual de un individuo, aunque todos ellos se alteran por diversas causas como la edad, el sexo, la época del año, la etapa reproductiva, etc.. En sí nos son útiles dentro de las categorizaciones de las anemias, que sin ser la causa misma de la enfermedad, son un signo muy importante y de los principales indicadores de patologías en las aves (Olson, 1959; Hodges, 1977; Campbell, 1989; Gallegos, 1993; Jain, 1993).

Para determinar el tipo de anemia que padece el animal, ya sea por una hemorragia aguda, hemólisis de los eritrocitos

o disminución de la producción de ellos se utilizan los índices de Wintrobe o valores corpusculares promedio, los cuales son: el volumen globular medio (VGM), hemoglobina globular media (HGM) y concentración de hemoglobina globular media (CHGM). Estos datos representan a las anemias como una estimación promedio de los trastornos de tamaño y de concentración de hemoglobina de cada glóbulo rojo y ayudan a elegir la terapéutica y a controlar el tratamiento elegido. Estos valores se calculan a partir del CTGR, Hb y Ht utilizando las fórmulas convencionales para mamíferos (Medway, 1980; Benjamin, 1988; Campbell, 1989, 1990; Gallegos, 1992, 1993; Jain, 1993).

Se considera que los eritrocitos son normocíticos si su tamaño es normal, macrocíticos si son más grandes de lo normal y microcíticos si son más pequeños. El contenido promedio de hemoglobina se designa con los términos normocrómico cuando el contenido es normal e hipocrómico cuando el eritrocito contiene menor cantidad de hemoglobina de lo normal. Eritrocitos hiperocrómicos no existen (Rojas, 1981; Tello, 1987; Benjamin, 1988; Campbell, 1989; Jain, 1993).

La anemia microcítica hipocrómica es característica de la deficiencia de hierro o su falta de utilización en la síntesis de hemoglobina, además de una hemorragia crónica y por deficiencias de cobre y piridoxina. En la anemia

normocítica los valores VGM, HGM y CHGM son normales y sólo se diagnostica por la disminución del CTGR, Hb y Ht. Este tipo de anemia se presenta cuando hay depresión de la eritropoyesis. Es la anemia más común en los animales y con frecuencia indica que otras enfermedades están presentes. Y una anemia por disminución de la producción de eritrocitos es dada por infecciones por micobacterias, clamidiosis, aspergilosis y enfermedad crónica del hígado que producen anemia de tipo no regenerativo. También el cloranfenicol, el plomo, las aflatoxinas y una enfermedad renal crónica disminuyen la eritropoyesis (Rojas, 1981; Tello, 1987; Benjamin, 1988; Campbell, 1989; Gallegos, 1992; Jain, 1993).

La anemia macrocítica puede ser normocrómica o hipocrómica, y casi todas son transitorias, y aparecen en la etapa de recuperación en animales que sufrieron hemorragia aguda o padecen anemia hemolítica aguda. La macrocitosis indica que la respuesta de la médula ósea es apropiada. Una anemia hemolítica puede ser provocada por parásitos sanguíneos, aflatoxicosis o tóxicos químicos (Rojas, 1981; Tello, 1987; Benjamin, 1988; Campbell, 1989; Gallegos, 1992; Jain, 1993).

En el caso de la lectura de los leucocitos existe una gran variación entre individuos de la misma especie, las variaciones pueden ser debidas al sexo, la nutrición, estados de tensión, los errores técnicos al realizar las pruebas.

etc.. Además son útiles para determinar tipos leucocitarios que se encuentren con mayor o menor frecuencia en un caso y así poder identificar el padecimiento y sus posibles etiologías: la deficiencia de vitamina B₁ y riboflavina producen neutrofilia y linfopenia; la deficiencia de ácido fólico en la dieta da como resultado una leucopenia y una anemia. El aumento de glucocorticoides da como consecuencia leucocitosis, neutrofilia y linfopenia, principalmente. Una viremia temprana origina una leucopenia asociada a linfopenia, y las infecciones muy graves que cursen con septicemia y/o endotoxemia disminuyen los neutrófilos notoriamente, con la subsecuente baja del conteo leucocitario total. Una leucocitosis con neutrofilia y monocitosis es ocasionada por lesiones inflamatorias agudas y crónicas, causadas por micobacterias, infecciones piógenas y situaciones donde prevalece necrosis tisular. Las linfocitosis son originadas por infecciones virales crónicas y por la leucemia linfóide. La monocitosis es relacionada a infecciones micóticas y bacterianas crónicas. La eosinofilia y la basofilia están asociadas a parasitosis, estados alérgicos y daño tisular intenso (Benjamin, 1988; Campbell, 1988, 1989; Gallegos, 1992; Jensen, 1992).

La sangre de las aves tiene algunas características propias que la hacen diferente a la de los mamíferos y que

deben considerarse: sus eritrocitos maduros son nucleados, tiene trombocitos nucleados en lugar de plaquetas y tiene heterófilos en lugar de neutrófilos. Estas diferencias dan por resultado la necesidad de modificar algunas técnicas hematológicas usadas comunmente en mamíferos, como es el caso del CTGR, CTCB y la tinción del frotis sanguíneo (Olson, 1959; Lucas, 1961; Hodges, 1977; Zinkl, 1986; Campbell, 1989; Jain, 1993).

En cuanto a la morfología celular sanguínea de las aves, el clínico debe estar muy familiarizado con ello, ya que generalmente la identificación de todos los tipos celulares pueden confundirse fácilmente, ya sea por poca experiencia del investigador, por la similitud entre estas, por los procesos de tinción, etc., y no es sino mediante el análisis continuo de los frotis donde se puede llegar a diferenciarlas (Medway, 1980; Gallegos, 1993).

Al teñir los frotis, la coloración que toman las células es parecida a la de los mamíferos. El eritrocito maduro es una célula ovalada con un núcleo central, también de forma oval. El núcleo tiene una red uniforme de gránulos de cromatina y el citoplasma es de color naranja rosado, con textura uniforme. El aspecto del núcleo varia con la maduración de la célula, volviéndose más condensado y oscuro con la edad (Lucas, 1961; Hodges, 1977; Zinkl, 1986; Campbell, 1988, 1989).

Los heterófilos son los equivalentes aviarios de los neutrófilos de los mamíferos, por lo tanto, realizan funciones de fagocitosis y digestión de material extraño (bacterias y otras partículas). El núcleo puede ser en banda o segmentado. Su citoplasma presenta gránulos en forma de bastón pobremente teñidos de un color que va del rojo ladrillo al café y la cromatina nuclear está condensada. Es difícil diferenciarlos de los eosinófilos y a menudo ocurren confusiones (Lucas, 1961; Benjamin, 1988; Campbell, 1988, 1989).

Los eosinófilos son redondos y tienden a adquirir formas irregulares u ovaladas. El citoplasma es claro, azul pálido, a diferencia del de los heterófilos, que es incoloro. Sus gránulos son redondos y pequeños teñidos de un color anaranjado brillante al rojo oscuro. El núcleo suele teñirse más azul que el del heterófilo. Las funciones que desempeñan son la desactivación de la histamina, la degradación de la fibrina, la detoxificación de sustancias extrañas y proteínas corporales en descomposición y la fagocitosis de esas sustancias (Lucas, 1961; Benjamin, 1988; Campbell, 1989).

Los basófilos maduros son ligeramente más pequeños que los heterófilos, y tienen un citoplasma incoloro que contiene gránulos intensamente basófilos. Su núcleo es redondo, de localización central y a menudo oculto por los gránulos. No

se conoce función precisa pero se sabe que sus gránulos contienen heparina, histamina, un factor quimiotáctico para eosinófilos, y otro que activa plaquetas. Retiran la grasa del plasma e inician el proceso inflamatorio ya que pierden sus granulaciones en respuesta a factores activados del complemento, alérgenos y moléculas de IgE, lo que activa a las plaquetas, atraen eosinófilos, producen contracción del músculo liso, inician la formación de edema y pueden afectar la coagulación (Lucas, 1961; Zinkl, 1966; Benjamin, 1988; Campbell, 1989).

Los linfocitos se dividen en tres grupos, según el tamaño de la célula: pequeños (menores de 7.8μ), medianos (7.9 a 10.3μ) y grandes (más de 10.4μ). La mayor parte de los linfocitos maduros normales son pequeños o medianos, mientras que los grandes son células inmaduras y no son frecuentes en aves sanas. Su forma es muy variable, desde redondos hasta irregulares. Su citoplasma tiene forma homogénea o granular, se tinte pobremente basófilo y homogéneo. La cantidad de citoplasma varía desde un reborde estrecho hasta una banda de cierta anchura. Su núcleo está en el centro y es redondo con agregados de cromatina densa. La principal función de los linfocitos es inmunitaria. En relación con la respuesta al antígeno, los linfocitos que se encargan de la respuesta inmunitaria celular son los que dependen del timo (linfocitos T) y los dependientes de la

bolsa de Fabrizio (linfocitos B) son precursores de células formadoras de anticuerpos (Lucas, 1961; Hodges, 1977; Benjamin, 1988; Campbell, 1989).

Por último, los monocitos son más grandes que los linfocitos y los heterófilos. Su citoplasma se tiñe de azul grisáceo homogéneo; a menudo está vacuolado. Puede tener gránulos azurófilos. El núcleo se localiza en forma excéntrica y tiene varias formas: redondo, alargado, arrifonado o bilobulado. Las funciones, al igual que en los mamíferos, son diversas: emigran a los tejidos y se convierten en macrófagos donde su función primaria es la fagocitosis, interactúan con los linfocitos en las reacciones inmunes como células presentadoras de antígenos, secretan sustancias diversas en las que se incluyen enzimas proteolíticas, interferón, interleucina 1, componentes del complemento, prostaglandinas y portadoras de proteínas, entre otras, y actúan como depuradores fagocitando partículas y células aún en el torrente sanguíneo en caso de gravedad (Zinkl, 1986; Benjamin, 1988; Campbell, 1989; Jain, 1993).

OBJETIVO

Obtener los parámetros hemáticos de referencia del avestruz sudafricano (*Struthio camelus australis*).

MATERIAL Y METODOS

Para este trabajo se colectaron muestras sanguíneas de 41 avestruces sudafricanos (*Struthio camelus australis*) clínicamente sanos, de ambos sexos (8 machos y 33 hembras), de entre 5 y 6 años de edad, durante los meses de abril a julio de 1992.

Estas aves fueron importadas desde Sudáfrica tres meses antes de comenzar los muestreos donde fueron previamente desparasitadas con carbaril al 5% e ivermectinas (se ignora nombre comercial). Se trasladaron a la Granja Cuarentenaria "El Tesoro" ubicada en calle del Tesoro N° 30, Tepoztlán, Estado de Morelos, que cuenta con una superficie de 2500 m². Tepoztlán se encuentra en un valle sobre el eje neovolcánico a una altura máxima de 1840 msnm. El clima es semicálido, y la temperatura promedio anual fluctúa entre 18 a 20 °C (SPP-SINEGI, 1980).

La alimentación de las aves estuvo constituida básicamente por alfalfa fresca, concentrado comercial para conejo, concentrado comercial para gallina ponedora y maíz quebrado, el cual consumían *ad libitum*.

Durante el periodo de adaptación presentaron problemas diarreicos y fueron tratados con enrofloxacin al 10% (Baytril 10%, Bayer) y cloranfenicol levógiro (Quealacetina Soluble, Carlo Erba). Además se desparasitaron con albendazol (Zentel, SK&F).

Las muestras de sangre fueron colectadas de la vena braquial o alar, localizada en la superficie ventral de la articulación húmero-radio-cubital (Baumel, 1982; Hildebrand, 1982; Campbell, 1990). Para controlar temporalmente al ave se utilizó la contención física realizada de la siguiente manera: con rapidez se sujetan del cuello con una mano llevando la cabeza hacia abajo para que pierdan la estabilidad y no alcancen a pasteo, pues este es su modo de defensa. Posteriormente se toman del pico para abrirlo y se agarra la mandíbula con los dedos, manteniendo siempre la cabeza del animal hacia abajo. Otro individuo sujeta con fuerza el pigostilo con las manos y empuja al ave para evitar que jale al que lo contiene. Si el ave sigue inquieta colocarle en la cabeza una capucha de modo que le cubra los ojos (Fowler, 1978; Bruning, 1988; Jensen, 1991b). La mayoría de las veces esto no resulta y el animal seguirá tratando de golpear al que lo sujeta. Inmediatamente un tercer individuo toma la base de un ala y procede a localizar la vena braquial para su punción.

La colección de la sangre se realizó mediante el sistema de autollenado (Benjamin, 1988) utilizando agujas de calibre 21 (Venojet, Terumo) y tubos con capacidad de 7 ml con 10.5 mg de anticoagulante EDTA K₂ al 15% (Vacutainer, Becton-Dickinson). Una vez obtenida la muestra se mezcló suavemente con movimientos de inversión, se procedió a identificar cada

muestra con los datos del animal y se conservaron en refrigeración en cajas de poliestireno con refrigerantes (Coffin, 1981; Rojas, 1981; Tello, 1987; Benjamin, 1988; Campbell, 1989, 1990).

Al finalizar cada muestreo se trasladaron las muestras inmediatamente al Laboratorio de la Sección de Análisis Clínicos y Patología de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán (FESC) para realizar las determinaciones. El tiempo que se llevaron las muestras desde que se recolectaron hasta su proceso fue de 4 a 5 horas aproximadamente, debido a la gran distancia que había que recorrer, teniendo mucho cuidado con ellas en el manejo durante los traslados.

Se realizó biometría hemática completa que incluye las siguientes pruebas:

1. Hemoglobina (Hb): Se realizó la técnica de oxihemoglobina: Se colocó en un tubo de ensayo de 13 x 100 5 ml del reactivo de oxihemoglobina, agregándose con una pipeta de Sahli 0.02 ml (20 μ l) de sangre, mezclando por inversión y dejando reposar por 5 minutos. Posteriormente, en vista de que los eritrocitos de aves son nucleados, las soluciones de células lisadas se centrifugaron para extraer los núcleos antes de realizar la determinación. Se hizo la lectura por medio del espectrofotómetro calibrado a 545 nm de longitud de onda, ajustando antes con un blanco del mismo

diluyente. Se convirtió la lectura a g/dl por medio de la curva de calibración (Coffin, 1981; Rojas, 1981; Tello, 1987; Campbell, 1989).

2. Hematocrito (Ht): Se utilizó la técnica de microhematocrito: Se llenó con sangre las dos terceras partes de un tubo capilar de hematocrito y se selló el extremo sin sangre a fuego con mechero. Se centrifugó a 11,000 rpm durante 5 minutos (Coffin, 1981; Rojas, 1981; Amand, 1986; Benjamin, 1988; Campbell, 1988). El resultado se interpretó con un lector de disco, colocando el tubo capilar en el surco del lector, con la capa flogística hacia el indicador blanco y el paquete celular hacia el indicador rojo. Se giró el disco a manera que el ángulo de 90° del disco abarcó los extremos de la muestra total de sangre centrifugada. El resultado se leyó en la escala central inferior, expresándose en porcentaje (Tello, 1987).

3. Índices de Wintrobe o valores corpusculares promedio: Se calcularon usando las fórmulas ordinarias (Coffin, 1981; Rojas, 1981; Amand, 1986; Tello, 1987; Benjamin, 1988; Campbell, 1989):

a. Volumen globular medio (VGM). Se expresa en femtolitros (fl):

$$VGM = \frac{Ht \times 10}{CTGR}$$

b. Hemoglobina globular media (HGM). Se expresa en picogramos (pg):

$$HGM = \frac{Hb \times 10}{CTGR}$$

c. Concentración de hemoglobina globular media (CHGM). Se expresa en g/dl:

$$CHGM = \frac{Hb \times 100}{Ht}$$

4. Conteo total de glóbulos blancos (CTGB): Se utilizó la técnica del hemocitómetro mediante la solución de floxina. Dicha solución se preparó de la siguiente manera (Coffin, 1981): Se mezclaron 50 mg de polvo de floxina en 5 ml de formalina (formol al 40%) aforando a 100 ml con solución Ringer.

Para realizar el conteo se diluyó la sangre en proporción 1:200 con el reactivo de floxina utilizando la pipeta de Thoma de glóbulos rojos, se dejó reposar la mezcla en la pipeta por un periodo de 2 horas en refrigeración con el fin de tefir las células (Lucas, 1961). Pasadas las dos horas se agitó el contenido de la pipeta, se descartaron las primeras 5 gotas y se llenó la cámara cuentaglóbulos. Se

esperó un minuto para que sedimentaran las células y se colocó la cámara en el microscopio. Se contaron los granulocitos encontrados en la totalidad del área de la cámara que fueron observados con objetivo seco fuerte (40x). Se calculó el total de leucocitos por μl usando la siguiente fórmula:

$$\text{Leuc}/\mu\text{l} = \frac{\text{Núm. de leucocitos en la cámara} \times 200}{\text{Porcentaje de heterófilos} + \text{eosinófilos}} \times 100$$

El resultado se expresó en $10^3/\mu\text{l}$ (Lucas, 1961; Coffin, 1981; Campbell, 1988, 1990).

Debido al gran número de leucocitos por campo y a procesos de aglutinación de células, sólo pudo realizarse CTGB y no el CTGR como lo indica la técnica (Lucas, 1961; Coffin, 1981).

5. Conteo total de glóbulos rojos (CTGR). El conteo se obtuvo por método indirecto sobre el frotis sanguíneo. Se observó al microscopio en objetivo 100x con aceite de inmersión tomando un campo al azar. Se contaron la cantidad de eritrocitos y leucocitos que existían en ese campo. Esto se repitió 10 veces en campos diferentes del mismo frotis y se obtuvo un promedio de los dos tipos de células. Los promedios se consideraron como glóbulos rojos por campo (GR/campo) y glóbulos blancos por campo (GB/campo). Para obtener el número de eritrocitos por μl se utilizó la

siguiente fórmula:

$$\text{Eritrocitos}/\mu\text{l} = \frac{\text{GB}/\mu\text{l} \times \text{GR}/\text{campo}}{\text{GB}/\text{campo}}$$

Los resultados obtenidos se expresan en $10^9/\mu\text{l}$ (Zinkl, 1986).

6. Frotis sanguíneo y conteo diferencial leucocitario:

Los frotis se hicieron lo más pronto posible después de la extracción de la sangre. Se prepararon en portaobjetos limpios utilizando el método transversal, el cual consiste en extender la sangre sobre el portaobjetos a lo ancho del mismo para obtener una mejor distribución de las células, procurando que la capa sea delgada. Al secarse el frotis se fijó con metanol y se procesó por metodología de Wright especial para aves. La preparación de los reactivos fue la siguiente:

La tinción de Wright especial para aves contiene 3.3 g de colorante de Wright en polvo mezclado con 500 ml de alcohol metílico absoluto. Se muele el polvo del colorante con el alcohol en un mortero. Se vierte en un frasco que cuenta con tapón hermético y se deja en reposo durante 24 horas. Posteriormente se filtra y se guarda en un frasco bien tapado por espacio de una semana con el objeto de que "madure" (Lucas, 1961; Coffin, 1981; Benjamin, 1988).

La formalina buffer se prepara mezclando 0.25 ml de formalina concentrada con 500 ml de agua destilada.

Posteriormente se ajusta su pH a 6.8 agregando solución de carbonato de sodio (0.25%) o de ácido clorhídrico (0.25%) que sea necesaria (Benjamin, 1988).

La solución buffer de fosfatos se prepara con 1 litro de agua destilada a la cual se le agregan 6.63 g de fosfato de potasio y 3.20 g de fosfato de sodio dibásico (Benjamin, 1988).

La técnica de tinción fue la siguiente: Se cubrió el frotis con la tinción especial y se dejó reposar 8 minutos, luego se agregó formalina gota a gota hasta que tomó un color verde metálico la superficie y se dejó reposar 5 minutos. Después se lavó con solución buffer ajustada a un pH de 6.8. Se diferenciaron las laminillas, es decir, se sumergieron y se sacaron inmediatamente, en una solución de alcohol metílico y éter etílico a una proporción 1:1 y se dejaron secar. La diferenciación fue para quitar el exceso de colorante y se hace las veces necesarias hasta que queden en un tono en que se aprecien las células al microscopio (Benjamin, 1988).

El frotis se observó al microscopio con objetivo 100x con aceite de inmersión para identificar las células con precisión. Los leucocitos se contaron a medida que se identificaron. Cuando se llegó a 100 células los resultados de cada tipo de leucocito se expresaron en porcentaje (Coffin, 1981; Rojas, 1981; Tello, 1987; Benjamin, 1988; Campbell, 1988, 1989, 1990).

Los resultados obtenidos fueron analizados mediante métodos de estadística descriptiva: Promedio (\bar{x}) y Desviación Estándar (DS). Se calcularon de la manera descrita por Milton y Tsokos, 1987, para establecer los intervalos de cada parámetro tomando en cuenta el $\bar{x} \pm 1$ DS.

RESULTADOS

Los resultados obtenidos son representados en la Tabla 1 con el promedio \pm 1 desviación estándar, mostrándose los datos para la parvada en general, de los machos y de las hembras, indicándose debajo de cada dato el número de aves muestreadas.

En la Tabla 2 se confrontan los resultados por parvada en esta investigación con los obtenidos por Levi y colaboradores en Israel, 1989, observándose diferencias en la mayoría de los parámetros.

La comparación en base al sexo de las dos investigaciones se representan en las Tablas 3 y 4.

La población muestreada fue más baja en los parámetros de Ht y CTGR debido a que existió una hemólisis severa en las muestras, a pesar de tener un buen manejo con ellas.

Los frotis sanguíneos, con la técnica empleada, tuvieron una reacción tintorial característica en la cual se distinguían los eosinófilos cuyos gránulos redondos u ovoides se teñían de color naranja intenso, de los heterófilos, donde sus gránulos en forma de bastón se teñían de un color rojo ladrillo a café con un aspecto desteñido siendo de gran utilidad en el conteo diferencial leucocitario.

TABLA 1

VALORES HEMATICOS DEL AVESTRUZ SUDAFRICANO*
(*Struthio camelus australis*)

PARAMETRO	PARVADA	MACHOS	HEMBRAS
Ht (%)	41.0 ± 11.5 &(25)	38.0 ± 15.4 (6)	42.0 ± 10.4 (19)
Hb (g/dl)	10.1 ± 1.1 (35)	9.6 ± 1.0 (7)	10.3 ± 1.1 (28)
GR (10 ⁶ /μl)	1.2 ± 0.3 (34)	1.1 ± 0.2 (8)	1.2 ± 0.3 (26)
VGM (fl)	375.0 ± 143.9 (24)	348.3 ± 175.6 (6)	384.0 ± 136.6 (18)
HGM (pg)	88.7 ± 23.5 (33)	86.3 ± 18.4 (7)	89.4 ± 25.0 (26)
HCGM (g/dl)	26.2 ± 8.4 (24)	28.6 ± 11.2 (6)	25.4 ± 7.5 (18)
Leucocitos (10 ³ /μl)	18.3 ± 4.1 (35)	18.6 ± 4.7 (8)	18.2 ± 3.9 (27)
Linfocitos (%)	22.2 ± 6.5 (39)	22.7 ± 8.7 (8)	22.0 ± 6.3 (31)
Heterófilos (%)	61.6 ± 10.3 (39)	62.8 ± 14.2 (8)	61.2 ± 18.7 (31)
Monocitos (%)	12.2 ± 5.0 (39)	11.7 ± 6.2 (8)	12.3 ± 4.9 (31)
Eosinófilos (%)	3.6 ± 2.1 (39)	2.2 ± 1.1 (8)	4.0 ± 2.2 (31)
Basófilos (%)	0.3 ± 0.5 (39)	0.3 ± 0.7 (8)	0.2 ± 0.5 (31)

* Los valores representan $\bar{x} \pm 1$ DS.
& Número de avestruces examinadas.

TABLA 2

VALORES HEMATICOS DEL AVESTRUZ SUDAFRICANO*
(*Struthio camelus australis*)

PARAMETROS	DATOS OBTENIDOS	REFERENCIA BIBLIOGRAFICA &
Ht (%)	41.0 ± 11.5	32.0 ± 3.0
Hb (g/dl)	10.1 ± 1.1	12.2 ± 2.0
GR (10 ⁶ /μl)	1.2 ± 0.3	1.7 ± 0.4
VGM (fl)	375.0 ± 143.9	174.0 ± 42.0
HGM (pg)	88.7 ± 23.5	61.0 ± 16.0
HCGM (g/dl)	26.2 ± 8.4	33.0 ± 5.0
Leuc. (10 ³ /μl)	18.3 ± 4.1	5.5 ± 1.9
Linfocitos (%)	22.2 ± 6.5	34.1 ± 7.0
Heterófilos (%)	61.6 ± 10.3	62.6 ± 7.6
Monocitos (%)	12.2 ± 5.0	2.8 ± 1.3
Eosinófilos (%)	3.6 ± 2.1	0.3 ± 0.5
Basófilos (%)	0.3 ± 0.5	0.2 ± 0.5

* Los valores representan $\bar{x} \pm 1$ DS.
& Levi y cols., 1989.

TABLA 3

VALORES HEMATICOS DE AVESTRUCES MACHOS
(*Struthio camelus*)

PARAMETROS	DATOS OBTENIDOS	REFERENCIA BIBLIOGRAFICA &
Ht (%)	38.0 ± 15.4	33.0 ± 5.0
Hb (g/dl)	9.6 ± 1.0	12.5 ± 2.7
GR (10 ⁹ /μl)	1.1 ± 0.2	1.8 ± 0.3
VGM (fl)	348.3 ± 175.6	170.0 ± 37.0
HGM (pg)	86.3 ± 16.4	33.0 ± 9.0
HCCM (g/dl)	28.6 ± 11.2	61.0 ± 16.0
Leuc. (10 ³ /μl)	18.6 ± 4.7	5.5 ± 1.5
Linfocitos (%)	22.7 ± 8.7	* NR
Heterófilos (%)	62.8 ± 14.2	NR
Monocitos (%)	11.7 ± 6.2	NR
Eosinófilos (%)	2.2 ± 1.1	NR
Basófilos (%)	0.3 ± 0.7	NR

* No realizado.
& Levi y cols., 1989.

TABLA 4

VALORES HEMATICOS DE AVESTRUCCES HEMBRAS
(*Struthio camelus*)

PARAMETROS	DATOS OBTENIDOS	REFERENCIA BIBLIOGRAFICA &
Ht (%)	42.0 ± 10.4	33.0 ± 5.0
Hb (g/dl)	10.3 ± 1.1	11.8 ± 2.8
GR (10 ⁶ /μl)	1.2 ± 0.3	1.7 ± 0.4
VGM (fl)	384.0 ± 136.6	177.0 ± 46.0
HGM (pg)	89.4 ± 25.0	33.0 ± 4.0
HCCM (g/dl)	25.4 ± 7.5	62.0 ± 17.0
Leuc. (10 ³ /μl)	18.2 ± 3.9	5.6 ± 2.1
Linfocitos (%)	22.0 ± 6.3	* NR
Heterófilos (%)	61.2 ± 18.7	NR
Monocitos (%)	12.3 ± 4.9	NR
Eosinófilos (%)	4.0 ± 2.2	NR
Basófilos (%)	0.2 ± 0.5	NR

* No realizado.

& Levi y cols., 1989.

DISCUSION

Para la elección del anticoagulante a usar, Jensen, 1992, recomienda EDTA, citrato de sodio o heparina, donde aclara que los tres son efectivos, aunque la heparina a menudo destruye las membranas celulares. Diversos autores no recomiendan hacer los frotis con sangre heparinizada porque produce el apilamiento de los leucocitos, lo que interfiere con la capacidad de la tinción, y además, agregan que el ideal es el EDTA (Benjamin, 1988; Campbell y Coles, 1989). Jain, 1993, recomienda como anticoagulante de elección para aves y reptiles a la heparina, contradiciéndose posteriormente al mencionar que la heparina produce un efecto destructivo sobre los eritrocitos, ya que daña sus membranas celulares y vuelve permeable su cromatina, coincidiendo con Jensen. De acuerdo a lo anterior se eligió el EDTA para la colección de muestras.

Previo a la investigación se corrieron las diferentes metodologías anteriormente mencionadas utilizando muestras sanguíneas de pato, guajolote y gallo domésticos para probar los reactivos teniendo excelentes resultados. Sin embargo, al comenzar el muestreo con avestruces, en no más de 30 minutos de haber extraído la muestra sanguínea esta se tornó muy oscura. En el laboratorio se apreció una excesiva hemólisis en las muestras y la reacción tintorial del frotis sanguíneo no fue la esperada ya que no se lograron tefir tan bien los

heterófilos como los eosinófilos, viéndonos obligados a aumentar el tiempo de formalina para que fijara el colorante hasta obtener buenos resultados dándonos una mejor apreciación de las células a los 5 minutos, pero sin llegar jamás a la excelencia mostrada con los frotis de las otras especies de aves.

Meses después de concluida la investigación, Flanagan, 1993, por comunicación personal, recomendó la heparina para muestras sanguíneas de ratites así como lo realiza en reptiles, ya que esta no provoca hemólisis como el EDTA, contradiciendo la opinión de Jensen, aunque no explica la razón por la cual el EDTA produce lisis de los glóbulos rojos. Además, en un estudio realizado en tortugas también se recomienda el uso de heparina para la hematología de reptiles y se afirma que el EDTA produce una marcada hemólisis en los glóbulos rojos (Jacobson, 1987, 1993) sin explicar la causa de este fenómeno.

Con el fin de comprobar dichas afirmaciones se tomaron muestras sanguíneas a cuatro avestruces propiedad del parque zoológico Zoolari S.A., ubicado en Teacalco, Estado de Morelos. A cada avestruz se le tomaron dos muestras, una con EDTA y otra con heparina utilizando el sistema de tubos de autollenado. Se trasladaron las muestras al Laboratorio de Análisis Clínicos de la FESC conservadas en refrigeración en una caja de poliestireno durante su transporte. Al analizar

las muestras se observó hemólisis de las sangres donde se utilizó EDTA, mientras que las muestras con heparina no la presentaban; pero la tinción en el frotis sanguíneo fue más pobre con la heparina que la obtenida con las muestras con EDTA, como se señala en la literatura (Benjamin, 1988; Campbell y Coles, 1989). Cabe señalar que los valores obtenidos de estas aves no se incluyen en los resultados de esta tesis ya que la población muestreada fue muy pequeña y además estos animales se encuentran en condiciones diferentes de ambiente y alimentación con respecto a los primeros.

La hemólisis probablemente fue ocasionada por la interferencia del anticoagulante empleado como se menciona en la literatura, y aunque se establece que los eritrocitos elípticos nucleados de las aves presentan menor fragilidad osmótica que los glóbulos rojos discoidales anucleados de los mamíferos (Viscor y Palomeque, 1982), pudiera existir una mayor fragilidad en las avestruces como la observada en reptiles (Jacobson, 1987; Flanagan, 1992), ya que en mamíferos están comprobados los diferentes grados de fragilidad osmótica siendo la sangre de los camellos la más sensible y se piensa sea debido a la forma elíptica de sus células rojas (Jain, 1993). Para comprobarlo tendrían que realizarse estudios de fragilidad eritrocítica en avestruces y otras especies de aves a diferentes gradientes de concentración utilizando EDTA y heparina.

Debido a la hemólisis observada se descartaron muestras de la población total en algunas pruebas disminuyendo el número de datos y se afectaron los parámetros de CTGR y VGM, pues al destruirse los eritrocitos bajó el número total de los mismos, lo que a su vez provoca un incremento del VGM al reducirse el denominador en el cálculo de este (Jain, 1993).

Cuando un individuo es trasladado a una región geográfica con mayor altitud de la que proviene desarrolla policitemia secundaria en respuesta a la hipoxia (Benjamin, 1988; Campbell, 1989; Jain, 1993). La población de avestruces empleada estuvo sometida a una situación similar, ya que en Sudáfrica se encontraban a una altura de 1200 msnm, y fueron expuestas a un incremento al cambiar de residencia. Esto probablemente se refleja en el mayor Ht observado en la parvada que aunado a una menor concentración de Hb sugiere que existió una gran proporción de reticulocitos, pues estos se caracterizan por ser macrocíticos e hipocrómicos (Jain, 1993), lo que pudo contribuir junto con la hemólisis en el mayor VGM observado en el presente estudio.

En la tinción utilizada para el conteo leucocitario se recomienda un tiempo de reposo de la mezcla en la pipeta de Thoma hasta 24 horas en refrigeración (Olson, 1937); se observó por este método crenación de las células, por lo tanto se utilizó el tiempo de dos horas de reposo en refrigeración (Lucas, 1961) y obtuvimos una buena tinción.

En la comparación de nuestros resultados con los de la investigación de Levi, 1989, en lo referente al conteo total leucocitario y diferencial, existe un aumento pudiendo ser por causas fisiológicas y/o estrés que producen cambios en el CTGB como respuesta bajo el efecto de la liberación de epinefrina y/o corticosteroides. Las posibles determinantes de esto serían el comportamiento estacional, ya que las aves se encontraban en la época de postura que además da como consecuencia una competencia entre los machos por las hembras; otra razón sería el método de contención que se utilizó para la toma de muestras, y también pudieron haber influido las diferentes condiciones del medio (Benjamin, 1988; Campbell, 1989; Sapolsky, 1990; Friend, 1991; Jain, 1993). Aunque como se observa en los resultados, los valores altos de los eosinófilos no coinciden con lo reportado en relación al estrés, y pudiera ser que interviniera una parasitosis que elevara sus valores, pero no se elaboraron estudios coproparasitológicos para comprobarlo. En el conteo diferencial no hay duda de haber realizado correctamente las diferenciaciones, ya que, como se mencionó anteriormente, la tinción empleada permitió facilitarnos la identificación entre heterófilos y eosinófilos, lo que probablemente se ve reflejada en un mayor conteo de eosinófilos en comparación del estudio de Levi donde el anticoagulante empleado es la heparina.

Para comprobar lo anterior se tendría que muestrear periódicamente durante todo un año a las mismas aves para comparar si hay cambios o no en sus parámetros hemáticos, prueba que fue imposible realizar ya que su temporada de cuarentena terminó y fueron trasladadas a una granja particular al Norte de la República.

CONCLUSIONES

Se considera que este trabajo de tesis es importante ya que existen pocas investigaciones realizadas en nuestro país con relación a esta especie, y servirá de apoyo a futuras investigaciones para corroborar los datos obtenidos, ya que estos no pueden ser concluyentes a causa de los problemas comentados anteriormente. Debido a esto se concluye que para elaborar una biometría hemática adecuada en esta especie deben considerarse los siguientes lineamientos:

1. Tomar la muestra con heparina para evitar la hemólisis severa que se presenta con el EDTA.

2. Realizar el frotis sanguíneo directamente con sangre recién extraída sin anticoagulante para evitar interferencia en la tinción de los leucocitos debido a su empleo.

3. Para la tinción de Wright especial para aves evaluar los tiempos de cada lote preparado.

4. En la técnica del hemocitómetro mediante la solución de floxina, utilizada para el conteo total de glóbulos blancos, se recomienda el periodo de dos horas en refrigeración ya que da una buena tinción de los granulocitos (Lucas, 1981).

Estas recomendaciones serán de mucha utilidad a los médicos veterinarios que manejen dichas aves, para poder evaluar su condición sanitaria, para dictar un diagnóstico e implementar los medios terapéuticos en forma efectiva.

LITERATURA CITADA

1. Amand, W.: "Avian clinical hematology and blood chemistry". In: Zoo & wild animal medicine. Chapter 21. 2nd edition. Edited by Fowler, M.: W.B. Saunders, Co., Philadelphia, 1986.
2. Anónimo: ¿Deesea estar muy por encima de sus competidores? (Publicidad). Alamo State Quatrch, Inc., Texas, 1992.
3. Baumel, J.: "Corazón y vasos sanguíneos de las aves". En: Anatomía de los animales domésticos. Vol. 2. Capítulo 67 5ª edición. Editado por Sisson, S. y Grossman, J.: Ed. Salvat, Barcelona, España, 1982.
4. Benjamin, M.: Manual de patología clínica veterinaria. LIMUSA-Noriega, México, 1988.
5. Bertram, B.: "El avestruz y especies emparentadas: las ratites". En: Enciclopedia del mundo animal. Vol. 7. Editado por Perrins, C. y Middleton, A.: Eurocliber S.A., Madrid, España, 1991.
6. Bologna, G.: Guía de aves. Grihalba, Barcelona, España, 1981.
7. Bruning, D. and Dolensek, E.: "Ratites (Struthioniformes, Casuariiformes, Rheiformes, Tinamiformes and Apterygiformes)". In: Zoo & wild animal medicine. Chapter 22. 2nd edition. Edited by Fowler, M.: W.B. Saunders, Co., Philadelphia, 1986.
8. Campbell, T.: Avian hematology and cytology. University Press, Iowa, 1988.
9. Campbell, T.: "El laboratorio clínico en el parque zoológico con énfasis en la patología clínica aviar". En: Taller para veterinarios de zoológico latinoamericano. American Association of Zoo Veterinarian, South Padre Island, Texas, 1990.
10. Campbell, T. y Coles, E.: "Patología clínica de aves". En: Diagnóstico y patología en veterinaria. Capítulo 16. 4ª edición. Editado por Coles, E.: Interamericana-McGraw-Hill, México, 1989.
11. Coffin, D.: Laboratorio clínico en medicina veterinaria. 3ª edición. La Prensa Médica Mexicana, México, 1981.

12. Flanagan, J.: "Selected topics in reptile medicine and surgery". En: Memorias del 3^{er} seminario de fauna silvestre "MVZ Juan A. Téllez Girón E.". EMVZ-UNAM, México, 1992.
13. Fowler, M.: "Comparative clinical anatomy of ratites". J Zoo Wildl Med, 22 (2): 204-227, (1991a).
14. Fowler, M.: "Medicina en ratites (avestruz, Mandü y emü)". En: Memorias del 2^o seminario de fauna silvestre "MVZ Juan A. Téllez Girón E.". EMVZ-UNAM, México, 1991b.
15. Fowler, M.: Restraint and handling of wild and domestic animals. Iowa State Press, Ames, Iowa, 1978.
16. Friend, T.: "Symposium: Response of animals to stress". J Dairy Sci, 74: 292-303, (1991).
17. Gallegos, J.: Determinación de valores hemáticos y química sanguínea en aves rapaces mantenidas en cautiverio en el Zoológico Regional Miguel Álvarez del Toro (ZooMAT), en Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. Tesis de Licenciatura de MVZ, EMVZ-UNAM, México, 1992.
18. Gallegos, J.: "Hematología de las aves rapaces del ZooMAT". En: Memorias del XI simposio nacional y I simposio internacional de fauna silvestre "Gral. M.V. Manuel Cabrera Valtierra". UNAM-Yumká-EMVZ, México, 1993.
19. Hadorn, E. y Wehner, R.: Zoología general. Ed. Omega, Barcelona, España, 1977.
20. Hildebrand, M.: Anatomía y embriología de los vertebrados. LIMUSA, México, 1982.
21. Hodges, R.: "Normal avian (poultry) haematology". In: Comparative clinical haematology. Chapter 12. Edited by Archer, R. and Jeffcott, L.: Blackwell Scientific Publications. London, 1977.
22. Jacobson, E.: "Blood collection techniques in reptiles: Laboratory investigations". In: Zoo & wild animal medicine. Current therapy 3. Chapter 20. Edited by Fowler, M.: W.B. Saunders Co.. Philadelphia, 1993.
23. Jacobson, E.: "Reptiles". In: Veterinary clinics of North America: Small animal practice. Edited by Harkness, J.: W.B. Saunders Co., Philadelphia, 1987.

24. Jain, N.: Essentials of veterinary hematology. Lea & Febiger, Philadelphia, 1993.
25. Jensen, J.; Johnson, J. and Weiner, S.: Husbandry and medical management of ostriches, emus and rheas. Wildlife and Exotic Animal TeleConsultants, Texas, 1992.
26. Jensen, J.: "Ratite farming in the United States". En: Memorias: Fisiología y manejo de fauna silvestre. AZCARM African Safari-UNAM, México, 1991a.
27. Jensen, J.: "Ratite restraint, examination and treatment". En: Memorias: Fisiología y manejo de fauna silvestre. AZCARM-African Safari-UNAM, México, 1991b.
28. Levi, A.; Perelman, B.; Waner, T.; Van Grevenbroek, M.; Van Creveld, C. and Yagil, R.: "Haematological parameters of the ostrich (*Struthio camelus*)". Avian Pathology, 18: 321-327, (1989)
29. López de la Parra, M.: "El avestruz, un recurso económico para los sudafricanos". Excelsior Magazine Dominical, (Suplemento), México, Enero, 1994.
30. Lucas, A. y Jamroz, C.: Atlas of avian hematology. United States Department of Agriculture, Washington, 1961.
31. Medway, W.; Prier, J. y Wilkinson, J.: Patología clínica veterinaria. ITEHA, México, 1980.
32. Milton, J. y Tsokos, J.: Estadística para biología y ciencias de la salud. Interamericana-McGraw-Hill, Madrid, España, 1987.
33. Olson, C.: "Avian hematology". In: Diseases of poultry. Chapter 4. 4th edition. Edited by Biester, H. and Schwarte, L.: Iowa State Press, Ames, Iowa, 1959.
34. Olson, C.: "Variations in the cells and hemoglobin content in the blood of the normal domestic chicken". Cornell Vet., 27: 235-263, (1937).
35. Orgalleg, O.: "La carne de avestruz: Un sustituto ideal para las carnes rojas...?". Mundo 21, 4 (7): 59-66, (1993).
36. Palazuelos, L.: "Cria y explotación del avestruz como una posibilidad en México". En: Memorias: X Simposio sobre fauna silvestre "Gral. M.V. Manuel Cabrera Valtierra". UNAM-AZCARM-DIF Guerrero, México, 1992.

37. Rodriguez de la Fuente, F.: Enciclopedia Salvat de la Fauna. Vol. 1. Ed. Salvat Mexicana. México, 1981.
38. Rojas, O.: Manual de normas y procedimientos técnicos-administrativos para los laboratorios clínicos de los centros de salud en el D.F.. S.S.A., México, 1981.
39. Salvat, J., et al: Enciclopedia Salvat Diccionario. Vol. 2. Ed. Salvat, Barcelona, España, 1978.
40. Sanft, K.; Sauer, F.; Sauer, E.; Grzimek, B.; Thenius, E. and Falla, R.: "The ratites". In: Grzimek's animal life encyclopedia. Vol. 7. Chapter 3. Edited by Grzimek, B.: Van Nostrand Reinhold Co., New York, 1972.
41. Sapolsky, R.: "Stress in the wild". Scientific American, 1: 106-113, (1990).
42. Silvernale, M.: Zoología. CECSA, México, 1984.
43. SPP-SENEGI: Síntesis geográfica de Morelos. SENEGI, México, 1980.
44. Stewart, J.: "Husbandry and medical management of ostriches". En: Memorias: Fisiopatología y manejo de fauna silvestre. UNAM-CEPANAF-AZCARM, México, 1990.
45. Storer, T.: General zoology. McGraw-Hill Book Company, New York, 1979.
46. Tello, G.: Manual de laboratorio clínico veterinario. Tesis de Licenciatura de MVZ, FEESG-UNAM, México, 1987.
47. Villee, C.: Zoología. Interamericana, México, 1987.
48. Viscor, G. and Palomeque, J.: "Method for determining the osmotic fragility curves of erythrocytes in birds". Lab. Anim., 16 (1): 48, (1982).
49. Welty, J.: The life of the birds. W.B. Saunders Co., Philadelphia, 1975.
50. Zinkl, J.: "Avian hematology". In: Schalm's veterinary hematology. Chapter 11. 4th edition. Edited by Jain, N.: Lea & Febiger. Philadelphia, 1986.