



UNIVERSIDAD CIENTÍFICA DEL SUR

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**“ESTUDIO COMPARATIVO DE LOS VALORES DE
HEMOGRAMA ENTRE EL CAIMÁN NEGRO (*Melanosuchus niger*)
Y CAIMÁN BLANCO (*Caiman crocodilus*) DEL PARQUE
ZOOLOGÍCO HUACHIPA”**

Tesis para Optar el Título Profesional de:

MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

MARCELA INÉS SANTA MARÍA GARCÍA

BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

LIMA – PERÚ

2014

DEDICATORIA

Para los interesados en conocer un poco más sobre estas especies y que sea de gran ayuda para brindarles una mejor calidad de vida en cautiverio.

AGRADECIMIENTO

A mi familia, por ser el apoyo incondicional y que gracias a ellos me formé en la persona que ahora soy.

A Vicente, que participó en gran parte de este trabajo y colaboró en todos los aspectos a que esto fuera posible.

Al Doctor Gianmarco Rojas; por la disponibilidad de los ejemplares y la realización de este estudio.

A todos los que entregaron su apoyo indirecto y son parte del empuje que día a día me motiva a seguir.

LISTA DE FIGURAS v

LISTA DE GRÁFICOS vi

LISTA DE CUADROSvii

LISTA DE ANEXOSviii

RESUMEN xi

ABSTRACTxii

I. INTRODUCCIÓN 1

II. MARCO TEÓRICO 5

 1. BIOLOGÍA Y SITUACIÓN ACTUAL DE LAS ESPECIES 5

 1.1 CAIMÁN BLANCO (*Caiman crocodilus*) 5

 a. DISTRIBUCIÓN 6

 b. HÁBITAT 6

 c. ESTATUS 6

 d. ANATOMÍA 7

 e. DIETA 7

 f. DESARROLLO Y COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO 8

 g. CONSERVACIÓN 9

1.2 CAIMÁN NEGRO (<i>Melanosuchus niger</i>)	9
a. DISTRIBUCIÓN	10
b. HÁBITAT	10
c. ESTATUS	10
d. ANATOMÍA	10
e. DIETA	11
f. DESARROLLO Y COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO	11
g. CONSERVACIÓN	11
1. HEMATOLOGÍA EN REPTILES	12
2.1 TIPOS CELULARES	12
2.2 SITIOS DE TOMA DE MUESTRA EN COCODRILIANOS	13
2.3 VOLUMEN DE EXTRACCIÓN SANGUÍNEA EN REPTILES	14
2.4 EXTRACCIÓN SANGUÍNEA Y ANTICOAGULANTES MÁS UTILIZADOS	15
2.5 VARIEDAD CELULAR DEL HEMOGRAMA EN REPTILES	16
2.5.1 SERIE ROJA	16
a. ERITROCITOS	16
b. HEMATOCRITO	19

e. HEMOGLOBINA	19
2.5.2 SERIE BLANCA	20
a. LEUCOCITOS	20
b. HETERÓFILOS	23
c. EOSINÓFILOS	25
d. BASÓFILOS	26
e. AZURÓFILOS.....	27
f. MONOCITOS	29
g. LINFOCITOS	30
h. TROMBOCITOS / PLAQUETAS	32
2.6 CONSIDERACIONES EN LA INTERPRETACIÓN DEL HEMOGRAMA EN REPTILES	35
III. MATERIALES Y MÉTODOS	36
1. LUGAR	36
2. ANIMALES	36
3. MATERIALES Y EQUIPOS	37
3.1 PARA TOMA DE MUESTRAS	37
3.2 LABORATORIO	38

3.3 REGISTRO FOTOGRÁFICO	39
4. METODOLOGÍA	40
4.1 CONTENCIÓN FÍSICA Y TOMA DE MUESTRAS	40
4.2 PROCEDIMIENTOS ESTANDARIZADOS PARA ANÁLISIS HEMATOLÓGICOS EN CAIMANES (LABORATORIOS ODALAB).....	41
4.2.1 HEMOGLOBINA	41
4.2.2 HEMATOCRITO	42
4.2.3 HEMATÍES / ERITROCITOS	42
4.2.4 LEUCOCITOS	43
4.2.5 PLAQUETAS	45
4.3 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	45
IV. RESULTADOS	46
V. DISCUSIÓN	56
VI. CONCLUSIONES	62
VII. RECOMENDACIONES	64
VIII. ANEXOS	66
IX. BIBLIOGRAFÍA	86

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. A la izquierda el Caiman Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y a la derecha el Caiman Negro (<i>Melanosuchus niger</i>)	37
Figura 2. Tubos con Heparina/Litio (Anticoagulante)	39
Figura 3. Contención y toma de muestra en Caiman Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>)	40
Figura 4. Contención y toma de muestra en Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>)	40

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Comparación del número de Leucocitos entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>)	53
Gráfico 2. Comparación del número de Heterófilos entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	53
Gráfico 3. Comparación del número de Eosinófilos entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	54
Gráfico 4. Comparación del número de Monocitos entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	54
Gráfico 5. Comparación del número de Linfocitos entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	54
Gráfico 6. Comparación del número de Plaquetas entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	55

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Valores Hematológicos obtenidos en *Caiman crocodilus*

(Del estudio) 47

Cuadro 2. Valores Hematológicos obtenidos en *Melanosuchus niger*

(Del estudio) 49

Cuadro 3. Comparación de los Valores hematológicos entre especies

(Del estudio) 51

LISTA DE ANEXOS

ANEXO 1. Resultados de los Valores Hematológicos Relativos del	
<i>Melanosuchus niger</i> por Laboratorio “ODALAB”	66
ANEXO 2. Resultados de los Valores Hematológicos Relativos del	
<i>Caiman crocodilus</i> por Laboratorio “ODALAB”	66
ANEXO 3. Valores Hematológicos Absolutos del Caiman Negro (N) y	
Caiman Blanco (B).....	67
ANEXO 4. Estadística Descriptiva del Caiman Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	67
ANEXO 5. Estadística Descriptiva del Caiman Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>).....	68
ANEXO 6. Test de Muestras Independientes.....	69
ANEXO 7. Recopilación de Valores Hematológicos en Diferentes	
Especies de Caimanes.....	71
ANEXO 8. Recopilación de Valores Hematológicos en Diferentes	
Especies de Cocodrilos.....	72
ANEXO 9. Valores Hematológicos para Cocodrilianos.....	73
ANEXO 10. Valores Hematológicos para Cocodrilianos.....	73

ANEXO 11. Valores Hematológicos Normales determinados

en vida libre para el Cocodrilo del Nilo
en Okavango Delta en Botswana..... 74

ANEXO 12. Comparación de Valores Hematológicos entre diferentes

tamaños de Cocodrilos capturados en
Okavango Delta, Botswana..... 74

ANEXO 13. Comparación de Valores Hematológicos entre

Varias Especies de Cocodrilianos..... 75

ANEXO 14. Fórmulas Diferenciales de Leucocitos en

Varios Reptiles de Sur América..... 75

ANEXO 15. Valores del Eritrograma obtenidos según especie..... 76

ANEXO 16. Valores Hematológicos para *Crocodylus porosus*

de un año de edad..... 76

ANEXO 17. Comparación de Valores Hematológicos entre Cocodrilianos..... 77

ANEXO 18. Comparación de Valores Hematológicos para

Crocodylus porosus de tres grupos de edades diferentes..... 77

ANEXO 19. Valores Hematológicos para *Crocodylus palustris*

juveniles cautiverio..... 78

ANEXO 20. Valores Hematológicos para *Crocodylus palustris*

subadultos en cautiverio..... 78

ANEXO 21. Valores Hematológicos para Especies de Cocodrilianos..... 79

ANEXO 22. Valores Hematológicos para *Caiman latirostris*..... 79

ANEXO 23. Valores Hematológicos para *Caiman sclerops*..... 80

ANEXO 24. Valores Hematológicos para *Paleosuchus palpebrosu*..... 80

ANEXO 25. Valores Hematológicos para *Crocodylus acutus*..... 81

ANEXO 26. Valores Hematológicos para *Crocodylus niloticus*..... 81

ANEXO 27. Valores Hematológicos para *Crocodylus rhombifer*..... 82

ANEXO 28. Factores conocidos que estimulan la liberación

de corticosterona en reptiles..... 82

ANEXO 29. Comparación del número de Eritrocitos entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*)..... 83

ANEXO 30. Comparación de los valores de Hemoglobina entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	83
ANEXO 31. Comparación de los valores de Hematocrito entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	84
ANEXO 32. Comparación del número de Azurófilos entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	84
ANEXO 33. Comparación del número de Basófilos entre el Caimán Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>) y Caimán Negro (<i>Melanosuchus niger</i>).....	85

Se estudiaron los parámetros hematológicos de muestras de sangre obtenidas de ejemplares de *Caiman crocodilus* (n: 11) y *Melanosuchus niger* (n: 11) del Parque Zoológico Huachipa del distrito de Ate Vitarte (Lima, Perú), empleando las técnicas requeridas en estas especies. Los resultados fueron resumidos mediante estadística descriptiva utilizando la media como medida de tendencia central y la desviación estándar y valores extremos como medidas de dispersión. El recuento de leucocitos en muestras de *Melanosuchus niger* (12.9 ± 5.8) $\times 10^3/\text{mm}^3$, número de heterófilos (1.9 ± 1.57) $\times 10^3/\text{mm}^3$, número de eosinófilos (0.45 ± 0.24) $\times 10^3/\text{mm}^3$, número de monocitos (0.93 ± 0.56) $\times 10^3/\text{mm}^3$ y el número de linfocitos (9.4 ± 4.3) $\times 10^3/\text{mm}^3$; son mayores ($p < 0.0 - 0.26$) que en las muestras de *Caiman crocodilus* recuento de leucocitos (6.4 ± 2.3), número de heterófilos (0.8 ± 0.4), número de eosinófilos (0.22 ± 0.22), número de monocitos (0.21 ± 0.11) y número de linfocitos (4.9 ± 1.9). El recuento plaquetario, en cambio, resultó mayor ($p < 0.036$) en *Caiman crocodilus* (7.9 ± 1.7) $\times 10^3/\text{mm}^3$ que en *Melanosuchus niger* (5.8 ± 2.72) $\times 10^3/\text{mm}^3$. En cambio, el recuento de eritrocitos en *Caiman crocodilus* (0.71 ± 0.11) $\times 10^6/\text{mm}^3$, la hemoglobina (7.8 ± 1.5 g/dL), hematocrito (26.3 ± 3.7 %), el número de azurófilos (0.018 ± 0.059) $\times 10^3/\text{mm}^3$ y número de basófilos (0.11 ± 0.11) $\times 10^3/\text{mm}^3$, no mostraron diferencias estadísticas significativas ($p < 0.061 - 0.866$) con el recuento de eritrocitos en *Melanosuchus niger* (0.72 ± 0.19) $\times 10^6/\text{mm}^3$, la hemoglobina (8.5 ± 1.5 g/dL), hematocrito (25.5 ± 2.9 %), el número de azurófilos (0.0 ± 0.0) $\times 10^3/\text{mm}^3$ y número de basófilos (0.035 ± 0.065) $\times 10^3/\text{mm}^3$. Se concluyó que el *Melanosuchus niger* es una especie más sensible que el *Caiman crocodilus* a factores externos, como la temperatura y procesos de estrés en cautiverio.

Palabras claves: Parámetros hematológicos, *Caiman crocodilus*, *Melanosuchus niger*

ABSTRACT

The hematological parameters of blood samples obtained from specimens of *Caiman crocodilus* (n:11) and *Melanosuchus niger* (n:11) at Parque Zoológico Huachipa, located in Ate Vitarte (Lima, Peru), were studied using the required techniques for these species. The results were summarized using descriptive statistics, with the mean as measure of central tendency, and the standard deviation and extreme values as measures of dispersion. In the *Melanosuchus niger* samples, the leukocytes count $(12.9 \pm 5.8) \times 10^3/\text{mm}^3$, number of heterophils $(1.9 \pm 1.57) \times 10^3/\text{mm}^3$, number of eosinophils $(0.45 \pm 0.24) \times 10^3/\text{mm}^3$, number of monocytes $(0.93 \pm 0.56) \times 10^3/\text{mm}^3$, and the number of lymphocytes $(9.4 \pm 4.3) \times 10^3/\text{mm}^3$, are higher ($p < 0.0 - 0.26$) than those of the *Caiman crocodilus* samples, with leukocytes count $(6.2 \pm 2.3) \times 10^3/\text{mm}^3$, number of heterophils $(0.8 \pm 10.4) \times 10^3/\text{mm}^3$, number of eosinophils $(0.22 \pm 0.22) \times 10^3/\text{mm}^3$, number of monocytes $(0.21 \pm 0.11) \times 10^3/\text{mm}^3$, and numbers of lymphocytes $(4.9 \pm 0.22) \times 10^3/\text{mm}^3$. However, the platelet count of the *Caiman crocodilus* $(7.9 \pm 1.7) \times 10^3/\text{mm}^3$ was higher ($p < 0.036$) than that of the *Melanosuchus niger* $(5.8 \pm 2.72) \times 10^3/\text{mm}^3$. On the other hand, the *Caiman crocodilus* erythrocyte count $(0.71 \pm 0.11) \times 10^6/\text{mm}^3$, hemoglobin $(7.8 \pm 1.5 \text{ g/dl})$, hematocrit $(26.3 \pm 3.7 \%)$, number of azurophils $(0.018 \pm 0.059) \times 10^3/\text{mm}^3$, and number of basophils $(0.11 \pm 0.11) \times 10^3/\text{mm}^3$, showed no statistically significant differences ($p < 0.061 - 0.866$) with those of the *Melanosuchus niger*, erythrocyte count $(0.72 \pm 0.19) \times 10^6/\text{mm}^3$, hemoglobin $(8.5 \pm 1.5 \text{ g/dl})$, hematocrit $(25.5 \pm 2.9 \%)$, number of azurophils $(0.0 \pm 0.0) \times 10^3/\text{mm}^3$, and number of basophiles $(0.035 \pm 0.065) \times 10^3/\text{mm}^3$. It was conclude that *Melanosuchus niger* is a more sensitive species than *Caiman crocodilus* to external factors, such as temperature and stress in captivity.

Keywords: Hematological parameters, *Caiman crocodilus*, *Melanosuchus niger*

I. INTRODUCCIÓN

El estudio de los valores de hemograma o parámetros hematológicos en caimanes criados o mantenidos en cautiverio está teniendo cada vez una mayor importancia en el campo de la medicina zoológica (Jaramillo y Pérez, 2007). Esto empezó a desarrollarse debido a las necesidades que se tenían dentro de estos centros; ya que no se contaba con información tan detallada, lo que generaba dificultades al momento de tener que realizar comparaciones, pruebas diagnósticas o corroborar y/o descartar enfermedades; siendo un limitante dentro de las evaluaciones en los controles sanitarios. Es ahí, donde se empieza a dar prioridad a este tipo de estudios, que han sido de gran ayuda para los profesionales que trabajan en zoológicos; permitiendo así, brindar a sus animales, una mejor calidad de vida y bienestar dentro del cautiverio.

Por otro lado, estos estudios han ayudado a realizar trabajos de investigación con ejemplares de vida libre (Ferreyra *et al.*, 2007). Partiendo de la premisa, de utilizar dicha información para descarte de enfermedades de la zona, cambios para adaptarse al medio en que viven o respuestas físicas a factores externos; generando que varios profesionales del rubro le estén dando prioridad a estos estudios que proporcionan información más amplia y específica, ya que como se sabe, estos valores difieren mucho en los animales que se encuentran en hábitats distintos (Guerrero, 2002). Debido a la gran variedad de factores a los que están expuestos diariamente cada uno de estos

animales, y que en ellos ocasiona que dichos parámetros hematológicos fluctúen de formas muy marcadas; aun con mayor razón cuando nos referimos a animales ectotérmicos, que es el caso en los reptiles y siendo individuos más susceptibles a los cambios de temperatura como factor principal y a sufrir procesos de estrés debido a los manejos y/o contenciones que se realicen (Barboza *et al.*, 2006). Lo que hace que estas especies sean más delicadas y por lo tanto se tiene que tener mucho cuidado con la interpretación de dichas pruebas.

En este estudio se midieron los valores del hemograma en todos los individuos de las especies *Melanosuchus niger* (Caimán negro) versus los de *Caiman crocodilus* (Caimán blanco), que se encontraban en cautiverio en el Parque Zoológico de Huachipa, Lima – Perú. Se tomaron muestras sanguíneas de 22 animales (11 de cada especie); incluyendo dentro del estudio los siguientes parámetros hematológicos: eritrocitos, hematocrito, hemoglobina, leucocitos (azurófilos, heterófilos, eosinófilos, basófilos, monocitos y linfocitos) y plaquetas.

El objetivo del estudio fue comprobar si existe alguna diferencia entre los parámetros hematológicos de ambas especies estudiadas; tomando como variable a la especie en sí y procurando que todos los ejemplares mantengan un peso y una edad similar.

Sobre las especies seleccionadas para el estudio, se sabe que en vida libre se distribuyen dentro de territorio peruano (Tejado, 2012), como también se encuentran en otros países; en la década de 1950 el *Melanosuchus niger* fue muy cotizado por su brillante cuero negro (Tejado, 2012), generando una disminución de más de la mitad de la población; y compitiendo con el *Caiman crocodilus* por el hábitat, este último tiene

una alta tasa de reproducción, lo que era un factor de riesgo para la supervivencia del *Melanosuchus niger* (Thorbjarnarson, 2010). En la actualidad, el *Melanosuchus niger* ha ido incrementando el número de sus individuos y se les puede encontrar a las dos especies conviviendo en el mismo lugar; pero aun la destrucción de su hábitat por la deforestación y la quema de los pantanos, es todavía un factor importante en la disminución de estos ejemplares (Brieva, 2002; González y Molina, 2012).

Con respecto a la hematología sanguínea, es una herramienta muy útil en la evaluación clínica de mamíferos, aves y reptiles (Beceiro, 2001). La sangre es el medio de transporte de los nutrientes a las células y por medio de ella se excretan los productos de desecho metabólico a través de los riñones, intestino, pulmones, hígado y piel. Adicionalmente, controla el contenido de agua de las células corporales y del líquido intersticial, distribuye hormonas para controlar las funciones del organismo y a su vez resulta afectada por hormonas que actúan sobre los órganos hematopoyéticos (bazo, medula ósea). Otra función no menos importante de la sangre es la que desempeña en la defensa y desarrollo de inmunidad ante enfermedades. Por tales razones, la sangre constituye inequívocamente el fluido más expresivo con el que el profesional médico puede contar a la hora de realizar un diagnóstico (Manzanilla *et al.*, 2011).

La contribución que el estudio brinda a la comunidad médica veterinaria en general y con mayor importancia para los que trabajan en zoológicos, es recolectar información, proporcionar un incremento del conocimiento sobre estas especies y con esto ayudar a tener un mejor manejo, diagnóstico de enfermedades y un correcto desenvolvimiento terapéutico cuando se esté frente alguna enfermedad. Como también, ayude al aporte para próximos trabajos de investigación, programas de conservación,

mejoras en el sistema de crianza en cautiverio, actividades de reproducción y levantamiento de crías.

II. MARCO TEÓRICO

1. BIOLOGÍA Y SITUACIÓN ACTUAL DE LAS ESPECIES

1.1 CAIMÁN BLANCO (*Caiman crocodilus*)

También conocido como: Caimán común, Caimán de Anteojos, Tinga, Baba, Babilla, Babiche, Cachirré, Caimán Blanco, Caimán de Brasil, Cascarudo, Jacaretinga, Lagarto, Lagarto Blanco, Yacaré Blanco; dependiendo de la zona o lugar donde habita (Enríquez, 1999).

Caiman es un término español para "lagarto", o cualquier cocodriliano. *Crocodylus* significa "un cocodrilo" (Latín) y "Anteojos" se refiere al puente de hueso intraorbital (entre los ojos), que le da un aspecto como si tuviera anteojos.

Esta especie cuenta con las siguientes subespecies:

- *C. c. apaporiensis*
- *C. c. fuscus*
- *C. c. yacaré*
- Otras dos subespecies se han sugerido (*C. paraguayensis* C. y *C. c. matogrossiensis*), pero generalmente son rechazadas y no están reconocidas oficialmente. Por un punto de vista sobre la utilidad y

validez de estas diferentes subespecies de *Caiman crocodilus*. Discusión por Brian Warren (Una Sinopsis de la Taxonomía del Caimán) (Crocodile Specialist Group, 2009).

- a. **Distribución:** Podemos encontrar esta especie en Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, El Salvador, Guyana, Guyana Francesa, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú, Puerto Rico, Surinam, Venezuela, entre otros.

- b. **Hábitat:** Son animales que se adaptan a casi todos los humedales de tierras bajas y los tipos de hábitats fluviales en general (Tejado, 2012). La extensa llanura de inundación en Pantanal – Brasil, proporciona a estos animales un hábitat perfecto durante la temporada de lluvias. El *Caiman crocodilus* tiene la distribución más amplia entre todas las especies de la familia Alligatoridae (Tejado, 2012). Puede tolerar un grado razonable de salinidad y si las condiciones ambientales son demasiado extremas, estos excavan en el barro y disminuyen su metabolismo.

- c. **Estatus:**
 - CITES: Todas las subespecies Apéndice II, excepto *C. c. apaporiensis* (Anexo I)
 - Lista Roja de la UICN: LRlc (de bajo riesgo, lo menos preocupante)
 - La población silvestre estimada: más de 1.000.000 de ejemplares.
 - Resumen: Es el más común de todas las especies de cocodrilos, aunque en algunas poblaciones están agotadas a nivel local. (Tejado, 2012)

- d. **Anatomía:** Tiene un tamaño entre pequeño y mediano; los machos en general miden entre 2.0 – 2.5m de largo, con ejemplares más grandes reportados hasta cerca de 3m; poco frecuente (Enríquez, 1999). Las hembras son más pequeñas, pueden llegar a alcanzar un tamaño máximo promedio de 1.4m de largo, raramente pueden llegar a los 2m. Su nombre común deriva de una cresta ósea que se presenta entre el frente de los ojos (puente infraorbital), uniéndose, dando el aspecto como de un par de anteojos. Una cresta triangular está presente sobre los fuertes y osificados párpados superiores. Los juveniles son de color amarillo con manchas negras y bandas en el cuerpo y la cola. A medida que maduran, ellos pierden el color amarillo y las marcas cada vez se tornan menos claras. Los adultos son de color verde oliva apagado. Esta especie (probablemente junto con varios otros, incluyendo a *A. mississippiensis*) ha demostrado una capacidad limitada para cambiar el color (metacrosis) debido a los cambios en la distribución de pigmento negro en las células melanóforas. Las diferentes subespecies varían en color, tamaño y forma del cráneo. También cuenta con 72 – 78 dientes (entre pre maxilares, maxilares y mandibulares).
- e. **Dieta:** Los juveniles comen una gran variedad de invertebrados acuáticos (insectos, crustáceos, moluscos). A medida que crecen, los vertebrados asumen un mayor porcentaje de la dieta. Estos incluyen peces, anfibios, reptiles y aves acuáticas (Enríquez, 1999). Los adultos son capaces de cazar mayores presas como por ejemplo, cerdos salvajes. Las observaciones muestran que a medida que las condiciones se vuelven más secas, los animales dejan de alimentarse; el canibalismo ha sido reportado en tales condiciones. La importancia ecológica de esta especie en términos de reciclaje de nutrientes, con la reutilización de

animales. En las zonas donde esta especie se ha agotado, las poblaciones de peces también han demostrado una disminución. También son famosos para controlar el número de pirañas. Si bien se ha dicho que hay pocas pruebas para apoyar esto, el *C. yacare* demuestra una gran preferencia por el consumo de esta especie en particular. En realidad, es probable que el *C. crocodilus* al ser un depredador muy generalista y adaptable a varios tipos de dieta; brinde un beneficio a la ecología.

- f. **Desarrollo y Comportamiento Reproductivo:** Las hembras alcanzan la madurez sexual cuando tienen una longitud de 1.2m, con una edad entre 4 y 7 años, dependiendo de la población. Los machos maduros son más grandes que las hembras, pero tienen la misma edad (1.4m de largo y de 4 a 7 años). El estatus social afecta la tasa de crecimiento y por lo tanto la etapa de reproducción. Cada vez menos animales dominantes crecen y estos lo hacen lentamente debido al estrés, y muchas veces no reciben la oportunidad de reproducirse. Las gónadas comienzan a aumentar de tamaño hacia el final de la temporada seca (abril-mayo) y alcanzan el pico al comienzo de la temporada de lluvias (mayo a junio) (Pinilla, 2002). El cortejo y apareamiento generalmente se produce entre mayo y agosto, y los huevos (de 14 a 40, con un promedio de 22) durante la estación lluviosa (julio-agosto), en un nido construido por un montículo de tierra y vegetación. La ubicación en general es cubierta, pero algunos están situados en zonas más abiertas o en las esteras flotantes de la vegetación. Los nidos pueden ser compartidos por varias hembras, una estrategia que puede ayudar a aumentar la supervivencia de los juveniles. Los

depredadores de los nidos pueden ser varios, entre ellos están los lagartos, como por ejemplo, el ‘‘Tupinambis’’; que puede destruir hasta un 80% de los nidos en una misma área. Las hembras se quedarán cerca de los nidos para tratar de disuadir a los depredadores (Pinilla, 2002).

Cuando los huevos eclosionan después de alrededor de 90 días, suele haber un suministro abundante de alimentos (invertebrados) disponible. Después del nacimiento, los menores permanecerán en áreas cercanas a la madre. Una hembra puede hacerse cargo de varios grupos de crías. Durante este tiempo, las jerarquías sociales se establecen entre los menores.

- g. **Conservación:** Si bien esta especie es cazada, su piel no es muy demandada en el mercado; siendo los preferidos (*Crocodylus acutus*, *C. intermedius* y *Melanosuchus niger*); aprovechando la disminución de estas especies para apoderarse del hábitat. Solo los flancos laterales proporcionan una piel ideal para el comercio (Tejado, 2012).

1.2 CAIMÁN NEGRO (*Melanosuchus niger*)

También conocido como: Caimán Negro, Lagarto negro, Jacaré Açu, Jacaré Assu, Jacaré Uassu, Jaracé Una, dependiendo de la zona donde habite (Enríquez, 1999).

Melanosuchus significa ‘‘Cocodrilo Negro’’; derivado de Melas (del griego, que significa ‘‘negro’’). Soukhos (del griego, que significa ‘‘cocodrilo’’, ‘‘suchus’’ en Latín) y Níger que significa ‘‘negro’’ (Latín), refiriéndose a la coloración muy oscura de esta especie (Brieva, 2002; Crocodile Specialist Group, 2009).

- a. **Distribución:** Podemos encontrar esta especie en Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana Francesa, Guyana y Perú.
- b. **Hábitat:** Se pueden encontrar en diferentes hábitats de agua dulce (por ejemplo, ríos de lento caudal, arroyos, lagos, humedales, etc) (Enríquez, 1999). A pesar de haber una gran gama de especies de caimanes en América del Sur, esta ocupa lugares diferentes. (Brieva, 2002)
- c. **Estatus:**
- CITES: Apéndice I
 - Lista Roja de la UICN: LRcd (de bajo riesgo, dependiente de conservación)
 - La población silvestre estimada: hasta 1.000.000
 - Resumen: Ampliamente distribuido, pero históricamente muy explotadas. La mayoría de las poblaciones parecen estar recuperándose bien (Gonçalves, 2011).
- d. **Anatomía:** Es el más grande entre todas las especies de la familia Alligatoridae (los machos pueden alcanzar por lo menos 4 metros, y enormes caimanes de 6 metros se han reportado, pero no confirmado) (Enríquez, 1999; Brieva, 2002; Tejado, 2012). En cuanto al aspecto en general, no son muy diferentes al *Alligator mississippiensis*. Como sugiere el nombre común, tienen una coloración oscura. La mandíbula inferior tiene bandas de color gris (marrón en los animales más viejos), y de color amarillo pálido o blanco en los flancos del cuerpo, aunque estos son más prominentes en los jóvenes. Estas se desvanecen gradualmente a medida que el animal madura. Estructuralmente es diferente a otras especies de caimanes, en particular en la forma del cráneo. Tienen los ojos

visiblemente más grandes, y un hocico relativamente estrecho. El reborde óseo que se extiende desde arriba de los ojos hacia el hocico, como se ve en otros caimanes, está presente. También cuenta con 72 – 76 dientes (entre pre maxilares, maxilares y mandibulares) (Medem, 1924).

- e. **Dieta:** Esta especie come pescado (incluyendo pirañas y el pez gato) y vertebrados acuáticos. También se puede incluir al Capibara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) (Enríquez, 1999). Caza de preferencia de noche, ya que posee una vista aguda al igual que el oído. Los jóvenes comen crustáceos antes de pasar a grandes presas terrestres. Se han reportado ataques de animales domésticos y humanos, por parte de ejemplares adultos (Gonçalves, 2011).

- f. **Desarrollo y Comportamiento Reproductivo:** La información sobre la ecología de la reproducción de esta especie es escasa. Construye un nido en forma de montículo (1.5m de diámetro) durante la estación seca, en la que pone entre 30 a 65 huevos (siendo 50 a 60 huevos un rango habitual). Los nidos pueden encontrarse tanto en lugares ocultos como abiertos (Enríquez, 1999; Brieva, 2002). Las hembras permanecen cerca de los nidos. Una vez que los huevos están listos para salir del cascarón, se abrirá el nido y esto ayudará en el proceso de incubación. El periodo de incubación se encuentra entre 42 y 90 días, coincidiendo con el inicio de la temporada de lluvias. Como muchas hembras a menudo anidan en las cercanías, el número de crías en un área puede ser alta. Esto conduce a la seguridad de la cantidad de crías al nacer.

- g. **Conservación:** La piel del *M. niger* produce un brillante cuero negro. La caza fue dirigida al *M. niger* durante la década de 1950, sólo esta disminuyó en la década siguiente, cuando los intereses comerciales se enfocaron en el *Caiman*

crocodilus (Tejado, 2012). Algunas áreas fueron afectadas más que otras, la caza continúa en la década de 1970 para adelante. Se estima que se ha reducido el número de estos ejemplares en un 99%, durante el siglo pasado. La recuperación de la población de hoy se ve obstaculizada por la caza ilegal, compitiendo con el *Caiman crocodilus*. Esta última especie se ha trasladado a las zonas pobladas por *M. niger* y ha proliferado debido a su mayor capacidad reproductiva. Los cazadores pueden tener ambas especies con facilidad. La destrucción del hábitat por la deforestación y la quema de los pantanos es todavía factor muy importante en la disminución de dichos ejemplares (Brieva, 2002).

2. HEMATOLOGÍA EN REPTILES

La hematología en general es usada para detectar condiciones, como la anemia, procesos inflamatorios, parasitemia, desórdenes hematopoyéticos y alteraciones hemostáticas (Campbell y Ellis, 2007).

2.1 TIPOS CELULARES

Esta evaluación de los recuentos sanguíneos completos incluyen: glóbulos rojos, concentración de hemoglobina, hematocrito, glóbulos blancos, el recuento diferencial de leucocitos y la evaluación morfológica de las células. Las células normales en la sangre de los reptiles incluyen: eritrocitos, granulocitos (heterófilos, eosinófilos, basófilos), leucocitos mononucleares (linfocitos, monocitos, azurófilos) y trombocitos (Jacobson, 2007).

2.2 SITIOS DE TOMA DE MUESTRA EN COCODRILIANOS

Las muestras sanguíneas para hematología y para bioquímica pueden ser colectadas de diferentes formas, dependiendo de las peculiaridades de la especie, el volumen sanguíneo que se necesita, el tamaño del reptil, la condición fisiológica del paciente y la preferencia de la persona que va a coleccionar la muestra. (Campbell y Ellis, 2007)

El sitio donde se va a coleccionar la muestra sanguínea tendrá mucha influencia en los valores hematológicos finales; debido a que en los reptiles, los vasos linfáticos a menudo acompañan a los vasos sanguíneos; y es donde frecuentemente se produce una mezcla de sangre y linfa cuando se hace la venopunción de vasos sanguíneos periféricos. (Campbell y Ellis, 2007; Gottdenker y Jacobson, 1995; Crawshaw, 1996) Esto ocasiona que los componentes sanguíneos se diluyan, disminuyendo consigo el volumen celular, la concentración de hemoglobina, el recuento de eritrocitos y el recuento de leucocitos.

En los cocodrilianos, la literatura nombra varios sitios de venopunción, como por ejemplo, la obtención de sangre del seno venoso post – occipital que se encuentra dorsal a la médula espinal (Campbell y Ellis, 2007; Olson *et al.*, 1975). Este sitio está comúnmente asociado con la hemodilución, por ejemplo, con el líquido cefalorraquídeo, y se debe tener cuidado de no lesionar la médula espinal. Para esto se utiliza la sujeción manual y una aguja de calibre 23, se inserta a través de la piel, en la línea media directamente detrás del occipucio (zona posterior de la cabeza) y esta lentamente avanza en una dirección perpendicular. A medida que la aguja avanza lentamente, se hace un pequeño aspirado con la jeringa para verificar que estamos en vaso sanguíneo y no en

médula espinal. Hay que tener cuidado de no colocar la aguja muy profundo, ya que podríamos lesionar la médula espinal. (Campbell y Ellis, 2007; Olson *et al.*, 1975)

Otros sitios que también son una opción para la colección de sangre en estas especies, tenemos al corazón a través de la cardiocentesis y la vena coccígea ventral (Jacobson, 2007; Jacobson, 1984). El corazón se encuentra en la línea media ventral, aproximadamente a once filas de escamas detrás de las patas delanteras. En la colección de sangre de la vena coccígea, el cocodrilo se coloca decúbito dorsal y la aguja se inserta a través de la piel hacia la vértebra caudal. Esta zona de punción se recomienda para los cocodrilos de menor tamaño. (Jacobson, 2007). El uso de estas técnicas va a depender mucho de la habilidad y experiencia de la persona que colecta dichas muestras.

2.3 VOLUMEN DE EXTRACCIÓN SANGUÍNEA EN REPTILES

El total del volumen sanguíneo se estima entre los rangos de 5 a 8% del peso corporal total del animal. La mayoría de los reptiles pueden tolerar una extracción sanguínea de hasta el 10% del volumen total sanguíneo (1% del peso total) sin efectos perjudiciales. (Campbell y Ellis, 2007; Jacobson, 1993) Otros autores, sugieren extraer hasta un máximo de 0.7mL de sangre. (Jacobson, 2007). Generalmente, solo se requiere de 0.2 – 0.3 mL de sangre para un hemograma como estudio de rutina, el cual es una cantidad soportable para el animal.

2.4 EXTRACCIÓN SANGUÍNEA Y ANTICOAGULANTES MAS

UTILIZADOS

La sangre se debe recoger en tubos microtainer que contengan heparina/litio (Cía. Becton-Dickinson, Rutherford, NJ), o en algunas especies, ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) como anticoagulante.

El EDTA se debe utilizar con precaución ya que puede causar hemólisis en algunas especies, especialmente en quelonios (Jacobson, 2007; Jacobson, 1987; Muro *et al*, 1998). Cuando se utiliza la heparina como anticoagulante, se puede observar un tinte azulado en el fondo del frotis sanguíneo y los leucocitos no se tiñen tan intensamente como la sangre que se recoge en EDTA. Además, los leucocitos y trombocitos generalmente se agrupan más en sangre heparinizada que en sangre anticoagulada con EDTA (Jacobson, 2007; Hawkey y Dennett, 1989). La aglutinación de las células puede afectar negativamente al recuento celular y la exactitud de la evaluación del frotis sanguíneo. Se debe tener en cuenta que el almacenamiento prolongado de sangre en anticoagulante puede alterar el número de células y la morfología; por ejemplo, generar la degranulación de los granulocitos, vacuolización de las células de la sangre o lisis celular. (Jacobson, 2007) Para esto, la sangre colectada en tubos de heparina/litio debe ser procesada lo más pronto posible después de la extracción (Campbell y Ellis, 2007). Como también, a fin de evitar estos artefactos, sangre sin anticoagulante puede ser utilizada para realizar un frotis de sangre inmediatamente después de la colección. La heparinización de la aguja y la jeringa durante la extracción de sangre, puede prevenir la formación de coágulos. (Jacobson, 2007; Abou-Madi y Jacobson, 2003). Hay que tener en cuenta que un volumen de muestra sanguínea insuficiente en relación con el

anticoagulante del tubo, puede disminuir el valor del hematocrito, así como alterar otros aspectos del hemograma (Jacobson, 2007).

2.5 VARIEDAD CELULAR DEL HEMOGRAMA EN REPTILES

2.5.1 SERIE ROJA

a. ERITROCITOS

Este grupo de células es producida en la médula ósea a partir de células de la línea eritroide (eritroblastos), pero, a diferencia de los mamíferos estas pueden ser generadas a partir de otras fuentes. En este caso, el hígado y el bazo son importantes sitios hematopoyéticos secundarios. Algunos estudios han demostrado que los eritrocitos maduros se pueden dividir por mitosis dentro de la corriente sanguínea y también dentro de la medula ósea. Tales células también se pueden multiplicar por división amitótica, pudiendo eventualmente generar eritrocitos anucleados. (Lopes, 2009; Goulart, 2004)

- **Características morfológicas de los eritrocitos en reptiles**
 - Los eritrocitos maduros son células elípticas con un núcleo ovalado y condensado en el centro. El citoplasma normal se colorea uniformemente de rosado. Un aumento en la basofilia del citoplasma (policromasia), variaciones en el tamaño de la célula (anisocitosis) o cambios en la forma (poiquilocitosis), pueden ser indicativos de alteraciones en estas células. (Lopes, 2009; Raskin, 1999) Pero, una discreta poiquilocitosis y anisocitosis pueden ser considerados normales en muchos reptiles. Unos de los factores puede ser, la tasa metabólica

relativamente baja y la edad de estos animales; se dice que reptiles juveniles tienden a tener un mayor grado de policromasia que los adultos. (Campbell y Ellis, 2007)

- Eritrocitos inmaduros ocasionalmente pueden ser encontrados en la periferia sanguínea de los reptiles, especialmente en animales muy jóvenes o que están en plena ecdisis o muda. Estas son células irregulares con un gran núcleo central, citoplasma basófilo y en menor cantidad que los eritrocitos maduros. Actividades mitóticas asociadas a los eritrocitos son comunes en la periferia sanguínea de los reptiles. (Lopes, 2009; Hawkey y Dennett, 1989)
- Inclusiones circulares, pequeñas y basófilas frecuentemente son encontradas en el citoplasma de eritrocitos en un frotis de sangre periférica en muchas especies de reptiles. Estas inclusiones generalmente representan artefactos de la preparación de la lámina. Una electromicroscopía de la imagen sugiere que estas inclusiones son organelas degeneradas. (Lopes, 2009; Hawkey y Dennett, 1989)
- **Factores que alteran el número de eritrocitos en reptiles:**
 - Existen factores intrínsecos y extrínsecos. Dentro de los intrínsecos tenemos: especie, género, edad y estatus psicológico del individuo. Como extrínsecos: estación del año, temperatura, hábitat, dieta, enfermedades, estrés asociado al cautiverio y el sitio de la extracción de sangre. (Campbell y Ellis, 2007; Mussacchia y Sievers, 1956; Duguy, 1970; Saint Girons, 1970; Lawrence y Hawkey, 1986; Sypek y Borysenko, 1988; Frye, 1991; Gottdenker y Jacobson, 1995; Christopher *et al.*, 1999; Lopez – Olvera *et al.*, 2003; Wilkinson, 2004)

- Una diferencia en los valores eritrocitarios se da en los reptiles machos que suelen tener más altos los valores de eritrocitos que las hembras, pero no siempre es el caso. Otro ejemplo, son los adultos de la especie *Crocodylus palustris* que tienen un mayor número de glóbulos rojos y plaquetas que los juveniles. (Campbell y Ellis, 2007; Christopher *et al.*, 1999; Stacy yWhitaker, 2000; Dickinson *et al.*, 2002) La hibernación también es un factor que afecta los valores de dichas células en algunas especies de reptiles. (Campbell y Ellis, 2007; Dutton y Taylor, 2003)
- Estresores crónicos como el cautiverio, hábitats inapropiados o dieta afecta los valores del hemograma en reptiles. (Campbell y Ellis, 2007; Wilkinson, 2004) Los efectos de los factores de estrés agudos; como la captura, manejo y la sujeción para la venopunción, son desconocidos pero es probable que afecten los valores eritrocitarios. (Campbell y Ellis, 2007; Salakij *et al.*, 2002)
- El lugar y método de extracción de sangre puede afectar el hemograma, como por ejemplo, la hemodilución que puede ocasionar un descenso en los valores de hematocrito, la concentración de hemoglobina, el recuento de glóbulos rojos y el recuento de glóbulos blancos. (Campbell y Ellis, 2007; Gottdenker y Jacobson, 1995; Crawshaw, 1996)
- Resultados en trabajos realizados por diferentes autores, avalan el aserto que los valores hematológicos de los reptiles varían según su alimentación, y que la concentración de eritrocitos es un indicador del estado nutricional del cocodrilo. (Barboza *et al.*, 2007)

Es el porcentaje del volumen total de la sangre compuesta por glóbulos rojos. El rango normal de hematocrito en la mayoría de especies de reptiles, esta entre 15% - 55% (Campbell y Ellis, 2007; Wallach y Boever, 1983; Marks y Citino, 1990; Frye, 1991; Diethelm y Stein, 2006). Rangos mayores a 55% sugieren una hemoconcentración o eritrocitosis (policitemia), mientras que rangos menores a 15% sugiere una anemia, si la hemodilución con linfa no es un factor (Campbell y Ellis, 2007). Por otra parte, se debe tener en cuenta que el estrés que se genera al realizar manejos de contención inapropiados, provoca que el hematocrito incremente su valor, al igual que la hemoglobina, y este se mantenga así por un rango aproximado de 8 horas (Barboza *et al.*, 2007).

c. HEMOGLOBINA

Es el pigmento de color rojo presente en los eritrocitos de la sangre, una proteína de transporte de oxígeno que está compuesta por la globina y cuatro grupos hemo. Cuando la hemoglobina se une al oxígeno se denomina oxihemoglobina o hemoglobina oxigenada, dando el aspecto rojo o escarlata intenso característico de la sangre arterial. Cuando pierde el oxígeno, se denomina hemoglobina reducida, y presenta el color rojo oscuro de la sangre venosa (se manifiesta clínicamente por cianosis).

- **Características específicas de la hemoglobina en los reptiles**
- La sangre de determinados reptiles contiene 2 ó más hemoglobinas, distinguibles por su peso molecular, carga de superficie y propiedades químicas. Estas dos moléculas se han descrito en quelonios, lagartos y serpientes. Se hipotetiza que estas dos moléculas de hemoglobina existen en el mismo eritrocito, aunque su

diferencia funcional puede deberse a la edad del eritrocito, como ocurre en los mamíferos. Aunque antiguamente se creía que los reptiles tenían cantidades elevadas de metahemoglobina, consideradas patológicas en los mamíferos; actualmente se considera que los valores son similares entre ambos grupos animales. En algunos quelonios, cuando se mantienen a temperaturas bajas, equivalentes a las del invierno, la hemoglobina muestra una mayor afinidad por el oxígeno, incluso con un descenso simultáneo en el pH. Estos cambios observados en el transporte del oxígeno por la sangre, pueden facilitar la captación de oxígeno durante la inmersión invernal, permitiendo así la hibernación bajo el agua (Martinez – Silvestre, 2011).

- La hemoglobina normal en diferentes especies de reptiles, puede variar desde 5,5 hasta 12 g/dL (Jacobson, 2007; Sypek y Borysenko, 1988)
- **Factores que alteran los valores de hemoglobina en reptiles:**
 - Entre estos podemos encontrar; la edad, sexo, estadio reproductivo, alimentación, ritmo circadiano, hábitat y clima. (Barboza *et al.*, 2007)

2.5.2 SERIE BLANCA

a. LEUCOCITOS

La clasificación de los leucocitos en reptiles puede ser problemática, en parte por la presencia de una variada morfología, como la diferencia entre las especies. Esta también puede ser complicada debido a las diferentes nomenclaturas de la literatura. En algunas fuentes diferencian a los granulocitos en tres grupos: eosinófilos, azurófilos y neutrófilos; mientras que en otros la diferencian en dos: eosinófilos y heterófilos o

eosinófilos y neutrófilos (Campbell y Ellis, 2007; Saint Giron, 1970; Wood y Ebanks, 1984; Mateo *et al.*, 1984; Sypek y Borysenko, 1988; Knotkova *et al.*, 2002).

En otras fuentes los granulocitos son clasificados en dos grupos: acidófilos y basófilos, basándose en la coloración de las células. Los acidófilos son divididos en heterófilos y eosinófilos. Estos se diferencian uno del otro por la forma y el color de sus gránulos. Los basófilos, linfocitos y monocitos que se encuentran en la sangre de los reptiles se asemejan al de los mamíferos y aves con sus clasificaciones consecuentes (Lopes, 2009; Hawkey y Dennett, 1989). En general, los leucocitos de los reptiles pueden ser divididos en dos grupos: los granulocitos (heterófilos, eosinófilos y basófilos) y los leucocitos mononucleares (azurófilos, monocitos y linfocitos) (Campbell y Ellis, 2007).

- **Características específicas en los granulocitos de los reptiles**

- El desarrollo de los granulocitos en los reptiles es semejante al de los mamíferos y son asociados a espacios extravasculares de estroma reticular de la médula ósea.
- Los granulocitos maduros migran para el endotelio celular de los sinusoides para entrar en el torrente sanguíneo.
- Las etapas de maduración son similares a los que se producen en las aves. Las células disminuyen en tamaño y el citoplasma se torna menos basófilo. Específicamente, los gránulos característicos aparecen en los mielocitos y metamielocitos, y aumentan de número durante la maduración.

- La cromatina nuclear se torna intensamente condensada con la madurez y en las células en donde el núcleo es lobulado; este pasa de redondo a segmentado. (Lopes, 2009; Hawkey y Dennett, 1989)
- **Factores que alteran el número de leucocitos en reptiles**
 - Establecer valores de referencia en el recuento de leucocitos como en las células que lo diferencian es difícil en reptiles y otros ectotermos, por la misma razón descrita en los eritrocitos. Adaptaciones fisiológicas en los factores intrínsecos y extrínsecos previamente señalados, pueden afectar el leucograma de un reptil. (Campbell y Ellis, 2007)
 - Factores intrínsecos como; especie, género, edad y estrés del reptil afecta el leucograma. Estas diferencias pueden ocurrir ampliamente a través de las especies como también dentro de un mismo género. Por ejemplo, una significativa diferencia en el recuento de heterófilos, monocitos y linfocitos ha sido documentada en otras especies de reptiles. (Campbell y Ellis, 2007; Martínez Silvestre *et al.*, 2004)
 - Las diferencias en género y edad pueden generar una alteración de los leucocitos. Cocodrilos machos (*Crocodylus palustris*) tienen mayor recuento total de leucocitos y heterófilos comparado con las hembras, y los cocodrilos adultos tienen menor recuento total de leucocitos comparado con los juveniles. (Campbell y Ellis, 2007; Stacy y Whitaker, 2000)
 - Factores extrínsecos que incluyen la estación, temperatura, hábitat, dieta, enfermedades, estrés asociado al cautiverio y el sitio de venopunción pueden ser factores de variabilidad en los parámetros leucocitarios en estos animales. Por

ejemplo, cocodrilos juveniles alojados en ambientes de baja temperatura (28°C) durante 10 días; estos tenían menor recuento total de leucocitos y linfocitos, en comparación con cocodrilos alojados a una temperatura mayor (38°C), y ambos cocodrilos tenían recuentos de leucocitos anormales en comparación con cocodrilos alojados en condiciones normales de temperatura (32°C). (Campbell y Ellis, 2007; Turton *et al.*, 1997) Algunas especies de reptiles no se ven afectadas por la estación o la temperatura. (Campbell y Ellis, 2007; Dutton y Taylor, 2003)

- El estrés asociado al cautiverio puede afectar el leucograma de algunas especies de reptiles. Como por ejemplo, algunos reptiles en cautiverio, pueden tener los parámetros de células sanguíneas y el número de linfocitos más alto, pero bajo el número de azurófilos y heterófilos comparado con la misma especie en vida libre. (Campbell y Ellis, 2007; Salakij *et al.*, 2002)
- Enfermedades o la exposición a toxinas ambientales o químicas, pueden afectar el leucograma en reptiles. Como ocurre en tortugas con infección por herpesvirus, donde a menudo el leucograma muestra una heteropenia y linfocitosis. (Campbell y Ellis, 2007; Muro *et al.*, 1998)

b. HETERÓFILOS

Estas células son fácilmente identificadas por su gran tamaño (10 a 23 μm) y por los numerosos gránulos citoplasmáticos fusiformes y eosinofílicos; representando cerca del 40% de los leucocitos sanguíneos totales. (Campbell y Ellis, 2007; Taylor y Kaplan, 1961; Jacobson *et al.*, 1990; Saint Girons, 1970; Wright y Skeba, 1992) Son células

predominantes en los quelonios y los cocodrilianos. (Jacobson, 2007; Alleman *et al.*, 1992; Christopher *et al.*, 1999; Mateo *et al.*, 1984; Montali, 1988)

- **Características morfológicas de los heterófilos en reptiles**

- El núcleo es único y generalmente de forma ovalada o redonda; pero en algunos lagartos estos pueden ser multilobulados. (Lopes, 2009; Raskin, 1999) El núcleo de los heterófilos maduros está posicionado excéntricamente en la célula y con una densa agrupación de cromatina.

- **Función de los heterófilos en reptiles**

Estos tienen una función equivalente a los neutrófilos de los mamíferos, pero probablemente se comportan como heterófilos aviares, en las que se basan principalmente en los mecanismos independientes de oxígeno para destruir microorganismos fagocitados. (Campbell y Ellis, 2007) Lo cual nos da una función de fagocitosis y actividades antimicrobianas. (Lopes, 2009; Almosny y Monteiro, 2007)

- **Factores que alteran el número de heterófilos en reptiles**

- Su concentración puede verse afectada por factores intrínsecos y extrínsecos, por ejemplo, la concentración de heterófilos es generalmente alta durante el verano y baja durante la hibernación en algunas especies. (Campbell y Ellis, 2007; Duguy, 1970)
- El género también puede estar involucrado en el recuento de heterófilos; como en cocodrilos, donde se ha descrito una mayor cantidad de dichas células en adultos machos, que hembras adultas. (Jacobson, 2007; Stacy y Whitaker, 2000)

- Un incremento significativo en el recuento de heterófilos esta usualmente asociado con procesos inflamatorios, como una infección bacteriana o parasitaria; como también una lesión a nivel tisular. Bajo condiciones no inflamatorias tenemos un incremento durante procesos de estrés (exceso de glucocorticoides), neoplasia y leucemia heterofilica. (Campbell y Ellis, 2007)
- Una heteropenia se puede observar en casos de infección aguda, dando lugar a una demanda excesiva de heterófilos por parte de los tejidos. (Jacobson, 2007)

c. EOSINÓFILOS

Los eosinófilos representan entre el 7% al 20% de los leucocitos totales en los reptiles (Lopes, 2009; Raskin, 1999; Frye, 1991) y su número es variable en reptiles normales. Su tamaño varía de 9 a 20 μ m, muy parecido al tamaño de los heterófilos. (Jacobson, 2007)

- **Características morfológicas de los eosinófilos en reptiles**
 - En gran parte son grandes y circulares, poseen gránulos citoplasmáticos eosinofilicos.
 - Los gránulos, en muchas de las especies, como en iguanas, se tiñen de azul. (Lopes, 2009; Hawkey y Dennett, 1989)
 - El núcleo generalmente es ovalado y céntrico; pero en algunos casos es bilobulado y excéntrico.
 - El tamaño de los eosinófilos es variable y va a depender de la especie, por ejemplo, las serpientes tienen los eosinófilos más grandes y las iguanas los más

pequeños. (Campbell y Ellis, 2007; Marks y Citino, 1990; Jacobson *et al.*, 1990; Wright y Skeba, 1992)

- **Función de los eosinófilos en reptiles**

Su función está relacionada con la fagocitosis de inmunocomplejos, como también asociada a infecciones por parásitos. (Lopes, 2009; Almosny y Monteiro, 2007)

- **Factores que alteran el número de eosinófilos en reptiles**

- Como muchos de los otros parámetros hematológicos, el recuento de eosinófilos es influenciado por factores intrínsecos y extrínsecos, como el ambiente y los cambios estacionales.
- En general, el número de eosinófilos es menor durante el verano y mayor durante la hibernación en algunas especies. (Jacobson, 2007; Duguy, 1970)
- La eosinofilia puede estar asociada a infecciones parasitarias y estimulación del sistema inmunológico. (Campbell y Ellis, 2007; Mead and Borysenko, 1984) La importancia de la eosinopenia en reptiles es desconocida. (Jacobson, 2007)

d. BASÓFILOS

Los basófilos representan el 0 a 40% de los leucocitos totales. (Lopes, 2009; Raskin, 1999) Generalmente son pequeños, pero el tamaño puede variar (7 a 20 μm).

- **Características morfológicas de los basófilos en reptiles**

- Son células circulares que contienen un citoplasma con gránulos basófilos y metacromáticos, lo que puede camuflar el núcleo. Cuando es visible, el núcleo

tiene una posición ligeramente excéntrica y no es lobulado. (Lopes, 2009;

Hawkey y Dennett, 1989)

- Ocurren diferencias en los tamaños de los basófilos entre especies, las iguanas tienden a tener basófilos más pequeños que los observados en las tortugas y cocodrilos. (Campbell y Ellis, 2007; Saint Girons, 1970)

- **Función de los basófilos en reptiles**

Los basófilos en los reptiles tienen una función similar a la de los basófilos en los mamíferos; uno mediante el procesamiento de las inmunoglobulinas de superficie (Campbell y Ellis, 2007; Mead y Borysenko, 1984; Sypek *et al.*, 1984; Sypek y Borysenko, 1988) y otra, la reacción por degranulación que conlleva a la liberación de histamina (Lopes, 2009; Almosny y Monteiro, 2007)

- **Factores que alteran el número de basófilos en reptiles**

- La variación estacional en la concentración de basófilos es mínima, comparada con la concentración de los heterófilos y los eosinófilos. (Campbell y Ellis, 2007; Saint Girons, 1970)
- La basofilia ha sido asociada con infecciones parasitarias o virales. (Campbell y Ellis, 2007; Sypek y Borysenko, 1988)

e. AZURÓFILOS

Los azurófilos son a menudo observados en los frotis sanguíneos de los reptiles, e históricamente ha habido mucha confusión en la clasificación e identificación de estas células. Algunos consideran que son células únicas en reptiles. Este tipo de leucocitos son comúnmente observados en squamatas y cocodrilianos, pero muy ocasionalmente

en quelonios. (Jacobson, 2007; Alleman *et al.*, 1999; Dotson *et al.*, 1995; Hawkey y Dennett, 1989)

- **Características morfológicas de los azurófilos en reptiles**

- Esta descrita como una célula de forma irregular y es ligeramente mas pequeña en tamaño que los monocitos. (Campbell y Ellis, 2007; Frye, 1991) De núcleo no segmentado, ligeramente excéntrico y es irregularmente redondo a ovalado o bilobulado. Con una apariencia gruesa de la cromatina, citoplasma basofílico y mas oscuro que la del monocito.
- El citoplasma contiene un gran número de finos gránulos azurófilos de diferentes tamaños. (Campbell y Ellis, 2007; Garner *et al.*, 1996) y le dan una coloración entre azul y lavanda.

- **Características y función de los azurófilos en reptiles**

- El origen de la granulopoyesis de estas células no ha sido documentado. Mucho tiempo ha sido clasificado como un granulocito, un neutrófilos o un monocito. (Campbell y Ellis, 2007; Frye, 1986; Alleman *et al.*, 1992; Garner *et al.*, 1996)
- Macroscópicamente, los azurófilos se asemejan a los monocitos que contienen gránulos azurófilos que ocasionalmente se observan en la sangre periférica de los mamíferos y aves; estructural y citoquímicamente estas células son similares a los monocitos. (Campbell y Ellis, 2007; Montali, 1988; Sypek y Borysenko, 1988; Hawkey y Dennett, 1989)
- Según Campbell y Ellis (2007); hay un ligero avance clínico en separar a los azurófilos de los monocitos en un análisis diferencial de leucocitos en reptiles, y

estas células deben ser contadas como monocitos solo si están en mamíferos y aves. Los azurófilos pueden representar una forma inmadura del monocito, donde poseen una función similar a los mismos.

f. MONOCITOS

Los monocitos generalmente son las mayores células de la periferia sanguínea de los reptiles y ellas se asemejan a los monocitos de los mamíferos y aves. Presentando un tamaño que varía de 8 a 25 μm . Estas células han sido denominadas monocitos, azurófilos en forma de monocitos, monocitos azurofílicos o azurófilos.

Los monocitos se presentan en menor número y van desde el 0% a 10% de los leucocitos totales. (Campbell y Ellis, 2007)

- **Características morfológicas de los monocitos en reptiles**

- Poseen formas que varían de circular a ameboides.
- El núcleo también varía su forma, estando entre ovalado y lobulado.
- La cromatina nuclear de los monocitos es menos condensada y relativamente más pálida, cuando lo comparamos con el núcleo de los linfocitos.
- El abundante citoplasma de los monocitos se tiñen de azul grisáceo, y puede aparecer levemente opaco y contener vacuolas. (Lopes, 2009; Hawkey y Dennett, 1989)

- **Función de los monocitos en reptiles**

Poseen la función de fagocitosis y son importantes en la respuesta granulomatosa de infecciones microbianas. (Lopes, 2009; Almosny y Monteiro,

2007) La eritrofagocitosis y leucofagocitosis producida por los monocitos de la periferia sanguínea puede estar asociada con anemia y enfermedades infecciosas.

- **Factores que alteran el número de monocitos en reptiles**

- La variación estacional influye muy poco en el número de monocitos comparado con otras células hemáticas. (Campbell y Ellis, 2007; Duguay, 1970) La monocitosis se presenta en procesos inflamatorios, especialmente con inflamaciones granulomatosas.

g. LINFOCITOS

La concentración de linfocitos en la sangre de los reptiles es variable y puede representar más del 80% de un leucograma normal en algunas especies. (Campbell y Ellis, 2007; Sypek y Borysenko, 1988) Muchos reptiles sanos tienen mayor recuento de linfocitos que de heterófilos. (Campbell y Ellis, 2007; Duguay, 1970; International Species Information System, 2002; Harr *et al.*, 2001).

Son células de tamaño variado (5.5 a 14.5 μm) y se asemeja a la de los mamíferos. (Lopes, 2009; Raskin, 1999)

La linfopoyesis en los reptiles es similar a la de los mamíferos y aves. Los linfoblastos, prolinfocitos y linfocitos maduros se parecen a la de los mamíferos y aves; y ellos pueden ser encontrados en órganos linfopoyéticos como el bazo. (Lopes, 2009; Hawkey y Dennett, 1989)

- **Características morfológicas de los linfocitos en reptiles**

- El citoplasma en general, es levemente basofílico y pueden contener pequeños gránulos azurófilos. (Lopes, 2009; Raskin, 1999) En linfocitos normales este

aparece homogéneo, generalmente carece de vacuolas y en ocasiones de gránulos. (Campbell y Ellis, 2007)

- El núcleo es compacto y circular, semejante a los trombocitos, (Lopes, 2009; Raskin, 1999) y en ocasiones central o ligeramente excéntrico. La cromatina nuclear es fuertemente agrupada en linfocitos maduros. (Campbell y Ellis, 2007)
- Los linfocitos de gran tamaño tienen mayor volumen citoplasmático, comparado con linfocitos pequeños, y el núcleo a menudo se tiñe pálidamente.

- **Función de los linfocitos en reptiles**

La función es similar a los linfocitos de los mamíferos y aves, (Campbell y Ellis, 2007) incluyendo la producción de inmunoglobulinas y mediación en la respuesta inmunológica celular. (Lopes, 2009; Almosny y Monteiro, 2007)

Los reptiles tienen las dos clases de linfocitos (Linfocitos B y T) involucrados en la función inmunológica. Sin embargo a diferencia de los mamíferos y aves endotérmicas, la respuesta inmunológica de estos individuos ectotérmicos esta enormemente influenciada por el ambiente. Por ejemplo, bajas temperaturas pueden suprimir o inhibir la respuesta inmunológica en los reptiles. (Campbell y Ellis, 2007)

- **Factores que alteran el número de linfocitos en reptiles**

- El número de linfocitos está influenciado por varios factores intrínsecos y extrínsecos. El ambiente, factores fisiológicos como los cambios estacionales y la hibernación pueden afectar el recuento de linfocitos.

- En general, el recuento de linfocitos tiende a ser menor durante el invierno y mayor durante el verano. (Campbell y Ellis, 2007; Duguy, 1970; Sypek y Borysenko, 1988; Jacobson *et al.*, 1990) Reptiles tropicales que no hibernan, a menudo suelen mostrar una disminución de linfocitos en la circulación durante el invierno. (Campbell y Ellis, 2007; Sypek y Borysenko, 1988)
- El número de linfocitos también es afectado por el género. Las hembras de algunas especies suelen tener una concentración significativamente mayor de linfocitos que los machos de la misma especie y edad. (Campbell y Ellis, 2007; Duguy, 1970; Sypek y Borysenko, 1988) Los cocodrilos adultos tienen un recuento de leucocitos bajo a comparación de las crías y juveniles. (Jacobson, 2007; Stacy y Whitaker, 2000)
- La linfopenia a menudo se presenta secundaria a un gran número de enfermedades asociadas con inmunosupresión, estrés crónico, y malnutrición crónica.
- La linfocitosis a menudo se presenta durante un proceso de cicatrización, enfermedades inflamatorias, infecciones parasitarias y virales; como también puede estar presente durante la ecdisis o muda. (Campbell y Ellis, 2007; Wallach y Boever, 1983)

h. TROMBOCITOS / PLAQUETAS

La producción de trombocitos en los reptiles es similar a la de las aves. Los trombocitos son pequeños (generalmente más pequeños que los eritrocitos). (Campbell y Ellis, 2007)

La concentración total de trombocitos puede ser difícil de determinar porque estos tienden a agruparse in vitro y cuando se exponen a la heparina (el anticoagulante más común usado en hematología en reptiles). Los trombocitos se encuentran en el rango de 25 a 350 trombocitos por 100 leucocitos en un frotis sanguíneo de reptiles normales. (Campbell y Ellis, 2007; Sypek y Borysenko, 1988)

- **Características morfológicas de los trombocitos en reptiles**

- Los trombocitos miden generalmente de 8 a 16 μm de longitud y de 5 a 9 μm de ancho (Jacobson, 2007; Sypek y Borysenko, 1988).
- Son células nucleadas, con formas que varían de elíptica a fusiforme. La célula madura y elíptica es derivada de células precursoras redondeadas, siendo el tromboblasto el más probable precursor inmaduro. (Jacobson, 2007)
- El núcleo está situado en el centro y posee una cromatina nuclear densa, que se tiñe en morado; mientras que el citoplasma es menos coloreado y contiene pocos gránulos azurofílicos.
- Los trombocitos activos son comunes y aparecen como agrupaciones de células con citoplasma irregular y vacuolas.
- Los trombocitos en desarrollo se encuentran en menor cantidad y el citoplasma es menos basofílico. Durante los últimos estadios de desarrollo, la cromatina nuclear se torna más densa y los gránulos citoplasmáticos específicos aparecen. (Lopes, 2009; Hawkey y Dennett, 1989)

- **Función de los trombocitos en reptiles**

La función de los trombocitos en reptiles es similar a los trombocitos aviares y las plaquetas de los mamíferos, jugando un rol significativo en la formación del trombo. (Campbell y Ellis, 2007)

Dentro de sus múltiples funciones, podemos citar su capacidad de fagocitosis, participando activamente en la defensa del organismo; la capacidad de transformarse en eritrocitos, (Lopes, 2009; Goulart, 2004) si hubiera un aumento en la demanda de los mismos, (Lopes, 2009; Pendl, 2006) y su participación en los procesos de hemostasia. (Lopes, 2009; Goulart, 2004)

- **Factores que alteran el número de trombocitos en reptiles**

- Un aumento del número de trombocitos inmaduros, generalmente va acompañado por una trombocitosis, el cual indica una respuesta regenerativa, con la producción aumentada en la médula ósea como resultado de una mejor utilización periférica o destrucción. (Jacobson, 2007; Frye, 1991)
- La trombocitopenia se da mayormente cuando hay una utilización excesiva de trombocitos en la periferia o la disminución en la producción de los mismos. Antes de todo debemos descartar si la trombocitopenia no es por una mala toma de muestra, un retraso en el procesamiento o un error del laboratorio. Si estos no fueran los casos; podemos sospechar de toxicidad, enfermedades infecciosas o neoplasia de la médula ósea; como también una destrucción acelerada de trombocitos o una enfermedad autoinmune (Jacobson, 2007).

2.6 CONSIDERACIONES EN LA INTERPRETACIÓN DEL**HEMOGRAMA EN REPTILES**

La hematología es una herramienta diagnóstica valiosa que puede ser usada para evaluar la respuesta de un paciente a un tratamiento. Una respuesta favorable en un leucograma sería un cambio en la leucocitosis o leucopenia a una concentración normal de leucocitos. La desaparición de heterófilos tóxicos, linfocitos reactivos o células plasmáticas de un frotis sanguíneo durante o después de un tratamiento, indica un avance y respuesta favorable al mismo.

Cuando evaluamos la respuesta hematológica de un reptil, los efectos de los factores intrínsecos y extrínsecos pueden generar un cambio en la respuesta de los animales a una enfermedad y no puede ser pasado por alto. La respuesta celular de la sangre de los reptiles es menos predecible que la de mamíferos y aves endotérmicas donde su microambiente celular es más estable.

El sitio de colección sanguínea, el tipo de anticoagulante usado, el método de recuento celular, el tipo de tinción y la experiencia de la persona encargada, aumenta la variabilidad en los valores del hemograma. Todos estos factores pueden complicar el establecimiento y la validación de los valores referenciales normales. Debido a esta variabilidad, los recuentos de leucocitos totales y diferenciales deben demostrar un doble o mayor aumento como una disminución de los valores normales de referencia con el fin de ser considerado significativo. (Campbell y Ellis, 2007)

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. LUGAR

La toma de muestras se realizó en el Parque Zoológico Huachipa, ubicado en el distrito de Ate-Vitarte, provincia de Lima, departamento de Lima. Y fueron procesadas en el Laboratorio Odalab, ubicado en el distrito de Surco.

2. ANIMALES

Se muestrearon todos los ejemplares de las especies Caiman Negro (*Melanosuchus niger*) y Caiman Blanco (*Caiman crocodilus*) del Parque Zoológico Huachipa; siendo que ninguno presentó alteraciones clínicas aparentes. Contando con un tamaño de muestra de 11 ejemplares (9 crías y 2 juveniles) para cada una de las especies, haciendo un total de 22 animales. Estos animales permanecían en un ambiente fijo a una temperatura controlada de 26°C aproximadamente, con una alimentación basada en carne y pollo picado, tres veces por semana. Sin suplementos, ni medicación adicional.

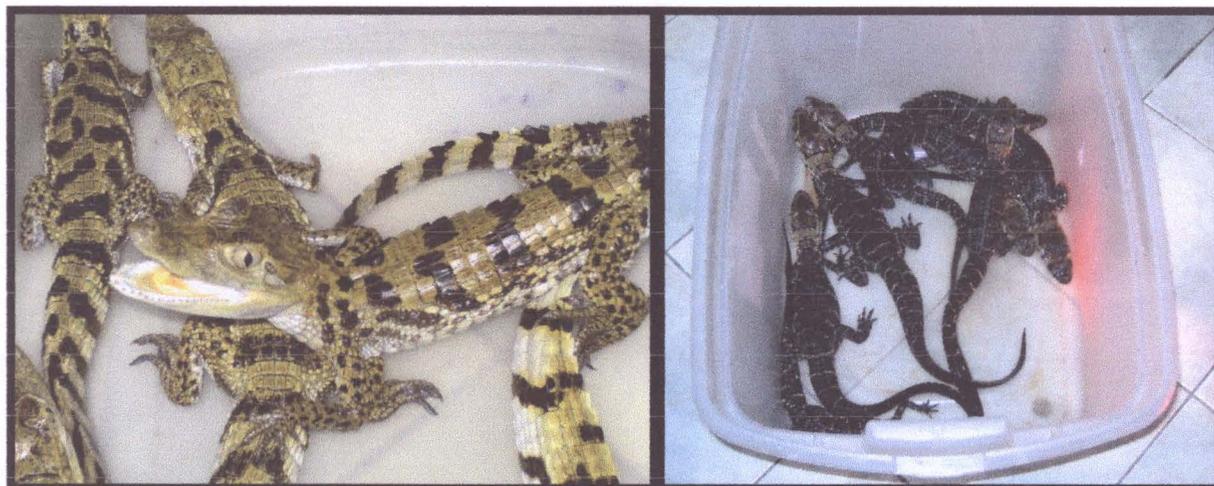


Figura 1. A la izquierda el Caiman Blanco (*Caiman crocodilus*) y a la derecha el Caiman Negro (*Melanosuchus niger*).

Fuente: Foto propiedad de Marcela Santa María García.

3. MATERIALES Y EQUIPOS

3.1 PARA TOMA DE MUESTRAS

- Jeringas de 1 y 3 mL
- Agujas # 23G x 1" (0.6 X 25 mm) y # 21G x 1 1/2" (0.8 x 40 mm)
- Guantes de látex # 6 ½
- Clorhexidina (desinfectante)
- Tubos de Heparina/Litio (Anticoagulante)
- Rejilla porta tubos
- Caja térmica

- Hielo (conservar muestras durante el transporte al laboratorio)
- Cajas transportadoras de los animales
- Balanza digital
- Libreta de notas
- Lapicero
- Marcador negro indeleble
- Cámara fotográfica digital

3.2 LABORATORIO

- Tubos de ensayo
- Láminas porta objeto
- Laminillas cubre objetos
- Cámara de Neubauer
- Capilares
- Pipeta de Thoma
- Reactivo Drabkin
- Solución de Natt & Herrick
- Tarjeta para lectura de hematocrito

- Espectrofotómetro “Shimadzu” UV-1200 Series
- Microcentrifugadora “Nüve”



Figura 2. Tubos con Heparina/Litio (Anticoagulante).

Fuente: Foto propiedad de Marcela Santa María García.

3.3 REGISTRO FOTOGRÁFICO

- Cámara digital “Fujifilm” FinePix S2800 HD Lens 18x

4.1 CONTENCIÓN FÍSICA Y TOMA DE MUESTRAS

La toma de muestras se realizó en dos días diferentes, siendo el primer día para caimanes blancos y el segundo para negros. Todos los ejemplares fueron sujetados físicamente, utilizando la técnica descrita por Fowler (1995). Previo a la toma de muestra, cada ejemplar fue examinado y pesado.

Los procedimientos fueron realizados por la mañana (10 a.m.) en el tópico veterinario del zoológico a una temperatura de 22°C aproximadamente. Las muestras de sangre fueron obtenidas por punción del seno venoso post-occipital (Jacobson, 2007), no excediéndose del 10% del volumen total sanguíneo. (Campbell y Ellis, 2007) Estas fueron colocadas en tubos con heparina/litio y almacenadas en cajas de refrigeración para su transporte al laboratorio.

Las 22 muestras fueron procesadas en el laboratorio ODALAB – Odawara Laboratorios S.R.L., siguiendo un procedimiento específico, el cual se detalla abajo.



Figura 3. Contención y toma de muestra en Caiman Blanco (*Caiman crocodilus*).

Fuente: Foto propiedad de Marcela Santa María García.

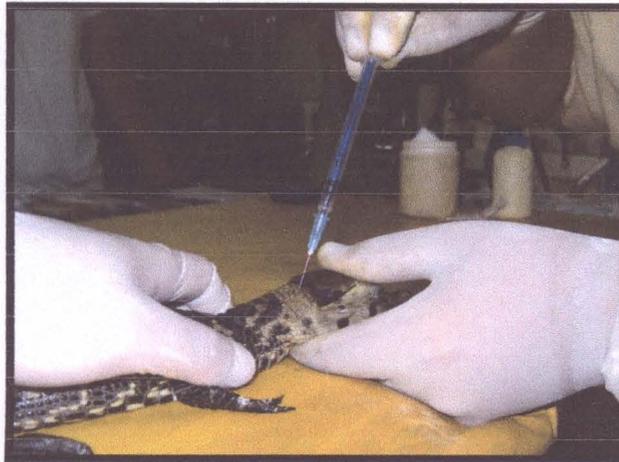


Figura 4. Contención y toma de muestra en Caiman Negro (*Melanosuchus niger*).

Fuente: Foto propiedad de Marcela Santa María García.

4.2 PROCEDIMIENTOS ESTANDARIZADOS PARA ANÁLISIS HEMATOLÓGICOS EN CAIMANES (LABORATORIOS ODALAB)

4.2.1 HEMOGLOBINA

a. MÉTODO DRABKIN:

- **Fundamento:** La hemoglobina se oxida a metahemoglobina por acción del ferricianuro que a su vez se combina con iones cianuro convirtiéndose en cianometahemoglobina.
- **Procedimientos:** 1) Tomar la muestra de sangre por punción venosa con anticoagulante Heparina/Litio. 2) Medir 2.5 mL de reactivo de Drabkin y añadir 10µl de sangre total. Mezclar y dejar en reposo por 5 a 10 minutos. 3) Leer en espectrofotómetro a 540 nm, el color es estable por un día.

a. MÉTODO DE MICROCENTRIFUGACIÓN:

- **Fundamento:** Mide la fracción que comprende a los glóbulos rojos respecto al volumen total de una muestra de sangre, se expresa en porcentaje.
- **Procedimiento:** 1) Se extrae sangre por punción venosa con anticoagulante Heparina/Litio. Se toma una porción de muestra en un capilar (7cm x 1mm), luego de ocluir un extremo con plastilina, se centrifuga en una Microcentrifuga durante 5 minutos a 10,000 rpm. 2) Medir la relación porcentual entre el paquete globular del total de la muestra, utilizando la tarjeta para lectura de hematocrito.

4.2.3 HEMATÍES / ERITROCITOS

a. RECUENTO DE HEMATÍES EN CÁMARA DE NEUBAUER:

- **Fundamento:** La sangre con anticoagulante (Heparina/Litio) se diluye en una pipeta de thoma con solución Natt & Herrick, cuya presión osmótica es suficiente para evitar hemólisis de los hematíes y que además colorea los leucocitos y plaquetas, permitiendo una mejor diferenciación.
- **Procedimiento:** 1) Mezclar bien la sangre anticoagulada. 2) Llenar la pipeta (pipeta de thoma) con sangre hasta la marca de 0.5 (dil 1/200). 3) Llenar la pipeta hasta la marca 101 con diluyente de Natt & Herrick y rotar sin que ingrese aire o escape sangre. Tapando los extremos de la pipeta con los dedos por espacio de 2 minutos. 4) Agitar bien la pipeta y descartar 3 a 4 gotas y luego colocar una pequeña gota en la cámara de Neubauer (la cámara se llena por capilaridad). 5) Dejar 5 minutos en reposo y contar. 6) Enfocar a 40x y contar

sobre el cuadrado grande central de la cámara. Solo en 5 cuadrados pequeños, 4 angulares y 1 central (80 cuadraditos en total). 7) En la numeración se incluye las células que cubren o tocan por dentro o por fuera las líneas limitantes superior e izquierda y no se consideran las correspondientes a los límites inferior y derecho.

- **Resultado:**

$$\# \text{ de hematíes x mm}^3 = \frac{\text{N}^\circ \text{ de hematíes contados (en 5 cuadrados pequeños)}}{\text{Área contada x altura de la cámara x dilución de la sangre}}$$

$$\# \text{ de hematíes x mm}^3 = \frac{\text{N}^\circ \text{ de hematíes contados}}{\frac{1}{5} \times \frac{1}{10} \times \frac{1}{200}} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de hematíes contados}}{\frac{1}{10,000}}$$

$$\frac{1}{5} \times \frac{1}{10} \times \frac{1}{200} = \frac{1}{10,000}$$

$$\# \text{ de hematíes x mm}^3 = \text{N}^\circ \text{ de hematíes contados x 10,000}$$

4.2.4 LEUCOCITOS

a. RECUENTO DE LEUCOCITOS EN CÁMARA DE NEUBAUER:

- **Fundamento:** La sangre con anticoagulante (Heparina/Litio) se diluye con la solución Natt & Herrick, la cual tiñe a los leucocitos de una color azul violeta, lo que permite diferenciarlos de los hematíes.
- **Procedimiento:** 1) Mezclar bien la sangre anticoagulada. 2) Llenar la pipeta (pipeta de thoma) con sangre hasta la marca de 0.5 (dil 1/200). 3) Llenar la pipeta hasta la marca 101 con diluyente solución de Natt & Herrick y rotar son

que ingrese aire o escape sangre. Tapando los extremos de la pipeta con los dedos por espacio de 2 minutos. 4) Agitar bien la pipeta y descartar 3 a 4 gotas y luego colocar una pequeña gota en la cámara de Neubauer (la cámara se llena por capilaridad). 5) Dejar 5 minutos en reposo y contar. 6) Enfocar a 40x y contar sobre el cuadrado grande central de la cámara en los 9 cuadrantes. 7) En la numeración se incluye las células que cubren o tocan por dentro o por fuera las líneas limitantes superior e izquierda y no se consideran las correspondientes a los límites inferior y derecho.

Resultado:

$$\# \text{ de leucocitos x mm}^3 = \frac{\text{N}^\circ \text{ de leucocitos (en 9 cuadrados pequeños)}}{\text{Área contada x altura de la cámara x dilución de la sangre}}$$

Área contada x altura de la cámara x dilución de la sangre

$$\# \text{ de leucocitos x mm}^3 = \frac{\text{N}^\circ \text{ de leucocitos contados}}{9 \times 1 \times 1} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de leucocitos contados}}{9}$$

$$\frac{10 \ 200}{9} = 2,000$$

de leucocitos x mm³ = N° de leucocitos contados x 22

4.2.5 PLAQUETAS

Para alcanzar una dilución muy aproximada a 1:200, se miden 2 mL del diluyente Natt & Herrick y se le agregan 10µl de sangre con anticoagulante heparina/litio (**Odalab 2005**).

a. MÉTODO DEL DR. JOSÉ VICENTE GRIÑAN. (RECUENTO DE PLAQUETAS EN LÁMINA):

- El recuento se puede estimar contando las plaquetas en 10 campos a 100x y el promedio se multiplica por 3,500.

4.3 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los resultados fueron resumidos mediante estadística descriptiva utilizando la media como medida de tendencia central y la desviación estándar y valores extremos como medidas de dispersión.

Se verificó la normalidad de las variables hematológicas mediante la Prueba de Kolmogorov - Smirnov para una muestra. La diferencia entre los valores hematológicos por efecto de las especies de caimanes se analizó mediante la prueba de T de Student cuando las variables cuantitativas continuas (valores hematológicos) seguían la distribución normal. En caso contrario el análisis utilizado fue la prueba de U de Mann Whitney. Los resultados fueron obtenidos utilizando un nivel de confianza del 95%. Contando con el programa estadístico SPSS 17.0.

IV. RESULTADOS

Se obtuvieron valores hematológicos en individuos de las especies *Melanosuchus niger* (Caiman Negro) y *Caiman crocodilus* (Caiman Blanco), contando con un tamaño de muestra de 11 ejemplares (9 crías y 2 juveniles) para cada una de las especies, haciendo un total de 22 animales; que se encontraban en cautiverio en el Parque Zoológico Huachipa.

En estos resultados se evaluó el recuento celular, el cual contenía la serie roja: número total de eritrocitos, hematocrito y hemoglobina; también la serie blanca: número total de leucocitos y el conteo diferencial de estos que incluía: los heterófilos, eosinófilos, basófilos, azurófilos, monocitos y linfocitos; junto con el recuento de trombocitos o plaquetas.

En los cuadros siguientes se colocaron tanto los valores absolutos como los valores relativos de cada parámetro hematológico en ambas especies de caimanes, pero solo se utilizaron los valores absolutos para establecer las comparaciones y con esto se evitaron posibles errores en la interpretación.

Todos estos resultados se evidencian en el Cuadro 1 para *Caiman crocodilus*, el Cuadro 2 para *Melanosuchus niger* y el Cuadro 3 que compara ambas especies.

En el Cuadro 1 se muestra la comparación entre todos los individuos de la especie *Caiman crocodilus*, donde se pudo determinar que hubieron ciertos valores que resaltaban, por ser muy bajos o altos, comparados con la media de cada parámetro de dicha especie. Los más resaltantes fueron; hemoglobina, hematocrito, azurófilos, eosinófilos y basófilos.

La hemoglobina en un individuo registró 4.69 g/dL; siendo un valor marcadamente bajo para la media reportada en dicha especie que fue de 7.8g/dL; este mismo contó también con un valor de hematocrito bajo de 17.0%, en comparación con los otros individuos, donde se mostró una media de 26.3%.

Con respecto al recuento de azurófilos, solo un individuo fue el que reportó la presencia de estas células sanguíneas, con un valor de 195 mm³, dentro de todo el estudio. Por otro lado, los eosinófilos presentaron un valor significativamente mayor a la media de todos los ejemplares de la especie, siendo este de 0.8 10³/mm³, en comparación con ejemplares que no registraron valor para estos. Sucediendo lo mismo con los basófilos, donde se registró 0.4 10³/mm³, siendo un valor elevado contrastándolo con individuos que no registraron presencia de estas células en sus hemogramas.

Cuadro 1: Valores Hematológicos obtenidos en *Caiman crocodilus* (n= 11).

Parámetro	X	DE	Rango	
			Mínimo	Máximo
Leucocitos ($10^3/\text{mm}^3$)	6.4	2.3	3.3	9.8
Eritrocitos ($10^6/\text{mm}^3$)	0.71	0.11	0.54	0.88
Hemoglobina (g/dL)	7.8	1.5	4.69	9.84
Hematocrito (%)	26.3	3.7	17	30
Azurófilos (%)	0.18	0.6		
Heterófilos (%)	12.82	4.8		
Eosinófilos (%)	3.5	3.4		
Basófilos (%)	2	2.32		
Monocitos (%)	3.18	1.7		
Linfocitos (%)	78.27	4.07		
Azurófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.018	0.059	0	0.2
Heterófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.8	0.4	0.4	1.7
Eosinófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.22	0.22	0	0.8
Basófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.11	0.11	0	0.4
Monocitos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.21	0.11	0.033	0.33
Linfocitos ($10^3/\text{mm}^3$)	4.9	1.9	2.5	8.4
Plaquetas ($10^3/\text{mm}^3$)	7.9	1.7	5.3	9.8

X: media aritmética, DE: desviación estándar.

Fuente: *Marcela Inés Santa María.*

El Cuadro 2 muestra los valores hematológicos de los individuos de *Melanosuchus niger*, donde también se realizó las comparaciones entre sus ejemplares. En este caso, al contrastar los valores de cada parámetro con su respectiva media, se encontró diferencias resaltantes en los eritrocitos, heterófilos y plaquetas.

El número de eritrocitos presentó un valor muy bajo por parte de uno de los ejemplares que fue de $0.29 \cdot 10^3/\text{mm}^3$, en comparación con $0.72 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ que fue la media para dicho parámetro, y coincide que fue el mismo en reportar un recuento plaquetario significativamente alto, de $12.0 \cdot 10^3/\text{mm}^3$, siendo la media $5.8 \cdot 10^3/\text{mm}^3$.

Por otro lado, se registraron valores altos y bajos en el número de heterófilos; fue la especie que reportó la cifra más baja de dichas células de $0.36 \cdot 10^3/\text{mm}^3$, como también el valor más alto $5.58 \cdot 10^3/\text{mm}^3$.

Cuadro 2: Valores Hematológicos obtenidos en *Melanosuchus niger* (n= 11).

Parámetro	X	DE	Rango	
			Mínimo	Máximo
Leucocitos ($10^3/\text{mm}^3$)	12.9	5.8	4.0	18.5
Eritrocitos ($10^6/\text{mm}^3$)	0.72	0.19	0.29	0.9
Hemoglobina (g/dL)	8.5	1.5	6.44	11.47
Hematocrito (%)	25.5	2.9	21	30
Azurófilos (%)	0	0		
Heterófilos (%)	15.45	8.19		
Eosinófilos (%)	3.64	0.92		
Basófilos (%)	0.27	0.46		
Monocitos (%)	7.27	2.45		
Linfocitos (%)	73.36	8.7		
Azurófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.0	0.0	0	0
Heterófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	1.9	1.57	0.36	5.58
Eosinófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.45	0.24	0.16	0.88
Basófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.035	0.065	0	0.18
Monocitos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.93	0.56	0.3	1.67
Linfocitos ($10^3/\text{mm}^3$)	9.4	4.3	2.4	13.73
Plaquetas ($10^3/\text{mm}^3$)	5.8	2.72	2.6	12.0

X: media aritmética, DE: desviación estándar.

Fuente: Marcela Inés Santa María García.

En el Cuadro 3 se muestran los valores hematológicos en forma comparativa discriminados por especie, revelando que el número de leucocitos ($p=0.003$), heterófilos ($p=0.025$), eosinófilos ($p=0.026$), monocitos ($p=0.000$) y linfocitos ($p=0.005$) fueron significativamente más altos en *Melanosuchus niger*, y que el número de plaquetas ($p=0.036$) estuvo significativamente más elevado en *Caiman crocodilus*. Indicando que dichas variables son estadísticamente diferentes, teniendo una significancia menor al %5 ($p<0.05$).

En cuanto al número de eritrocitos ($p=0.866$), hemoglobina ($p=0.235$), hematocrito ($p=0.574$), número de azurófilos ($p=0.329$) y número de basófilos ($p=0.61$) no mostraron diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 3: Comparación de los Valores Hematológicos entre especies.

Parámetro	<i>Melanosuchus niger</i> (n=11)		<i>Caiman crocodilus</i> (n=11)	
	X	DE	X	DE
Leucocitos ($10^3/\text{mm}^3$)	12.9 ^a	5.8	6.4 ^b	2.3
Eritrocitos ($10^6/\text{mm}^3$)	0.72 ^a	0.19	0.71 ^a	0.11
Hemoglobina (g/dL)	8.5 ^a	1.5	7.8 ^a	1.5
Hematocrito (%)	25.5 ^a	2.9	26.3 ^a	3.7
Azurófilos (%)	0	0	0.18	0.6
Heterófilos (%)	15.45	8.19	12.82	4.8
Eosinófilos (%)	3.64	0.92	3.5	3.4
Basófilos (%)	0.27	0.46	2	2.32
Monocitos (%)	7.27	2.45	3.18	1.7
Linfocitos (%)	73.36	8.7	78.27	4.07
Azurófilos* ($10^3/\text{mm}^3$)	0.0 ^a	0.0	0.018 ^a	0.059
Heterófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	1.9 ^a	1.57	0.8 ^b	0.4
Eosinófilos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.45 ^a	0.24	0.22 ^b	0.22
Basófilos* ($10^3/\text{mm}^3$)	0.035 ^a	0.065	0.11 ^a	0.11
Monocitos ($10^3/\text{mm}^3$)	0.93 ^a	0.56	0.21 ^b	0.11
Linfocitos ($10^3/\text{mm}^3$)	9.4 ^a	4.3	4.9 ^b	1.9
Plaquetas ($10^3/\text{mm}^3$)	5.8 ^a	2.72	7.9 ^b	1.7

X: media aritmética, DE: desviación estándar.

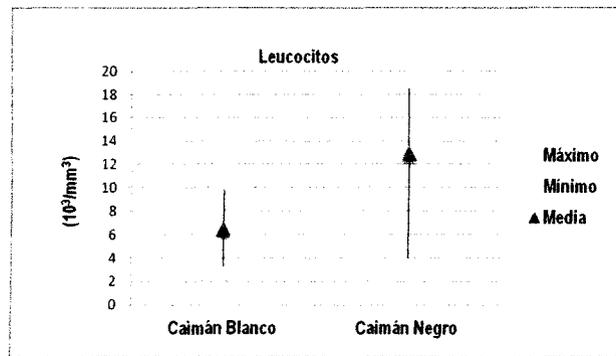
^{a,b} Letras diferentes indican que la media del parámetro evaluado difiere entre la especie de caimán evaluado ($p < 0.05$)

*Diferencia calculado con la prueba de U de Mann - Whitney debido a que la variable no sigue la distribución normal.

Fuente: Marcela Inés Santa María García.

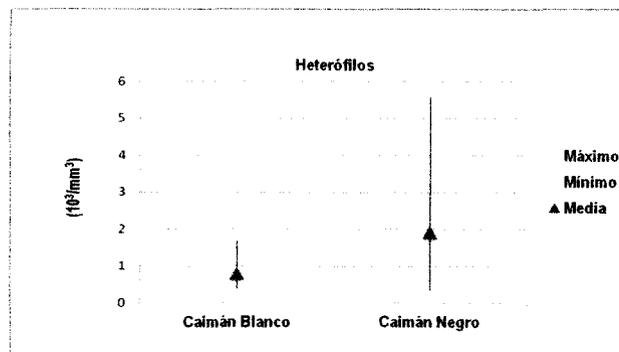
significativos, se observan representados en los siguientes gráficos.

Gráfico 1. Comparación del número de Leucocitos entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



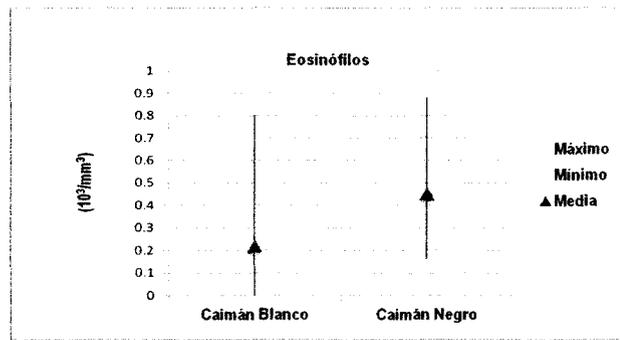
$p= 0.003 (p<0.05)$

Gráfico 2. Comparación del número de Heterófilos entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



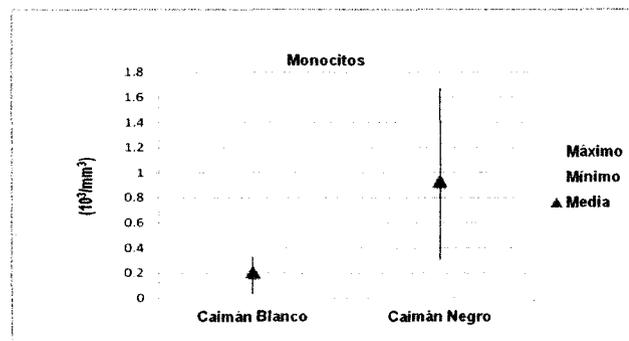
$p= 0.025 (p<0.05)$

Gráfico 3. Comparación del número de Eosinófilos entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



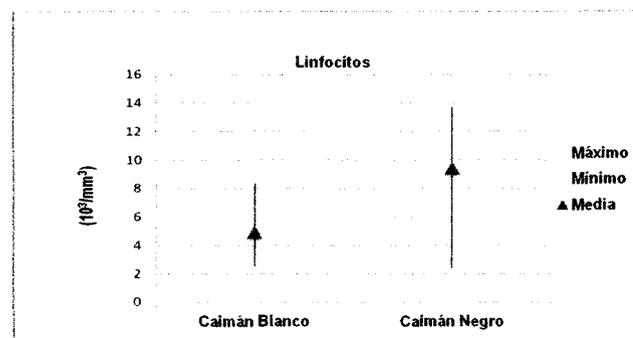
$p= 0.026 (p<0.05)$

Gráfico 4. Comparación del número de Monocitos entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



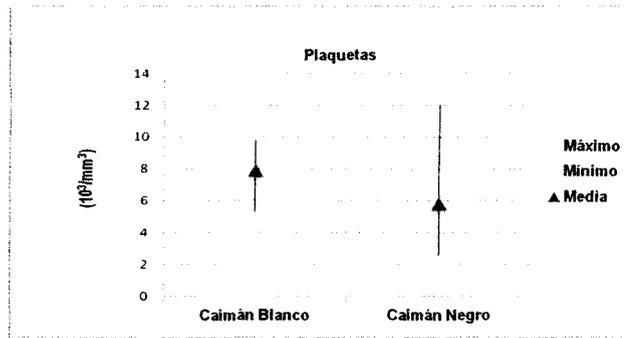
$p= 0.000 (p<0.05)$

Gráfico 5. Comparación del número de Linfocitos entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



$p= 0.005 (p<0.05)$

Gráfico 6. Comparación del número de Plaquetas entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



$p = 0.036$ ($p < 0.05$)

V. DISCUSIÓN

En el presente estudio encontramos que los resultados obtenidos de los valores hematológicos en las especies *Caiman crocodilus* y *Melanosuchus niger*, resaltaron estadísticamente las diferencias en parámetros como leucocitos, heterófilos, eosinófilos, monocitos y linfocitos; encontrándose más elevado en *Melanosuchus niger*, en cambio el recuento plaquetario se vió más elevado en el *Caiman crocodilus*. A esto se le atribuye factores que se vieron involucrados en ambas especies como es la temperatura, estrés por cautiverio, técnica de captura y lugar de venopunción para la toma de muestra.

Uno de los factores que genera una disminución de leucocitos es un registro de temperatura baja; ya que a la par, disminuye el número de linfocitos y heterófilos y viceversa (Mussart *et al.*, 2006; Duguay, 1970); siendo similar con la diferencia de valores de estos dos últimos parámetros en las dos especies del estudio. Aunque ambas especies fueron muestreadas en verano a igual temperatura; podemos deducir que el *Melanosuchus niger* sería una especie más sensible a la exposición de temperaturas altas. Incluso en una publicación que realizó Sarkis (2004) con respecto a la influencia de las condiciones climáticas en el conteo nocturno de caimanes en cautiverio; dicho autor planteó dentro de su discusión, que el *Melanosuchus niger* es sensible a cambios de temperatura e intensidad de vientos. Corroborando aun más, la susceptibilidad de

esta especie a dicho factor. En comparación con otros autores, se registró un valor del número de leucocitos considerablemente más alto a los obtenidos en el estudio, siendo el caso del *Caiman latirostris* $22.7 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Troiano *et al.*, 1996); sin embargo, comparando el número de leucocitos obtenidos en *Caiman crocodilus*, con el registrado en otras especies, surgen valores coincidentes como son el caso de *Alligator mississippiensis* $6.4 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Jacobson, 2007; Mateo *et al.*, 1984; Frye, 1991; Millan *et al.*, 1997) y *Caiman sclerops* $6.3 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004). Por otro lado, los valores del número de linfocitos obtenidos en el presente estudio fueron relativamente más altos, excepto en *Caiman latirostris* $8.3 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004) y *Paleosuchus palpebrosus* $10.1 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Lopes, 2009), que registraron valores aún más elevados. Las demás especies en comparación, registraron valores por debajo de la reportada en el estudio para *Caiman crocodilus*.

Por otra parte, un parámetro que también está muy influenciado con los cambios de temperatura en caimanes y que Duguay (1970) en su publicación registró que su variación es mayormente estacional, fueron los eosinófilos; que se ven disminuidos en las épocas de verano cuando la temperatura se incrementa (Jacobson, 2007; Duguay, 1970). Sin embargo, en nuestro estudio se registró lo contrario, ya que el *Melanosuchus niger* obtuvo un valor mayor en este parámetro, por lo cual, podríamos pensar que estarían involucrados otros tipos de factores que influirían en la alteración del número de eosinófilos; como es el género, la edad o el indicio de alguna enfermedad (Campbell y Ellis, 2007; Mead y Borysenko, 1984). Asimismo, un parámetro que también mostró un valor alto en el *Melanosuchus niger* fue el monocito, este a diferencia del eosinófilo, es muy poco influenciado por la temperatura y mayormente cuando se ve incrementado es bajo un proceso inflamatorio (Campbell y Ellis, 2007; Duguay, 1970). Donde al igual

que en los eosinófilos podrían estar involucrados otros tipos de factores. Sin embargo, la especie *Melanosuchus niger* registró el valor del número de eosinófilos semejante a los reportados en *Paleosuchus palpebrosus* $0.48 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Lopes, 2009) y *Caiman latirostris* $0.4 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004). Donde el mismo autor reportó en la especie *Paleosuchus palpebrosus* el valor más bajo con $0.05 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Lopes, 2009). Con respecto al número de monocitos, *Caiman crocodilus* registró valor similar a *Paleosuchus palpebrosus* $0.23 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Lopes, 2009) y *Caiman sclerops* $0.2 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004). Por otro lado, *Melanosuchus niger* obtuvo valor semejante a *Caiman latirostris* $0.83 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004). El mismo autor que reportó los valores para el *Paleosuchus palpebrosus*, registró en su estudio el valor más bajo con $0.03 \cdot 10^3/\text{mm}^3$.

Por otra parte, el estrés es un factor importante a considerar y más en animales de zoológico, debido a que están en cautiverio; por ende, están constantemente bajo ciertos tipos de manejos de rutina como controles sanitarios, como también expuestos a ataques de otros individuos, peleas por el alimento, hacinamiento, disputas en épocas reproductivas, cambios de jerarquía, etc. Otro procedimiento estresante para estos animales, es la captura para los controles sanitarios; los animales muestreados fueron inmovilizados físicamente para poder realizar la venopunción del seno venoso post - occipital, lo que ocasionó que entren en un cuadro de estrés agudo; pudiendo así variar el leucograma. Guillete *et al.* (1995) publicaron que dentro de la biología del estrés en reptiles en cautiverio; factores como manejo y toma de muestras en especies como *Alligator mississippiensis* y *Caiman crocodilus*, estimulan la liberación de corticosterona. Además, autores reportan que durante un proceso de estrés, donde se ve un incremento de glucocorticoides, puede verse un aumento en el número de heterófilos (Campbell y Ellis, 2007); siendo el caso del *Melanosuchus niger*; con el cual,

estaríamos frente a una especie más sensible a procesos de estrés que el *Caiman crocodilus*; ya que ambas especies fueron contenidas físicamente igual. Aun así, el registro del número de heterófilos en todo el estudio reportó valores bajos en comparación con otras especies, como por ejemplo, *Paleosuchus palpebrosus* $6.2 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Lopes, 2009), *Caiman latirostris* $4.3 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004), *Alligator mississippiensis* $3.5 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Jacobson, 2007; Mateo *et al.*, 1984; Frye, 1991; Millan *et al.*, 1997) y *Caiman sclerops* $2.5 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004).

Paralelamente, el *Caiman crocodilus* registró valores más altos con respecto al recuento de plaquetas en comparación con el *Melanosuchus niger*. Existen factores que están involucrados directamente en dichas fluctuaciones, como es el caso de la temperatura, donde al incrementarse, también aumenta el número de plaquetas (Troiano *et al.*, 1996); asimismo hay factores que influyen como, una mala toma de muestra o un retraso en el procesamiento de la misma. Aun así, los valores obtenidos en ambas especies del estudio se vieron por debajo de los rangos registrados para otras especies en diferentes publicaciones. Algo resaltante en el análisis de este parámetro, fue que un ejemplar de *Melanosuchus niger* reportó un valor marcadamente alto en comparación con todos los ejemplares de ambas especies del estudio; y este mismo individuo fue el que registró el valor más bajo para el número de eritrocitos en comparación con todos los demás individuos de ambas especies. Una de las funciones de las plaquetas en los reptiles, es de convertirse en eritrocitos, si en caso hubiera un aumento en la demanda de los mismos (Lopes, 2009; Sypek y Borysenko, 1988; Pendl, 2006). Por lo que se podría deducir, que este individuo estaría incrementando el número de sus plaquetas para contrarrestar un bajo nivel de eritrocitos y así compensar los niveles sanguíneos requeridos. En general, los trabajos científicos todavía no incluyen a las plaquetas

dentro de sus hemogramas; son muy pocos los que reportan valores para diferentes especies de caimanes. Se pudo hacer la comparación con otras especies, pero todas estas registraron valores muy altos que los reportados en este estudio; como fue el caso de *Alligator mississippiensis* $23.0 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Jacobson, 2007; Mateo *et al.*, 1984; Frye, 1991; Millan *et al.*, 1997); *Caiman latirostris* $14.0 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Troiano *et al.*, 1996) y *Caiman crocodylus jacare* $12.7 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Troiano *et al.*, 1996). Siendo posible llegar a pensar también en la influencia de factores como cautiverio, técnicas de captura, tipo de muestreo, alimentación, entre otros; que generarían estos intervalos tan marcados entre especies.

Por el contrario, con respecto al número de azurófilos y basófilos; no se obtuvieron diferencias significativas entre ambas especies. En cuanto a los factores que intervienen en las fluctuaciones de los niveles de azurófilos son muy limitados, ya que la mayoría de los autores no incluyen este parámetro dentro del análisis hematológico para sus trabajos de investigación, por lo que se tiene poca información sobre estas células; a diferencia de los basófilos que si se le conoce factores que producen cambios significativos, uno de estos y puede ser el más importante registrado, son las infecciones de tipo parasitarias o virales (Campbell y Ellis, 2007; Supe y Borysenko, 1988), el cual produce un incremento de dichas células. En base al número de azurófilos, se comparó con otros autores que registraron valores mayores a los del presente estudio, como es el caso de *Caiman sclerops* $0.6 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004) y *Paleosuchus palpebrosus* $0.11 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004). Con respecto al número de basófilos se observó que *Caiman crocodylus* reportó valor similar al *Paleosuchus palpebrosus* $0.16 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (ISIS 2004) y que el *Melanosuchus niger* obtuvo valor semejante a la misma especie *Paleosuchus palpebrosus* $0.05 \cdot 10^3/\text{mm}^3$ (Lopes, 2009) registrada por otro autor.

Asimismo, parámetros como el número de eritrocitos, hemoglobina y hematocrito; tampoco mostraron diferencias estadísticas significativas en el estudio. Sin embargo, comparando el número de eritrocitos con el de otros autores, se vió que los valores fueron semejantes a los reportados para *Caiman crocodylus jacare* $0.69 \times 10^6/\text{mm}^3$ (Troiano *et al.*, 1996), *Paleosuchus palpebrosus* $0.4 - 0.9 \times 10^6/\text{mm}^3$ (Lopes, 2009; ISIS 2004) y *Caiman latirostris* $0.56 \times 10^6/\text{mm}^3$ (Troiano *et al.*, 1996; ISIS 2004). En cuanto a la hemoglobina, se tuvieron similitudes con los reportados por otros autores; teniendo el caso de *Caiman latirostris* 8.5 g/dL (ISIS 2004), *Paleosuchus palpebrosus* 6.2 – 8.8 g/dL (Lopes, 2009; ISIS 2004) y *Alligator mississippiensis* 7.1 – 8.2 g/dL (Lovely *et al.*, 2007; Glassman *et al.*, 1981; Jacobson, 2007; Mateo *et al.*, 1984; Frye, 1991; Millan *et al.*, 1997). Sin embargo, se registró un valor ligeramente alto en el caso de *Caiman crocodylus jacare* 12.0 g/dL (Troiano *et al.*, 1996). En base al hematocrito, los valores fueron semejantes a otros ejemplares, como *Caiman latirostris* 25.0 % (ISIS 2004), *Caiman crocodylus jacare* 27.0 % (Troiano *et al.*, 1996) y *Alligator mississippiensis* 27.0 % (Jacobson, 2007; Mateo *et al.*, 1984; Frye, 1991; Millan *et al.*, 1997). Sin embargo, *Paleosuchus palpebrosus* 16.0 % (Lopes, 2009) reportó un valor considerablemente bajo. Dichos valores también pueden estar influenciados por factores como edad, género, nutrición, hábitat, temperatura y estrés; ya que han sido reportados por otros autores; pero en el presente estudio estos parámetros fueron poco característicos.

VI. CONCLUSIONES

- Todos los parámetros hematológicos están influenciados por distintos factores que generan cambios en sus valores; estos factores pueden ser la edad, el género, la temperatura, el hábitat, el estrés asociado al cautiverio, el sitio de extracción de sangre, la nutrición, como también diferentes enfermedades.
- Los resultados de los valores hematológicos de ambas especies de caimanes del estudio, presentaron diferencias estadísticas significativas ($p < 0.05$) en parámetros como leucocitos, heterófilos, eosinófilos, monocitos y linfocitos; donde estos se encontraban incrementados en el *Melanosuchus niger*; en cambio solo el recuento plaquetario se vió incrementado en el *Caiman crocodilus*.
- La temperatura es un factor muy importante que influye en las variaciones de los parámetros hematológicos como los leucocitos, linfocitos y heterófilos; donde al incrementarse genera un aumento en los valores de los mismos; donde el *Melanosuchus niger* demuestra ser una especie sensible a dichas variaciones.
- El factor estrés es muy importante de considerar en animales en cautiverio, que va junto con un incremento en los niveles de glucocorticoides y el aumento del número de heterófilos está muy influenciado a esto; siendo el *Melanosuchus niger* una especie sensible a procesos de estrés.

- Aunque el número de eosinófilos, el número de monocitos y el recuento de plaquetas registraron diferencias estadísticas significativas entre las dos especies del estudio, no se pudo establecer algún factor en específico que pudiera influenciar en sus variaciones, por lo que se plantearon diferentes situaciones.
- El número de azurófilos, el número de basófilos, el número de eritrocitos, la hemoglobina y el hematocrito no registraron diferencias estadísticas significativas entre las especies del estudio.

VII. RECOMENDACIONES

- La técnica de contención física; el lugar y forma de colección de muestras sanguíneas en estas especies debe ser la correcta e implementada por una persona capacitada; de ser posible que se encargue ella misma de la colección de muestras de todas las especies del estudio; así el margen de error en cuanto a la manipulación de las muestras es el mínimo y se utiliza la misma técnica para todos; inclusive el procesamiento de estas por parte del laboratorio, también debe contar con un protocolo exactamente igual para todas las muestras.
- Hay que considerar el anticoagulante a utilizar, ya que dependerá de la especie y lo que se necesite evaluar para saber cuál es el más indicado.
- Establecer una guía sobre contención, colección y procesamiento de muestras para estos animales; que permita estandarizar la metodología y así poder registrar resultados más exactos; ya que dichos valores serán utilizados en el futuro, para establecer comparaciones con otras especies.
- Tener en cuenta que especies sensibles como el *Melanosuchus niger* deben contar con cuidados y/o manejos más específicos y adecuados dentro de los zocriaderos o zoológicos, para lograr mantener a esta especie en buenas condiciones.

- Elaborar más estudios o trabajos de investigación similares a este, ya sea en animales en cautiverio como de vida libre; donde las muestras poblacionales de los animales que se utilicen sean de un tamaño considerable; obteniendo resultados más concisos y certeros.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1. Resultados de los Valores Hematológicos Relativos del *Melanosuchus niger* por Laboratorio “Odalab”.

ESPECIE	Peso	Edad	HEMATOLOGIA										
			Leucocitos (mmc)	Hematíes (mmc)	Hb (g/dL)	Hto (%)	FORMULA DIFERENCIAL						Recuento de Plaquetas (mmc)
							Azurófilos (%)	Heterófilos (%)	Eosinófilos (%)	Basófilos (%)	Monocitos (%)	Linfocitos (%)	
Caiman Negro (<i>Melanosuchus niger</i>)													
1	250 g	< 1 año	10.200	293.000	7.76	28	0	9	3	0	10	78	12.000
2	125 g	< 1 año	14.400	690.000	7.69	25	0	3	2	1	8	86	6.200
3	245 g	< 1 año	17.600	576.000	9.35	30	0	8	5	1	8	78	5.550
4	170 g	< 1 año	18.000	672.000	9.84	26	0	31	4	0	9	56	2.664
5	150 g	< 1 año	4.000	998.000	8.36	25	0	26	4	0	9	61	6.300
6	335 g	< 1 año	14.200	968.000	7.87	27	0	14	3	0	3	80	2.600
7	380 g	< 1 año	18.500	736.000	9.05	29	0	17	3	0	8	72	4.800
8	145 g	< 1 año	16.000	800.000	6.44	21	0	16	4	0	3	77	7.500
9	430 g	< 1 año	4.000	684.000	6.63	24	0	9	4	0	8	79	6.800
10	1900 g	> 2 años	6.000	680.000	9.58	24	0	19	5	1	5	70	6.800
11	1170 g	> 2 años	18.500	860.000	11.47	21	0	18	3	0	9	70	2.800

Fuente: Marcela Inés Santa María García.

ANEXO 2. Resultados de los Valores Hematológicos Relativos del *Caiman crocodilus* por Laboratorio “Odalab”.

ESPECIE	Peso	Edad	HEMATOLOGIA										
			Leucocitos (mmc)	Hematíes (mmc)	Hb (g/dL)	Hto (%)	FORMULA DIFERENCIAL						Recuento de Plaquetas (mmc)
							Azurófilos (%)	Heterófilos (%)	Eosinófilos (%)	Basófilos (%)	Monocitos (%)	Linfocitos (%)	
Caiman Blanco (<i>Caiman crocodilus</i>)													
1	145 g	< 1 año	4.662	820.000	7.22	26	0	9	8	1	7	75	8.750
2	170 g	< 1 año	6.700	640.000	9.25	27	0	10	12	1	5	72	5.250
3	250 g	< 1 año	9.768	550.000	9.84	27	2	16	2	1	2	77	5.600
4	285 g	< 1 año	3.330	880.000	8.72	30	0	23	1	0	1	75	9.800
5	160 g	< 1 año	4.884	710.000	7.69	28	0	11	0	8	1	80	8.400
6	255 g	< 1 año	3.996	700.000	6.37	23	0	10	3	4	2	81	8.750
7	145 g	< 1 año	8.880	810.000	7.15	27	0	19	2	1	3	75	9.800
8	255 g	< 1 año	4.218	790.000	8.25	29	0	15	3	1	3	78	5.600
9	340 g	< 1 año	6.216	620.000	7.22	25	0	8	3	2	4	83	8.050
10	1650 g	> 2 años	9.768	540.000	4.69	17	0	9	2	0	3	86	8.750
11	4100 g	> 2 años	7.548	770.000	9.12	30	0	11	3	3	4	79	9.100

Fuente: Marcela Inés Santa María García.

ANEXO 3. Valores Hematológicos Absolutos del Caiman Negro (N) y Caiman Blanco (B).

Muestra	Especie	Leucocitos (mm3)	Eritrocitos (mm3)	Hb (g/dL)	Hto (%)	Azurófilos (mm3)	Heterófilos (mm3)	Eosinófilos (mm3)	Basófilos (mm3)	Monocitos (mm3)	Linfocitos (mm3)	Plaquetas (mm3)
1	N	10.200	293.000	7.76	28	0	918	306	0	1020	7956	12.000
2	N	14.400	690.000	7.69	25	0	432	288	144	1152	12384	6.200
3	N	17.600	576.000	9.35	30	0	1408	880	176	1408	13728	5.550
4	N	18.000	672.000	9.84	26	0	5580	720	0	1620	10080	2.664
5	N	4.000	998.000	8.36	25	0	1040	160	0	360	2440	6.300
6	N	14.200	968.000	7.87	27	0	1988	426	0	426	11360	2.600
7	N	18.500	736.000	9.05	29	0	3145	555	0	1480	13320	4.800
8	N	16.000	800.000	6.44	21	0	2560	640	0	480	12320	7.500
9	N	4.000	684.000	6.63	24	0	360	160	0	320	3160	6.800
10	N	6.000	680.000	9.58	24	0	1140	300	60	300	4200	6.800
11	N	18.500	860.000	11.47	21	0	3330	555	0	1665	12950	2.800
12	B	4.662	820.000	7.22	26	0	419.58	372.96	46.62	326.34	3496.5	8.750
13	B	6.700	640.000	9.25	27	0	670	804	67	335	4824	5.250
14	B	9.768	550.000	9.84	27	195.36	1562.88	195.36	97.68	195.36	7521.36	5.600
15	B	3.330	880.000	8.72	30	0	765.9	33.3	0	33.3	2497.5	9.800
16	B	4.884	710.000	7.69	28	0	537.24	0	390.72	48.84	3907.2	8.400
17	B	3.996	700.000	6.37	23	0	399.6	119.88	159.84	79.92	3236.76	8.750
18	B	8.880	810.000	7.15	27	0	1687.2	177.6	88.8	266.4	6660	9.800
19	B	4.218	790.000	8.25	29	0	632.7	126.54	42.18	126.54	3290.04	5.600
20	B	6.216	620.000	7.22	25	0	497.28	186.48	124.32	248.64	5159.28	8.050
21	B	9.768	540.000	4.69	17	0	879.12	195.36	0	293.04	8400.48	8.750
22	B	7.548	770.000	9.12	30	0	830.28	226.44	226.44	301.92	5962.92	9.100

Fuente: Marcela Inés Santa María García.

ANEXO 4. Estadística Descriptiva del Caiman Negro (*Melanosuchus niger*).

	N	Minimum	Maximum	Mean	Std. Deviation
Leucocitos (mm3)	11	4000	18500	12854.55	5810.914
Eritrocitos (mm3)	11	293000	998000	723363.64	193412.654
Hb (g/dL)	11	6.44	11.47	8.5491	1.48802
Hto (%)	11	21	30	25.45	2.945
Azurófilos (mm3)	11	0	0	.00	.000
Heterófilos (mm3)	11	360	5580	1991.00	1566.518
Eosinófilos (mm3)	11	160	880	453.64	235.385
Basófilos (mm3)	11	0	176	34.55	64.950
Monocitos (mm3)	11	300	1665	930.09	561.704
Linfocitos (mm3)	11	2440	13728	9445.27	4300.197
Plaquetas (mm3)	11	2600	12000	5819.45	2717.956
Valid N (listwise)	11				

Fuente: Marcela Inés Santa María García.

ANEXO 5. Estadística Descriptiva del Caiman Blanco (*Caiman crocodilus*).

	N	Minimum	Maximum	Mean	Std. Deviation
Leucocitos (mm ³)	11	3330	9768	6360,91	2356,827
Eritrocitos (mm ³)	11	540000	880000	711818,18	113385,906
Hb (g/dL)	11	4,69	9,84	7,7745	1,47894
Hto (%)	11	17	30	26,27	3,717
Azurófilos (mm ³)	11	0	195	17,76	58,903
Heterófilos (mm ³)	11	400	1687	807,43	434,448
Eosinófilos (mm ³)	11	0	804	221,63	216,937
Basófilos (mm ³)	11	0	391	113,05	114,112
Monocitos (mm ³)	11	33	335	205,03	114,107
Linfocitos (mm ³)	11	2498	8400	4996,00	1934,159
Plaquetas (mm ³)	11	5250	9800	7986,36	1691,758
Valid N (listwise)	11				

Fuente: Marcela Inés Santa María García.

		Levene's Test for Equality of Variances		t-test for Equality of Means						
									95% Confidence Interval of the Difference	
		F	Sig.	t	df	Sig. (2-tailed)	Mean Difference	Std. Error Difference	Lower	Upper
Leucocitos (mm3)	Equal variances assumed	12,023	,002	3,435	20	,003	6493,636	1890,680	2549,748	10437,525
	Equal variances not assumed			3,435	13,203	,004	6493,636	1890,680	2415,456	10571,817
Eritrocitos (mm3)	Equal variances assumed	,970	,337	,171	20	,866	11545,455	67598,291	-129462,109	152553,018
	Equal variances not assumed			,171	16,147	,867	11545,455	67598,291	-131650,266	154741,176
Hb (g/dL)	Equal variances assumed	,015	,905	1,224	20	,235	,77455	,63256	-,54495	2,09405
	Equal variances not assumed			1,224	19,999	,235	,77455	,63256	-,54496	2,09405
Hto (%)	Equal variances assumed	,072	,791	-,572	20	,574	-,818	1,430	-3,801	2,165
	Equal variances not assumed			-,572	19,005	,574	-,818	1,430	-3,811	2,175
Azurófilos (mm3)	Equal variances assumed	4,938	,038	-	20	,329	-17,760	17,760	-54,807	19,287
	Equal variances not assumed			-	10,000	,341	-17,760	17,760	-57,332	21,812
Heterófilos (mm3)	Equal variances assumed	9,517	,006	2,415	20	,025	1183,565	490,151	161,129	2206,002
	Equal variances not assumed			2,415	11,529	,033	1183,565	490,151	110,762	2256,368
Eosinófilos (mm3)	Equal variances assumed	1,069	,313	2,404	20	,026	232,007	96,516	30,679	433,335
	Equal variances not assumed			2,404	19,868	,026	232,007	96,516	30,594	433,421

Basófilos (mm ³)	Equal variances assumed	1,522	,232	-	20	,061	-78,509	39,589	-161,090	4,072
	Equal variances not assumed			1,983						
Monocitos (mm ³)	Equal variances assumed	44,955	,000	4,196	20	,000	725,064	172,819	364,569	1085,558
	Equal variances not assumed			4,196	10,824	,002	725,064	172,819	343,935	1106,192
Linfocitos (mm ³)	Equal variances assumed	9,511	,006	3,130	20	,005	4449,269	1421,672	1483,713	7414,825
	Equal variances not assumed			3,130	13,887	,007	4449,269	1421,672	1397,757	7500,781
Plaquetas (mm ³)	Equal variances assumed	,905	,353	-	20	,036	-2166,909	965,276	-4180,439	-153,379
	Equal variances not assumed			2,245						
				-	16,737	,039	-2166,909	965,276	-4205,900	-127,918
				2,245						

Fuente: Marcela Inés Santa María García.

ANEXO 7. Recopilación de Valores Hematológicos en Diferentes Especies de Caimanes.

Parámetro	<i>Caiman crocodilus</i> *	<i>Melanosuchus niger</i> **	<i>Caiman latirostris</i> ¹	<i>Caiman latirostris</i> ^{1,c}	<i>Caiman yacare</i> ⁴	<i>Paleosuchus palpebrosus</i> ¹	<i>Caiman crocodilus</i> ^{1,a}	<i>Alligator mississippiensis</i> ^{2,e,a,c}	<i>Alligator mississippiensis</i> ^{1,k}
Eritrocitos (10 ⁶ /mm ³)	0.7	0.7	0.47	0.56	0.51	0.4 – 0.9	0.69	0.38 ; 1.04 (0.61 – 1.48)	0.4
Hematocrito (%)	26.3	25.5	20.8	22	21.6	16 – 28	27.0	27 (20 – 35)	18.6
Hemoglobina(g/dL)	7.8	8.5	6.14	9.4	6.07	6.2 – 8.8	12.0	7.1 – 8.2	7.2
Leucocitos (10 ³ /mm ³)	6.4	12.9		22.7		2.7 – 13.5	16.4	6.4	5.3
Heterófilos (10 ³ /mm ³)	0.8	1.9				1.4 – 6.2		3.5	
Eosinófilos (10 ³ /mm ³)	0.22	0.45				0.05 – 0.48		0.7	
Basófilos (10 ³ /mm ³)	0.11	0.035				0.05 – 0.48		0.8	
Azurófilos (10 ³ /mm ³)	0.02	0							
Monocitos (10 ³ /mm ³)	0.21	0.93				0.03 – 0.23		0.04	
Linfocitos (10 ³ /mm ³)	4.9	9.4				0.2 – 10.1		1.5	
Heterófilos (%)	12.8	15.5		3			5	54.7	37.4
Eosinófilos (%)	3.5	3.6		19			21	10.4	5.5
Basófilos (%)	2	0.3		1			0	12.7	3.5
Azurófilos (%)	0.2	0		8			9		
Monocitos (%)	3.2	7.3		5			5	0.7	3.0
Linfocitos (%)	78.3	73.4		65			60	23.9	50.6
Plaqueta (10 ³ /mm ³)	7.9	5.8						23.0	

* Este estudio: n=11; ** Este estudio: n=11.

¹ Lopes, 2009.

² Jacobson, 2007 (^a Mateo et al., 1984; ^b Frye, 1991; ^c Stacy and Whitaker, 2000).

³ Lovely et al., 2007 (^e Troiano et al., 1996; ^g Carmena – Suero et al., 1979 [n=19 subadultos]; ^h Canfield, 1985 [n=4 subadultos]; ⁱ Turton et al., 1997 [n=140 neonatos]; ^k Glassman et al., 1981[n=45]).

⁴ Barboza et al., 2007.

⁵ Mader, 2000 (^f Marks and Citino, 1990).

⁶ Millan et al., 1997 [n=20 año de edad] (^d Watson, 1998 [n=5]).

Parámetro	<i>Crocodylus palustris</i> ^{2,c}	<i>Crocodylus porosus</i> ^{2,6}	<i>Crocodylus porosus</i> ^{2,8}	<i>Crocodylus niloticus</i> ³	<i>Crocodylus niloticus</i> ^{6,4}	<i>Crocodylus johnstoni</i> ^{3,*}	<i>Crocodylus acutus</i> ^{5,f}	<i>Crocodylus rhombifer</i> ^{1,3}
Eritrocitos (10 ⁶ /mm ³)	0.8 (0.64 – 0.99)	0.6 – 1.2	0.86 – 0.98	0.59		0.71 – 0.93		
Hematocrito (%)	25.4 (19 – 30)	17 – 41	20 – 22	17.9	35	18 – 21	26	23.6 – 25.8
Hemoglobina(g/dL)	8.64 (6.6 – 10.1)	4.7 – 12.2	6.2 – 7.7	7.11	7.4	5.7 – 7.5	9.0	8.1 – 8.9
Leucocitos (10 ³ /mm ³)	6.97 (4.4 – 15.6)	6.4 – 25.7	39.6 – 44.2	11.28	1.5	26.4 – 48.8		
Heterófilos (10 ³ /mm ³)	4.45 (2.24 – 6.7)	0.8 – 7.4	3.08	2.9	0.5			
Eosinófilos (10 ³ /mm ³)	0.56 (0.14 – 1.02)	0 – 0.7	0.35	0.53	0.02			
Basófilos (10 ³ /mm ³)	0	0 – 0.4	0.15	0.69	0.2			
Azurófilos (10 ³ /mm ³)				0.6				
Monocitos (10 ³ /mm ³)	0.12 (0 – 0.3)	0 – 1.2	0.05	0.09	0.05			
Linfocitos (10 ³ /mm ³)	1.83 (0.79 – 3.1)	4.5 – 21.6	1.69	7.2	0.2			
Heterófilos (%)				20.5				
Eosinófilos (%)				4.9				
Basófilos (%)				5.9				
Azurófilos (%)				5.1				
Monocitos (%)				0.9				
Linfocitos (%)				62.0				
Plaquetas (10 ³ /mm ³)	23.8 (13 – 32)	4 – 71						

* Este estudio: n=11; ** Este estudio: n=11.

¹ Lopes, 2009.

² Jacobson, 2007 (^a Mateo et al., 1984; ^b Frye, 1991; ^c Stacy and Whitaker, 2000).

³ Lovely et al., 2007 (^e Troiano et al., 1996; ^g Carmena – Suero et al., 1979 [n=19 subadultos]; ^h Canfield, 1985 [n=4 subadultos]; ⁱ Turton et al., 1997 [n=140 neonatos]; ^k Glassman et al., 1981 [n=45]).

⁴ Barboza et al., 2007.

⁵ Mader, 2000 (^f Marks and Citino, 1990).

⁶ Millan et al., 1997 [n=20 año de edad] (^d Watson, 1998 [n=5]).

	<i>(Caiman latirostris)</i>		<i>Paleosuchus palpebrosus</i>
	machos	fêmeas	
Entrócitotais (106 mm ³)	0.57 – 0.75	0.49-0.77	0.4-0.9
Hematócrito (%)	23-32	25-32	16-28
Hemoglobina (g/L)	7.2-10	8.7-11	6.2-8.8
VCM (fL)	353-479	318-481	180-530
HCM (Pg célula)	111-153	115-177	98
CHCM (g/L)	28-33	25-37	23-38
Leucócitos Totais (103 mm ³)	4.1-9.8		2.7-13.5
Heterófilos(103 mm ³)	40-81	1.726-6.253	1.4-6.2
Linfócitos(103 mm ³)	15-54	333-4286	0.2-10.1
Eosinófilos(103 mm ³)	0-4	0-632	0.05-0.48
Monócito(103 mm ³)	0-2	0-110	0.03-0.23
Basófilos(103 mm ³)	0-1	0-142	0.05-0.48

Fuente: Lopes, 2009.

ANEXO 10. Valores Hematológicos para Cocodrilianos.

Parameter	American alligator ^{a,c}	Mugger crocodiles, juvenile ^b	Mugger crocodiles, adult ^b	Salt-water crocodile ^d
RBC/μl	384,000; 1,049,000 (618,000–1,480,000)	690,000(580,000–810,000)	800,000(640,000–990,000)	600,000–1,200,000
Hg (g/dl)	N/A	8.3 (5.2–12.7)	8.64 (6,600–10,100)	4.7–12.2
PCV (%)	27 (20–35)	24.9 (16–38)	25.4 (19–30)	17–41
MCV (fl)	N/A	362.43 (239–520)	327.69 (241–448)	240–311
MCHC (g/dl)	N/A	33.36 (30.4–34.4)	33.85 (32.9–34.7)	N/A
MCH (pg)	N/A	120.68 (77.6–168)	110.78 (67.5–136)	72–92
Thrombocytes/μl	23,000	20,900 (12,000–29,000)	23,800 (13,000–32,000)	4,000–71,000
Total protein (g/dl)	N/A	N/A	3.19 (2.9–3.9)	4.1–7.0
WBC/μl	6,400	8,710 (5,060–15,400)	6,970 (4,400–15,600)	6,400–25,700
Heterophils/μl	N/A	5,600 (3,120–9,550)	4,450 (2,240–6,700)	800–7,400
Heterophils (%)	54.7	N/A	N/A	N/A
Lymphocytes/μl	N/A	2,480 (1,160–4,930)	1,830 (790–3,100)	4,500–21,600
Lymphocytes (%)	23.9	N/A	N/A	N/A
Monocytes/μl	N/A	90 (0–320)	120 (0–300)	0–1,200
Monocytes (%)	0.7	N/A	N/A	N/A
Eosinophils/μl	N/A	530 (0–1,290)	560 (140–1,020)	0–700
Eosinophils (%)	10.4	N/A	N/A	N/A
Basophils/μl	N/A	10 (0–100)	0	0–400
Basophils (%)	12.7	N/A	N/A	N/A

Fuente: Jacobson, 2007.

ANEXO 11. Valores Hematológicos Normales determinados en vida libre para el Cocodrilo del Nilo en Okavango Delta en Botswana.

Parameter	Mean	SD	Range
Total length (mm)	879.0		557–1930
Snout–vent length (mm)	426.0		255–1015
Mass (g)	2879.2		240–25000
PCV (‰)	17.9	2.0	14–22
RCC ($\times 10^6/\mu\text{l}$)	0.59	0.12	0.35–1.00
Hb (g/dl)	7.11	1.00	4.7–9.5
MCV (fl)	312.2	60.6	200.0–465.1
MCH (pg)	123.2	25.1	83.8–220.9
MCHC (g/dl)	39.6	3.3	29.0–47.5
WBC ($10^3/\mu\text{l}$)	11.28	4.74	3.75–26.22
Heterophils %	20.5	8.7	4–39
Lymphocytes %	62.0	11.3	44–85
Monocytes %	0.9	1.8	0–10
Eosinophils %	4.9	4.8	0–17
Basophils %	5.9	4.5	0–16
Azurophils %	5.1	4.5	0–21
Heterophils ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	2.09	0.75	0.45–3.66
Lymphocytes ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	7.20	3.80	1.65–17.83
Monocytes ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	0.09	0.18	0.0–0.79
Eosinophils ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	0.53	0.56	0.0–2.14
Basophils ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	0.69	0.66	0.0–2.90
Azurophils ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	0.60	0.74	0.0–3.93

Fuente: Lovely et al., 2007

ANEXO 12. Comparación de Valores Hematológicos entre diferentes tamaños de Cocodrilos capturados en Okavango Delta, Botswana.

Parameter	Yearlings (n = 22)			Juveniles (n = 11)			Subadults (n = 5)		
	Mean	SD	Range	Mean	SD	Range	Mean	SD	Range
PCV (‰)	17.3a	1.8	14–21	18.2	1.5	16–22	20.2	2.0	17–22
RCC ($\times 10^6/\mu\text{l}$)	0.58	0.11	0.35–0.74	0.58	0.06	0.47–0.66	0.70	0.21	0.61–1.00
Hb (g/dl)	6.73	0.83	4.7–8.2	7.16	0.67	6.0–8.6	8.62	0.90	7.1–9.5
MCV (fl)	311.0	62.3	216.2–461.5	315.3	41.0	242.4–383.0	311.0	96.4	200.0–465.1
MCH (pg)	120.1	21.5	83.8–182.1	124.2	16.2	90.9–149.0	134.2	50.4	89.0–220.9
MCHC (g/dl)	38.9	3.6	29.0–45.0	39.4	1.6	37.2–42.2	42.8	3.2	39.5–47.5
WBC ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	10.12	3.63	6.13–19.61	13.53	6.61	3.75–26.22	11.45	2.83	7.84–15.53
Heterophils %	22.0	9.0	4–39	19.4	9.3	8–35	16.8	4.8	13–25
Lymphocytes %	64.1	10.8	49–85	61.9	12.6	39–83	53.0	6.4	45–58
Monocytes %	1.2	2.2	0–10	0.4	0.9	0–3	0.6	0.9	0–2
Eosinophils %	2.8	3.1	0–11	5.9	4.9	1–17	12.0	3.7	7–16
Basophils %	4.4	3.3	0–13	6.1	4.6	1–15	12.0	4.2	7–16
Azurophils %	5.0	5.0	0–21	5.1	4.6	0–15	5.2	2.2	3–8
Heteroph. ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	2.11	0.85	0.45–3.66	2.14	0.67	1.31–3.43	1.87	0.47	1.33–2.59
Lympho. ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	6.64	3.08	3.30–14.71	8.79	5.25	1.65–17.83	6.19	2.11	3.53–9.01
Monocytes ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	0.10	0.17	0.0–0.70	0.09	0.24	0.0–0.79	0.06	0.08	0.0–0.16
Eosinophils ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	0.27	0.34	0.0–1.41	0.68	0.57	0.20–2.14	1.35	0.42	0.72–1.87
Basophils ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	0.45	0.36	0.0–1.24	0.85	0.86	0.15–2.9	1.38	0.68	0.87–2.49
Azurophils ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	0.51	0.52	0.0–1.92	0.81	1.18	0.0–3.93	0.56	0.20	0.37–0.89

*Mean values in bold differed significantly ($P < 0.05$) between size classes.

Fuente: Lovely et al., 2007

ANEXO 13. Comparación de Valores Hematológicos entre Varias Especies de Cocodrilianos.

Parameter	<i>Crocodylus niloticus</i> ^a		<i>Crocodylus rhomboides</i> ^a	<i>Crocodylus porosus</i> ^b	<i>Crocodylus porosus</i> ¹¹	<i>Crocodylus johnstoni</i> ^b	<i>Alligator mississippiensis</i> ¹²	<i>Crocodylus palustris</i> ¹⁴	<i>Caiman latirostris</i> ¹⁶	<i>Caiman crocodilus</i> ¹⁸
	Mean	Range								
PCV (%)	17.9	14-22	23.6-25.8	20-22	17-41	18-21	18.6	24.9	22	27
RCC ($\times 10^6/\mu$)	0.59	0.35-1.00		0.86-0.98	0.6-1.3	0.71-0.93	0.4	0.69	0.56	0.69
HR (g/d)	7.11	4.7-9.5	8.1-8.9	6.2-7.7	4.7-12.2	5.7-7.5	7.2	8.3	9.4	12
MCV (fl)	312.2	200.0-465.1			240-311		516.0	362.4		
MCH (pg)	123.2	83.8-220.9			72-92		185.0	120.7		
MCHC (g/dl)	39.6	29.0-47.5			26.1-31.9		36.1	33.4		
WBC ($\times 10^3/\mu$)	11.26	3.75-26.22		39.6-44.2	6.4-25.7	26.4-48.8	5.3	8.71	22.7	16.4
WBC ($\times 10^3/\mu$)				5.33 ¹¹			6.4 ¹⁷			
Heterophils %	20.5	4-39					37.4, 54.7 ¹⁷		3	5
Lymphocytes %	62.0	44-85					50.6, 23.9 ¹⁷		65	60
Monocytes %	0.9	0-10					3.0, 0.7 ¹⁷		5	5
Eosinophils %	4.9	0-17					5.5, 10.4 ¹⁷		19	21
Basophils %	5.9	0-16					3.5, 12.7 ¹⁷		1	0
Azurophils %	5.1	0-21							8	9
Heterophils ($\times 10^3/\mu$)	2.09	0.45-3.66		3.08 ¹¹	0.8-7.4			5.6		
Lymphocytes ($\times 10^3/\mu$)	7.20	1.65-17.83		1.69 ¹¹	4.5-21.6			2.48		
Monocytes ($\times 10^3/\mu$)	0.09	0.0-0.79		0.05 ¹¹	0.0-1.2			0.09		
Eosinophils ($\times 10^3/\mu$)	0.53	0.0-2.14		0.35 ¹¹	0.0-0.7			0.53		
Basophils ($\times 10^3/\mu$)	0.69	0.0-2.99		0.15 ¹¹	0.0-0.4			0.01		
Azurophils ($\times 10^3/\mu$)	0.60	0.0-3.93								

Fuente: Lovely et al., 2007

ANEXO 14. Fórmulas Diferenciales de Leucocitos en Varios Reptiles de Sur América.

PERCENTAGES OF TYPES OF LEUCOCYTES (IDENTIFIABLE PREVIOUSLY INCLUDED WITH DUBIOUS TYPES OF CELLS)

	Number of specimens	Eosinophils	Basophils	Azurophils	Neutrophils and other granulocytes	Lymphocytes	Plasma cells	Monocytes	Primitive stem cell types	Thrombocytes per 100 leucocytes
<i>Cochiline pardalis</i>	1	58.0	1.6	5.2	0	29.8	0	2.0	0.4	95
<i>Hemias acrodon</i>	1	51.6	3.4	1.6	0	47.0	0.4	0.8	0.2	90
<i>Pelomedusa subnigra</i>	1	15.8	15.8	6.0	0	62.0	0	1.6	0.8	245
<i>Pelamis simonini</i>	1	35.0	3.6	4.0	0	56.0	0	0.4	0.4	190
<i>Agama atra</i>	3	14.3	3.7	3.1	1.4	74.3	0.6	1.6	1.0	65
<i>Agama dorsalis</i> [*]	1	3.9	1.0	0.9	0.2	89.4	2.4	0.9	1.3	25
<i>Chamaeleo d. dilepis</i>	2	23.8	3.6	11.0	0	59.6	0	4.2	0.8	195
<i>Crotalus gregarius</i>	1	36.8	8.0	13.2	3.6	35.0	0	1.2	1.2	80
<i>Crotalus yacusi</i>	2	10.0	26.6	11.4	3.4	45.4	0	3.6	0.6	90
<i>Crotalus variegatus</i>	20	13.2	7.2	6.6	1.2	69.8	0.8	0.9	1.3	50
<i>Ichneutes squamulosa</i>	2	51.9	4.0	19.4	0	23.3	0	0.8	0.6	300
<i>Lycopodium capensis</i>	5	13.4	15.6	15.0	0	50.5	0	4.2	1.0	62
<i>Mabuya capensis</i>	1	49.4	12.2	17.8	0	17.0	0	3.2	0.4	72
<i>Mabuya ornata</i>	2	40.5	10.5	21.3	0	24.9	0	1.2	1.0	58
<i>Mabuya lateralis</i>	3	34.4	19.0	9.0	0	36.6	0	0.6	0.4	75
<i>Pachydactylus capensis</i>	2	18.6	15.0	23.4	0	38.6	0	2.3	1.2	45
<i>Ptychocheilus bilineatus</i>	2	19.5	27.8	6.7	0	40.2	0	2.9	2.9	165
<i>Terranus ruberatus</i>	2	11.3	0.1	10.8	0	73.7	0	3.1	1.0	130
<i>Phobocelus vulvatus</i>	2	15.6	17.6	16.0	0	49.2	0	0.8	0.8	350
<i>Crotalus bombovirens</i>	2	12.8	9.2	19.3	8.0	17.2	0.2	2.4	0.4	175
<i>Crotaphytus horreorum</i>	2	11.0	11.4	22.9	0	51.8	0	2.4	0.6	155
<i>Ninia nigrivittata</i>	1	7.6	0.4	13.8	0	44.4	0	2.4	0.4	135
<i>Rhombophis subdormans</i>	1	5.5	26.4	28.7	0	36.6	0	1.6	1.2	200
<i>Crocodylus niloticus</i>	1	11.1	2.7	6.7	0	72.3	0	1.6	0.6	70

*The single specimen of *Agama dorsalis* was abnormal, having lymphogenous leukaemia or some similar pathological condition.

Fuente: Duguy, 1970

ANEXO 15. Valores del Eritrograma obtenidos según especie.

parámetro	<i>C. latrosmis</i> (n = 109)		<i>C. yacare</i> (n = 114)	
	$\bar{x} \pm DE$	IC $\pm 95\%$	$\bar{x} \pm DE$	IC $\pm 95\%$
hematocrito (%)	20.8 \pm 3.6	20.1 21.5	21.6 \pm 3.4	20.6 21.9
eritrocitos (T-1)	0.47 \pm 0.08 ^a	0.46 0.50	0.51 \pm 0.09 ^b	0.49 0.53
VCM (fl)	439 \pm 37 ^a	427 442	421 \pm 34 ^b	414 427
hemoglobina (g/dl)	6.14 \pm 1.10	5.88 6.39	6.07 \pm 0.98	5.76 6.34
HCM (pg)	130 \pm 20 ^a	125 133	119 \pm 18 ^b	116 124
CHCM (%)	29.8 \pm 3.7	29.1 30.6	28.7 \pm 3.6	28.2 29.7

\bar{x} : media aritmética. DE: desvío estándar. IC $\pm 95\%$: intervalo de confianza. En cada fila, letras distintas indican diferencias significativas (test de Tukey, $p < 0.05$).

Fuente: Barboza et al., 2007

ANEXO 16. Valores Hematológicos para *Crocodylus porosus* de un año de edad.

Variable	Range ^a
Haemoglobin (g/L)	47 - 122
Packed cell volume (L/L)	0.17 - 0.41
Total red cell count (10 ¹² /L)	0.6 - 1.3
Mean cell volume (fl)	240 - 311
Mean cell haemoglobin (pg)	72 - 92
Mean cell haemoglobin concentration (g/L)	261 - 319
Total white cell count (10 ⁹ /L)	6.4 - 25.7
Heterophils (10 ⁹ /L)	0.8 - 7.4
Lymphocytes (10 ⁹ /L)	4.5 - 21.6
Monocytes (10 ⁹ /L)	0.0 - 1.2
Eosinophils (10 ⁹ /L)	0.0 - 0.7
Basophils (10 ⁹ /L)	0.0 - 0.4
Thrombocytes (10 ⁹ /L)	4 - 71

^aFull range of all measurements.

Fuente: Millan et al., 1997

ANEXO 17. Comparación de Valores Hematológicos entre Cocodrilianos.

Variable	<i>Crocodylus porosus</i> ^a	Alligator mississippiensis	Caiman spp	<i>Crocodylus acutus</i>	<i>Crocodylus niloticus</i>
Haemoglobin (g/L)	47 - 122	71 - 82 ^b	86 ^b	90 ^b 11 ± 2 ^c	74 ^c
Packed cell volume (L/L)	0.17 - 0.41	0.2 - 0.3 ^b	0.26 ^b	0.26 ^b	0.35 ^b 0.25 ± 0.01 ^d 0.13 - 0.27 ^e
Total red cell count (10 ¹² /L)	0.6 - 1.3	0.7 ^b 0.6 - 1.5 ^b 0.4 ± 0.9 ^c			
Mean cell volume (fL)	240 - 311	450 ^b			
Mean cell haemoglobin (pg)	72 - 92	123 ^b			
Total white cell count (10 ⁹ /L)	6.4 - 25.7	6.4 ± 2.9 ^b			1.6 ± 0.4 ^d
Heterophils (10 ⁹ /L)	0.8 - 7.4	3.5 ± 3.0 ^b			0.5 ± 0.1 ^d
Lymphocytes (10 ⁹ /L)	4.5 - 21.6	1.5 ± 0.3 ^b			0.2 ± 0.1 ^d
Monocytes (10 ⁹ /L)	0.0 - 1.2	0.04 ± 0.03 ^b			0.05 ± 0.03 ^d
Eosinophils (10 ⁹ /L)	0.0 - 0.7	0.7 ± 0.4 ^b			0.02 ± 0.04 ^d
Basophils (10 ⁹ /L)	0.0 - 0.4	0.8 ± 1.1 ^b			0.2 ± 0.1 ^d
Thrombocytes (10 ⁹ /L)	4 - 71	23 ± 7 ^b			

Fuente: Millan et al., 1997

ANEXO 18. Comparación de Valores Hematológicos para *Crocodylus porosus* de tres grupos de edades diferentes.

Variable	Hatchlings ^a	Yearlings ^b	2 to 4 years ^c
Haemoglobin (g/L)		47 - 122	62 - 77
Packed cell volume (L/L)		0.17 - 0.41	0.20 - 0.22
Total red cell count (10 ¹² /L)		0.6 - 1.3	0.9 - 1.0
Thrombocytes (10 ⁹ /L)		4 - 71	30 - 42
Total white cell count (10 ⁹ /L)	5.3 ± 0.03	6.4 - 25.7	1.8 - 11.5
Heterophils (10 ⁹ /L)	3.1 ± 0.2	0.8 - 7.4	0.7 - 5.8
Lymphocytes (10 ⁹ /L)	1.7 ± 1.0	4.5 - 21.6	0.2 - 3.6
Monocytes (10 ⁹ /L)	0.05 ± 0.01	0.0 - 1.2	0.0 - 1.2
Eosinophils (10 ⁹ /L)	0.35 ± 0.04	0.0 - 0.7	0.0 - 0.3
Basophils (10 ⁹ /L)	0.15 ± 0.03	0.0 - 0.4	0.0 - 2.0

Fuente: Millan et al., 1997

ANEXO 19. Valores Hematológicos para *Crocodylus palustris* juveniles en cautiverio.

Parámetro	Males				Females				Cumulative			
	n	Mean	SD	Range	n	Mean	SD	Range	n	Mean	SD	Range
RBC (10 ⁶ µl)	8	0.7	0.05	(0.64-0.78)	15	0.68	0.064	(0.58-0.81)	23	0.69	0.059	(0.58-0.81)
PCV (%)	8	28.38	6.35	(21-38)	15	23.07	3.96	(16-29)	23	24.9	5.38	(16-38)
Hb (g dl)	8	9.41	2.04	(7.0-12.7)	15	7.71	1.29	(5.2-9.7)	23	8.3	1.75	(5.2-12.7)
MCV (fl)	8	407.14	73.92	(318-520)	15	342.88	55.82	(239-439)	23	362.43	67.3	(239-520)
MCHC (g dl)	8	33.2	0.49	(32.4-33.8)	15	33.45	1.01	(30.4-34.4)	23	33.36	0.85	(30.4-34.4)
MCH (pg)	8	133.38	11.69	(106-168)	15	113.91	18.55	(77.6-147)	23	120.68	21.41	(77.6-168)
WBC (10 ³ µl)	8	10.04	3.01	(6.16-15.40)	16	8.05	1.61	(5.06-10.60)	24	8.71	2.32	(5.06-15.40)
Heterophils (10 ³ µl)	8	6.67	1.89	(4.37-9.55)	16	5.67	1.11	(3.12-6.97)	24	5.60	1.58	(3.12-9.55)
Lymphocytes (10 ³ µl)	8	2.72	1.27	(1.48-4.93)	16	2.36	0.89	(1.16-4.56)	24	2.48	1.02	(1.16-4.93)
Eosinophils (10 ³ µl)	8	0.56	0.23	(0.25-0.89)	16	0.51	0.3	(0-1.29)	24	0.53	0.27	(0-1.29)
Basophils (10 ³ µl)	8	0.01	0.03	(0-0.09)	16	0.01	0.03	(0-0.1)	24	0.01	0.03	(0-0.1)
Monocytes (10 ³ µl)	8	0.07	0.06	(0-0.15)	16	0.10	0.09	(0-0.32)	24	0.09	0.09	(0-0.32)
Thrombocytes (10 ³ µl)	8	20.6	6.1	(13-29)	15	21.1	6.1	(12-29)	23	20.9	5.9	(12-29)
ALP (IU L)	8	55.38	8.85	(38-64)	16	51.44	7.32	(38-62)	24	52.75	7.9	(38-64)
AST (IU L)	8	52.63	9.32	(42-68)	16	51.88	8.96	(36-70)	24	52.13	8.88	(36-70)
ALT (IU L)	8	53.38	7.5	(42-65)	16	52.25	6.58	(40-61)	24	52.63	6.76	(40-65)
LDH (IU L)	8	139.48	22.28	(110-172)	16	144.06	14.78	(119-172)	24	142.5	17.28	(110-172)
CK (IU L)	8	8.88	0.99	(8-10)	16	8.75	1.06	(7-10)	24	8.79	1.02	(7-10)
Albumin (g dl)	8	1.11	0.08	(1.0-1.2)	16	1.15	0.13	(1.0-1.4)	24	1.14	0.12	(1.0-1.4)
Total protein (g dl)	8	3.15	0.093	(2.9-3.3)	16	3.11	0.28	(2.9-4.1)	24	3.12	0.23	(2.9-4.1)
Globulin (g dl)	8	2.04	0.07	(1.9-2.1)	16	1.96	0.26	(1.6-2.8)	24	1.99	0.22	(1.6-2.8)
Ca (mg dl)	8	13.03	0.42	(12.3-13.4)	16	12.56	0.49	(11.9-13.5)	24	12.72	0.51	(11.9-13.5)
P (mg dl)	8	7.16	0.71	(4.3-6.1)	16	5.01	1.3	(4.2-9.6)	24	5.06	1.12	(4.2-9.6)
Cholesterol (mg dl)	8	295.88	29.25	(239-366)	16	222.44	43.47	(140-297)	24	246.92	54.33	(140-366)
Triglycerides (mg dl)	8	323.75	156.47	(181-592)	16	423.75	385.5	(36-1331)	24	390.42	326.63	(36-1331)
Glucose (mg dl)	8	65.88	16.56	(48-93)	16	63.88	12.78	(48-97)	24	64.88	13.95	(48-97)
BUN (mg dl)	8	8.46	1.37	(5.5-10.0)	16	7.54	1.75	(5.0-10.0)	24	7.85	1.66	(5.0-10.0)
Creatinine (mg dl)	8	0.41	0.06	(0.30-0.50)	16	0.39	0.08	(0.3-0.6)	24	0.4	0.07	(0.3-0.6)
Uric acid (mg dl)	8	5.83	1.45	(2.4-8.9)	16	5.83	1.8	(3.6-9.9)	24	5.83	1.98	(2.4-9.9)
Na (mEq L)	8	143.38	4.03	(139-150)	16	143.06	7.09	(133-166)	24	143.17	6.15	(133-166)
K (mEq L)	8	8.25	0.36	(7.9-8.9)	16	7.88	0.37	(7.3-8.4)	24	8	0.4	(7.3-8.9)
Cl (mEq L)	8	114.88	8.63	(98-128)	16	122.13	9.52	(103-149)	24	119.71	9.69	(98-149)

Fuente: Stacy, 2000

ANEXO 20. Valores Hematológicos para *Crocodylus palustris* subadultos en cautiverio.

Parámetro	Males				Females				Cumulative			
	n	Mean	SD	Range	n	Mean	SD	Range	n	Mean	SD	Range
RBC (10 ⁶ µl)	6	0.72	0.07	(0.61-0.81)	5	0.7	0.2	(0.48-0.95)	11	0.71	0.14	(0.48-0.95)
PCV (%)	6	22.83	4.17	(17-29)	5	22	4.42	(17-29)	11	22.45	4.08	(17-29)
Hb (g dl)	6	7.68	1.37	(5.7-9.6)	5	7.35	1.45	(5.2-9.7)	11	7.55	1.44	(5.2-9.7)
MCV (fl)	6	315.17	27.8	(279-363)	5	333.8	102.39	(232-492)	11	323.64	68.37	(232-492)
MCHC (g dl)	6	23.65	0.42	(33.1-34.1)	5	33.56	0.51	(33.0-34.1)	11	33.61	0.44	(33.0-34.1)
MCH (pg)	6	106.07	8.96	(93.4-120)	5	111.62	33.03	(78.8-163)	11	108.6	22.02	(78.8-163)
WBC (10 ³ µl)	7	8.11	0.98	(7.26-9.9)	5	9.2	3.18	(5.94-11.2)	12	8.61	2.24	(5.94-11.2)
Heterophils (10 ³ µl)	7	5.04	1.11	(3.78-7.03)	8	5.28	2.35	(3.33-9.72)	15	5.15	1.71	(3.33-9.72)
Lymphocytes (10 ³ µl)	7	2.65	1.05	(1.2-3.93)	8	3.44	1.12	(2.05-4.93)	15	3.01	1.11	(1.2-4.93)
Eosinophils (10 ³ µl)	7	0.29	0.17	(0.15-0.59)	8	0.38	0.18	(0.17-0.6)	15	0.33	0.17	(0.15-0.6)
Basophils (10 ³ µl)	7	0.02	0.06	(0-0.17)	8	0.04	0.07	(0-0.17)	15	0.03	0.07	(0-0.17)
Monocytes (10 ³ µl)	7	0.1	0.07	(0-0.22)	8	0.07	0.10	(0-0.26)	15	0.09	0.08	(0-0.26)
Thrombocytes (10 ³ µl)	6	24.7	9.9	(13-39)	5	25.2	11.3	(17-45)	11	24.9	10	(13-45)
ALP (IU L)	8	44.13	6.88	(34-53)	8	45.38	13.47	(30-66)	16	44.75	10.35	(30-66)
AST (IU L)	8	52.75	10.91	(30-65)	8	49.13	7.18	(36-59)	16	50.94	9.12	(30-65)
ALT (IU L)	8	63.5	17.31	(44-97)	8	52	7.27	(44-63)	16	57.75	14.08	(44-97)
LDH (IU L)	8	125.13	24.25	(98-155)	8	124.25	21.11	(102-169)	16	124.09	21.97	(98-169)
CK (IU L)	8	8.38	1.3	(7-10)	8	8	0.93	(7-10)	16	8.19	1.11	(7-10)
Albumin (g dl)	8	1.11	0.15	(0.9-1.3)	8	1.11	0.14	(0.9-1.3)	16	1.11	0.14	(0.9-1.3)
Total protein (g dl)	8	3.11	0.26	(2.7-3.5)	8	3.03	0.18	(2.8-3.3)	16	3.07	0.22	(2.7-3.5)
Globulin (g dl)	8	2	0.15	(1.8-2.2)	8	1.91	0.1	(1.8-2.0)	16	1.96	0.15	(1.8-2.2)
Ca (mg dl)	8	12.88	0.47	(11.8-13.3)	8	12.65	0.51	(12.0-13.6)	16	12.76	0.49	(11.8-13.6)
P (mg dl)	8	4.84	0.21	(4.5-5.1)	8	5.11	0.74	(4.6-6.9)	16	4.98	0.54	(4.5-6.9)
Cholesterol (mg dl)	8	244.13	19.16	(214-262)	8	229.38	23.34	(192-258)	16	236.75	21.99	(192-262)
Triglycerides (mg dl)	8	32.13	7.2	(21-40)	8	33	7.65	(26-46)	16	32.56	7.19	(21-46)
Glucose (mg dl)	8	59.25	7.46	(51-74)	8	57.51	7.39	(50-70)	16	58.38	7.28	(50-74)
BUN (mg dl)	8	5.99	0.6	(5.0-6.8)	8	6.21	0.94	(5.0-8.0)	16	6.1	0.77	(5.0-8.0)
Creatinine (mg dl)	8	0.43	0.1	(0.3-0.6)	8	0.44	0.12	(0.3-0.6)	16	0.43	0.11	(0.3-0.6)
Uric acid (mg dl)	8	3.98	1.24	(2.6-6.5)	8	3.75	1.43	(2.4-7.0)	16	3.86	1.3	(2.4-7.0)
Na (mEq L)	8	142	3.55	(138-148)	8	146.88	11.13	(128-163)	16	144.44	8.37	(128-163)
K (mEq L)	8	7.36	0.63	(6.5-8.1)	8	6.88	0.7	(5.9-8.2)	16	7.12	0.69	(5.9-8.2)
Cl (mEq L)	8	117.88	2.9	(113-122)	8	119	1.85	(116-121)	16	118.44	2.42	(113-122)

Fuente: Stacy, 2000

ANEXO 21. Valores Hematológicos para Especies de Cocodrilianos.

Parameter	<i>Alligator mississippiensis</i> ^a	<i>Caiman</i> spp. ^a	<i>Crocodylus porosus</i> ^a	<i>Crocodylus porosus</i> ^a	<i>Crocodylus mindorensis</i> ^a	<i>Crocodylus niloticus</i> ^a	<i>Crocodylus acutus</i> ^a
RBC (10 ⁶ /μl)	0.67			0.6-1.2			
PCV (%)	20-30	26	25.5 ± 3.3	17-41	32.4 ± 5.1	35	26
Hb (g/dl)	7.1-8.2			4.7-12.2			
MCV (fl)	450			240-311			
MCHC (g/dl)				72-92			
MCH (pg)	123			6.4-25.7			
WBC (10 ³ /μl)				0.8-7.4			
Heterophils (10 ³ /μl)				4.5-21.6			
Lympho (10 ³ /μl)				0.0-0.7			
Eosinophils (10 ³ /μl)				0.0-0.4			
Basophils (10 ³ /μl)				0.0-1.2			
Monocytes (10 ³ /μl)				4-71			
Thrombocytes (10 ³ /μl)				31-180			
ALP (IU/L)				23-157			
AST (IU/L)				11-51			
ALT (IU/L)							
LDH (IU/L)							
CK (IU/L)							
Albumin (g/dl)			2.27 ± 0.51	1.4-2.3	2.26 ± 0.44		
Total protein (g/dl)	5.1	5.9	6.9 ± 1.0	4.1-7.0	7.7 ± 1.5	6.5	
Globulin (g/dl)			3.94 ± 0.97	2.7-5.0	5.28 ± 1.62		
Ca (mg/dl)			13.19 ± 4.39	9.66-13.83	14.32 ± 6.56		
P (mg/dl)				3.72-8.98			
Cholesterol (mg/dl)			149 ± 53	42.5-278.4	252 ± 73		
Triglycerides (mg/dl)				8.86-779.45			
Glucose (mg/dl)	74		126 ± 51	81.1-218.0	114 ± 54		101
BUN (mg/dl)			7.90 ± 7.26		9.81 ± 8.64		
Creatinine (mg/dl)							
Uric acid (mg/dl)	3			2.81-16.6			
Na (mEq/L)	141			143-161			149
K (mEq/L)	3.8			3.8-7.2			7.9
Cl (mEq/L)	112			88-127			117

Fuente: Stacy, 2000

ANEXO 22. Valores Hematológicos para *Caiman latirostris*.

Reference Ranges for Physiological Data Values							
Test	Units	Mean	St. Dev.	Minimum Value	Maximum Value	Sample Size ^a	Animals ^b
WHITE BLOOD CELL COUNT	*10 ⁹ /L	14.10	8.982	4.500	36.10	20	10
RED BLOOD CELL COUNT	*10 ¹² /L	0.88	0.18	0.61	1.17	14	5
HEMOGLOBIN	g/L	85	18	48	120	21	10
HEMATOCRIT	L/L	0.250	0.060	0.110	0.350	21	10
MCV	fl	295.2	99.8	94.0	389.6	14	5
MCH	pg/cell	94.5	24.8	41.0	122.5	14	5
MCHC	g/L	350	59	290	471	21	10
RETICULOCYTES	%	0.5	0.7	0.0	1.0	2	2
HETEROPHILS	*10 ⁹ /L	4.264	3.176	0.600	12.20	20	10
LYMPHOCYTES	*10 ⁹ /L	8.304	7.905	0.225	32.90	20	10
MONOCYTES	*10 ⁹ /L	0.826	0.629	0.060	2.043	14	6
EOSINOPHILS	*10 ⁹ /L	0.385	0.340	0.105	1.236	16	8
BASOPHILS	*10 ⁹ /L	0.743	0.684	0.060	2.472	15	5

Fuente: ISIS, 2004

ANEXO 23. Valores Hematológicos para *Caiman sclerops*.

Reference Ranges for Physiological Data Values							
Test	Units	Mean	St. Dev.	Minimum Value	Maximum Value	Sample Size ^a	Animals ^b
WHITE BLOOD CELL COUNT	*10 ⁹ /L	6.331	2.867	2.600	11.10	13	6
RED BLOOD CELL COUNT	*10 ¹² /L	0.64	0.23	0.36	1.19	12	5
HEMOGLOBIN	g/L	68	12	52	82	10	4
HEMATOCRIT	L/L	0.205	0.043	0.140	0.270	13	6
MCV	μL	331.6	66.6	193.3	420.0	12	5
MCH	pg/cell	125.7	16.3	98.8	152.8	10	4
MCHC	g/L	355	33	304	400	10	4
NUCLEATED RED BLOOD CELLS	/100 WBC	12	10	5	19	2	2
HETEROPHILS	*10 ⁹ /L	2.548	0.937	1.050	4.650	12	5
LYMPHOCYTES	*10 ⁹ /L	2.821	2.546	0.225	7.200	13	6
MONOCYTES	*10 ⁹ /L	0.163	0.144	0.036	0.320	3	2
EOSINOPHILS	*10 ⁹ /L	0.308	0.209	0.066	0.648	10	5
BASOPHILS	*10 ⁹ /L	0.495	0.334	0.066	1.110	13	6
AZUROPHILS	*10 ⁹ /L	0.560	0.516	0.066	1.425	9	3

Fuente: ISIS, 2004

ANEXO 24. Valores Hematológicos para *Paleosuchus palpebrosus*.

Reference Ranges for Physiological Data Values							
Test	Units	Mean	St. Dev.	Minimum Value	Maximum Value	Sample Size ^a	Animals ^b
WHITE BLOOD CELL COUNT	*10 ⁹ /L	5.705	2.241	2.500	10.60	23	18
RED BLOOD CELL COUNT	*10 ¹² /L	0.64	0.15	0.43	0.89	9	7
HEMOGLOBIN	g/L	73	14	53	88	6	6
HEMATOCRIT	L/L	0.223	0.032	0.160	0.290	34	28
MCV	μL	381.5	126.0	179.8	540.0	9	7
MCH	pg/cell	119.2	29.4	98.4	140.0	2	2
MCHC	g/L	308	62	225	383	6	6
HETEROPHILS	*10 ⁹ /L	3.353	1.615	1.150	6.570	23	18
LYMPHOCYTES	*10 ⁹ /L	1.866	1.547	0.176	6.300	23	18
MONOCYTES	*10 ⁹ /L	0.439	0.595	0.031	2.014	16	12
EOSINOPHILS	*10 ⁹ /L	0.162	0.184	0.043	0.630	13	11
BASOPHILS	*10 ⁹ /L	0.157	0.137	0.046	0.476	11	8
AZUROPHILS	*10 ⁹ /L	0.105	0.095	0.000	0.186	3	3

Fuente: ISIS, 2004

ANEXO 25. Valores Hematológicos para *Crocodylus acutus*.

Reference Ranges for Physiological Data Values							
Test	Units	Mean	St. Dev.	Minimum Value	Maximum Value	Sample Size ^a	Animals ^b
WHITE BLOOD CELL COUNT	*10 ⁹ -L	10.19	8.633	2.200	39.60	21	16
RED BLOOD CELL COUNT	*10 ¹² -L	0.96	0.71	0.07	3.20	13	9
HEMOGLOBIN	g/L	82	16	63	114	9	6
HEMATOCRIT	L/L	0.233	0.043	0.140	0.340	21	16
MCV	fL	458.1	681.1	81.3	2714	13	9
MCH	pg/cell	196.6	286.1	35.6	900.0	8	5
MCHC	g/L	363	47	332	443	9	6
HETEROPHILS	*10 ⁹ -L	2.836	2.590	0.286	12.70	21	16
LYMPHOCYTES	*10 ⁹ -L	5.335	5.219	0.188	17.40	21	16
MONOCYTES	*10 ⁹ -L	0.775	0.596	0.180	2.030	12	11
EOSINOPHILS	*10 ⁹ -L	0.301	0.279	0.039	1.015	17	12
BASOPHILS	*10 ⁹ -L	0.886	0.995	0.022	4.048	20	15
AZUROPHILS	*10 ⁹ -L	1.101	2.151	0.039	6.336	8	5

Fuente: ISIS, 2004

ANEXO 26. Valores Hematológicos para *Crocodylus niloticus*.

Reference Ranges for Physiological Data Values							
Test	Units	Mean	St. Dev.	Minimum Value	Maximum Value	Sample Size ^a	Animals ^b
WHITE BLOOD CELL COUNT	*10 ⁹ -L	7.727	2.576	5.000	12.50	15	10
RED BLOOD CELL COUNT	*10 ¹² -L	1.05	0.07	1.00	1.10	2	2
HEMOGLOBIN	g/L	96	23	80	112	2	2
HEMATOCRIT	L/L	0.299	0.080	0.135	0.450	21	14
MCV	fL	241.8	30.8	220.0	263.6	2	2
MCH	pg/cell	90.9	15.4	80.0	101.8	2	2
MCHC	g/L	375	16	364	386	2	2
HETEROPHILS	*10 ⁹ -L	4.117	1.654	2.310	8.000	15	10
LYMPHOCYTES	*10 ⁹ -L	2.439	1.383	1.150	6.820	15	10
MONOCYTES	*10 ⁹ -L	0.253	0.136	0.080	0.420	8	6
EOSINOPHILS	*10 ⁹ -L	0.365	0.354	0.064	0.875	4	3
BASOPHILS	*10 ⁹ -L	0.629	0.764	0.080	2.442	14	9
AZUROPHILS	*10 ⁹ -L	0.586	0.577	0.110	1.500	8	5

Fuente: ISIS, 2004

ANEXO 27. Valores Hematológicos para *Crocodylus rhombifer*.

Reference Ranges for Physiological Data Values							
Test	Units	Mean	St. Dev.	Minimum Value	Maximum Value	Sample Size ^a	Animals ^b
WHITE BLOOD CELL COUNT	*10 ⁹ /L	7.081	4.375	1.000	15.50	22	12
RED BLOOD CELL COUNT	*10 ¹² /L	1.11	0.18	0.86	1.37	9	7
HEMOGLOBIN	g/L	101	33	35	140	9	5
HEMATOCRIT	L/L	0.285	0.049	0.200	0.370	24	14
MCV	fL	239.0	43.1	175.2	302.3	9	7
MCH	pg/cell	63.3	11.5	55.2	71.4	2	2
MCHC	g/L	342	43	272	389	8	5
HETEROPHILS	*10 ⁹ /L	2.745	1.669	0.390	7.130	20	11
LYMPHOCYTES	*10 ⁹ /L	3.282	2.449	0.520	8.660	20	11
MONOCYTES	*10 ⁹ /L	0.529	0.846	0.086	2.584	8	5
EOSINOPHILS	*10 ⁹ /L	0.227	0.236	0.021	0.630	13	7
BASOPHILS	*10 ⁹ /L	0.667	0.750	0.040	3.284	18	9
AZUROPHILS	*10 ⁹ /L	0.530	0.541	0.020	1.846	14	8

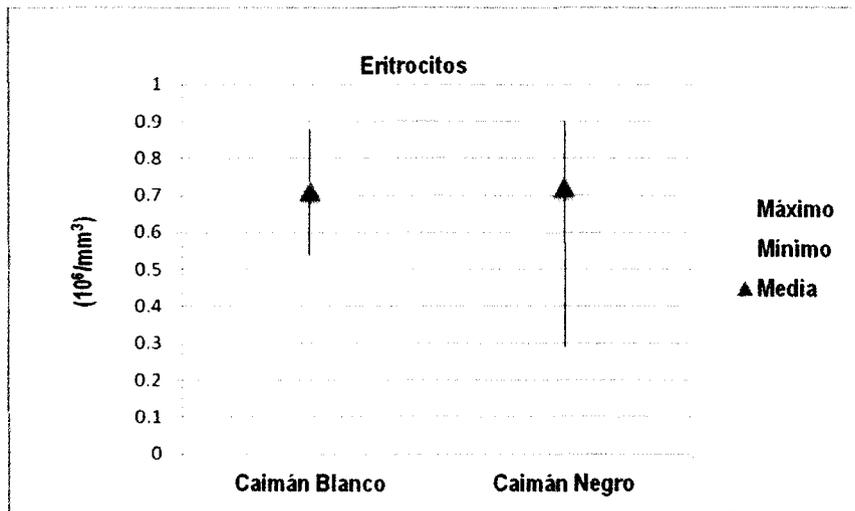
Fuente: ISIS, 2004

ANEXO 28. Factores conocidos que estimulan la liberación de corticosterona en reptiles.

Factor	Species	Sex and life-history stage	Time to response	Reference
Capture and confinement in cloth bag	<i>Ctenophorus nuchalis</i>	Unspecified	5-6 h	Bradshaw (1975)
Capture and confinement in cloth bag	<i>Urosaurus ornatus</i>	Adult males	10 min	Moore <i>et al.</i> (1991)
Capture and confinement in cloth bag	<i>Sphenodon punctatus</i>	Adult males & females	3 h	Tyrrrell, Cree and Guillette (unpubl.)
Confinement in individual cages	<i>Lacerta vivipara</i>	Adult females	1 h	Dauphin-Villemant and Xavier (1987)
Confinement and intermittent hand-chasing	<i>Cnemidophorus uniparens</i>	Adult females	30 min	Grassman and Crews (1990)
Confinement and intermittent hand-chasing	<i>Cnemidophorus sexlineatus</i>	Adult males and females, both intact and gonadectomized	30 min	Grassman and Hess (1992)
Capture, physical restraint and repeated blood-sampling	<i>Alligator mississippiensis</i>	Adult male	8 h	Lance and Elsey (1986)
Capture, physical restraint and repeated blood-sampling	<i>Alligator mississippiensis</i>	Adult female	4 h	Elsey <i>et al.</i> (1991)
Capture, physical restraint and repeated blood-sampling	<i>Caretta caretta</i>	Juvenile - Adult males and females	3 h	Gregory (1993)
Handling and repeated blood-sampling	<i>Chrysemys picta</i>	Unspecified	30 min	Callard (1975)
Handling and repeated blood-sampling	<i>Caiman crocodilus</i>	Unspecified	2 h	Gist and Kaplan (1976)
Handling and repeated blood-sampling	<i>Alligator mississippiensis</i>	Juveniles	1 h	Lance and Lauren (1984)
Social hierarchy (presence of dominant males)	<i>Anolis carolinensis</i>	Subordinate males	10-30 d	Greenberg <i>et al.</i> (1984)
High density	<i>Alligator mississippiensis</i>	Juveniles	13 d	Elsey <i>et al.</i> (1990a); Lance (1990)
Cold exposure followed by warming	<i>Cnemidophorus uniparens</i>	Adult female	c. 15-25 min	Grassman and Crews (1990)
Low humidity	<i>Anolis carolinensis</i>	Adult female	c. 3 wk	Summers and Norman (1988)
Ovariectomy	<i>Cnemidophorus uniparens</i>	Adult female	7 m	Grassman and Crews (1990)
Exposure to saline water	<i>Alligator mississippiensis</i>	Juveniles	1 wk	Lauren (1985)
Exposure to various salinities of water	<i>Alligator mississippiensis</i>	Juveniles	4 wk	Lance (1990)
Injections of hypotonic saline	<i>Ctenophorus ornatus</i>	Unspecified	8 d	Bradshaw (1972)
Injection of hyperosmotic saline	<i>Lissemys punctata punctata</i>	Adult male	30 min	Mahapatra <i>et al.</i> (1991)

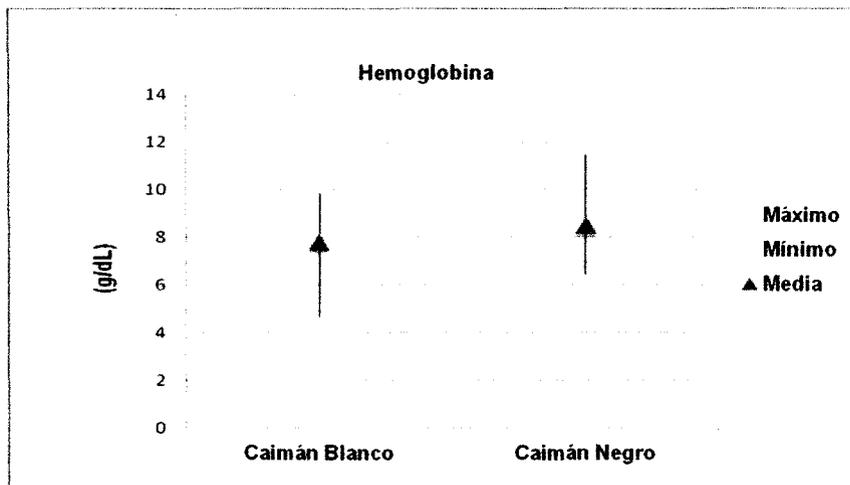
Fuente: Guillette *et al.*, 1995

ANEXO 29. Comparación del número de Eritrocitos entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



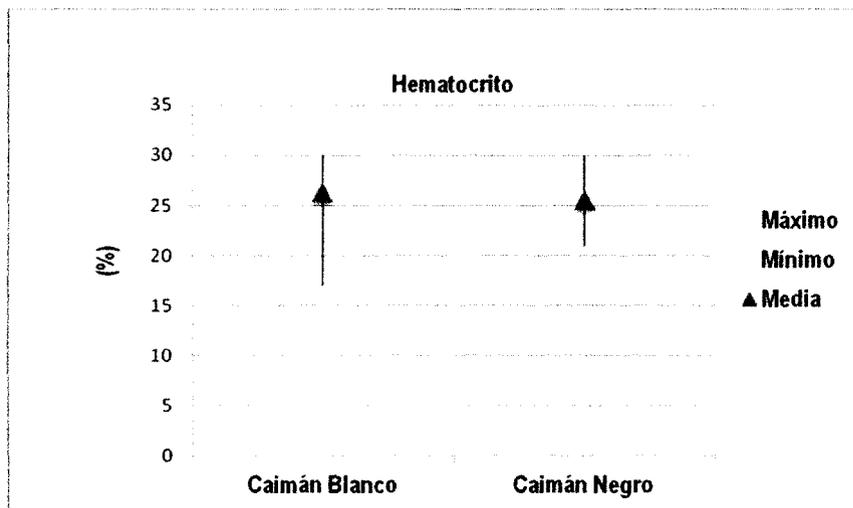
p= 0.000 (p<0.866)

ANEXO 30. Comparación de los valores de Hemoglobina entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



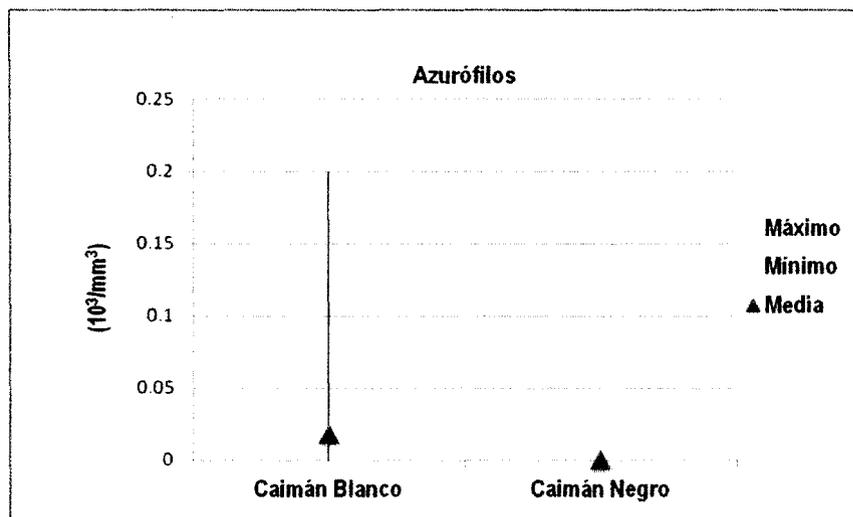
p= 0.000 (p<0.235)

ANEXO 31. Comparación de los valores de Hematocrito entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



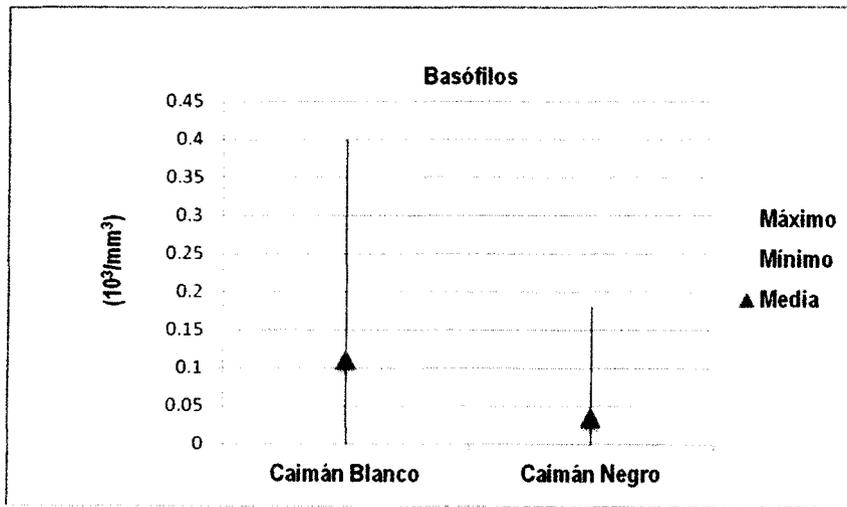
p= 0.000 (p<0.574)

ANEXO 32. Comparación del número de Azurófilos entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



p= 0.000 (p<0.329)

ANEXO 33. Comparación del número de Monocitos entre el Caimán Blanco (*Caiman crocodilus*) y Caimán Negro (*Melanosuchus niger*).



$p= 0.000$ ($p<0.061$)

IX. BIBLIOGRAFIA

- Abou-madi, N.; Jacobson, E. Effects of Blood Processing Techniques on Sodium and Potassium Values: A Comparison Between Aldabra Tortoises (*Geochelone gigantea*) and Burmese Mountain Tortoises (*Manouria emys*). *Veterinary Clinical Pathology*. 2003 32 (2): 61–66. (Citado: 21-01-13)
- Britton, A. Crocodilian Species List. Hosted by the Crocodile Specialist Group. 1995 – 2009. . <http://www.flmnh.ufl.edu/cnhc/csl.html> (Citado: 11-3-10)
- Aguilera, X.; CoroneL, J.; Oberdorff, T.; Van Damme, P. Distribution patterns, population status and conservation of *Melanosuchus niger* and *Caiman yacare* (Crocodylia, Alligatoridae) in oxbow lakes of the Ichilo river floodplain, Bolivia. *Rev. Biol. Trop.* 2008 56 (2): 909-929. (Citado: 1-2-10)
- Alleman, A.; Jacobson, E.; Raskin, R. Morphologic and cytochemical characteristics of blood cells from the desert tortoise (*Gopherus agassizii*). *American Journal of Veterinary Research*. 1992 53: 1645–1651. (Citado: 24-01-13)

Alleman, A.; Jacobson, E.; Raskin, R. Morphologic, cytochemical staining, and ultrastructural characteristics of blood cells from eastern diamondback rattlesnakes (*Crotalus adamanteus*). American Journal Veterinary Research. 1999 60 (4): 507-14. (Citado: 28-01-13)

Almosny, N.; Monteiro, A. Patología Clínica. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO DIAS, J.L. Tratado de Animais Selvagens. São Paulo: Roca. 2007 Cap 59: 939-966.

Barboza, N.; Fioranelli, S.; Prado, W.; Mussart, N.; Coppo, J. Variaciones estacionales del eritrograma durante el cautiverio de *Caiman latirostris* y *Caiman yacare* (Crocodylia: Crocodylidae). 2004 Resumen: V-016. (Citado: 3-2-10)

Barboza, N.; Mussart, N.; Ortiz, L.; Prado, W.; Coppo, J. Influencia de la especie, sexo, edad, alimentación y temperatura ambiental sobre los electrolitos séricos de caimanes autóctonos. 2006 Resumen: V-005. (Citado: 1-2-10)

Barboza, N.; Mussart, N.; Prado, W.; Koza, G.; Coppo, J. Cambios del eritrograma durante el cautiverio de *Caiman latirostris* y *Caiman yacare*. 2006 Resumen: V-006. (Citado: 3-2-10)

Barboza, N.; Mussart, N.; Coppo, J.; Fioranelli, S.; Koza, G. Oscilaciones del eritrograma en caimanes criados por sistema ranching. 2007 Rev. vet. 18 (2): 84-91. (Citado: 3-2-10)

- Barboza, N.; Panseri, A.; Mussart, N.; Koza, G.; Coppo, J. Análisis multivariado de los cambios hemáticos y morfométricos de *Caiman latirostris* y *Caiman yacare* según especie, sexo y estación del año. 2010 Rev. vet. 21 (2): 112–122. (Citado: 14-01-13)
- Barboza, N.; Panseri, A.; Mussart, N.; Koza, G.; Coppo, J. Variación de indicadores nutricionales en “yacarés” (*Caiman latirostris*) alimentados con distintas dietas en un criadero de Chaco, Argentina. 2011 Rev. vet. 22 (1): 43–51. (Citado: 20-04-13)
- Beceiro, A. La fluidoterapia en las aves y los reptiles. En VII Congreso Anual de la Sociedad Española de Medicina Interna Veterinaria. 2001 p. 9.
- Brieva, C. Estado Actual y Perspectivas del Caimán Negro (*Melanosuchus niger*), con Énfasis en la Amazonía Colombiana. Grupo de Estudio de Animales Silvestres (Boletín GEAS). 2002 Volumen III, Número 3. (Citado 1-2-10)
- Cabrera, J.; Protti, M.; Urriola, M.; Cubero, R. Distribución y abundancia de *Caiman crocodilus* en el Refugio Nacional de Vida Silvestre Caño Negro, Costa Rica. 2003 Rev. Biol. Trop. 51(2): 571-578. (Citado: 4-3-10)
- Campbell, T. Hematology of Lower Vertebrates. In: 55th Annual Meeting of the American College of Veterinary Pathologists (ACVP) & 39th Annual Meeting of the American Society of Clinical Pathology (ASVCP), ACVP and ASVCP (Eds.). International Veterinary Information Service (www.ivis.org), Ithaca, New York, USA. 2004 (Citado: 14-01-13)

- Campbell, T.; Ellis, C. Avian and Exotic Animal Hematology and Cytology: Hematology of Reptiles. Third edition. Blackwell Publishing. 2007 Cap. 2: 51 – 81.
- Canfield, P. Characterization of the Blood Cells of Australian Crocodiles (*Crocodylus porosus* [Schneider] and *Crocodylus johnstoni* [Kreffft]). 1985 Anatomy, Histology, Embryologic. 14(3): 269–288.
- Carmena – Suero, A.; Siret, J.; Callejas, J. Carmena, D. Blood volume and hematological values of crocodile (*Crocodylus rhombifer*, Cuvier). Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology. 1979 64(4): 597–600. (Citado: 04-02-13)
- Castellanos, R. Algunos parámetros hematológicos en el cocodrilo cubano (*Crocodylus rhombifer*, Cuvier). 1977 Rev Cub Cienc Vet. 8:65-89. (Citado: 04-02-13)
- Christopher, M.; Berry, K.; Wallis, R.; Nagy, K.; Henen, B.; Peterson, C. Reference intervals and physiologic alterations in hematologic and biochemical values of free-ranging desert tortoises in the mojave desert. Journal of Wildlife Diseases. 1999 35(2): 212–238. (Citado: 22-01-13)
- Crawshaw, G.; Holz, P. Comparison of plasma biochemical values in blood and blood-lymph mixtures from red-eared sliders, *Trachemys scripta elegans*. Bull. Assoc. 1996 Rept. Amphib. Vet 6:27–9.

- Dickinson, V.; Jarchow, J.; Trueblood, M. Hematology and plasma biochemistry reference range values for free-ranging desert tortoises in Arizona. 2002 *Journal of Wildlife Diseases*, 38(1): 143–153. (Citado: 22-01-13)
- Diethelm, G.; Stein, G. Hematologic and blood chemistry values in reptiles. In *Reptile medicine and surgery*. 2006 Second Edition, Mader, D. R. (ed.). W. B. Saunders, Philadelphia, Pennsylvania, pp. 1103–1118.
- Dotson, T.; Ramsay, E. Bounous, D. A color atlas of blood cells of the Yellow Rat Snake. 1995 *Compend Contin Educ Pract Vet* 17(8): 1013–1016.
- Duguy, R. Numbers of Blood Cells and Their Variation. 1970 *Biology of the Reptilia*. 3: 93 – 109. (Citado: 22-01-13)
- Dutton, C.; Taylor, P. A comparison between pre- and posthibernation morphometry, hematology, and blood chemistry in viperid snakes. 2003 *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 34(1): 53-58. (Citado: 22-01-13)
- Enríquez, S. Fauna herpetológica amazónica: especies representativas. 1999 Quito – Ecuador (Citado: 27-06-13)
- Escobedo – Galvan, E. Estructura poblacional y proporción de sexos en *Caiman crocodilus* en Caño Negro, Costa Rica. *Iheringia, Sér.* 2008 *Zool.*, Porto Alegre, 98(4): 489-492 (Citado: 14-01-13)

- Ferreira, H.; Uhart, M.; Romano, M.; Beldoménico, P.; Samartino, L.; Paolicchi, F.; Lauricella, M.; Jorge, M.; Schettino, A.; Guida, N.; Martín, A. Inmovilización química y evaluación de salud de vizcachas salvajes (*Lagostomus maximus*) en el chaco árido argentino. 2007 Arq. Ciênc. Vet. Zool. Unipar, Umuarama. 10 (2): 91-99. (Citado: 27-05-13)
- Filogonio, R.; Assis, V.; Passos, L.; Coutinho, M. Distribution of populations of broad-snouted caiman (*Caiman latirostris*, Daudin 1802, Alligatoridae) in the São Francisco River basin, Brazil. 2010 Braz. J. Biol. 70(4): 961-968. (Citado: 14-01-13)
- Forero, G.; Castaño, O.; Rodríguez, M. Ecología de *Caiman crocodylus fuscus* en San Andrés Isla, Colombia: Un estudio preliminar. 2006 Caldasia 28(1): 115-124. (Citado: 4-3-10)
- Fowler, M.; Cubas, Z. 2001 Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals. 2001 First edition. 43: 500 – 503.
- Fowler, M.; Miller, R. Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy. 2008 Sixth edition. Vol 6: 160 – 164.
- Frye, F. Hematology of captive reptiles. In: Fowler, M. E. Zoo & wild animal medicine. Second edition. 1986
- Frye, F. Hematology as applied to clinical reptile medicine. In: Reptile Care. 1991 An Atlas of Diseases and Treatment. pp. 211-277.

- Garner, M.; Horner, B.; Jacobson, E.; Raskin, R.; Hall, B.; Weis, W.; Berry, K. Staining and morphologic features of bone marrow hematopoietic cells in desert tortoises (*Gopherus agassizii*). 1996 American Journal Veterinary Research 57: 1608-1615. (Citado: 28-01-13)
- Glassman, A.; Bennett, C.; Hazen, T. Peripheral Blood Components in *Alligator mississippiensis*. 1981 Transactions of the American Microscopical Society. 100 (2): 210-215. (Citado: 04-02-13)
- González, H.; Molina, D. Determinantes de la deforestación en la Amazonia. 2012 RIAT: Revista Interamericana de Medioambiente y Turismo. 8 (1): 17-25. (Citado: 27-05-12)
- Gonçalves, L. Desenvolvimento embrionário de *Melanosuchus niger* (Crocodylia, Alligatoridae): Descrição de estágios e ontogenia do esqueleto. Programa de Pós - Graduação em Biologia Animal – Universidade de Brasília. 2011 (Citado: 27-06-13)
- Gottdenker, N.; Jacobson, E. Effect of venipuncture sites on hematologic and clinical biochemical values in desert tortoises (*Gopherus agassizii*). 1995 American Journal of Veterinary Research. 56(1): 19-21. (Citado: 21-01-13)
- Goulart, C. Alimentação, forrageamento e dieta. In: Herpetologia, herpetocultura e medicina de répteis. Rio de Janeiro: L. F. 2004 Livros de Veterinária. pp. 150-156.

- Grigg, G.; Gans, C. Morphology & Physiology of the Crocodylia. 1993 Fauna of Australia Vol 2A Amphibia and Reptilia. 40: 326 – 336. (Citado: 13-05-13)
- Guerrero, S. 2002. Contribución al estudio de los valores hemáticos y bioquímicos de mustélidos del zoológico regional “Miguel Álvarez del Toro”, Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. Tesis de Grado. 2002 (Citado: 27-05-13)
- Guillette, L.; Cree, A.; Rooney, A. Biology of stress: interactions with reproduction, immunology and intermediary metabolism. 1995 Health and welfare of captive reptiles. pp 32-81.
- Harr, K.; Alleman, R.; Dennis, P.; Maxwell, L.; Lock, B.; Bennett, A.; Jacobson, E. Morphologic and cytochemical characteristics of blood cells and hematologic and plasma biochemical reference ranges in green iguanas. 2001 Journal of the American Veterinary Medical Association. 218 (6): 915-921. (Citado: 28-01-13)
- Hawkey, C.; Dennett, T. Hematology of Reptiles, In Comparative Veterinary Haematology. 1989 London: Wolfe Publishing Limited, pp 259 – 275.
- Hawkey, C.; Dennett, T.; Peirce, M. A colour atlas of comparative veterinary haematology. 1989 pp. 192 pp.
- Hernandez, S.; Cooper, J.; Cooke, S. Diagnostic Techniques and Sample Collection in Reptiles. 2004 Article #5 CE. (Citado: 14-01-13)
- Huchzermeyer, F. Crocodiles: Biology, Husbandry and Diseases. CAB *Internacional* 2003. pp. 6 – 52.

- Jacobson, E. Immobilization, Blood Sampling, Necropsy Techniques and Diseases of Crocodilians: A Review. *The Journal of Zoo Animal Medicine*. 1984 15 (1): 38-45. (Citado: 21-01-13)
- Jacobson, E. Reptiles, in *Veterinary Clinics of North America: Exotic Pet Medicine*. 1987 Vol. 17: 1203–1225.
- Jacobson, E.; telford, E. Chlamydial and poxvirus infections of circulating monocytes of a flap-necked chameleon (*Chamaeleo dilepis*). 1990 *J Wild Dis*. 26 (4): 572-7. (Citado: 23-01-13)
- Jacobson, E. Implications of Infectious Diseases for Captive Propagation and Introduction Programs of Threatened/Endangered Reptiles. 1993 *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 24 (3): 245-255. (Citado: 21-01-13)
- Jacobson, E. *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles*. 2007 CRC Taylor & Francis. pp. 167-186.
- Jaramillo, S.; Pérez, A. Parámetros Hematológicos y Química Sanguínea en Primates de las Familias Atelidae y Cebidae del Centro de Tención y Valoración de Fauna Silvestre (CAV) y Zoológico Santa Fe. Universidad CES Medellín. 2007 (Citado: 13-05-13)
- Knotková, Z.; Doubek, J.; Knotek, Z.; Hájková, P. Blood Cell Morphology and Plasma Biochemistry in Russian Tortoises (*Agrionemys horsfieldi*). 2002 *ACTA VET. BRNO* 71: 191–198. (Citado: 22-01-13)

- Lawrence, K.; Hawkey, C. Seasonal variations in haematological data from Mediterranean tortoises (*Testudo graeca* and *Testudo hermanni*) in captivity. 1986 PubMed. Res Vet Sci. 40(2): 225-30. (Citado: 22-01-13)
- Lopes Bittencourt, M. Hematologia de Répteis – Revisão Bibliográfica-. Curso de Clínica e Cirurgia de Animais Selvagens e Exóticos. 2009 (Citado: 10-9-10).
- López, J.; Montane, J.; Marco, I.; Martínez, A.; Soler, J.; Lavín, S. Effect of venipuncture site on hematologic and serum biochemical parameters in marginated tortoise (*Testudo marginata*).2003 Journal of Wildlife Diseases. 39(4): 830–836. (Citado: 22-01-13)
- Lovely, C.; Pittman, J.; Leslie, A. Normal haematology and blood biochemistry of wild Nile crocodiles (*Crocodylus niloticus*) in the Okavango Delta, Botswana. 2007 Journal of the South African Veterinary Association 78(3): 137–144 (Citado: 14-01-13)
- Mader, D. Reptile Medicine and Surgery. 2000 W.B.Saunders Company. Pp. 78-93, 473-483.
- Manzanilla, A.; Fuentes, E.; Rossini, M. Valores hematológicos en ejemplares jóvenes de Caiman del Orinoco (*Crocodylus intermedius*) en Venezuela. 2011 Revista Científica, FCV-LUZ. 10 (4): 360 - 364, 2011. (Citado: 12-03-13)

- of Two Sympatric Caiman Species, *Melanosuchus niger* and *Caiman crocodilus*, in the Brazilian Amazon. *Journal of Herpetology*. 2008. 42 (4): 768–772. (Citado: 1-2-10)
- Marks, S.; Citino, S. Hematology and Serum Chemistry of the Radiated Tortoise (*Testudo radiata*). 1990 *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 21 (3): 342-344. (Citado: 22-01-13)
- Martínez, A.; Rodríguez, M.; Mateo, J.; Pastor, J.; Marco, L.; Lavín, S.; Cuenca, R. 2004 Comparative haematology and chemistry of endangered lizards (*Gallotia* species) in the Canary Islands. *Veterinary Record*. 2004. 155: 266-269. (Citado: 22-01-13)
- Martínez, A.; Lavín, S.; Cuenca, R. 2011 Hematología y citología sanguínea en reptiles. 2011 *Clin. Vet. Peq. Anim* 31 (3): 131-141. (Citado: 14-01-13)
- Mateo, M.; Roberts, E.; Enright, F. Morphological, cytochemical, and functional studies of peripheral blood cells of young healthy American alligators (*Alligator mississippiensis*). 1984 *Am J Vet Res* 45: 1046 – 1053.
- Mead, K.; Borysenko, M. Surface immunoglobulin on granular and agranular leukocytes in the thymus and spleen of the snapping turtle (*Chelydra serpentina*). 1984 *Developmental & Comparative Immunology*. 8 (1): 109–120. (Citado: 24-01-13)

- Medem, F. 1924 Osteología craneal, distribución geográfica y ecología de *Melanosuchus niger* (Spix)(Crocodylia, Alligatoridae). Zool. Anz, 58, 315. (Citado: 27-06-13)
- Millan, J.; Janmaat, A.; Richardson, K.; Chambers, L.; Fomiatti, K. Reference ranges for biochemical and haematological values in farmed saltwater crocodile (*Crocodylus porosus*) yearlings. 1997 Aust Vet J, Vol 75(11): 814 – 817.
- Montali, R. Comparative Pathology of Inflammation in the Higher Vertebrates (Reptiles, Birds and Mammals). 1988 J. Comp. Path. Vol. 99. (Citado: 28-01-13)
- Moura, W.; Walderrama, L.; Imoto, O. Aspectos ultraestructurales de trombocitos, eosinófilos y heterófilos de *Caiman crocodilus yacare* (Daudin, 1802) (Reptilia, Crocodylia). 1997 Rev. chil. anat. 15 (2). (Citado: 04-02-13)
- Moura, W.; Carvalho, V.; Santos, A.; Egami, M.; Silva, M.; Yamamoto, M. Aspectos morfológicos de células da série eritrocítica de *Caiman crocodilus yacare* (Daudin, 1802; Reptilia, crocodylia). 2005 Braz J vet Res anim Sci, São Paulo. 42 (5): 319-326. (Citado: 14-01-13)
- Muñoz, M.; Moron, C. Manual de Procedimientos de Laboratorio en Técnicas Básicas de Hematología. 2005 Instituto Nacional de Salud (INS). Normas Técnicas #40.

- Muro, J.; Cuenca, R.; Pastor, J.; Vinas, L.; Lavín, S. Effects of Lithium Heparin and Tripotassium EDTA on Hematologic Values of Hermann's Tortoises (*Testudo hermanni*). 1998 Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 29 (1): 40-44. (Citado: 21-01-13)
- Musacchia, X.; Sievers, M. Effects of Induced Cold Torpor on Blood of *Chrysemys Picta*. 1956 Department of Biology. 187 (1): 99-102. (Citado: 22-01-13)
- Mussart, N.; Barboza, N.; Fioranelli, S.; Koza, G.; Prado, W.; Coppo, J. Age, sex, year season, and handling system modify the leukocytal parameters from captive *Caiman latirostris* and *Caiman yacare* (Crocodylia: Alligatoridae). 2006 Rev. vet. 17 (1): 3-10. (Citado: 3-2-10)
- Oliveira, L.; Moura, W.; Matushima, E.; Egami, M. Características citoquímicas morfológicas y ultraestructurales de eosinófilos de *Caiman crocodilus yacare* (Daudin, 1802) (Reptilia, Crocodylia). 1998 Rev. Chil. Anat., 16(2): 245-254
- Olson, G.; Hessler, J.; Faith, R. Technics for blood collection and intravascular infusion of reptiles. 1975 Lab Anim Sci. 25(6): 783-6. (Citado: 21-01-13)
- Pendl, H. Morphological Changes In Red Blood Cells of Birds And Reptiles And Their Interpretation. 2006 Israel Journal of Veterinary Medicine, 61(1). (Citado: 21-01-13)
- Pérez, T. Crecimiento del *Caiman crocodilus crocodilus* en cautiverio. 2000 Interciencia 25 (9): 442-446. (Citado: 4-3-10)

- Pinilla, M. El tracto reproductivo de la hembra en crocodylia: estudio histológico y ultraestructural de *Caiman crocodilus fuscus* (Crocodylia: Alligatoridae). 2002 Acta Biológica Colombiana, 7(1), 3. (Citado: 27-06-13)
- Raskin, R. Reptilian Complete Blood Count. In Fudge AM (ed): Laboratory Medicine: Avian and Exotic Pets. 1999 Philadelphia, WB Saunders. pp 193-197.
- Raskin, R.; Valenciano, A. Cytochemistry of normal leukocytes. Schalm's Veterinary Hematology. 2000 Fifth 5 edition. pp. 337-346.
- Ron, S.; Vallejo, A.; Asanza, E. Human Influence on the Wariness of *Melanosuchus niger* and *Caiman crocodilus* in Cuyabeno, Ecuador. 1998 Journal of Herpetology. 32 (3): 320-324. (Citado: 4-3-10)
- Ron, S.; Vallejo, A.; De Vries, T. Influencia de factores abióticos en conteos nocturnos del Caiman Negro (*Melanosuchus niger*) y del Caiman Blanco (*Caiman crocodilus*) en la Amazonia Ecuatoriana. 1999 Revista PUCE n°64. (Citado: 4-3-10)
- Roskopf, W. Disorders of Reptilian Leukocytes and Erythrocytes. In Fudge AM (ed): Laboratory Medicine: Avian and Exotic Pets. Philadelphia, WB Saunders. 1999. pp 198- 203, 1999.
- Saint, M. Morphology of the circulating blood cells. In: Gans C, ed. London: Academic Press Inc. 1970. pp 73 – 90.

- Salakij, C.; Salakij, J.; Apibal, S.; Narkkong, N.; Chanhome, L.; Rochanapat, N. Hematology, Morphology, Cytochemical Staining, and Ultrastructural Characteristics of Blood Cells in King Cobras (*Ophiophagus hannah*). 2002 Veterinary Clinical Pathology. 31 (3): 116–126. (Citado: 22-01-13)
- Sarkis, F.; Castro, A.; Verdade, L. The influence of weather conditions on Caiman night-counts. In: Crocodiles. Proceedings 17 th Working Meeting of the Crocodile Specialist Group. IUCN-The World Conservation Union. Gland, Switzerland. 2004. Pp. 387-393. (Citado: 13-05-13)
- Stacy, B.; Whitaker, N. Hematology and Blood Biochemistry of Captive Mugger Crocodiles (*Crocodylus palustris*). 2000 Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 31 (3): 339-347. (Citado: 22-01-13)
- Stacy, N.; Alleman, R.; Sayler, K. Diagnostic Hematology of Reptiles. 2011 Clin Lab Med 31: 87 – 108. (Citado: 13-05-13)
- Sypek, J.; Borysenko, M.; Findlay, S. Anti-immunoglobulin induced histamine release from naturally abundant basophils in the snapping turtle, *Chelydra serpentina*. 1984 Dev Comp Immunol. 8(2): 359-66. (Citado: 24-01-13)
- Sypek, J.; Borysenko, M. Reptiles. In: Rowley AF, Ratcliffe NA (eds) Vertebrate Blood Cells. 1988 Cambridge Univ Press, Cambridge, UK, pp 211–256
- Taylor, K.; Kaplan, H. Light Microscopy of the Blood Cells of *Pseudemyd Turtles*. 1961 Herpetologica 17 (3): 186-192. (Citado: 23-01-13)

- Tejado, C. Abundancia de *Melanosuchus niger* Spix, 1825, *Paleosuchus trigonatus* Schneider, 1801 y *Caiman crocodilus* L., 1758 en el cauce medio del río Mazán (Amazonas, Perú). 2012. *Munibe* (Ciencias Naturales-Natur Zientziak), (60), 113-130. (Citado: 27-05-13)
- Thoisy, B.; Hrbek, T.; Pires, I.; Rangel, W.; Lavergne, A. Genetic structure, population dynamics, and conservation of Black caiman (*Melanosuchus niger*). 2006 *Biological Conservation* 133 (474 – 482). (Citado: 1-2-10)
- Thorbjarnarson, J. Black Caiman *Melanosuchus niger*. In *Crocodiles. Status Survey and Conservation Action Plan*. 2010 Third Edition. pp. 29-39 ed. by S.C. Manolis and C. Stevenson. Crocodile Specialist Group: Darwin. (Citado: 14-01-13)
- Troiano, J.; Silva, M.; Esarte, M.; Márquez, A.; Mira, G. Valores hematológicos de las especies argentinas del género *Caiman* (Crocodylia – Alligatoridae). 1996 *Facena*, 12: 111 – 118. (Citado: 28-02-13)
- Turton, J.; Ladds, P.; Manolis, S; Webb, G. Relationship of blood corticosterone, immunoglobulin and haematological values in young crocodiles (*Crocodylus porosus*) to water temperature, clutch of origin and body weight. 1997 *Australian Veterinary Journal*. 75 (2): 114–119. (Citado: 22-01-13)

- Vasconcelos, W.; Hrbek, T.; Da Silveira, R.; Thoisy, B.; Farias, I. Population genetic analysis of *Caiman crocodilus* (Linnaeus, 1758) from South America. 2006 *Genetics and Molecular Biology*, 29 (2): 220-230. (Citado: 3-2-10)
- Vasconcelos, W.; Hrbek, T.; Da Silveira, R.; Thoisy, B.; Araujo, L.; Pires, I. Phylogeographic and Conservation Genetic Analysis of the Black Caiman (*Melanosuchus niger*). 2008 *Journal of Experimental Zoology* 309A: 600 – 613. (Citado: 1-2-10)
- Vieira, T.; Silva, F.; Heubel, M. Biometria, hematologia e genética de *Caiman latirostris* (DAUDIN, 1801) na região de Bauru (SP). 2003 *Salusvita, Bauru*. 21 (3): 67-75. (Citado: 14-01-13)
- Wallach, J.; Boever, W. Diseases of exotic animals. Medical and surgical management. 1983. pp. xii + 1159pp. (Citado: 22-01-13)
- Watson, J. Diagnostic procedures: Hematology. 1998 En: Ackerman L (ed): The biology, husbandry, and health care of reptiles. pp- 703-713.
- Wilkinson, R. Clinical pathology. In: McArthur S., Wilkinson R., Meyer J. (eds.): *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*. Blackwell Publishing, Oxford. 2004. pp. 141–186.
- Wood, F.; Ebanks, G. Blood Cytology and Hematology of the Green Sea Turtle, *Chelonia mydas*. 1984 *Herpetologica* 40 (3): 331-336. (Citado: 22-01-13)

Wright, K.; Skeba, S. Hematology and Plasma Chemistries of Captive Prehensile-Tailed Skinks (*Corucia zebrata*). 1992 Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 23 (4): 429-432. (Citado: 23-01-13)

