



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

DETERMINACIÓN DEL ESTATUS SANITARIO DE LA TORTUGA MOTELO  
(*Chelonoidis denticulata*) MANTENIDA EN CAUTIVERIO, MEDIANTE  
HEMOGRAMA, QUÍMICA SANGUÍNEA, URINANÁLISIS Y EXAMEN  
COPROPARASITARIO

Trabajo de Titulación presentado en conformidad con los requisitos establecidos  
para optar por el título de Médico Veterinario Zootecnista.

Profesor Guía

Dr. Leonardo Arias Cárdenas

Autora

Janina Dayana Valdez Oquendo

Año

2015

### **Declaración del profesor guía**

**“Declaro haber dirigido este trabajo a través de reuniones periódicas con el estudiante, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación.”**

**Jorge Leonardo Arias Cárdenas**

---

**Médico Veterinario Zootecnista**

**C.I 170659144-1**

### **Declaración de autoría del estudiante**

**“Declaro que este trabajo es original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes.”**

---

**Janina Dayana Valdez Oquendo**

**C.I 172318823-9**

## **AGRADECIMIENTOS**

Agradezco a mis padres Marcelo Valdez y Lidia Oquendo por su apoyo y lucha constante durante mi educación, me dieron todo lo que pudieron para que esta etapa fuese posible, son mi inspiración y mi fuerza para seguir adelante, voy a retribuirles como hija todo lo que ustedes hicieron por mí. A mis abuelitos que guían mi camino y mi espíritu, sus consejos fueron empleados no sólo en lo personal sino también en el campo profesional. A Julián Marentes, que no sólo me brindo amor, sino también fuerza y aliento durante la ejecución de este trabajo.

En el campo profesional agradezco a mis profesores, sobre todo a mi tutor, ya que sin ellos no habría podido tener dirección en la adquisición de los conocimientos que me permitirán alcanzar mi meta; a los establecimientos que me permitieron realizar el muestreo y al laboratorio que me ayudo en la realización de los exámenes necesarios, guiándome en cada paso y asesorándome a cada momento.

*Janina Valdez*

**DEDICATORIA**

A mis amados padres.

*Janina Valdez*

## RESUMEN

En el país no existen datos o estudios relacionados con la especie *Chelonoidis denticulata*, por lo que los datos que se suelen extrapolar para utilizar en la clínica diaria de manejo y evaluación de fauna silvestre no están adaptados a nuestra realidad.

En el presente estudio se evaluó el estado sanitario de la tortuga motelo o tortuga de patas amarillas (*Chelonoidis denticulata*), mediante hemograma, analitos básicos de química sanguínea, examen coproparasitario y urianálisis, para lo cual se determinaron valores hematológicos y bioquímicos de referencia y frecuencia de géneros parasitarios específicos para esta especie.

El estudio tuvo lugar en dos establecimientos, localizados en Guayllabamba-Quito y en Puyo-Pastaza, diferenciados ampliamente por las condiciones climáticas existentes. La muestra de individuos fue de 44 tortugas adultas, excluyendo a 3 aparentemente enfermos del estudio para la obtención de rangos de referencia óptimos.

Para el análisis hematológico se realizó extendidos sanguíneos para observación directa al microscopio, la técnica de cianohemoglobina para evaluación de índices eritrocitarios y el método Natt & Herricks para conteo de células. Para el análisis de analitos de química sérica como urea, creatinina, ALT, AST, ALKP ó FA, se utilizó el analizador bioquímico IDEXX VetTest®. Para el análisis de la muestra de orina se utilizó tiras reactivas de Combur<sup>10</sup>Test®. Para el análisis de las muestras fecales se utilizó el método de flotación y sedimentación, al igual que la realización de un examen macroscópico.

Se obtuvieron los datos de referencia en lo que respecta a variables biológicas de los individuos, se comparó dichos rangos dependiendo del sexo y del establecimiento del que provenía la muestra, teniendo en cuenta que el factor ambiental varía entre los mismos. No se encontró diferencias significativas en lo que respecta a química sérica entre individuos machos y hembras, pero si en analitos hematológicos, igualmente se verificó diferencias significativas de

analitos biológicos entre establecimientos. En la valoración de frecuencia parasitaria, se observó diferencias de aparición de especies endoparasitarias debido al clima.

Los datos obtenidos se correlacionaron con la signología clínica observada, permitiendo la evaluación sanitaria de cada individuo y del establecimiento en general.

## ABSTRACT

The country has no research about the motelo tortoise (*Chelonoidis denticulata*), for that reason all laboratorial data are extrapolated for the daily use in clinical management and evaluation of wildlife, but they are not in accordance with our reality.

In this research the health status of motelo tortoise or yellow legged tortoise (*Chelonoidis denticulata*) was evaluated by blood count, basic analytes of blood chemistry, coproparasitologic analyses and urinalysis, for which hematological and biochemical reference values were determinate also specific parasitic gender frequency were evaluate for this specie.

The research took place in two institutions located in Guayllabamba-Quito and Puyo-Pastaza, widely differentiated by weather condition, 44 adult individuals were the main sample, but three of them that look apparently sick were exclude from this study, so that optimal reference range could be obtained.

For hematological analysis, blood smears technique were used for direct microscopic observation, cianohemoglobin technique for evaluating erythrocyte indices (RBC indexx) and Natt & Herricks method for cell count. For the analyses of blood chemistry analytes such as urea, creatinine, ALT, AST, ALKP or FA the biochemical tester IDEXX VetTest® was used. For the analyses of urine sample Combur10Test® test strips were used. For fecal sample analysis, flotation and sedimentation methods were used, also the realization of a macroscopic evaluation.

Reference data were obtained in relation to biological variables. Depending of the sex and considering environmental factor, those ranges were compared. There was no significant difference in blood chemistry between male and females, but there was a significant difference in hematological analytes between institutions. There was differenced in the frequency of parasites appearance due to the weather.

The data were correlated with the already observed clinical signs so that allow us to evaluate individuals and institutions.

# ÍNDICE

Introducción.....	1
Planteamiento de la problemática .....	2
Hipótesis.....	3
Hipótesis Nula.....	3
Hipótesis 1 .....	3
Justificación.....	3
Objetivos .....	3
Objetivo general .....	3
Objetivos específicos.....	3
<b>GENERALIDADES DE LOS QUELONIOS .....</b>	<b>4</b>
1.1. Taxonomía.....	4
1.2. Características biológicas de los quelonios: anatomía y fisiología .....	5
1.2.1. Temperatura .....	6
1.2.2. Circulación y sistema linfático .....	6
1.2.3. Respiración .....	6
1.2.4. Ventilación .....	6
1.2.5. Sistema digestivo.....	7
1.2.6. Sistema urinario .....	7
1.2.7. Reproducción.....	7
<b>CONSULTA CLÍNICA Y MANIPULACIÓN DE LOS QUELONIOS .....</b>	<b>7</b>

2.1. Manejo y sujeción .....	7
2.2. Examen físico .....	7
2.3. Auscultación .....	8
2.4. Determinación del sexo .....	8
2.5. Peso .....	8
<b>DESCRIPCIÓN TORTUGA MOTELO .....</b>	<b>8</b>
3.1. Generalidades .....	8
3.2. Estado Actual.....	10
<b>EL CAUTIVERIO .....</b>	<b>10</b>
4.1. Refugio o zoológico .....	10
4.2. Mantenimiento en cautiverio de los reptiles .....	10
4.2.1. Hábitat o Terrario.....	10
4.2.2. Temperatura para quelonios.....	11
4.2.3. Humedad para quelonios.....	12
4.2.4. Iluminación.....	13
4.2.5. Alimentación en cautiverio .....	13
4.2.6. Estrés en cautiverio .....	14
<b>SALUD VS ENFERMEDAD .....</b>	<b>14</b>
5.1. Enfermedades .....	15
5.2. Parásitos.....	19
5.2.1. Cuadros de parasitosis .....	19
5.2.2. Helmintos.....	22
5.2.2.1. Tremátodos.....	23
5.2.2.2. Céstodos.....	24

5.2.2.3. Nemátodos .....	25
<b>LABORATORIO EN QUELONIOS .....</b>	<b>27</b>
<b>6.1. Sitios comunes de punción para extracción sanguínea en Quelonios .....</b>	<b>27</b>
6.1.1. Vena yugular.....	28
6.1.2. Vena caudal dorsal o coccígea superior .....	28
6.1.3. Senos cervicales dorsales .....	29
6.1.4. Plexo braquial .....	30
6.1.5. Punción cardiaca .....	30
6.1.6. Seno venoso retroorbital.....	31
<b>6.2. Recolección de la muestra sanguínea .....</b>	<b>31</b>
<b>6.3. Hematología en quelonios .....</b>	<b>32</b>
6.3.1. Parámetros de evaluación hematológica .....	33
6.3.1.1. Eritrograma .....	33
6.3.1.1.1. Recuento eritrocitario.....	33
6.3.1.1.2. Hematocrito.....	34
6.3.1.1.3. Hemoglobina.....	34
6.3.1.1.4. Índices eritrocitarios .....	34
6.3.1.1.4.1 Volumen corpuscular medio.....	35
6.3.1.1.4.2. Concentración de hemoglobina corpuscular media .....	35
6.3.1.2. Valores eritrocíticos en tortuga motelo ( <i>Chelonoidis denticulata</i> ) .....	35
6.3.1.3. Frotis o extendido sanguíneo.....	38
6.3.1.4. Morfología eritrocitaria en reptiles.....	38
6.3.1.5. Alteraciones eritrocitarias en tamaño y forma .....	39

6.3.1.6. Inclusiones .....	39
6.3.1.7. Eritrocitos inmaduros (reticulocitos) .....	40
6.3.1.8. Leucograma .....	40
6.3.1.8.1. Recuento total leucocitario .....	40
6.3.1.8.2. Recuento diferencial leucocitario .....	41
6.3.1.9. Trombograma .....	44
6.3.1.10. Proteínas plasmáticas.....	45
6.4.1. Pruebas básicas función renal .....	46
6.4.1.1. Creatinina .....	46
6.4.1.2. Urea (BUN) .....	46
6.4.2. Pruebas básicas función hepática .....	46
6.4.2.1. Alanina Aminotransferasa (ALT).....	46
6.4.2.2. Aspartato Aminotransferasa (AST) .....	46
6.4.2.3. Fosfatasa Alcalina (FA ó ALKP).....	46
6.5. Urianálisis .....	47
6.5.1. Obtención de la muestra .....	48
6.6. Coprología .....	50
<b>MATERIALES Y PROCEDIMIENTO .....</b>	<b>51</b>
7.1. Área de estudio.....	51
7.2. Evaluación de hábitats y hábitos alimenticios .....	52
7.3. Muestreo.....	54
7.4. Extracción de muestras sanguíneas .....	58
7.4.1. Análisis bioquímico de la sangre.....	59
7.4.2. Análisis hematológico .....	59
7.5. Extracción muestra de orina .....	60

7.5.1. Análisis de la muestra de orina.....	61
7.6. Extracción muestra de heces.....	62
7.6.1. Análisis de muestra fecal.....	64
7.7. Análisis estadístico.....	65
7.8. Resultados.....	65
7.8.1. Valores bioquímicos de las tortugas motelo (Chelonoidis denticulata) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.....	66
7.8.2. Valores Hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo (Chelonoidis denticulata) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.....	69
7.8.3. Frecuencia de hemoparásitos en las tortugas motelo (Chelonoidis denticulata) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.....	74
7.8.4. Frecuencia de endoparásitos de las tortugas motelo (Chelonoidis denticulata) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo. ....	76
7.8.5. Análisis examen urinario.....	82
7.8.6. Comparación de valores obtenidos en individuos aparentemente Sanos vs individuos aparentemente enfermos. ....	84
7.8.6.1. Comparación de valores obtenidos en química sanguínea de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos.....	85
7.8.6.2. Comparación de valores obtenidos en hematología de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos.....	87
7.8.6.3. Evaluación individuos aparentemente enfermos.....	92

7.9. Resumen de resultados .....	92
CONCLUSIONES.....	96
RECOMENDACIONES .....	97
REFERENCIAS.....	98
ANEXOS .....	105

## Índice de Tablas

Tabla 1.

Clasificación taxonómica de los Quelonios .....5

Tabla 2.

Dimensiones mínimas recomendadas en terrarios para algunas especies de quelonios mantenidos en cautividad .....11

Tabla 3.

Temperatura óptima para el mantenimiento de Quelonios en cautiverio .....12

Tabla 4.

Humedad óptima para el mantenimiento de Quelonios .....12

Tabla 5.

Parámetros para alimentación de especies herbívoras en cautiverio .....13

Tabla 6.

Enfermedades más comunes en tortugas terrestres .....15

Tabla 7.

Parásitos gastrointestinales frecuentes en Quelonios .....20

Tabla 8.

Características microscópicas de parásitos frecuentes encontrados en fecas .....21

Tabla 9.

Clasificación Phylum Nematoda .....25

**Tabla 10.**

**Valores promedio de la serie eritrocítica en 44 tortugas motelo mantenidas en cautiverio en la ciudad de Iquitos .....36**

**Tabla 11.**

**Rangos de referencia de la serie eritrocítica de la tortuga de patas rojas (Geochelone carbonaria) .....37**

**Tabla 12.**

**Chelonoidis chiensis chilensis parámetros hematológicos analizados en función de la variable sexo .....37**

**Tabla 13.**

**Significado de algunos cambios morfológicos eritrocitarios en aves y reptiles.... .....39**

**Tabla 14.**

**Evaluación morfológica de leucocitos .....42**

**Tabla 15.**

**Valores promedio de la serie leucocítica en 44 tortugas motelos mantenidas en cautiverio en la ciudad de Iquitos .....43**

**Tabla 16.**

**Rangos de referencia de la serie leucocítica en la tortuga de patas rojas (Geochelone carbonaria) .....44**

**Tabla 17.**

**Rangos de química sérica para la tortuga de patas rojas (Chelonoidis carbonaria).....45**

**Tabla 18.**

**Parámetros bioquímicos con su significado clínico .....47**

**Tabla 19.**

**Parámetros de análisis químico de la orina .....49**

**Tabla 20.**

**Identificación, peso, condición corporal, sexo, resultado de la evaluación clínico/física de los individuos testeados (Chelonoidis denticulata) .....55**

**Tabla 21.**

**Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (Chelonoidis denticulata) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.....67**

**Tabla 22.**

**Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (Chelonoidis denticulata) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo en relación al sexo .....68**

**Tabla 23.**

**Valores hematológicos de la serie roja de las tortugas motelo (Chelonoidis denticulata) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo .....70**

**Tabla 24.**

**Valores hematológicos de la serie blanca de las tortugas motelo (Chelonoidis denticulata) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo .....71**

**Tabla 25.**

**Valores hematológicos de la serie roja de las tortugas motelo (Chelonoidis denticulata) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo en relación al sexo .....72**

**Tabla 26.**

**Valores hematológicos de la serie blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo en relación al sexo .....73**

**Tabla 27.**

**Frecuencia de endoparásitos encontrados en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio .....79**

**Tabla 28.**

**Valores de referencia para densidad y pH urinario de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo .....82**

**Tabla 29.**

**Frecuencia de la presencia anormal de analitos en orina en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo .....83**

**Tabla 30.**

**Comparación de valores obtenidos en química sanguínea de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos .....85**

**Tabla 31.**

**Comparación de valores obtenidos en química sanguínea de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos dependiendo del sexo .....86**

**Tabla 32.**

**Comparación de valores obtenidos en hematología de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos .....87**

**Tabla 33.**

**Comparación de valores obtenidos en hematología de individuos  
aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos en función del  
sexo .....90**

## Índice de figuras

Figura 1.

Ejemplares de la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) .....9

Figura 2.

Extracción muestra sanguínea de la vena caudal dorsal o coccígea superior  
.....29

Figura 3.

Extracción de muestra sanguínea utilizando técnica subcaparacial .....30

Figura 4.

Eritrocitos normales en reptiles (*Iguana iguana*): contorno y núcleo elípticos  
(1000x, coloración de Wright) .....38

Figura 5.

Extracción muestra de orina utilizando la técnica de cistocentésis .....48

Figura 6.

Hábitat descubierto, Guayllabamba, Quito .....53

Figura 7.

Hábitat cerrado, con condiciones controladas, Guayllabamba, Quito .....53

Figura 8.

Hábitat descubierto, Puyo, Pastaza .....54

Figura 9.

Ejemplares tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) a ser muestreados .....54

Figura 10.	
Identificación de individuos con microchip .....	55
Figura 11.	
Muestras sanguíneas de tortugas motelo ( <i>Chelonoidis denticulata</i> ), utilizando como anticoagulante heparina sódica .....	59
Figura 12.	
Hidratación previa de tortugas motelo con agua tibia con el fin de nivelar temperaturas en días muy fríos, dilatar venas para extracción de sangre y aumentar volumen de vejiga para punción .....	60
Figura 13.	
Cistocentesis de tortuga motelo, utilizando aguja calibre 18G .....	61
Figura 14.	
Análisis químico de orina utilizando tiras reactivas Combur <sup>10</sup> Test® .....	62
Figura 15.	
Digitación o masaje cloacal de la tortuga motelo para la obtención de muestra fecal .....	62
Figura 16.	
Obtención de muestra fecal .....	63
Figura 17.	
PARATEST®, utilizado para conservación de muestras fecales en Puyo .....	64

**Figura 18.**

**Células sanguíneas de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) que presentan hemoparásitos compatibles con gametocitos de *Hemogregarines* .....75**

**Figura 19.**

**Frecuencia de hemoparásitos en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo .....76**

**Figura 20.**

**Frecuencia de endoparásitos en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo .....77**

**Figura 21.**

**Frecuencia de endoparásitos en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo .....80**

**Figura 22.**

**Frecuencia de endoparásitos en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba .....81**

**Figura 23.**

**Frecuencia de la presencia anormal de analitos en orina en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo .....83**

## Introducción

En el mundo existen al menos 313 especies de tortugas terrestres y galápagos, ubicadas en regiones tropicales, subtropicales e incluso en zonas templadas. (CITES, s.f).

La lista roja de la UICN registra 128 especies terrestres amenazadas, siendo entonces las tortugas terrestres y galápagos uno de los grupos de vertebrados más amenazados. (CITES, s.f)

Los factores que afectan a estos animales a nivel mundial son la destrucción del hábitat, como causa principal, la explotación para fuente de alimento o como animales de compañía (CITES, s.f), las enfermedades infecciosas y las parasitosis, e incluso el tráfico ilegal de especies; siendo éste último uno de los principales problemas en nuestro territorio.

El Ecuador posee un amplio número de especies silvestres, existiendo 276 especies de reptiles que se encuentran amenazadas, por lo que la responsabilidad del mantenimiento del estado de conservación de sus especies recae sobre los profesionales que velan por la integridad de las mismas, gran parte de la diversidad en fauna se pierde a consecuencia de enfermedades, muchas veces silenciosas, que afectan a cada individuo. “La incidencia de enfermedades y de contaminantes provoca cambios en las poblaciones afectando procesos evolutivos y ecológicos que regulan la biodiversidad” (Monsalve, 2013). Para la protección de muchas de las especies, el país cuenta con centros de rescate y refugio de animales silvestres. Sin embargo la pregunta a discusión es: ¿Se encuentran estos animales en perfecto estado de salud?, ¿tenemos información médica de cada una de las especies que acogemos?

El Ministerio del Ambiente (MAE) propone estrategias de conservación sobre todo para especies endémicas, sin embargo el país no cuenta con investigaciones científicas en las que se haya determinado datos que nos permitan valorar el estado de salud de muchas especies, entre estas la tortuga

Motelo (*Chelonoidis denticulata*), los datos que se obtuvieron resultarían de gran importancia ya que permitirían establecer posibles programas de conservación con éxito.

En la actualidad los reptiles no sólo son habitantes de zoológicos o refugios de vida silvestre, sino que también se han convertido en pacientes recurrentes en la práctica de la medicina veterinaria, lo que propone un reto para el clínico que muchas veces no cuenta con los conocimientos o recursos necesarios para establecer diagnósticos, y se torna aún más complejo ya que los reptiles son los individuos más difíciles de analizar ya que rara vez presentan signología clínica observable, por lo que el establecimiento de los parámetros hematológicos y químicos de la sangre son fundamentales para el establecimiento de un diagnóstico. (Gottdenker and Jacobson, 1995 citado en López-Olvera, Montané, Ignasi, Martínez-Silvestre, Soler, & Lavín, 2003).

Para determinar el estado sanitario de una especie es primordial como primer paso el establecer rangos de referencia de los parámetros sanguíneos seguido de un protocolo de obtención de las muestras, todo esto con el fin de monitorizar de mejor manera a los individuos, pudiendo evaluar desde individuos en cautiverio hasta individuos en vida silvestre (Muro et al., 1994; Raphael et al., 1994 citado en López-Olvera et al., 2003), así también como la evaluación del estatus ambiental, ya que estas especies son susceptibles a cambios de hábitat (Jacobson et al., 1991; Raphael et al., 1994; Dickinson et al., 2002 citado en López-Olvera et al., 2003).

### **Planteamiento de la problemática**

Los individuos en cautiverio están expuestos a una variedad de factores que alteran su homeostasis, llevándolos a padecer patologías orgánicas que en muchos casos no pueden ser diagnosticadas, no sólo por la falta de información en cuanto a datos biológicos específicos para esta especie sino también por la limitada signología que presentan los individuos, lo que en ciertas ocasiones provoca decesos sin causa aparente de los animales en cautiverio.

## **Hipótesis**

### **Hipótesis Nula**

Las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio se encuentran en óptimo estado de salud.

### **Hipótesis 1**

Las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio no se encuentran en óptimo estado de salud.

## **Justificación**

Las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) representan gran parte de la biodiversidad de tortugas terrestres del Ecuador continental, sin embargo la especie se encuentra en un estado de conservación vulnerable.

La incipiente información de datos de referencia de analitos biológicos específicos para esta especie de tortuga hace que no se pueda otorgar diagnósticos definitivos en ciertas afecciones o en su defecto no se conozca el estado de salud en el que se encuentra el individuo para monitorizarlo y emitir posibles correcciones a programas de cautiverio en los distintos establecimientos.

## **Objetivos**

### **Objetivo general**

Evaluar el estado sanitario de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en dos establecimientos del país ubicados en Guayllabamba y el Puyo.

### **Objetivos específicos**

1. Conocer el estado de salud de la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) mediante pruebas hematológicas, bioquímica sanguínea, urianálisis y examen coproparasitario.
2. Establecer estudios iniciales en cuanto a valores de referencia de analitos sanguíneos para la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio.

3. Comparar los valores de referencia sanguíneos obtenidos para la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) en relación al sexo del individuo y a su procedencia.
4. Relacionar los resultados obtenidos con la signología clínica observada.
5. Determinar la frecuencia de endoparásitos y hemoparásitos en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*).

## **GENERALIDADES DE LOS QUELONIOS**

### **1.1. Taxonomía**

La clase Reptilia comprende al menos 6500 especies, aunque en la práctica real solo es probable encontrar unas pocas docenas de estas, los quelonios tienen la capacidad de flexionar sus vértebras cervicales pudiendo clasificarse en dos subórdenes según el modo en el que retraen la cabeza (Jiménez, Domingo, Crosta, y Martínez, 2009).

Tabla 1. Clasificación taxonómica de los Quelonios.

Orden	Chelonia	
	Subórdenes	Familias
Pleurodira	Tortugas de cuello de costado y de cuello de serpiente	Kinosteridae (tortugas almizcleras)
		Chelydridae (tortugas mordedoras)
Criptodira	Tortugas galápagos, tortugas de caparazón blando	Testudinidae (tortugas de tierra)
		Emydidae (galápagos de agua dulce)
		Trionychidae (tortugas de caparazón blando)

Adaptado de Aguilar, Hernández, Divers y Perpiñan, 2010.

### 1.2. Características biológicas de los quelonios: anatomía y fisiología

Los quelonios poseen una anatomía similar a la de los mamíferos, aunque existe un proceso que los diferencia de estos llamado ecdisis, este proceso no es más que el cambio de piel.

Las tortugas de clima templado mediterráneo hibernan mientras que las de zonas tropicales o subtropicales como las *Geochelone* spp. y *Chelonoidis* spp. no realizan una hibernación como tal (Jiménez et al., 2009).

### **1.2.1. Temperatura**

Los reptiles son animales ectodérmicos, es decir que dependen del calor ambiental y de su comportamiento para hacer óptimo cualquier proceso metabólico. (Aguilar et al., 2010), su escala de temperatura corporal varía de 22°C a 33°C (Jiménez et al., 2009).

### **1.2.2. Circulación y sistema linfático**

En cuanto a su circulación todos los quelonios poseen un corazón con tres cámaras (2 aurículas y 1 ventrículo) y circulación pulmonar y sistémica. (Aguilar et al., 2010). La circulación linfática está íntimamente relacionada con la sanguínea por lo que al momento de tomar muestras sanguíneas pueden existir complicaciones asociadas a la dilución de sangre en linfa (Jiménez et al., 2009).

### **1.2.3. Respiración**

Los quelonios presentan los niveles más altos de bicarbonato ( $\text{HCO}_3$ ) que actúa como tampón cuando sube el ácido láctico como consecuencia del metabolismo anaerobio.

En el orden Cryptodira la tráquea es corta y se bifurca rápidamente para facilitar la retracción de la cabeza. Los pulmones se encuentran unidos dorsalmente al periostio del espaldar y a la cintura torácica y pelviana, no están rodeados por la cavidad pleural, presentan un bronquio intra-pulmonar único que se ramifica en bronquiolos y foveolas (cumplen la misma función de los alveolos) (Jiménez et al., 2009).

### **1.2.4. Ventilación**

Los quelonios son incapaces de expandir la caja torácica para desarrollar el proceso de ventilación, por lo que han desarrollado gran musculatura. La inspiración corre a cargo del músculo serrato y el oblicuo del abdomen y la espiración corre a cargo del músculo pectoral y el transversal del abdomen (Jiménez et al., 2009).

### **1.2.5. Sistema digestivo**

Los quelonios son incapaces de masticar, las glándulas salivares producen moco pero no enzimas digestivas, las enzimas digestivas se producen en el estómago, intestino delgado, páncreas, hígado y vesícula biliar; el tránsito intestinal es lento y puede tardar entre dos a cuatro semanas (Jiménez et al., 2009).

### **1.2.6. Sistema urinario**

Los riñones se encuentran caudalmente al espaldar detrás del acetábulo, los uréteres son cortos y desembocan junto con los conductos genitales en el seno urogenital que se abre en la cloaca, la orina pasa desde el urodelo por vía retrógrada hasta la vejiga, la cual normalmente es bilobulada, las especies terrestres utilizan a la vejiga como reservorio de agua para poder reabsorberla de acuerdo a sus necesidades (Jiménez et al., 2009).

### **1.2.7. Reproducción**

En cuanto a la reproducción, la fertilización siempre es interna, son ovíparos por lo que sus huevos son calcificados o también llamados coriáceos; la definición del sexo de los nuevos individuos en la eclosión está determinado por la temperatura, por lo que temperaturas altas producen hembras y bajas producen machos (Aguilar et al., 2010).

## **CONSULTA CLÍNICA Y MANIPULACIÓN DE LOS QUELONIOS**

### **2.1. Manejo y sujeción**

Es necesario tener acceso a la cabeza durante la exploración, el clínico debe aproximarse a la tortuga desde abajo y por detrás, para evitar que ésta retraiga la cabeza; se debe colocar un dedo a cada lado de la mandíbula para sujetar la cabeza. Se puede abrir la cavidad bucal del animal con una de las manos, si caso contrario la cabeza se encuentra retraída, se inclina al animal hacia delante para que la extienda (McArthur, Wilkinson y Barrows, 2007).

### **2.2. Examen físico**

El examen de la cabeza incluye revisión de las fosas nasales en búsqueda de secreciones, examinación del grado de crecimiento del pico, revisión de la

cavidad bucal y revisión ocular (ulceraciones o conjuntivitis) (Aguilar et al., 2010).

Se realiza una examinación de las escamas timpánicas pudiendo observarse signos de inflamación muchas veces causado por el cortejo sexual por parte del macho (Aguilar et al., 2010).

Se debe registrar la coloración de las mucosas, al igual que la revisión del tegumento en búsqueda de parásitos externos, evaluar la dureza del caparazón o la existencia de alguna malformación (Aguilar et al., 2010).

### **2.3. Auscultación**

Se la puede realizar con un fonendoscopio estándar, pudiendo reducir los ruidos entre el caparazón y el diafragma del estetoscopio mediante la colocación de una compresa húmeda entre ambos (Aguilar et al., 2010).

### **2.4. Determinación del sexo**

En ciertas especies de quelonios se puede evidenciar dimorfismo sexual por lo que muchas veces la determinación del sexo se basa en la apreciación de características masculinas o femeninas, sin embargo si las evidencias no son suficientemente claras se puede recordar lo siguiente: “los machos tienen la cola más larga y un orificio cloacal más distal que la hembra, el plastrón de los machos es cóncavo, y el de las hembras puede ser plano.” (McArthur et al., 2007).

### **2.5. Peso**

La valoración del peso permite apreciar el crecimiento que las tortugas tienen en cautiverio, este valor debe ser preciso. La mejor forma de valorar la condición corporal es relacionar el peso total con la longitud del caparazón (Aguilar et al., 2010).

## **DESCRIPCIÓN TORTUGA MOTELO**

### **3.1. Generalidades**

La tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) o también conocida como tortuga de patas amarillas, morrocoy amazónico o morrocoyo, es originaria de

Sudamérica, su hábitat es discutido por varios autores, sin embargo se las ha observado en el bosque tropical húmedo, zonas forestales secas, prados y sabanas, es la mayor tortuga terrestre continental de toda América del Sur (Páez, Morales, Lasso, Castaño, y Bock, 2012).

Su caparazón presenta escudos amarillos en el centro y negros hacia los extremos, posee escamas naranjas o amarillas, de ahí su nombre como tortuga de patas amarillas, el macho generalmente es de menor tamaño que la hembra (Quitozoo. org, s.f). Están adaptadas a vivir en tierra, por lo que se acercan a las pozas de agua solo a refrescarse o a beber (Eco Zoológico San Martín, s.f).

En nuestro país las tortugas motelo “viven en el bosque húmedo de la Amazonía. Está presente en zonas de poca perturbación, bosques secundarios, bordes de carretera, terrenos inundados o en remanentes de bosque cerca de los ríos.” (Quitozoo. org, s.f).

Su alimentación en cautiverio es a base de frutas, verduras y proteína animal (carne). (Quitozoo. org, s.f)

Su época reproductiva no se conoce con exactitud, aunque se estima que la estación de celo se produce en los meses de Marzo y Mayo (Eco Zoológico San Martín, s.f).



Figura 1. Ejemplares de la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*).

### **3.2. Estado Actual**

Esta especie se considera en estado de conservación vulnerable (VU), según la UICN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza) y se encuentra protegida por el CITES (Convenio Internacional de Especies Amenazadas) en el apéndice II, con el fin de evitar su transporte y comercialización al exterior.

Su estado de conservación es vulnerable debido a la diversidad de culturas indígenas que las utilizan como alimento, al igual que el avance en la actividad agropecuaria e incendios que destruyen su hábitat (Páez et al., 2012).

## **EL CAUTIVERIO**

### **4.1. Refugio o zoológico**

Los objetivos de un zoológico son la conservación, la educación y la investigación (Aguilar, 2003), es por eso que resulta imprescindible tener en sus instalaciones animales sanos y que en un futuro puedan ser reingresados a su hábitat natural. La tortuga motelo tiene una expectativa de vida de 35 años en cautiverio, siempre y cuando se mantengan los estándares sanitarios y de alimentación en el zoológico o refugio (Quitozoo. org, s.f).

### **4.2. Mantenimiento en cautiverio de los reptiles**

Para el mantenimiento de los animales en cautiverio se requiere recrear sus condiciones de vida natural, en reptiles se debe enfatizar los requerimientos en cuanto a temperatura, recordando que estos animales son ectodérmicos y que pierden y ganan calor dependiendo de la fuente disponible, por lo que su encierro debe ser monitorizado habitualmente (Czaplewski, 2005; Mara, 2005 citado en García, 2013), si a los quelonios no se les ofrece un rango de temperatura apropiado su metabolismo decae pudiendo presentarse signos de anorexia, letargia y depresión (Mitchell, 2009 citado en García, 2013).

#### **4.2.1. Hábitat o Terrario**

Para las tortugas de tierra es vital que su hábitat se encuentre relacionado con las condiciones climáticas de sus zonas de origen. Se recomienda que el

espacio destinado para los quelonios sea dos veces la longitud total del individuo (Soler, y Martínez – Silvestre, 2008).

Tabla 2. Dimensiones mínimas recomendadas en terrarios para algunas especies de quelonios mantenidos en cautividad.

<b>Especie</b>	<b>Ejemplares por terrario</b>	<b>Longitud (m)</b>	<b>Anchura (m)</b>
Tortuga de Patas Rojas ( <i>Geochelone carbonaria</i> )	1M y 2H	6	5
Tortuga leopardo ( <i>Geochelone pardalis</i> )	2 (M/H)	10	5
Testudo sp.	2 (M/H)	4	5

Nota: M: Macho; H: Hembra

Adaptado de Soler y Martínez – Silvestre, 2008.

Los individuos deben tener acceso a zonas cubiertas para evitar casos de insolación, sobretudo en épocas donde las horas de calor son mayores.

#### **4.2.2. Temperatura para quelonios**

Los terrarios cerrados o abiertos deben tener variados rangos de temperatura durante el día, pudiendo desarrollar un gradiente térmico, permitiendo al individuo alcanzar una temperatura corporal preferida (TCP) óptima de acuerdo a sus necesidades (Soler, y Martínez – Silvestre, 2008), en el caso de terrarios cerrados esto puede ser recreado mediante el uso de lámparas o con el uso de termostatos.

En terrarios abiertos se recomienda el uso de árboles o elementos que provean sombra, para que los animales puedan refugiarse.

Tabla 3. Temperatura óptima para el mantenimiento de Quelonios en cautiverio

	<b>Temperatura óptima (°C)</b>
Especie para zona templada	23,9 – 29,4
Especie tropical	26,6 – 31,1
Especie desierto	29,4 – 35

Adaptado de García, 2013

#### **4.2.3. Humedad para quelonios**

El factor humedad es igualmente importante como la temperatura, y debe ser regulada con frecuencia, al estar el individuo expuesto a una humedad baja o poco óptima podría presentar signos de deshidratación, anorexia y tránsito intestinal reducido (Mitchell, 2009 citado en García, 2013). Cabe mencionar que en un terrario pequeño la humedad puede llegar a disminuir de forma drástica (Soler, y Martínez – Silvestre, 2008).

Su control se puede realizar con un higrómetro, se recomienda también proporcionar agua ad libitum, en caso de no poder realizarlo se recomienda que en general la humedad sea mayor al 45% (Soler, y Martínez – Silvestre, 2008).

Tabla 4. Humedad óptima para el mantenimiento de Quelonios

	<b>Humedad óptima (%)</b>
Especies del desierto	30 – 50
Especies subtropicales	60 – 80
Especies tropicales	80 – 90

Adaptado de Mitchell, 2009 citado en García, 2013.

#### 4.2.4. Iluminación

Las horas luz están relacionadas con la activación biológica del individuo, como la reproducción, una sobreexposición a las horas luz sobre-estimula el sistema inmunitario del individuo, la iluminación debe ser uniforme en todo el terrario caso contrario las tortugas tenderán a amontonarse unas sobre otras (Soler, y Martínez – Silvestre, 2008).

#### 4.2.5. Alimentación en cautiverio

En muchas ocasiones la alimentación en cautividad puede provocar desequilibrios metabólicos los cuales llegan a producir patologías en el individuo (Soler, y Martínez – Silvestre, 2008).

Se recomienda que a especies estrictamente herbívoras la cantidad de proteína animal no debe exceder el 5% del total de la dieta, en especies omnívoras este aporte puede llegar al 30% del total de la dieta, finalmente a especies netamente carnívoras se les debe ofrecer una amplia variedad de carnes complementándolas con alimento concentrado (Soler, y Martínez – Silvestre, 2008).

Tabla 5. Parámetros para alimentación de especies herbívoras en cautiverio

<b>Parámetros para alimentación de quelonios herbívoros</b>
Alto contenido de fibra vegetal
Contenido importante de minerales (calcio)
Vitaminas A y D <sub>3</sub>
Relación Calcio: Fósforo 1,5 -2:16
Bajo contenido en proteínas

Nota: El aporte de proteína animal generalmente está dada por insectos.

Adaptado de Soler y Martínez – Silvestre, 2008

#### **4.2.6. Estrés en cautiverio**

El cautiverio usualmente se relaciona con el estrés; se conoce que estados de hacinamiento y el incumplimiento de las necesidades biológicas del individuo provocan que éste sufra alteraciones fisiológicas como signo de malestar, como signo de adaptación al medio o simplemente para combatir el estrés, pero como lo menciona Castro (2003) la duración e intensidad tanto del agente estresor como de los cambios fisiológicos que tenga el individuo determina el grado de estrés que tenga el animal, pudiendo llegar a convertirse en distress, es decir, cuando dichos agentes amenazan el bienestar del individuo.

Las respuestas biológicas ante el estrés suelen ser comportamentales, neurales o inmunes, alterando de una u otra manera sus funciones biológicas; dependiendo de la magnitud del agente estresante el individuo puede pasar por dos etapas de respuesta, como lo son las etapas prepatológica y patológica (Castro, 2003).

En cautiverio, las prácticas de enriquecimiento ambiental suelen ser útiles para contrarrestar efectos estresantes ya que se le provee al individuo opciones comportamentales que contrarresten estímulos estresantes (Castro, 2003).

#### **SALUD VS ENFERMEDAD**

Existe una infinidad de indicadores que se pueden utilizar para determinar el estado de salud de un individuo o de una población, para esto es necesario distinguir entre una fisiología normal de una fisiología perturbada (Lutz et al., 2001; Aguirre et al., 2006; Chaloupka et al., 2009 citado en Lara, Riosmena y López, 2011).

Los cambios antropológicos en los hábitats de los animales son la causa principal de la aparición de enfermedades (Aguirre et al., 2002 citado en Lara et al., 2011), al aumentar el contacto de los animales silvestres con la población humana podemos generar exposiciones a macro y micro parásitos con las que no se ha tenido contacto anterior (Ostfeld y Keesing, 2000 citado en Lara et al., 2011) pudiendo llegar a tener muchos casos de zoonosis.

Es por esta razón que surge la medicina de la conservación la cual conjuga tres tipos de salud como lo son la salud ambiental, la humana y la salud animal, teniendo por objetivo preservar la biodiversidad y los hábitats naturales bajo el enfoque de salud ecológica (Arrivillaga y Caraballo, 2009).

Los exámenes de laboratorio constituyen pautas importantes para el médico en la toma de decisiones para el manejo de tortugas enfermas o bien para incorporar programas rutinarios en el monitoreo del estado de salud de los individuos (Herbst, 2000; Jacobson, 2000 citado en Lara et al., 2011).

### 5.1. Enfermedades

Se define como enfermedad a la alteración de los mecanismos de regulación interna de un organismo, pudiendo ser propia del organismo o a causa de factores externos. En los reptiles la eficiencia de su sistema inmunológico ante afecciones se ve influenciada por diversos factores tales como estado nutricional, temperatura ambiental, edad y estrés (Mader, 2006 citado en Lara et al., 2011).

Tabla 6. Enfermedades más comunes en tortugas terrestres

<b>Enfermedades de las tortugas terrestres</b>	
<b>Enfermedades digestivas</b>	
Estomatitis	Estrés, trauma, infección por flora bucal oportunista ( <i>Pseudomonas</i> spp, <i>Proteus</i> spp, <i>E. coli</i> , <i>Corynebacterium</i> spp, <i>Pasteurella</i> spp, <i>Aeromona</i> hidrofila), Herpesvirus
Enteritis infecciosa	Bacterias gram negativas ( <i>Clostridium perfringens</i> ) Coccidios

---



---

### Enfermedades parasitarias

---

	Garrapatas (Ixodidae, Argasidae) Ácaros (Ophiptidae, Trombiculidae)
Ectoparásitos	Bacterias: Entamoeba invadens Ciliados: Balantidium spp. Flagelados: Trichomonas spp.
Endoparásitos protozoos:	Coccidios: Caryospora chelonidae, Eimeria caretta, Isospora spp.
Platelmintos	Tremátodos: Hapalotrema dorsopora, Learedius learedi, Neospirochis sp. Nemátodos: Sulcascaaris sulcata, Strongiloidea, Ascaroidea (Angusticaecum), Oxyuroidea (Mehdiella, Tachigonetria) o Heterakidea.

---

### Enfermedades hepáticas

---

Lipidosis hepática	Multifactorial Obesidad Diagnóstico presuntivo por aumento de ALT o AST
--------------------	--

---

### Enfermedades respiratorias

---

Rinitis	Herpesvirus, Mycoplasma agasizii, Bacterias: Proteus rettgeri,
---------	---

---

---

	<p>Acinetobacter calcoaceticus, Pseudomonas aeruginosa, Staphylococcus aureus, Corynebacterium spp.</p>
Neumonía	<p>Estrés, malnutrición, cambios de temperatura, E. coli, Aeromonas spp, Pasteurella spp, Proteus spp, Pneumococos spp.</p>

---

### Enfermedades del aparato urinario

---

	<p>Incremento ácido úrico sobre 25 mg/dL</p>
Gota por insuficiencia renal (gota visceral más frecuente que la gota articular)	<p>Hipercalemia Elevación AST por sobre 350 UI Bioquímica sanguínea en ocasiones avanzadas</p>

---

### Enfermedades Nutricionales

---

Caquexia	<p>Estrés, infecciones, hipotermia.</p>
Hipovitaminosis A	<p>Dieta carente en vit A, aporte excesivo de carne.</p>
Hipovitaminosis B1	<p>Bajo peso, temblores musculares, inmovilidad tren posterior.</p>
Hipovitaminosis C	<p>Estrés, desorden nutricional, suministro de antibióticos.</p>

---

---

Gota	Exceso proteínas, deshidratación, deficiencia renal.
Osteodistrofia nutricional	Desequilibrio Ca/P (deficiencia Ca, exceso P o exceso Vit D <sub>3</sub> ), insuficiente exposición a la luz ultravioleta

---

### **Enfermedades virales**

---

Papilomas	Herpesvirus y Reovirus
Dermatitis erosiva	Poxvirus
Neumonía intersticial	Paramixovirus

---

### **Enfermedades bacterianas**

---

Septicemia cutánea ulcerativa	Citrobacter freundii
Aeromoniasis	Aeromona hidrofila
Salmonelosis	Salmonella spp.

---

### **Enfermedades de ojos y oídos**

---

Queratoconjuntivitis	Hipovitaminosis A, contaminación bacteriana
Absceso precorneal	Estomatitis, Infecciones por bacterias gram negativas

---

---

Adaptado de Jiménez et al., 2009; Aguirre et al., 2002; Orós et al., 2004 citado en Lara et al., 2011; Barragán, 2002.

## **5.2. Parásitos**

“Los parásitos de las poblaciones silvestres proporcionan información sobre la ecología del huésped, ayudan al mantenimiento de las comunidades ecológicas y ecosistemas, siendo necesario su conocimiento con miras a establecer el perfil epidemiológico de un plan de manejo del hospedero.” (Arrojo, 2002 citado en Copete Sierra, Ramírez y Osorio, 2013).

El cautiverio es un recinto que representa un espacio limitante para el individuo, incluso si se trata de cumplir los estándares de alojamiento para cada especie (Parásitos en tortugas, 2013), por lo que su manejo es fundamental ya que la concentración de parásitos en un espacio reducido tiende a ser alta, este aspecto sumado al estrés al que se conoce están sometidos los individuos en cautiverio, la superpoblación, reproducción inadecuada, dieta pobre, el hacinamiento e incluso la relación con otros individuos hace que se rompa el equilibrio simbiótico entre parásitos y su hospedador, llegando este a presentar signos de enfermedad parasitaria con repercusiones clínicas, igualmente el ambiente resulta ser otro de los factores que permiten el desarrollo de los parásitos en diversas épocas y áreas geográficas (García, 2013).

### **5.2.1. Cuadros de parasitosis**

Los reptiles poseen una fauna parasitaria normal y no perjudicial en su organismo, sin embargo, en cautividad sus condiciones naturales se alteran exponiéndose a la patogenización de esta micro-fauna interna (Parásitos en tortugas, 2013).

La mayoría de casos en la clínica de tortugas se deben a severas parasitosis gastrointestinales, aunque es un diagnóstico un tanto ambiguo, ya que no se conoce al 100% que cantidad de especies parásitas son beneficiosas para el

paciente, y resurge la incógnita para el médico veterinario en cuanto al tratamiento con desparasitantes (Parásitos en tortugas, 2013).

Por estas razones el estudio coprológico es de vital importancia en quelonios, sumado a los signos clínicos que puede presentar el paciente para tomar una decisión en su calendario de desparasitación. Muchas tortugas presentan signos clínicos como deshidratación, diarrea, inapetencia, pérdida de peso y otras afecciones indirectas asociadas como blefaritis, rinitis, ulceraciones de la mucosa e incluso neumonías; ya que las parasitosis pueden llegar a causar inmunosupresión (Parásitos en tortugas, 2013).

Los tipos de parásitos que frecuentemente se suelen observar en tortugas, pertenecen a dos grandes grupos: nemátodos y protozoarios (Parásitos en tortugas, 2013), se ha logrado identificar diversas especies como se lo menciona en los siguientes cuadros.

Tabla 7. Parásitos gastrointestinales frecuentes en Quelonios

<b>Parásitos gastrointestinales frecuentes en quelonios</b>				
Balantidium	Flagelados	Caryospora	Eimeria	Entamoeba
Ascárides	Oxíuridos	Anquilostomas	Tremátodos	

Adaptado de Aguilar et al., 2010.

Tabla 8. Características microscópicas de parásitos frecuentes encontrados en fecas.

<b>Parásitos fecales</b>	
Ascárides Angusticaecum, Sulcascaris	Huevos de ascárides típicos
Anquilostomas	Huevos ovalados de pared fina
Estrongilos Tachygonetria spp.	Huevos de pared fina suelen tener forma de D
Huevos de tremátodos	De cáscara fina con frecuencia con un único opérculo. De color naranja o amarillo oscuro. Puede verse el miracidio.
Flagelados	Protozoos numerosos y móviles, piriformes o circulares, de aproximadamente 8 x 5µm
Balantidium spp, Nyctotherus spp.	Ciliados grandes y móviles
Cryptosporidium	Los ovoquistes pueden visualizarse utilizando un microscopio de contraste de fase tras la flotación
Ovoquistes de Eimeria	Alargados
Caryospora	Circulares
<b>Amebas</b>	
Entamoeba	Quistes multinucleados; endosomas nucleares que miden hasta el diámetro

	del núcleo
Acanthamoeba	Quistes grandes; un núcleo único que contiene endosomas de alrededor la mitad del diámetro, parte externa irregular
Hartmannella	Como el anterior pero su parte externa es regular
Endolimax	Multinucleado; endosoma nuclear del mismo diámetro que el núcleo, cada uno de los cuales tiene un anillo que se tiñe de oscuro.

Tomado de Aguilar et al., 2010.

Es indispensable el diagnóstico de los parásitos, larvas o huevos para la implementación de adecuados planes de manejo o de desparasitación, ciertas especies de parásitos requieren diferentes técnicas diagnósticas para su identificación pudiendo utilizar radiografías o biopsias de mucosa, sin embargo, en ciertos casos de parasitosis por céstodos, tremátodos y pentastómidos los individuos se presentan asintomáticos, pudiendo ser diagnosticados únicamente mediante necropsias (García, 2013).

La tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) es considerada como hospedador de helmintos gastrointestinales, con una prevalencia de 94 y 100% en estos individuos (Tittoto et al, 2006; Martínez, 2007 citado en Julca, Casas, Chavera, Sánchez, Sánchez y Batalla, 2014).

### 5.2.2. Helmintos

“Los gusanos planos (Platelmintos), los gusanos redondos (Nemátodos) y los gusanos de cabeza espinosa (Acantocéfalos), son un grupo de animales conocidos como helmintos.” (Gaugler, 2004 citado en Copete Sierra et al., 2013).

### 5.2.2.1. Tremátodos

Los tremátodos son también conocidos como duelas, pertenecientes al filo de los Platyhelminthes, que son parásitos aplanados, estos presentan una ventosa peri bucal y una ventosa ventral. La mayoría de las especies de tremátodos presentan igual o semejante estructura, pero podemos diferenciarlas entre sí verificando la presencia o ausencia de espinas en el tegumento, posición y número de ventosas, disposición de órganos reproductores, forma del intestino y vesícula excretora (Eskildsen, s.f).

Su ciclo de vida comprende una fase asexual en su huésped intermediario en este caso los moluscos y culminando su fase sexual en su huésped definitivo como los animales vertebrados. Durante su ciclo de vida la secuencia de su evolución va de la siguiente manera: huevo, miracidio, esporocisto, redia, cercaria y metacercaria (Eskildsen, s.f).

Los huevos son depositados en el parénquima de los órganos del huésped, los mismos que van a ser excretados por este ya sea por heces o secreciones, dependiendo de la especie de tremátodo. La eclosión de los huevos ocurre en el agua liberando al miracidio, el cual posee cilios, en esta fase el parásito busca su huésped intermedio, penetra en este perdiendo su estructura ciliada dando lugar al esporocisto, este tiene el papel de progenitor, ya que guarda en él a los embriones, los cuales se convertirán en redias, estas redias rompen el esporocisto madre invadiendo los órganos del huésped intermedio transformándose a cercarias, las cuales están provistas de una cola, al abandonar su huésped intermedio las cercarias nadan hasta enquistarse en alguna planta acuática, evolucionando a metacercaria, siendo esta la fase infectante para el huésped definitivo. Las metacercarias pueden enquistarse en vertebrados o invertebrados actuando estos últimos como segundos huéspedes intermediarios (Eskildsen, s.f).

En conclusión los tremátodos son muy específicos en su huésped intermedio y presentan variaciones en sus huéspedes definitivos.

En la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) se han reportado dos especies de tremátodos *Haltrema avitellina* y *Helicotrema spirale* (Vega, 2008; Muniz – Pereira et al., 2009 citado en Julca et al., 2014).

#### **5.2.2.2. Céstodos**

Los céstodos se dividen en dos grupos: *Cotyloda* y *Eucestoda*, son helmintos hermafroditas con el cuerpo acintado y sin cavidad corporal ni tubo digestivo (Shoulsby, 1987 citado en García, 2011). Como adultos generalmente habitan en los conductos biliares o en el intestino, existe similitud morfológica en las diferentes especies de céstodos, pudiendo encontrar un escólex o cabeza que posee ganchos o ventosas para adherirse a su huésped, y el estróbilo compuesto por proglótides donde se encuentran los órganos sexuales del parásito. Su ciclo biológico varía según la especie de céstodo, el hospedador elimina los proglótides en las heces, el hospedador intermediario que generalmente es herbívoro ingiere alimento contaminado con las heces infestadas, los huevos eclosionan y las fases larvarias atraviesan las paredes intestinales, el segundo hospedador definitivo que generalmente es carnívoro se parasita al ingerir los órganos parasitados, los quistes se adhieren al intestino, el parásito madura y comienza el ciclo (Castañeda, 2011).

La clase Céstodos se divide en dos subclases: *Cestodiarior*, en los que se encuentran los céstodos simples, que generalmente parasitan a tortugas y peces primitivos, y la subclase *Eucestodos*, donde encontramos a las tenias verdaderas de gran importancia sanitaria, en esta última los órdenes más conocidos son *Caryophyllidea* (generalmente parasitan peces de agua dulce), *Pseudophyllidea* (parasitan toda clase de vertebrados), *Proteocephalidea* (parasitan peces y ocasionalmente anfibios y reptiles) y *Cyclophillidea* (son el orden más extenso y parasitan mamíferos, aves, anfibios y reptiles) (García, Muñoz, Aguirre, Polo, García, y Refoyo, 2009).

En la tortuga motelo se ha reportado solo una especie de céstodo *Ophiotaenia lopesi*. (Muniz – Pereira et al., 2009 citado en Julca et al., 2014).

### 5.2.2.3. Nemátodos

Estos parásitos pertenecen al filo Nematoda, a continuación se presenta la clasificación de acuerdo a los géneros de importancia médica.

Tabla 9. Clasificación Phylum Nematoda

<b>Phylum Nematoda</b>	
<b>Clase</b>	<b>Género</b>
Aphasmdida	Trichinella
	Trichuris
Phasmida	Strongyloides
	Necator
	Ancylostoma
	Enterobius
	Ascaris
	Toxocara
	Onchocerca

Tomado de Uribarren, 2014.

Los nemátodos representan uno de los grupos más importantes de invertebrados, debido a la diversidad de formas de vida que poseen. Pueden habitar desde suelos áridos hasta húmedos, en agua dulce y también en agua salada, pudiendo parasitar a plantas y animales. (Sarmiento, Tantaleán y Huiza, s.f).

Son gusanos alargados, cilíndricos que presentan dimorfismo sexual (Uribarren, 2014). En su mayoría tienen una reproducción bisexual, aunque algunas especies presentan reproducción partenogenética. Su ciclo de vida es simple partiendo del huevo, cuatro estadíos larvarios y el adulto (Sijmons, 1993 citado en Gómez y Montes, s.f.).

Las parasitosis por nemátodos son las más frecuentes en la clínica de reptiles, los nemátodos pueden agruparse en cinco grupos: ascáridos, oxiuros, estromgiloides, acantocéfalos y capillaria. Los tres primeros grupos son de

importancia clínica (Brotóns, 2001 citado en García, 2013), Los áscaris son muy patógenos llegando a destruir la mucosa, pueden provocar el síndrome de mala absorción, perforación intestinal con peritonitis la cual en este caso se denomina celomitis, y obstrucción intestinal causada por sobre-infestación parasitaria (Jiménez et al., 2009).

Cierta población de oxiuros está presente de manera normal en los quelonios sin causar afecciones orgánicas en el individuo (Jiménez et al., 2009), generalmente se ubican en el intestino grueso formando madejas, pudiendo llegar a causar obstrucción intestinal (Brotóns, 2001 citado en García, 2013).

Los estróngilos se alojan en el tracto gastrointestinal, su alimento es la sangre, pudiendo causar ulceraciones de la mucosa. Los quelonios son huéspedes eventuales para los acantocéfalos, aunque puede llegar a presentarse signos subclínicos en los individuos, el parásito adulto de esta especie puede llegar a causar úlceras y nodulaciones granulomatosas en la mucosa (Brotóns, 2001 citado en García, 2013).

En reptiles los parásitos encontrados con mayor frecuencia son los nemátodos de la familia Oxyuridae, con una frecuencia del 88,46%, seguido por el grupo de los Estróngilos con un 7,69% y por último Anquilostoma con un 3, 8%. Los nemátodos más encontrados están en estómago, intestino delgado e intestino grueso, las larvas se encuentran en esófago o pulmones, dependiendo del destino migratorio que posea cada especie (Quiróz, 1990 citado en García, 2013).

En la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*,) se ha reportado cuatro especies de nemátodos *Labiduris gulosa* (Rudolphi, 1819 citado en Salizar y Sánchez, 2007), *Labiduris zschokkei* (Linstow, 1899 citado en Salizar y Sánchez, 2007), *Labiduris Irineuta*, *Atractis impura*, *A. thapari*, *Klosinemella travassosi*, *Chapiniella variabilis*, *C. larensis*, *C. diazi*, *Angusticaecum holpterum* (Petter, 1966; Díaz – Hungría y Gallardo, 1968; Sarmiento et al., 1999; Muniz Pereira et al., 2009; Salizar y Sánchez, 2007 citado en Julca et al., 2014).)Sauricola

sauricola (Cahpin, 1924 citado en Salizar y Sánchez, 2007), *Theleriana variabilis* (Möoning, 1924 citado en Salizar y Sánchez, 2007).

Las infestaciones parasitarias causadas por *Criptosporidium*, *Thricomonas*, y *Balantidium* en reptiles generalmente comprometen al sistema inmunológico, relacionándose con alteraciones medioambientales. Las coccidias como *Eimeria* e *Isospora* son parásitos obligados en los reptiles, estas especies generalmente se han diseminado debido a las fallas en el proceso de cuarentena (Yarto, 2011 citado en García, 2013).

Existen diversos géneros parasitarios de células sanguíneas en fauna silvestre, sin embargo, no se les ha atribuido patogenicidad. En reptiles se ha reportado *Haemogregarina*, *Trypanosoma* spp., *Plasmodium* spp., e incluso parásitos del género *Haemoproteus*. (Copette-Sierra, 2013).

## **LABORATORIO EN QUELONIOS**

En el manejo de fauna silvestre el área de laboratorio clínico es la herramienta fundamental para establecer diagnósticos, sin embargo, al ser el reino animal tan extenso, se desarrollan protocolos laborales en la recepción y manejo de muestras como fuente de ayuda diagnóstica.

El proceso de toma de muestras sanguíneas juega un papel importante en el establecimiento del estatus sanitario de un individuo, sin embargo, depende de la técnica utilizada y sobre todo del manejo del paciente para la obtención de una muestra adecuada y útil.

El conjunto de exámenes de laboratorio realizados es vital para evaluar el estado de salud del individuo, es por eso que se debe realizar exámenes sanguíneos, de orina y heces conjuntamente y correlacionarlos para ampliar el panorama sanitario de un paciente.

### **6.1. Sitios comunes de punción para extracción sanguínea en Quelonios**

Usualmente el proceso de extracción sanguínea resulta estresante para un animal, es por eso que el médico debe intentar en lo posible no errar en la

punción, para evitar una alteración innecesaria en los valores sanguíneos del individuo.

La elección del sitio de punción depende de la especie, y es el médico el que decide en qué lugar realizarlo, tomando en cuenta las ventajas y desventajas de cada posición.

En quelonios la venopunción muchas veces es a ciegas, (Aguilar et al., 2010), en los reptiles los vasos linfáticos discurren paralelamente a los vasos sanguíneos, lo que puede provocar contaminación linfática de la muestra extraída, para evitar este tipo de artefacto se suele utilizar la venopunción yugular y en el plexo braquial (Martínez – Silvestre, Lavín, y Cuenca, 2011).

La vena yugular derecha ha sido mencionada como uno de los sitios de punción de elección por ciertos autores (Gottdenker & Jacobson, 1995; Jenkins, 1996; Lloyd and Morris, 1999 citado en López-Olvera et al., 2003), aunque otros autores prefieren la técnica de punción en la vena coccígea dorsal o en el plexo braquial sobre todo en el género Testudo (Samour et al., 1984; Marks & Citino, 1990; Jackson, 1991; Gobel & Sporle, 1991; Muro et al., 1994; Murray, 2000 citado en López-Olvera et al., 2003).

#### **6.1.1. Vena yugular**

La vena yugular transcurre desde la escama timpánica hacia la entrada del tórax, la extracción puede ser de la vena yugular izquierda o derecha siendo esta última la más desarrollada (Brotóns, 2001). El procedimiento se realiza extrayendo la cabeza del caparazón, se sujeta la cabeza del paciente entre el dedo pulgar sobre el cráneo y el índice por debajo de la mandíbula para extender y rotar un poco el cuello (Brotóns, 2001), se introduce la aguja en el plexo occipital, se puede presionar la base del cuello para facilitar la punción, con esta técnica siempre existe el riesgo de causar hematomas (Lara et al., 2011).

#### **6.1.2. Vena caudal dorsal o coccígea superior**

La vena coccígea corre sobre la apófisis espinosa de las vértebras y es abordable desde el borde posterior del caparazón (Troiano, 2013). La vena

coccígea dorsal puede puncionarse en la zona media dorsal de la cola, de 4 a 5 escamas caudales de la cloaca. Para este procedimiento se retiene la cola entre los dedos, se presiona en dirección dorsal la vértebra por sus apófisis transversas, la aguja debe ser dirigida hacia arriba (Brotóns, 2001). Es de fácil acceso, sin embargo, esta vena discurre paralela a vasos linfáticos, por lo que existe riesgo de contaminación con linfa pudiendo causar hemodilución o artefacto a la hora de analizar la muestra. Si la técnica no puede realizarse, se puede utilizar la rama coccígea lateral ubicada lateralmente a las vértebras coccígeas. (Romero, 2012). Esta es la técnica más segura, ya que no hay riesgo de punción a otros órganos y no existe problema si el animal se retrae (Troiano, 2013).



Figura 2. Extracción muestra sanguínea de la vena caudal dorsal o coccígea superior

Tomado de Brotóns, 2001.

### 6.1.3. Senos cervicales dorsales

La técnica subcarapacial es igualmente utilizada no solo para extracción de sangre sino también es el sitio utilizado para la realización de la eutanasia, con esta técnica podemos recolectar la muestra de los senos cervicales dorsales (Lara et al., 2011), para este procedimiento se punciona en el límite del caparazón, dorsal al cuello y la piel paralelamente a las vértebras cervicales del individuo, esta técnica se puede utilizar en individuos totalmente retraídos, en caso de no poder extraer hacia el exterior la cabeza del animal. El plexo

venoso occipital está ubicado bajo la cresta occipital y cercana al foramen magno por lo que se suele inclinar la cabeza unos 90° sobre el peto, esto hace que la cresta occipital protruya la piel hacia el exterior permitiendo una mejor punción (Romero, 2012).



Figura 3. Extracción de muestra sanguínea utilizando técnica subcaparacial.

#### **6.1.4. Plexo braquial**

Se puede acceder también al plexo braquial con la extremidad extendida puncionando la porción medial del antebrazo en la zona caudal. (Romero, 2012), se debe tener cuidado de que el individuo no retraiga los miembros, ya que se puede correr el riesgo de puncionar un órgano (Troiano, 2013).

#### **6.1.5. Punción cardiaca**

La cardiocentesis es poco recomendada para la extracción de sangre, para la realización de esta técnica se necesita mucha experiencia y aun así el animal corre riesgo de muerte (Martínez, s.f) ya que las chelonias son fáciles de sangrar a través de un tipo de procedimiento como este (Brotóns, 2001). La punción cardiaca puede realizarse introduciendo la aguja entre los miembros anteriores, no se debe realizar si el animal se retrae, debido al riesgo existente de perforar los pulmones o seccionar la vena cava (Martínez, s.f).

Otra opción es la punción cardiaca transplastral que resulta ser más rápida y segura (Troiano, 2013). "...Se hace un agujero en la concha de abajo en la

parte media y posterior de la fosa axilar. Se inserta la aguja en la conexión de la hendiduras: humeral y pectoral, y se obtiene la muestra, después que la muestra es obtenida el agujero se cubre con resina.” (Brotóns, 2001).

#### **6.1.6. Seno venoso retroorbital**

Para la realización de esta técnica se utilizan capilares de micro-hematocrito heparinizados, se introduce el capilar en ángulo oculonasal dirigido hacia adelante y hacia adentro, la sangre sube por capilaridad cuando se rompe el seno venoso retroorbital (Troiano, 2013).

### **6.2. Recolección de la muestra sanguínea**

Para la recolección de las muestras sanguíneas existen tubos comerciales con diversos fines, en reptiles, específicamente en quelonios se recomienda el uso de tubos heparinizados (tapa verde) en lugar de tubos con EDTA (Ácido Etildiamino Tetracético) ya que suelen hemolizar la muestra sanguínea en ciertas especies de tortugas (Martínez, s.f).

La heparina de litio es el anticoagulante de elección, ya que permite la realización del examen hematológico y bioquímico de la muestra (Brotóns, 2001). La heparina se utiliza en una concentración de 1 – 3 mg/ml, presenta inconvenientes debido al tinte azulado que provoca al realizar el extendido sanguíneo y la agregación que suele causar a los leucocitos y trombocitos, pudiendo llegar a afectar el recuento celular (Martínez – Silvestre et al., 2011).

La cantidad de sangre a extraer en quelonios puede ser discutida, esta puede ser de 3 ml de sangre por kilo de peso (Romero, 2012) o como lo menciona Brotóns (2001) la cantidad de sangre a extraer no debe ser mayor al 0,8% del peso del animal, sin embargo, algunos autores recomiendan que la cantidad de sangre a extraer sea de 0,5 ml en animales sanos (Aguilar et al., 2010).

Durante la extracción de la muestra se debe evitar el exceso de succión para no causar hemólisis, resulta ideal realizar un frotis sanguíneo post extracción para la realización de recuentos celulares (Martínez, s.f). Tomando una última gota de la jeringa se realiza el extendido sanguíneo sobre la placa porta

objetos, tratando que éste sea lo más fino posible, la muestra se seca al aire y se tiñe siguiendo el método May-Grunwald-Giemsa (Brotóns, 2001) o dift quick.

Las muestras que no se analizan inmediatamente deben refrigerarse a temperatura de 2- 8°C (Martínez, s.f).

La desinfección es primordial al momento de realizar la extracción y esto se lo hace con solución yodada (Brotóns, 2001) o clorhexidina.

### **6.3. Hematología en quelonios**

La hematología es una vital herramienta debido al fácil acceso para el veterinario y aún más para aquel que maneja fauna silvestre, el examen hematológico manifiesta signos de una posible alteración que se esté produciendo en el organismo, pudiendo dar una valoración diagnóstica si el operario conoce e identifica ciertas alteraciones morfológicas. (Martínez, s.f).

La hematología estudia los elementos formes de la sangre, precursores de médula ósea y analitos químicos plasmáticos relacionados, abarcando un análisis estructural, funcional y la determinación de las concentraciones de las mismas (Martínez, s.f). En hematología, el hemograma es el examen más utilizado ya que permite evaluar la homeostasis del sistema hematopoyético y por ende el estado general de salud de grandes poblaciones, sin embargo, en muchos casos el porcentaje de valor diagnóstico es bajo si usamos al hemograma como único estudio. Entre las principales limitaciones que el médico veterinario afronta al realizar un hemograma esta la variación morfológica de las células sanguíneas, en reptiles las confusiones generalmente se dan entre linfocitos y trombocitos o entre heterófilos y eosinófilos (Martínez, s.f).

Los valores de referencia hematológicos en animales silvestres también son una limitante, sin embargo, el médico veterinario cuenta con el sistema de información internacional de especies (ISIS), en el que se presentan rangos mundiales de varias investigaciones realizadas, si bien estos rangos son amplios y aún no se tiene datos de cada especie existente es importante tenerlos como base para la identificación de alguna anomalía.

A pesar de los avances tecnológicos existentes como los analizadores automáticos, es indispensable el realizar la revisión manual de los extendidos sanguíneos (Martínez, s.f), tomando en cuenta la morfología y la fragilidad osmótica de las células hemáticas (Martínez – Silvestre et al., 2011).

### **6.3.1. Parámetros de evaluación hematológica**

#### **6.3.1.1. Eritrograma**

En el eritrograma se realiza el recuento eritrocitario, hematocrito, hemoglobina, junto con el frotis sanguíneo, su funcionalidad es detectar y caracterizar anemias, evaluar la presencia de agentes patógenos, relacionados de manera directa o indirecta con la cantidad de células y la morfología de las mismas (Copette-Sierra, 2013).

##### **6.3.1.1.1. Recuento eritrocitario**

“Determina el número total de eritrocitos o hematíes que se encuentran en un volumen de sangre periférica expresado en células por milímetro cúbico ( $\text{mm}^3$ ), por microlitro ( $\mu\text{L}$ ) o por litro (L).” (Copette-Sierra, 2013). El conteo eritrocitario es necesario para calcular el volumen corpuscular medio (VCM).

Para realizar el recuento se puede utilizar la cámara hemocitométrica de Neubauer (cuadrícula central de 4 x 4 líneas) o la Neubauer modificada (cuadrícula central de 5 x 5 líneas) (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Para este recuento se necesita una muestra diluida, dependiendo el tipo celular a contabilizar, en el caso de los eritrocitos se debe utilizar una solución isotónica que evite la lisis de las células, pudiendo utilizar solución Natt & Herrick, Hayen A, Gowers o simplemente suero fisiológico, se coloca una gota de la muestra diluida en la cámara de recuento dejándola sedimentar por unos cinco minutos, se cuentan los cuatro cuadrados de la esquina y el central, el número total de eritrocitos se calcula multiplicando el número de eritrocitos contados por 10000 (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Generalmente los valores del recuento eritrocitario en reptiles oscilan entre 300000 a 2500000 células/  $\mu\text{L}$ , estos valores dependen de ciertas variaciones como son especie, el sitio de obtención de la muestra, condiciones

ambientales, estado nutricional y el sexo (siendo los machos los que poseen mayor número de células) (Martínez – Silvestre et al., 2011).

#### **6.3.1.1.2. Hematocrito**

Es la relación del volumen de eritrocitos con el volumen de sangre total, se la expresa en porcentaje o en una fracción decimal (Copette-Sierra, 2013), el hematocrito se puede medir de forma indirecta mediante el método estándar del micro-hematocrito (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Normalmente el hematocrito de los reptiles varía entre 15 y 55%, los valores superiores demuestran hemoconcentración y los inferiores estados de anemia (Martínez – Silvestre et al., 2011).

#### **6.3.1.1.3. Hemoglobina**

La concentración de hemoglobina en muchas especies de reptiles va en un rango de 6 – 12 g/dL (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Para su medición se utiliza el método de la cianometahemoglobina, compuesto que se forma al disolver un volumen de sangre en solución de Drabkin. Su principio de reacción consiste en la oxidación de la hemoglobina a metahemoglobina por parte de ferricianuro potásico, para formar cianometahemoglobina. En el caso de animales con eritrocitos nucleados, la dilución debe someterse a centrifugación para lisar las membranas eritrocitarias. Los núcleos libres deben ser removidos antes de realizar la lectura de la absorbancia, para evitar una sobrestimación de la concentración de hemoglobina. En analizadores más recientes se ha reemplazado la solución de cianuro por lauril sulfato sódico, una sustancia atóxica (Copette-Sierra, 2013).

#### **6.3.1.1.4. Índices eritrocitarios**

Estos valores se calculan mediante fórmulas definidas una vez que se conoce el valor de la concentración de hemoglobina, el hematocrito y el número de eritrocitos, el cálculo de estos índices nos permiten evaluar la respuesta medular ante casos de anemia (Martínez – Silvestre et al., 2011).

#### **6.3.1.1.4.1 Volumen corpuscular medio**

Los datos publicados sobre el VCM de eritrocitos maduros en reptiles van en un rango de 160 a 950 fL (Martínez – Silvestre et al., 2011).

A partir de este cálculo definimos el tamaño de los eritrocitos, clasificándolos como normocitos, microcitos o macrocitos. Se expresa en fentolitros (fL) y su cálculo manual va en relación al hematocrito y al recuento eritrocitario (Copette-Sierra, 2013), pudiendo utilizar la siguiente fórmula, tomando en cuenta que el coeficiente de variación es del 5%:

$$\text{VCM (fL)} = \text{hematocrito} \times 10 / \text{recuento de eritrocitos en millones por } \mu\text{L}$$

Obtenido de Copette-Sierra, 2013.

A medida que incrementa el VCM descende el número de eritrocitos circulantes (Martínez – Silvestre et al., 2011).

#### **6.3.1.1.4.2. Concentración de hemoglobina corpuscular media**

La concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) indica el índice de la cantidad de hemoglobina en relación al hematocrito, dando como resultado hipocromía, hiperchromía o normocromía, manualmente se la calcula mediante la siguiente fórmula:

$$\text{CHCM (g/dL)} = \text{hemoglobina en g/dL} \times 100 / \text{hematocrito } \%$$

Obtenido de Copette-Sierra, 2013.

En reptiles los rangos encontrados de CCMH van desde 22% a 41%. (Martínez – Silvestre et al., 2011).

#### **6.3.1.2. Valores eritrocíticos en tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*)**

El médico veterinario no posee reportes de los rangos eritrocitarios de la especie *Chelonoidis denticulata*, sin embargo, en el ISIS 1999 se presenta los rangos hematológicos para la especie *Chelonoidis carbonaria*, datos que podrían extrapolarse a la tortuga motelo, ya que guardan características biológicas similares.

Uno de los pocos estudios realizados en *Chelonoidis denticulata* fue realizado por Cabrera, Li, Gálvez, Sánchez, y Rojas (2011) en Iquitos – Perú, donde se establecieron los valores hematológicos de esta tortuga, teniendo como resultado los siguientes valores:

**Tabla 10. Valores promedio de la serie eritrocítica en 44 tortugas motelo mantenidas en cautiverio en la ciudad de Iquitos.**

Variables	Media $\pm$ D.S.	Rango
Eritrocitos ( $\times 10^6 \mu\text{L}$ )	0.44 $\pm$ 0.19	(0.17 - 0.85)
Hematocrito (%)	20.3 $\pm$ 5.2	(11 - 29)
Hemoglobina (g/dl)	7.0 $\pm$ 2.2	(3.1 - 12.2)
VCM (fl)	502.7 $\pm$ 151	(253.2 - 1000)
HCM (pg)	171.4 $\pm$ 56.6	(81 - 408)
CHCM (g/dl)	34.10 $\pm$ 3.3	(26 - 45.2)

Tomado de Cabrera et al., 2008.

Tabla 11. Rangos de referencia de la serie eritrocítica de la tortuga de patas rojas (*Geochelone carbonaria*).

<b>Variable</b>	<b>Unidad</b>	<b>Z</b>	<b>Rango</b>
Eritrocitos	10 <sup>6</sup> /uL	4	0,47 – 6,30
Hematocrito	%	15	18 – 47
Hemoglobina	g/dl	2	7 – 7,9
VCM	fL	4	71,4 – 468,1
HCM	pg/cell	2	123,4 – 148,9
MCHC	g/dl	2	29,3 – 31,8

Nota: Z: número de muestras usadas para calcular el rango de referencia  
Tomado de ISIS, 1999.

Tabla 12. *Chelonoidis chiensis chilensis* parámetros hematológicos analizados en función de la variable sexo

<b>Determinación</b>	<b>Machos (n:75)</b>	<b>Hembras (n:75)</b>
Recuento de Glóbulos Rojos (10 <sup>9</sup> /l)	689 ±34	688 ±24
Hematocrito (%)	22 ±1,8	23 ±3,8
Hemoglobina (g/dl)	10 ±1,54	10,4 ±1,49
V.C.M. (pg)	319 ±42	334 ±35
H.C.M. (pg)	145 ±21	151 ±23
C.H.C.M. (%)	45,4 ±4	45,2 ±6
Recuento de Glóbulos Blancos (10 <sup>9</sup> /l)	8,8 ±2,3	8,9 ±2,3
Recuento de Trombo- citos (10 <sup>9</sup> /l)	4,2 ±9	4,2 ±1,3
Linfocitos (%)	26 ±11	26 ±2,36
Monocitos (%)	5,5 ±1,4	5 ±1,5
Azurófilos (%)	7,8 ±1,9	8 ±3
Heterófilos (%)	27,5 ±5	28 ±2,1
Eosinófilos (%)	32 ±14	31 ±9,5
Basófilos (%)	1 ±0,8	2 ±0,2

Tomado de Troiano y Silva, 1998.

### 6.3.1.3. Frotis o extendido sanguíneo

El frotis sanguíneo permite evaluar la morfología de las células hemáticas y determinar si existen o no cambios en estas. El frotis o extendido sanguíneo utiliza tinciones, pudiendo usarse la coloración Wright u otra tipo Romanowsky, entre estas tenemos Wright-Giemsa, May Grünwald-Giemsa o Diff-Quick (Copette-Sierra, 2013).

La tinción May-Grünwald Giemsa proporciona una mejor diferenciación de leucocitos, trombocitos y eritrocitos inmaduros. Si se requiere se puede utilizar la coloración Diff – quick aunque esta no proporciona una adecuada diferenciación de los leucocitos (Martínez – Silvestre et al., 2011).

### 6.3.1.4. Morfología eritrocitaria en reptiles

El número de eritrocitos en sangre periférica de los reptiles es menor que la de los mamíferos y aves, demostrando que el transporte de oxígeno en estas especies es menor, dato demostrado debido a su actividad ectodérmica (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Los eritrocitos en reptiles son ovales con un núcleo redondeado, la variación en el tamaño es evidente, siendo los eritrocitos de los reptiles más grandes que los de las aves y estos a su vez de mayor tamaño que los mamíferos (Copette-Sierra, 2013).

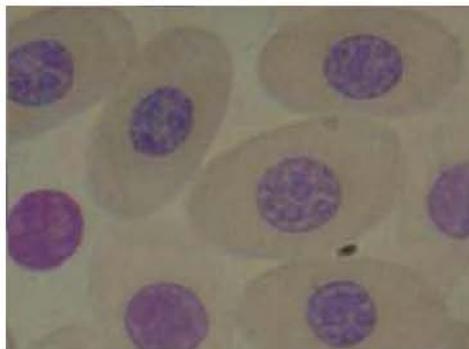


Figura 4. Eritrocitos normales en reptiles (iguana iguana): contorno y núcleo elípticos (1000x, coloración de Wright).

Tomado de Copete-Sierra, 2013.

### 6.3.1.5. Alteraciones eritrocitarias en tamaño y forma

Las variaciones del tamaño de eritrocitos (anisocitosis) en reptiles, es frecuente (Copette-Sierra, 2013). Las alteraciones en el tamaño (poiquilocitosis) se ve asociada a la presencia de infecciones, aunque es normal encontrarlos en un número mínimo en animales sanos. (Martínez – Silvestre et al., 2011).

### 6.3.1.6. Inclusiones

En los reptiles es común encontrar inclusiones en los eritrocitos, pudiendo observar cuerpos de Howell Jolly, cuerpos de Heinz y punteado basófilo (Copette-Sierra, 2013).

Tabla 13. Significado de algunos cambios morfológicos eritrocitarios en aves y reptiles.

<b>Observación</b>	<b>Indicación</b>	<b>Aves y reptiles</b>
Hipocromía	Anemia, deficiencia mineral (hierro)	Significativa
Poiquilocitosis	Alteración metabólica, eritropoyesis incrementada	Significativa
Anisocitosis	Alteración metabólica, eritropoyesis incrementada	Significativa
Codocitos o dianocitos	Enfermedad hepática, anemia hipocrómica	No descrita
Estomatocitos	Enfermedad hepática, anemia hemolítica	No descrita
Esferocitos	Anemia hemolítica	No descrita
Esquistocitos	Coagulación intravascular diseminada, sepsis	No descrita
Cuerpos de Howell – Jolly	Hipoesplenismo, división nuclear anómala	Probablemente significativa

Punteado basófilo	Deficiencia de hierro, intoxicación por plomo	Significativa
Cuerpos de Heinz	Exposición a oxidantes, hemoglobina inestable, defectos enzimáticos, hipoesplenismo	Significativa (rara vez descritos)

Tomado de Copette-Sierra, 2013.

### **6.3.1.7. Eritrocitos inmaduros (reticulocitos)**

En reptiles y aves estas células llamadas también precursores eritrocitarios se observan con un núcleo de mayor tamaño que el de su célula madura, con acúmulos irregulares de cromatina. Es frecuente observarlos en animales jóvenes o en aquellos infectados por hemoparásitos, generalmente el grado de policromasia o reticulocitosis es bajo en reptiles sanos, representando menos del 1% de la población eritrocitaria ya que los reptiles poseen un recambio eritrocitario más lento que el de otras especies (Martínez – Silvestre et al., 2011).

### **6.3.1.8. Leucograma**

En este se evalúan los parámetros sanguíneos relacionados con la línea blanca o leucocitos sanguíneos, el examen comprende la valoración morfológica de las células, el recuento total y diferencial de las mismas (Copette-Sierra, 2013).

#### **6.3.1.8.1. Recuento total leucocitario**

El recuento total de leucocitos define los conceptos de leucopenia, como disminución del número de leucocitos y leucocitosis o aumento del número de las células blancas (Copette-Sierra, 2013).

Los valores normales de recuento leucocitario en tortugas terrestres oscilan entre 2000 – 18000 cel/ $\mu$ L, el incremento de estos valores de manera patológica puede deberse a enfermedades infecciosas, parasitarias, toxinas o al estrés, por el contrario, una disminución del rango se ha observado tras la administración de febendazol en tortugas (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Para la realización de un recuento manual en animales con eritrocitos nucleados, el solvente utilizado es la solución de Natt y Herrick, que permite contar eritrocitos y leucocitos en una misma dilución, el recuento se realiza mediante hemacitómetro o cámara de Neubauer (Copette-Sierra, 2013). Presenta gran dificultad el diferenciar los linfocitos de los trombocitos y los eritrocitos inmaduros, por lo que resulta de poca ayuda utilizar recuentos automatizados (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Para obtener la cantidad obtenida de leucocitos por microlitro ( $\mu\text{l}$ ), se cuentan las células leucocitarias presentes en los 9 campos mayores de la cámara de Neubauer, se debe sumar al resultado el 10% y multiplicar por 200 (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Otro método es realizar un recuento leucocitario sobre el frotis sanguíneo, contando el número de leucocitos con el lente 40x en 10 campos, el valor medio se multiplica por 1000, el valor obtenido es un estimado que podría compararse con el valor obtenido en la cámara (Martínez – Silvestre et al., 2011).

#### **6.3.1.8.2. Recuento diferencial leucocitario**

Las dos poblaciones en las que se dividen los leucocitos son los granulocitos o polimorfonucleares y los agranulocitos o mononucleares, “aunque las subpoblaciones leucocitarias presentan diferencias morfológicas y de terminología entre mamíferos, aves y reptiles, son similares en términos de funcionalidad.” (Copette-Sierra, 2013).

En el recuento diferencial de leucocitos encontraremos heterófilos, eosinófilos, basófilos, linfocitos, monocitos y azurófilos. Los heterófilos representan el 40% o más del recuento diferencial de leucocitos en tortugas, los eosinófilos representan el 20%, los monocitos entre el 0 al 10% y los linfocitos y azurófilos se encuentran en un porcentaje menor (Martínez – Silvestre et al., 2011).

En reptiles existen variaciones en el recuento linfocitario dependiendo del sexo, el estado de nutrición del individuo y la época del año, teniendo en consideración que; hembras de ciertas especies de reptiles poseen mayor

cantidad de linfocitos que los machos, un estado de malnutrición disminuye la cantidad de linfocitos y que en invierno debido a bajas temperaturas disminuyen de igual manera (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Tabla 14. Evaluación morfológica de leucocitos.

<b>Tipo celular</b>	<b>Morfología</b>	<b>Incremento</b>
Heterófilos	redondeados, con citoplasma pálido que contiene gránulos fusiformes, el núcleo puede ser ovalado o redondo con una posición excéntrica	Estacional Enfermedad inflamatoria o infecciosa con daño tisular Estrés por exceso de glucocorticoides Neoplasia
Eosinófilos	Células grandes, redondas, presenta gránulos esféricos eosinofílicos, el núcleo puede ser redondo u ovalado	Infecciones parasitarias, estimulación del sistema inmune
Basófilos	Células pequeñas que poseen un contenido variable de gránulos basófilos que muchas veces enmascaran el núcleo	Infecciones parasitarias (generalmente de orden intestinal) y virales.
Linfocitos	Posee un núcleo excéntrico con un patrón de cromatina densa, su tinción es ligeramente basófila	Procesos inflamatorios, infecciones parasitarias y virales, cicatrización de heridas y trastornos linfoproliferativos

<b>Monocitos</b>	<b>Forma redonda o ameboide con un núcleo pleomórfico, es decir que puede tener una forma redonda, ovalada o lobulada</b>	<b>Actividad fagocitaria enfermedad inflamatoria</b>
<b>Azurófilos</b>	<b>Redondas o irregulares, mononucleares, con núcleo pleomórfico, ligeramente más pequeños que los monocitos</b>	<b>Procesos inflamatorios e infecciones, incluyendo hemoparásitos</b>

Adaptado de Martínez – Silvestre et al., 2011; Copette-Sierra, 2013.

**Tabla 15. Valores promedio de la serie leucocítica en 44 tortugas moteros mantenidas en cautiverio en la ciudad de Iquitos.**

Variables	Media $\pm$ D.S.	Rango
Leucocitos ( $\times 10^3 \mu\text{L}$ )	7.82 $\pm$ 3.66	(2.64 - 18.26)
Heterófilos (%)	55.6 $\pm$ 20.1	(9 - 87)
Linfocitos (%)	25.5 $\pm$ 18.1	(4 - 74)
Eosinófilos (%)	15.8 $\pm$ 8.9	(3 - 38)
Basófilos (%)	1.5 $\pm$ 2.1	(0 - 11)
Monocitos (%)	0.4 $\pm$ 0.9	(0 - 4)
Azurófilos (%)	1.2 $\pm$ 2.4	(0 - 12)

Tomado de Cabrera et al., 2008.

Tabla 16. Rangos de referencia de la serie leucocítica en la tortuga de patas rojas (*Geochelone carbonaria*).

<b>Variable</b>	<b>Unidad</b>	<b>Z</b>	<b>Rango</b>
Leucocitos	10 <sup>3</sup> /uL	15	2.2 – 13,4
Heterófilos	10 <sup>3</sup> /uL	15	0,08 – 6,35
Linfocitos	10 <sup>3</sup> /uL	15	0,22 – 6,05
Eosinófilos	10 <sup>3</sup> /uL	7	0,02 – 2,32
Basófilos	10 <sup>3</sup> /uL	12	0,05 – 5,49
Monocitos	10 <sup>3</sup> /uL	9	0,04 – 0,66
Azurófilos	10 <sup>3</sup> /uL	9	0,28 – 2,49

Nota: Z: número de muestras usadas para calcular el rango de referencia

Tomado de ISIS, 1999.

### 6.3.1.9. Trombograma

Se lo realiza para evaluar cuantitativa y cualitativamente a las plaquetas. Los trombocitos en los reptiles representan células pequeñas, fusiformes o elípticas, poseen un núcleo redondo u oval, y con citoplasma transparente, lo que permite diferenciarlos. La trombocitopenia está asociada a un aumento del consumo o destrucción de plaquetas; la trombocitosis en cambio, está asociada con anemia ferropénica, enfermedades inflamatorias, neoplasias e infecciones bacterianas. (Copette-Sierra, 2013). En reptiles sanos suele ser de 25 a 350 trombocitos por 100 leucocitos (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Para realizar el recuento de trombocitos se suele utilizar la cámara de Neubauer y la solución Natt & Herrick con una dilución de la sangre de 1:200. Su recuento se realiza en la cuadrícula central en ambos lados de la cámara, multiplicando el valor obtenido por 1000, siendo este el número de trombocitos por  $\mu$ l de sangre (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Se puede realizar un conteo en el extendido sanguíneo contando el número de trombocitos en cinco campos, multiplicando el resultado por 3500, esto se lo realiza sobre todo si el individuo tiene un hematocrito entre 40 y 50% (Martínez – Silvestre et al., 2011).

#### **6.3.1.10. Proteínas plasmáticas**

Su valoración es mediante refractometría, refleja el estado de hidratación de un animal en el momento en el que se lo correlaciona con el hematocrito, un suero lipémico o hemolizado interfieren en los resultados de este analito, en los reptiles el plasma es generalmente amarillo o anaranjado correspondiente a la dieta de estos animales (Copette-Sierra, 2013).

#### **6.4. Química sérica**

Es escasa la información existente en cuanto a química sérica en reptiles y aún más en esta especie, sin embargo, se posee datos de una especie similar como es la tortuga de patas rojas (*Chelonoidis carbonaria*).

Tabla 17. Rangos de química sérica para la tortuga de patas rojas (*Chelonoidis carbonaria*).

<b>Valor sérico</b>	<b>Unidad</b>	<b>Z</b>	<b>Rango</b>
Urea	mg/dL	9	4 – 53
Creatinina	mg/dL	7	0,2 – 1,3
ALT	IU/L	8	4 – 63
AST	IU/L	10	97 – 616
ALKP	IU/L	8	242 – 534

Nota:Z: número de muestras usadas para calcular el rango de referencia

Tomado de ISIS, 1999

#### **6.4.1. Pruebas básicas función renal**

##### **6.4.1.1. Creatinina**

La determinación de niveles de creatinina sérica constituye un índice de utilidad para el funcionamiento renal, conjuntamente con la valoración de BUN, principalmente respecto a la filtración glomerular (Martínez, s.f).

##### **6.4.1.2. Urea (BUN)**

El BUN guarda relación directa con la función metabólica del hígado y con la función excretora del riñón, debido a esto, los valores del BUN se interpretan conjuntamente con los de creatinina (Martínez, s.f). Un aumento en los valores de urea puede significar deshidratación más catabolismo proteico o en su defecto un exceso de proteína en la dieta (McArthur et al., 2007).

#### **6.4.2. Pruebas básicas función hepática**

##### **6.4.2.1. Alanina Aminotransferasa (ALT)**

La ALT es una enzima hepatocelular que presenta un aumento temprano en casi todas las afecciones hepáticas, permanece alta durante dos a seis semanas en presencia de enfermedad, sobretodo en afecciones del parénquima hepático (Martínez, s.f).

##### **6.4.2.2. Aspartato Aminotransferasa (AST)**

La AST se encuentra en cantidades parcialmente iguales en corazón, músculo esquelético e hígado y en menores cantidades en riñón y páncreas, sirviendo en muchos casos para establecer la afección y cronología de diversas patologías en estos órganos (Martínez, s.f).

##### **6.4.2.3. Fosfatasa Alcalina (FA ó ALKP)**

La FA aumenta en la mayoría de enfermedades hepáticas intrahepáticas y extrahepáticas obstructivas, la valoración puede realizarse a partir de suero o plasma heparinizado libre de hemólisis (Martínez, s.f).

Tabla 18. Parámetros bioquímicos con su significado clínico

<b>Analito</b>	<b>Significado clínico en reptiles</b>
Aspartato Amino Transferasa (AST)	Existe en afecciones de hígado, riñón, músculo cardíaco e intestino. Si se encuentra elevada: Herpesvirus, heridas, glomerulonefritis, estomatitis, artritis séptica e intususcepción.
Alanino Amino Transferasa (ALT)	Se encuentra en bajas concentraciones en iguanas e incluso ausente en otras especies
Fosfatasa Alcalina (FA - ALKP)	No posee significado clínico importante
Urea	Se encuentra elevada en procesos de deshidratación, alteración renal, uremia prerrenal, dieta proteica, catabolismo e incluso por estados de hibernación.
Creatinina	No se conoce su significado clínico en reptiles

Adaptado de Ruíz – Rodríguez, 2013

### 6.5. Urianálisis

El urianálisis no es útil en los reptiles o más bien representa un valor limitado para una evaluación renal si se lo toma como único dato, ya que el riñón de los reptiles no puede concentrar la orina, además esta pasa por el urodelo de la cloaca antes de pasar a la vejiga haciéndola no estéril. (Aguilar et al., 2010).

### 6.5.1. Obtención de la muestra

La muestra de orina se puede obtener una vez excretada teniendo precaución para separarla de las heces con una pipeta, aunque sus resultados deben ser cuidadosamente analizados (Brotóns, 2001).

El método para obtener la muestra de orina es mediante una suave estimulación digital de la cloaca, se recoge la muestra en frascos estériles y se los lleva a laboratorio, en este se coloca una gota de orina en el refractómetro y se observa, otra gota de orina se coloca en un porta y cubre objetos y se observa en el microscopio. El objetivo es la realización de un examen parcial de orina (Aguilar et al., 2010).

La cistocentesis es un método más fiable en quelonios y se la realiza en la "fosa inguinal izquierda, ya que el lóbulo hepático derecho está muy desarrollado y desplaza a la vejiga hacia el lado izquierdo. Colocando al animal en posición vertical (con la cabeza hacia arriba), se introduce una aguja 22 G medialmente, justo por delante de la región púbica." (Brotóns, 2001).



Figura 5. Extracción muestra de orina utilizando la técnica de cistocentesis Tomado de Brotóns, 2001.

Para el análisis de orina se evalúa el aspecto físico y químico de la muestra, en cuanto al aspecto físico se evalúa principalmente el color y la turbidez, ya que los reptiles poseen una orina rica en sales de ácido úrico (Brotóns, 2001), esta generalmente posee un color claro o blanquecino pero turbio. Ciertas

alteraciones pueden relacionarse con el aspecto físico de la orina, por lo que si nos encontramos con una orina verde o amarilla la relacionamos con afecciones de hígado o anorexia, si tenemos una orina color rojiza o rosada estará más relacionada con afecciones del riñón. Al verificar excesiva turbidez en la muestra podemos relacionarla con deshidratación (Ruíz – Rodríguez, 2013).

En el análisis químico de orina evaluamos ciertos parámetros que nos permiten conocer la funcionalidad renal, entre estos tenemos: densidad, pH, leucocitos, nitritos, proteínas, glucosa, cuerpos cetónicos, urobilinógeno, bilirrubinas, eritrocitos y hemoglobina.

Densidad urinaria: permite evaluar el estado deshidratación mediante la correcta funcionalidad de la filtración glomerular (Ruíz – Rodríguez, 2013), la densidad en reptiles puede ser de 1,003 a 1,017 dependiendo de la disponibilidad de agua que tenga el animal, sin embargo este valor no se debe utilizar como indicador de la funcionalidad renal (McArthur et al., 2007).

pH: generalmente el pH va en relación al tipo de alimentación que recibe el individuo (Ruíz – Rodríguez, 2013), el pH normal de la orina en tortugas terrestres herbívoras y omnívoras es de 8 – 8,5 (Aguilar et al., 2010).

Tabla 19. Parámetros de análisis químico de la orina

<b>Parámetro</b>	<b>Observación</b>
Proteínas	Su presencia no es adecuada en orina.
Glucosa	No se debe evidenciar en orina, caso contrario se asocia su presencia a daños en túbulos renales
Cuerpos cetónicos	Suelen evidenciarse en casos de ayuno cuando el individuo está utilizando grasa como fuente de

---

	energía
Sangre	Su presencia se debe a casos de hematuria o caso contrario hemoglobinuria si encontramos la presencia de hemoglobina en la orina.
Bilirrubina y Urobilinógeno	Su presencia puede deberse a procesos de alteración hepática o a hemólisis.

---

Adaptado de Ruíz – Rodríguez, 2013

Generalmente en reptiles con patologías renales se evidencia glucosuria y proteinuria. (Ruíz – Rodríguez, 2013)

### 6.6. Coprología

La realización de un examen coprológico debería ser de manera rutinaria, no sólo porque los reptiles son muy susceptibles a parasitosis intestinales, sino también como protocolo sanitario del establecimiento, previniendo así la posible distribución epidemiológica de ciertos agentes.

El conocimiento de los agentes infecciosos presentes en fauna silvestre y aún más en réptiles es aún muy incipiente, por lo que el conocer la fauna parasitaria de los individuos ayuda a prevenir muchas afecciones.

Al recolectar la muestra se debe evitar el contacto con el suelo ya que esto podría transferir otros microorganismos a la muestra, igualmente se debe evitar el contacto con orina, aunque es casi imposible realizarlo en reptiles y aves donde se obtiene todo el resultado del metabolismo por la cloaca, en estos casos se recomienda tomar la parte más dura como muestra (Martínez, s.f).

De preferencia las muestras a procesar deben ser de heces frescas, las cuales pueden ser recolectadas una vez excretadas, colocándolas en frascos

estériles, también pueden ser recolectadas mediante lavados cloacales (Brotóns, 2001) o por hisopados de la cloaca (Pérez de Cuadros, s.f).

En el examen macroscópico de las heces se evalúa la consistencia de la muestra clasificándola en líquida o diarreica, blanda, pastosa y dura; en caso de tener una muestra diarreica, esta debe ser analizada lo más pronto posible en busca de trofozoitos, los mismos que son difíciles de identificar una vez que pierden la movilidad (Martínez, s.f).

La observación de la muestra es también importante, ya que en muchos casos puede existir la presencia de moco, sangre e incluso parásitos en forma adulta como: *E. vermicularis*, *A. lumbricoides* o proglótidos de *Taenia* spp., los cuales se describen por medio de cruces (Martínez, s.f).

El examen coprológico microscópico generalmente se realiza mediante métodos de flotación, por los que se puede separar los parásitos en todos sus estadios, basándose en la densidad de cada uno (Sixtos, s.f). Las soluciones a utilizarse pueden ser solución salina saturada, lo que permite la identificación de protozoarios, nemátodos y céstodos, también se puede llegar a utilizar solución sacarosa, que permite la observación de helmintos o solución con sulfato de zinc, para observar quistes de protozoarios (Sixtos, s.f).

La cantidad ideal de la muestra también es un factor importante en la observación de la misma, teniendo como promedio 2 mg de muestra. Generalmente las heces contienen restos vegetales debidos a la alimentación del individuo, también pueden contener levaduras, hongos e incluso parásitos de sus especies presa (McArthur et al., 2007).

## **MATERIALES Y PROCEDIMIENTO**

### **7.1. Área de estudio**

El estudio se realizó en dos recintos, ubicados en Ecuador continental. El primer recinto está ubicado en la parroquia de Guayllabamba, cantón Quito, posee 12 hectáreas donde se alberga a más de 40 especies de animales, con un clima subtropical seco y un rango de temperatura entre 18 - 22°C

(SIMAGRO, 2004 citado en <http://www.quitoambiente.com.ec>), con una humedad del 68 – 73%.

El segundo recinto está ubicado en Puyo, Pastaza, actuando como refugio que alberga a animales víctimas del tráfico de especies, posee un clima tropical lluvioso, con un rango de temperatura entre 25 – 32°C y una humedad del 90 – 100%.

## **7.2. Evaluación de hábitats y hábitos alimenticios**

Se debe tomar en cuenta numerosos factores que intervienen intrínseca o extrínsecamente para el establecimiento de los rangos de referencia de analitos biológicos; entre los factores intrínsecos se puede mencionar el sexo, la edad y la especie, por otro lado los factores extrínsecos que afectan al momento de establecer un rango de referencia son temperatura, hábitat, dieta, cautividad o vida en libertad (Lawrence and Hawkey, 1986; Gottdenker & Jacobson, 1995 citado en López-Olvera et al., 2003). Por lo que antes de proceder con la toma de muestras de los individuos se evaluó las condiciones extrínsecas en las que se encontraban, para efecto de esto se realizó un check list para evaluar al establecimiento.

El check list se centró en datos como: relación individuos macho: hembra, dimensiones del hábitat, zonas de sombra, temperatura, humedad, acceso a fuentes de agua, horas luz, alimentación (vegetales, frutas y adición proteína animal), adición de vitaminas o minerales, existencia de historias clínicas, realización de exámenes de laboratorio, desparasitaciones, reproducción, limpieza y desinfección de hábitats. El resultado que arrojó el checklist fue que las necesidades de los individuos en cautiverio están cubiertas en un 60% por ambos establecimientos.



Figura 6. Hábitat descubierto, Guayllabamba, Quito.



Figura 7. Hábitat cerrado, con condiciones controladas, Guayllabamba, Quito.



Figura 8. Hábitat descubierto, Puyo, Pastaza

### 7.3. Muestreo

Se realizó la toma de muestras a 44 individuos adultos de la especie *Chelonoidis denticulata* procedentes de dos establecimientos, 23 de ellos se encuentran en el establecimiento ubicado en Puyo, Pastaza (11 hembras y 12 machos) y 21 individuos procedentes de Guayllabamba (14 hembras y 7 machos).



Figura 9. Ejemplares tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) a ser muestreados

Como primer paso se realizó una evaluación clínica/física del individuo, siguiendo los estándares propuestos por el médico veterinario encargado de

cada uno de los establecimientos, sin olvidar la identificación de cada uno; la forma de identificar a los individuos variaba dependiendo el establecimiento, teniendo animales con microchip, muescas y otros que simplemente no poseían identificación, razón por la cual se procedió a dar a los individuos un código único para este estudio.

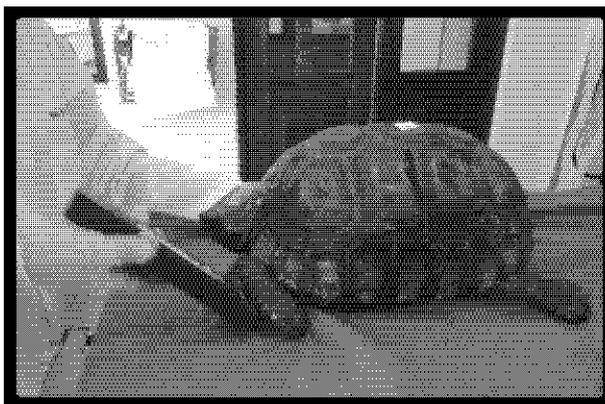


Figura 10. Identificación de individuos con microchip.

Tabla 20. Identificación, peso, condición corporal, sexo, resultado de la evaluación clínico/física de los individuos testeados (*Chelonoidis denticulata*).

CÓDIGO	SEXO	PESO (KG)	EVALUACIÓN CLÍNICA/FÍSICA	CONDICIÓN CORPORAL
P1	M	12,82	NORMAL	3
P2	M	11,06	NORMAL	3
P3	H	5,18	NORMAL	2,5
P4	M	8,24	NORMAL	3
P5	M	7,35	NORMAL	3
P6	H	8,67	NORMAL	3

<b>P7</b>	H	9,15	NORMAL	3
<b>P8</b>	H	9,53	NORMAL	3
<b>P9</b>	H	8,06	NORMAL	3
<b>P10</b>	M	7,11	NORMAL	3
<b>P11</b>	H	8,42	NORMAL	3
<b>P12</b>	M	6,32	NORMAL	3
<b>P13</b>	M	8,56	NORMAL	3
<b>P14</b>	M	8,09	NORMAL	3
<b>P15</b>	H	3,89	NORMAL	2
<b>P16</b>	H	6,09	NORMAL	2
<b>P17</b>	M	6,11	NORMAL	3
<b>P18</b>	H	8,15	NORMAL	2
<b>P19</b>	H	4,41	AFECCIÓN CAPARAZÓN	1,5
<b>P20</b>	M	9,34	NORMAL	2,5
<b>P21</b>	M	8,33	NORMAL	3
<b>P22</b>	H	6,5	NORMAL	2
<b>P23</b>	M	8,11	NORMAL	3
<b>G1</b>	H	4,13	NORMAL	2,5
<b>G2</b>	H	6,18	NORMAL	3

<b>G3</b>	H	6,1	NORMAL	3
<b>G4</b>	M	5,64	DIARREAS CONSTANTES	2
<b>G5</b>	H	6,56	NORMAL	3
<b>G6</b>	H	6,29	NORMAL	3
<b>G7</b>	H	4,61	NORMAL	2,5
<b>G8</b>	M	4,47	NORMAL	3
<b>G9</b>	M	8,98	NORMAL	3
<b>G10</b>	M	7,78	NORMAL	3
<b>G11</b>	M	9,26	NORMAL	3
<b>G12</b>	H	6,24	NORMAL	3
<b>G13</b>	H	6,14	NORMAL	3
<b>G14</b>	M	5,42	NORMAL	3
<b>G15</b>	H	7,8	NORMAL	3
<b>G16</b>	H	8,22	NORMAL	3
<b>G17</b>	H	6,49	NORMAL	2,5
<b>G18</b>	H	7,12	NORMAL	3
<b>G19</b>	H	2,84	INAPETENCIA	1
<b>G20</b>	M	4,47	NORMAL	2
<b>G21</b>	H	11,11	NORMAL	3

Nota: la condición corporal esta evaluada en un rango de 1 a 3 siendo este último el encontrarse en óptimas condiciones.

Las muestras extraídas fueron de sangre, heces y orina, sin embargo no fueron tomadas conjuntamente para evitar la excesiva manipulación del animal.

#### **7.4. Extracción de muestras sanguíneas**

El método utilizado para la extracción de la muestra así como el sitio de punción interviene en el establecimiento de los rangos de referencia de analitos biológicos (Lawrence and Hawkey, 1986; Gottdenker & Jacobson, 1995 citado en López-Olvera et al., 2003), enunciado que se demuestra en un estudio realizado a 7 tortugas griegas o tortuga marginada (*Testudo marginata*) donde se observó la variación existente en los valores hematológicos dependiendo del sitio de punción, comparando la punción de la vena coccígea dorsal y la vena braquial, demostrando que la punción realizada en la vena braquial proporciona resultados hematológicos más confiables (López-Olvera, et al., 2003).

La extracción de la sangre se realizó utilizando la técnica de punción en el plexo braquial o vena braquial dorsal.

Se utilizó una aguja 21G con una jeringa de 3ml, para la preparación de la misma se absorbió con la jeringa heparina sódica hasta el llenarla por completo y se la expulsó dejando una porción almacenada en la campanilla de la aguja, siendo esta cantidad suficiente para poder realizar la extracción de 2ml de sangre sin que llegue a coagularse. Sin embargo en la literatura se menciona que la concentración de heparina debe ser de 1 - 3 mg/ml (Martínez – Silvestre et al., 2011).

Para la punción se colocó al individuo en posición lateral, exponiendo sus extremidades anteriores, se desinfectó cuidadosamente la zona a puncionar con clorhexidina, evitando que ésta alcance los ojos del paciente, en la zona medial de la extremidad anterior izquierda y con la aguja en posición perpendicular se inició la extracción de sangre.

Una vez recolectados los 2ml de sangre se colocó en tubos de tapa roja, se colocó un membrete con la identificación del individuo y se reservó en un cooler para mantener una temperatura baja y así se evite que la muestra se deteriore. Inmediatamente se llevó la muestra a ser procesada.



Figura 11. Muestras sanguíneas de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*), utilizando como anticoagulante heparina sódica.

De igual manera se realizó un frotis o extendido sanguíneo en un placa porta objetos y se procedió a su examinación en microscopio. Para el análisis de proteínas totales, se utilizó la técnica de refractometría.

#### **7.4.1. Análisis bioquímico de la sangre**

Se utilizó el analizador bioquímico IDEXX VetTest® que permite utilizar plasma o suero para su interpretación y proporciona una infinidad de opciones en la selección de la especie a analizar. La muestra heparinizada se centrifugó, para su evaluación se utilizó paneles individuales de Urea, Creatinina, ALT, AST y FA para realizar el análisis teniendo la ventaja de utilizar micro-gotas para su examinación.

#### **7.4.2. Análisis hematológico**

Con la ayuda del laboratorio de diagnóstico Livex Lab y su grupo de profesionales se pudo realizar el análisis manual de las muestras, para la medición del hematocrito se utilizó tubos de microhematocrito y la técnica de la

cianohemoglobina, para calcular los índices eritrocitarios como VCM y CGMH se utilizaron fórmulas de cálculo, para el conteo manual de células rojas y leucocitos se utilizó una cámara Neubauer modificada y el método de Natt & Herrick.

### 7.5. Extracción muestra de orina

Se debe tomar en cuenta que los pisos climáticos en los que se encuentran los individuos a testear son diferentes entre sí por lo que el metabolismo en cada uno de ellos varía en cuanto a la toma de muestras se refiere. Es por eso que en los individuos habitantes del Puyo la toma de muestras de heces y orina resulta más fácil y sin ningún tipo de inconveniente, pudiendo relacionarse a que esta zona representa su hábitat natural en vida silvestre, a diferencia de los individuos que habitan en la zona de Guayllabamba, a los que se les sometió a un tratamiento diferente previo a la toma de muestras.

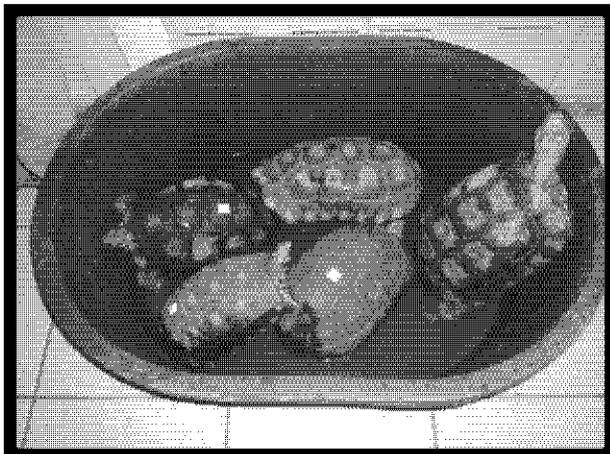


Figura 12. Hidratación previa de tortugas motelo con agua tibia con el fin de nivelar temperaturas en días muy fríos, dilatar venas para extracción de sangre y aumentar volumen de vejiga para punción.

La muestra fue recogida directamente en horas de la mañana, a los individuos de la zona de Guayllabamba se les colocó en tinas con agua tibia para que absorbieran cierta cantidad de líquido, es decir para que se hidraten y poder obtener la muestra, la permanencia de los individuos en agua fue de al menos

dos horas, esto propuesto sobre todo por las bajas temperaturas ambientales en las que se encontraban en ese momento, tratamiento que no se dio con los individuos de la zona del Puyo.

Se colocó al individuo en posición lateral y se sujetó con firmeza su extremidad posterior izquierda, anatómicamente se localiza la posición de la vejiga, cabe mencionar que la vejiga de las tortugas suele desplazarse de cuadrantes conforme el animal lo requiera, sin embargo en la mayoría de las ocasiones se encuentra en el sector izquierdo. Se localizó la placa inguinal del plastrón, que presenta una protuberancia y se desinfectó la zona con clorhexidina, la técnica utilizada fue la cistocentésis para lo cual se empleó una jeringa con aguja 18G; se introdujo la aguja paralelamente a la placa inguinal entre una sección de escamas dispuestas en forma circular, se succionó lentamente al menos 0,5 ml de orina, evitando que esta se contamine con sangre.



Imagen 13. Cistocentésis de tortuga motelo, utilizando aguja calibre 18G.

#### **7.5.1. Análisis de la muestra de orina**

Se realizó una evaluación física de la muestra en lo que respecta a color y olor, se utilizó tiras reactivas de Combur<sup>10</sup>Test® con las cuales se puede obtener datos de densidad, pH, leucocitos, nitritos, proteínas, glucosa, cuerpos cetónicos, urobilinógeno, bilirrubinas, eritrocitos y hemoglobina.

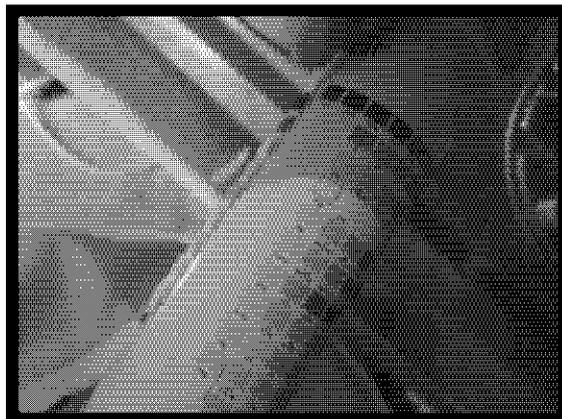


Figura 14. Análisis químico de orina utilizando tiras reactivas Combur<sup>10</sup>Test®

### 7.6. Extracción muestra de heces

La muestra se recolectó en horas de la mañana, preferiblemente antes de que el animal recibiera su alimento, esto con el fin de evitar encontrar excesivos restos vegetales en las fecas.

Para la extracción de la muestra se procede a realizar un masaje cloacal, la técnica requiere de mucha paciencia, por lo que es vital realizarla lentamente y sin afectar la mucosa intestinal del individuo.

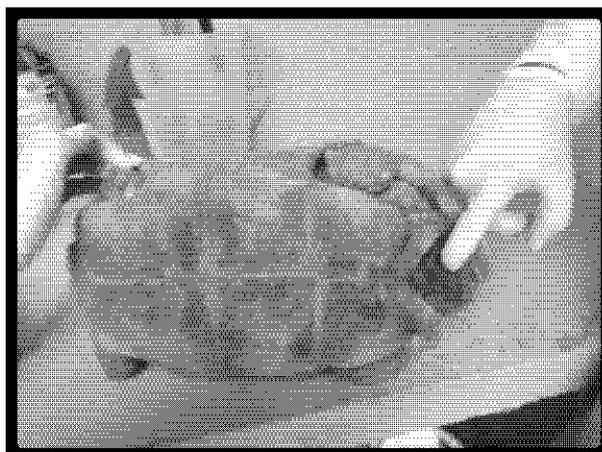


Figura 15. Digitación o masaje cloacal de la tortuga motelo para la obtención de muestra fecal.

Las muestras fueron recolectadas en frascos estériles y herméticos, posteriormente fueron rotuladas y almacenadas en frío (0 - 4°C) para evitar su deterioro, su análisis se realizó de 5 – 7 horas de realizada la toma de la muestra, para las muestras recolectadas en la ciudad de Puyo se utilizó una herramienta de conservación de heces, ya que estas no podían ser analizadas el mismo día, para esto las muestras obtenidas se almacenaron en un PARATEST®, que contiene un fijador (formalina al 10%), donde se colocó 2mg de heces junto con el diluyente.



Figura 16. Obtención de muestra fecal



Figura 17. PARATEST®, utilizado para conservación de muestras fecales en Puyo.

#### 7.6.1. Análisis de muestra fecal

Los exámenes se realizaron con ayuda de los profesionales del laboratorio de diagnóstico Livex Lab.

Se realizó un examen macroscópico donde se identificó: consistencia de la muestra fecal, elementos no parasitológicos (restos vegetales o moco) y parásitos adultos visibles.

Posteriormente se realizó un examen directo, observando la muestra al microscopio, para lo cual se colocó en un portaobjetos una gota de solución salina en un extremo y una gota de lugol en el extremo contrario, se tomó una pequeña porción de la muestra y se la mezcló con las soluciones colocadas en la placa, se colocó el cubreobjetos y se procedió a observar al microscopio.

Se llevó a cabo un examen de flotación y de sedimentación; para el primero se utilizó solución sobresaturada de cloruro de sodio, mezclando 1 gramo de la muestra con la solución elegida, se filtró la muestra en un tubo de ensayo y se la dejó reposar, se obtuvo unas gotas del sobrenadante y se observó al microscopio. Para el método de sedimentación se mezcló la muestra con

formol, se sometió a centrifugación y se retiró los huevos sedimentados para evaluarlos al microscopio.

### **7.7. Análisis estadístico**

El programa estadístico con el que se trabajó fue Minitab 15; antes del establecimiento de rangos de referencia para los analitos hematológicos y bioquímicos se realizó pruebas de normalidad a todos los datos, se utilizó la prueba de Anderson Darling y la de Kolgomorov Smirnov con un intervalo de confianza del 95%.

Para todos los datos se utilizaron pruebas paramétricas, sin embargo, para los datos que no seguían una distribución normal se utilizaron pruebas no paramétricas, como la de Wilcoxon con un intervalo de confianza del 94,9%.

La distribución no normal de los datos puede deberse al número de individuos testeados.

Para conocer los intervalos de referencia de los analitos biológicos se utilizó la prueba Z, con un intervalo de confianza del 95%.

Se procedió a realizar una prueba ANOVA de análisis de las varianzas, con un valor  $p \leq 0,05$  para cada dato, para verificar si existía o no una diferencia significativa entre estos, ya que como se conoce, la ubicación de los establecimientos es diferente, por lo tanto el factor ambiental puede modificar analitos específicos.

Para las muestras de parásitos se evaluó la frecuencia de presentación de los distintos géneros en los individuos testeados.

### **7.8. Resultados**

Se tomó en cuenta factores pre-analíticos antes de realizar las evaluaciones pertinentes como fueron:

Periodo de obtención de muestras: Septiembre 2014 – Octubre 2014

Ayuno: Si

Técnica de extracción utilizada: Punción plexo braquial

Tubos de recolección utilizados – anticoagulante: Heparina sódica

Tiempo transcurrido hasta el análisis de la muestra en laboratorio: mínimo 7 horas, máximo 12 horas

Cada procedimiento se efectuó de la misma manera con cada individuo participante.

Se obtuvieron un total de 44 muestras sanguíneas, de orina y heces de la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) de las cuales 3 presentaban signos visibles de aparente enfermedad, razón por la cual fueron excluidas del análisis para obtener los rangos biológicos normales para esta especie.

Los criterios de participación fueron los siguientes:

Sexo: machos y hembras

Edad: adultos

Estado de salud: aparentemente sanos

Hábitat: cautiverio

Alimentación: hervíhora

#### **7.8.1. Valores bioquímicos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.**

Se analizaron 5 analitos bioquímicos básicos en 41 muestras de sangre de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) aparentemente sanas mantenidas en cautiverio, los resultados obtenidos se presentan en la tabla 21.

Tabla 21. Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

<b>Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (<i>Chelonoidis denticulata</i>) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.</b>						
Parámetro	n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia	
					IC = 95%	
UREA *	41	30,000	39,930	24,650	29,000	44,000
CREATININA*	41	0,300	0,334	0,102	0,300	0,350
ALT **	41	12,000	16,020	13,420	11,000	17,000
AST **	41	200,000	266,600	333,000	162,500	251,000
ALKP **	41	87,000	97,850	51,190	77,000	112,000

Nota: las unidades utilizadas para \* es miligramo por decilitro (mg/dL) y para \*\* es unidades internacionales por litro (U/L), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), Alanino Amino Transferasa (ALT), Aspartato Animo Transferasa (AST), Fosfatasa Alcalina (ALKP).

Son escasos los estudios realizados en analitos de química sanguínea para esta especie, generalmente se extrapolaba los datos proporcionados por ISIS (1999) para la especie *Chelonoidis carbonaria* o tortuga de patas rojas, que guarda características similares con la tortuga motelo, por lo que los datos obtenidos representarían un inicio en el estudio de química sanguínea en representantes de la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) en el país, llegando a ser aún más específicos para la ubicación de cada uno de los recintos participantes.

Se analizó lo analitos bioquímicos dependiendo el sexo de los individuos para verificar las posibles diferencias existentes, los datos se presentan en la tabla 22.

Tabla 22. Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo en relación al sexo.

Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo ( <i>Chelonoidis denticulata</i> ) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo en relación al sexo.												
Parámetro	Machos					Hembras						
	N	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia IC = 95%	n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia IC = 95%		
UREA *	18	30,000	43,490	29,670	26,000	59,500	23	30,000	37,220	20,170	26,300	44,000
CREATININA												
*	18	0,300	0,328	0,090	0,300	0,350	23	0,400	0,339	0,112	0,300	0,400
ALT **	18	12,500	19,110	16,640	10,500	25,000	23	12,000	13,610	9,990	9,000	16,000
AST **	18	194,000	309,000	431,000	155,000	296,000	23	200,000	233,500	235,400	138,000	269,000
ALKP **	18	100,500	108,800	42,400	84,000	133,500	23	76,000	89,300	56,600	60,500	112,000

Nota: las unidades utilizadas para \* es miligramo por decilitro (mg/dL) y para \*\* es unidades internacionales por litro (U/L), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), Alanino Amino Transferasa (ALT), Aspartato Animo Transferasa (AST), Fosfatasa Alcalina (ALKP)

Se realizó un análisis de la varianza para los valores presentados en la tabla 22, sin embargo, no se encontró diferencias significativas para estos datos, se presenta la tabla de análisis de varianza en el anexo 1.

**7.8.2. Valores Hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.**

Se evaluaron 15 analitos en sangre: hematocrito, hemoglobina, eritrocitos, volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales, reticulocitos, trombocitos, leucocitos, heterófilos, azurófilos, linfocitos, monocitos, eosinófilos y basófilos. Los datos analizados se presentan en la tabla 23, para la serie roja, y en la tabla 24 para la serie blanca, cabe recalcar que los reticulocitos y trombocitos no fueron incluidos en las tablas de resultados ya que del primero no se obtuvo ningún dato y del segundo se encontró cúmulos suficientes en todas las muestras.

Tabla 23. Valores hematológicos de la serie roja de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

<b>Valores hematológicos de la serie roja de las tortugas motelo (<i>Chelonoidis denticulata</i>) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.</b>						
VARIABLE	N	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia	
					IC 95%	
HEMATOCRITO*	41	0,260	0,261	0,062	0,242	0,280
HEMOGLOBINA**	41	86,000	86,900	20,720	80,560	93,240
<b>ERITROCITOS</b>						
***	41	0,480	0,486	0,116	0,451	0,522
VGM ****	41	537,000	540,300	67,300	519,700	560,900
CGMH**	41	332,000	332,020	1,560	331,500	332,500
PT**	41	50,000	50,630	13,270	46,570	54,700

Nota: las unidades utilizadas para \* es litro por litro (L/L), para \*\* es gramo por litro (g/L), para \*\*\* es  $10^{12}$  por litro ( $10^{12}/L$ ), para \*\*\*\* es fentolitro (fL), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT).

Tabla 24. Valores hematológicos de la serie blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

<b>Valores hematológicos de la serie blanca de las tortugas motelo (<i>Chelonoidis denticulata</i>) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.</b>						
VARIABLE	N	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia IC 95%	
LEUCOCITOS*	41	2,000	1,999	0,788	1,758	2,240
HETERÓFILOS*	41	0,820	0,877	0,446	0,740	1,013
AZURÓFILOS *	41	0,220	0,219	0,143	0,175	0,263
LINFOCITOS *	41	0,430	0,436	0,231	0,366	0,507
MONOCITOS *	41	0,060	0,080	0,074	0,050	0,100
<b>EOSINÓFILOS</b>						
*	41	0,250	0,251	0,172	0,198	0,303
BASÓFILOS *	41	0,110	0,137	0,128	0,090	0,155

Nota: las unidades utilizadas para \* es  $10^9$  por litro ( $10^9/L$ ), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC).

Se evaluaron analitos hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) en función del sexo, clasificando a los individuos como machos y hembras, la tabla 25 presenta los resultados obtenidos para la evaluación de intervalos de la serie roja y la tabla 26 presenta los datos obtenidos para la serie blanca.

Tabla 25. Valores hematológicos de la serie roja de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo en relación al sexo.

**Valores hematológicos de la serie roja de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo en relación al sexo**

VARIABLE	Machos						Hembras					
	N	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia IC 95%		n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia IC 95%	
HEMATOCRITO*	18	0,265	0,282	0,045	0,255	0,305	23	0,250	0,245	0,069	0,217	0,273
HEMOGLOBINA**	18	88,000	93,720	15,280	84,500	101,500	23	83,000	81,570	23,080	72,130	91,000
ERITROCITOS												
***	18	0,535	0,532	0,104	0,484	0,580	23	0,450	0,451	0,116	0,404	0,498
VGM ****	18	535,500	536,100	52,500	511,800	560,300	23	555,000	543,600	78,100	511,600	575,500
CGMH**	18	332,000	331,610	1,240	331,000	332,500	23	332,000	332,350	1,720	331,500	333,000
PT**	18	56,000	54,440	9,540	50,040	58,850	23	44,000	47,650	15,120	41,470	53,830

Nota: las unidades utilizadas para \* es litro por litro (L/L), para \*\* es gramo por litro (g/L), para \*\*\* es  $10^{12}$  por litro ( $10^{12}/L$ ), para \*\*\*\* es fentolitro (fL), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT).

Tabla 26. Valores hematológicos de la serie blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo en relación al sexo.

Valores hematológicos de la serie blanca de las tortugas motelo ( <i>Chelonoidis denticulata</i> ) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo en relación al sexo.												
VARIABLE	Machos						Hembras					
	N	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia IC 95%		n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia IC 95%	
LEUCOCITOS *	18	2,000	1,911	0,695	1,590	2,232	23	2,050	2,067	0,863	1,715	2,420
HETERÓFILOS*	18	0,825	0,857	0,418	0,664	1,050	23	0,790	0,893	0,476	0,698	1,087
AZURÓFILOS *	18	0,140	0,187	0,165	0,090	0,275	23	0,260	0,244	0,121	0,195	0,293
LINFOCITOS *	18	0,420	0,442	0,235	0,333	0,550	23	0,450	0,432	0,234	0,337	0,528
MONOCITOS *	18	0,070	0,087	0,075	0,052	0,122	23	0,050	0,074	0,074	0,035	0,100
EOSINÓFILOS												
*	18	0,275	0,235	0,168	0,157	0,313	23	0,250	0,263	0,178	0,190	0,335
BASÓFILOS*	18	0,095	0,104	0,069	0,073	0,136	23	0,140	0,162	0,157	0,090	0,195

Nota: las unidades utilizadas para \* es  $10^9$  por litro ( $10^9/L$ ), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC).

Se realizó un estudio de análisis de la varianza con los datos obtenidos de los valores hematológicos de la serie roja y blanca para las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) dependiendo del sexo de los individuos, utilizando el método ANOVA (anexo 2) verificándose resultados significativos en eritrocitos tanto de machos como de hembras. La media de eritrocitos fue de  $X = 0,532 (10^{12}/L)$ , mientras que para hembras fue de  $X = 0,451 (10^{12}/L)$  viendo su grado de significancia debido al valor  $p \leq 0,05$ .

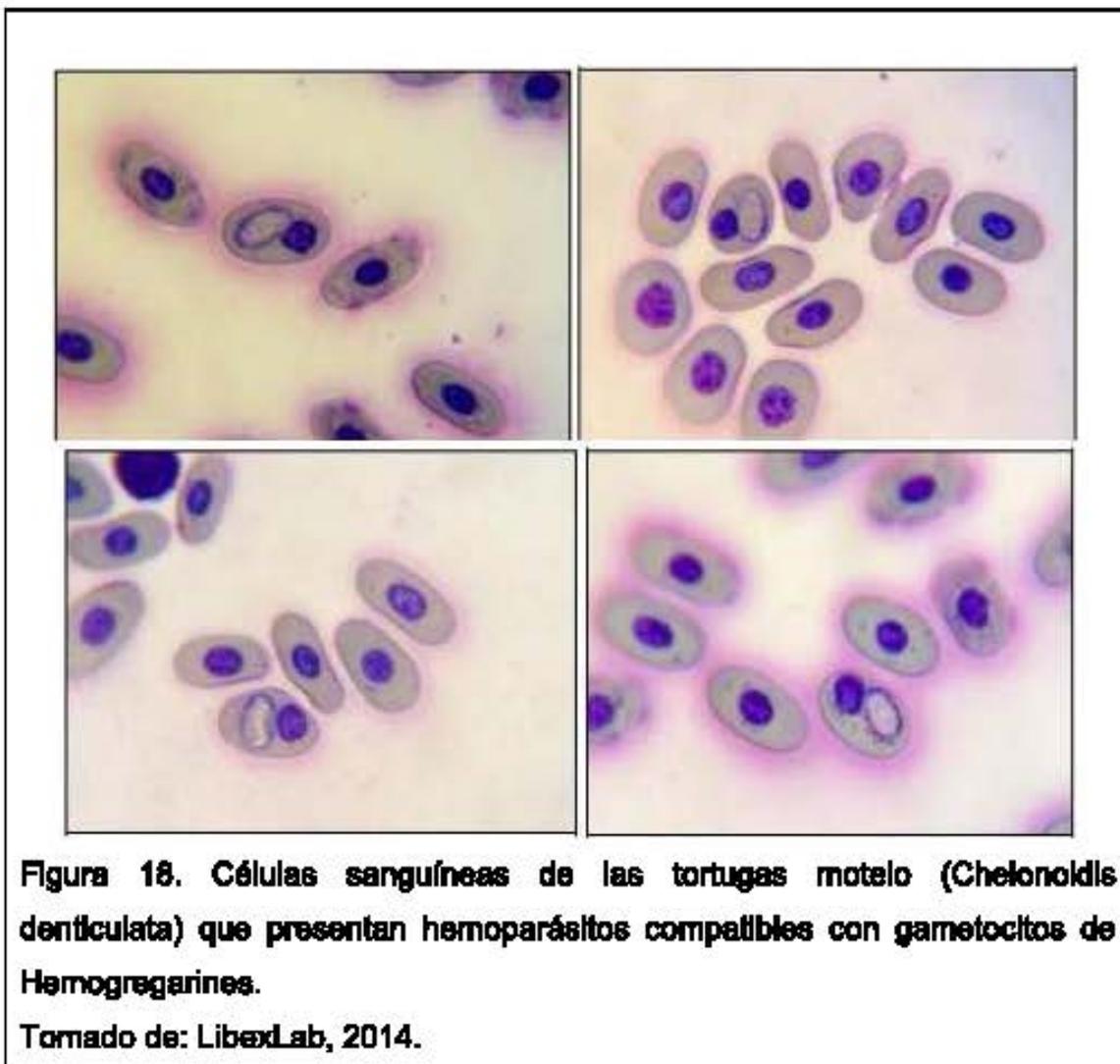
Adicionalmente se efectuó la determinación de los intervalos de referencia tanto bioquímicos (anexo 3, anexo 7) como hematológicos (anexo 5, anexo 9) para cada establecimiento, se presentó intervalos de referencia tanto para los machos como las hembras de dichos lugares (anexo 4, anexo 6, anexo 8, anexo 10).

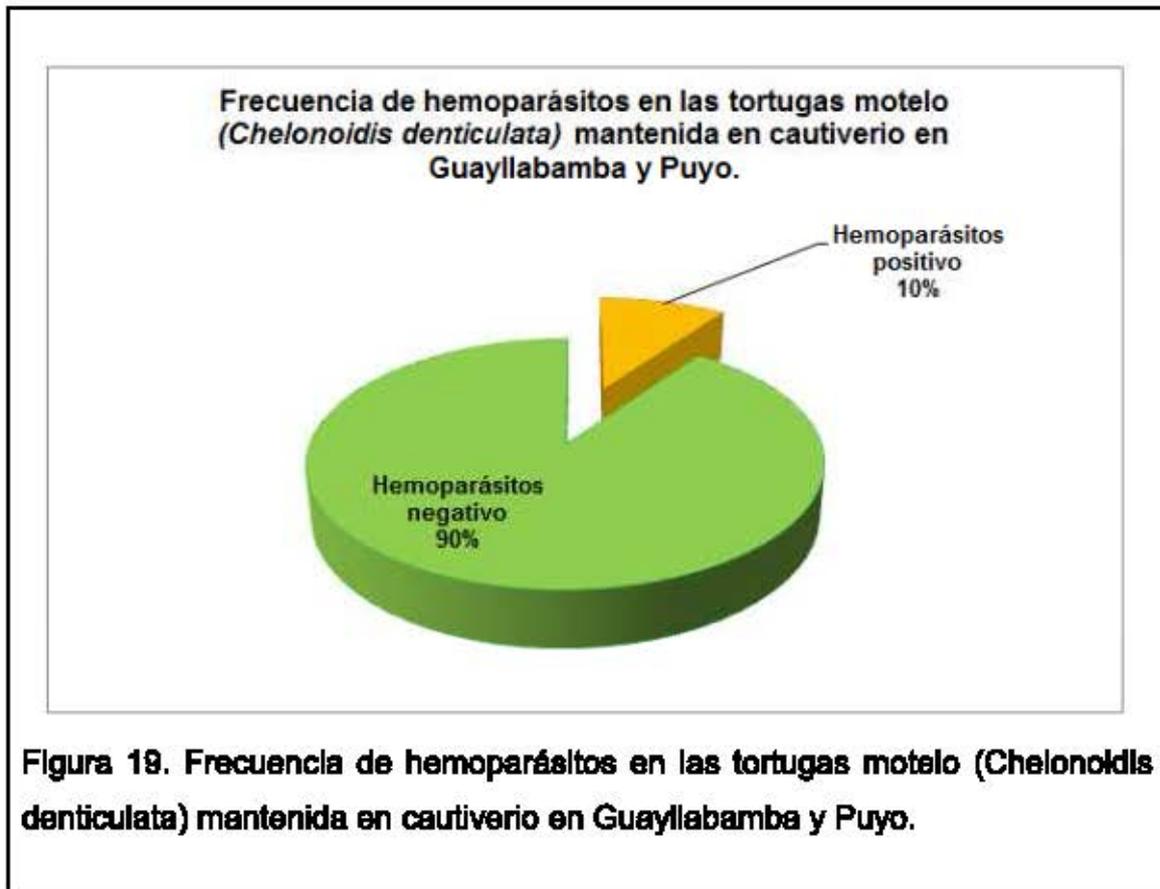
Se evaluó de igual manera la varianza presente en los analitos de los distintos establecimientos, se comparó las medias de ambos lugares para conocer si existen valores significativos a tomarse en cuenta debido a variables ambientales propios de cada lugar, la tabla de evaluación de varianza entre los establecimientos se presenta en el anexo 11, demostrándose que el ambiente influye en la determinación de rangos de referencia entre los distintos establecimientos evaluados; los analitos que mostraron diferencia significativa fueron: urea, creatinina, hematocrito, hemoglobina, eritrocitos, proteínas totales y eosinófilos.

### **7.8.3. Frecuencia de hemoparásitos en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.**

La frecuencia de individuos positivos a hemoparásitos fue de 4 de 41 (9,75%) (figura 19), teniendo como hallazgo gametocitos de Hemogregarines. Según Copette-Sierra (2013) en reptiles se ha reportado Haemogregarina, Trypanosoma spp., Plasmodium spp., e incluso parásitos del género Haemoproteus.

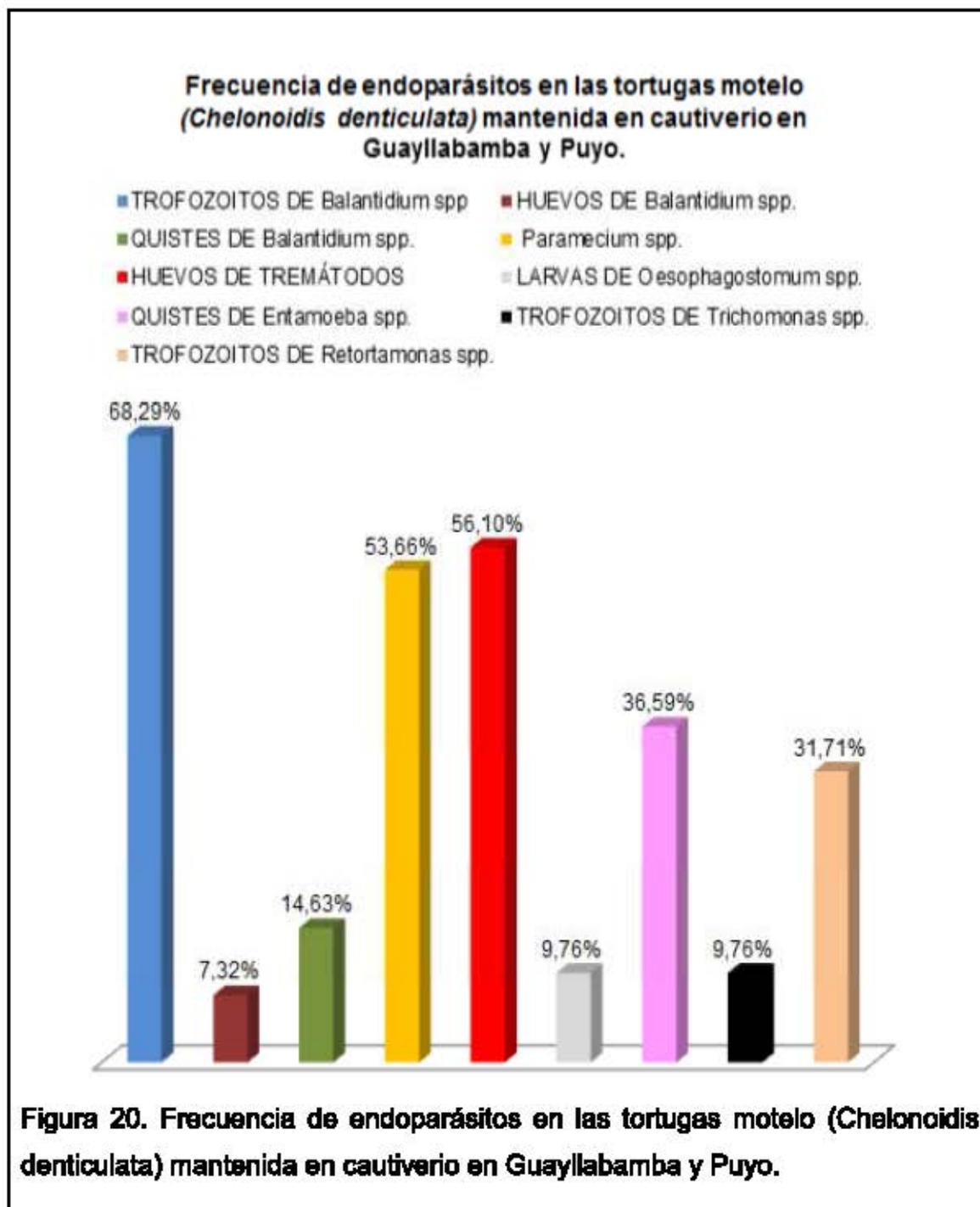
Las siguientes imágenes presentan los gametocitos encontrados en las células sanguíneas.





**7.8.4. Frecuencia de endoparásitos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.**

Las especies de endoparásitos encontrados en las muestras fecales de la tortuga motelo fueron las siguientes: trofozoitos de *Balantidium* spp., huevos de *Balantidium* spp., quistes de *Balantidium* spp., *Paramecium* spp., huevos de tremátodos, larvas de *Oesophagostomum* spp., quistes de *Entamoeba* spp., trofozoitos de *Trichomonas* spp. y trofozoitos de *Retortamonas* spp. (Figura 20).



Se puede apreciar que las especies parasitarias con mayor número de presentación en los individuos testeados fueron: trofozoitos de *Balantidium* spp., *Paramecium* spp. y huevos de tremátodos, sobrepasando el 50% de presentación en el total de la muestra.

Al momento de la evaluación laboratorial se observó cierto grado de variabilidad en la presencia de parásitos, debido a la zona climática en la que se encontraban los individuos muestreados. La tabla 27 presenta en detalle el número de individuos que presentaron las especies parasitarias mencionadas, así como el porcentaje que representa en la población evaluada cada especie de endoparásito, se divide la muestra para observar la diferencia en la aparición de ciertas especies parasitarias de acuerdo al ambiente de donde procede la muestra, la figura 21 y 22 presentan dichos datos de manera didáctica.

Tabla 27. Frecuencia de endoparásitos encontrados en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio

<b>Frecuencia de endoparásitos encontrados en las tortugas motelo (<i>Chelonoidis denticulata</i>) mantenidas en cautiverio</b>				
Variable	n	Población	Muestra	Muestra
		total	Puyo	Guayllabamba
Trofozoitos de <i>Balantidium</i> spp	N° casos	28	15	13
	Porcentaje	68,29	68,18	68,42
Huevos de <i>Balantidium</i> spp.	N° casos	3	3	0
	Porcentaje	7,32	13,64	0,00
Quistes de <i>Balantidium</i> spp.	N° casos	6	0	6
	Porcentaje	14,63	0,00	31,58
<i>Paramecium</i> spp.	N° casos	22	17	5
	Porcentaje	53,66	77,27	26,32
Huevos de tremátodos	N° casos	23	12	11
	Porcentaje	56,10	54,55	57,89
Larvas de <i>Oesophagostomum</i> spp.	N° casos	4	4	0
	Porcentaje	9,76	18,18	0,00
Quistes de <i>Entamoeba</i> spp.	N° casos	15	0	15
	Porcentaje	36,59	0,00	78,95
Trofozoitos de <i>Trichomonas</i> spp.	N° casos	4	0	4
	Porcentaje	9,76	0,00	21,05
Trofozoitos de <i>Retortamonas</i> spp.	N° casos	13	0	13
	Porcentaje	31,71	0,00	68,42

Nota: número de individuos (n)

Frecuencia de endoparásitos en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo.

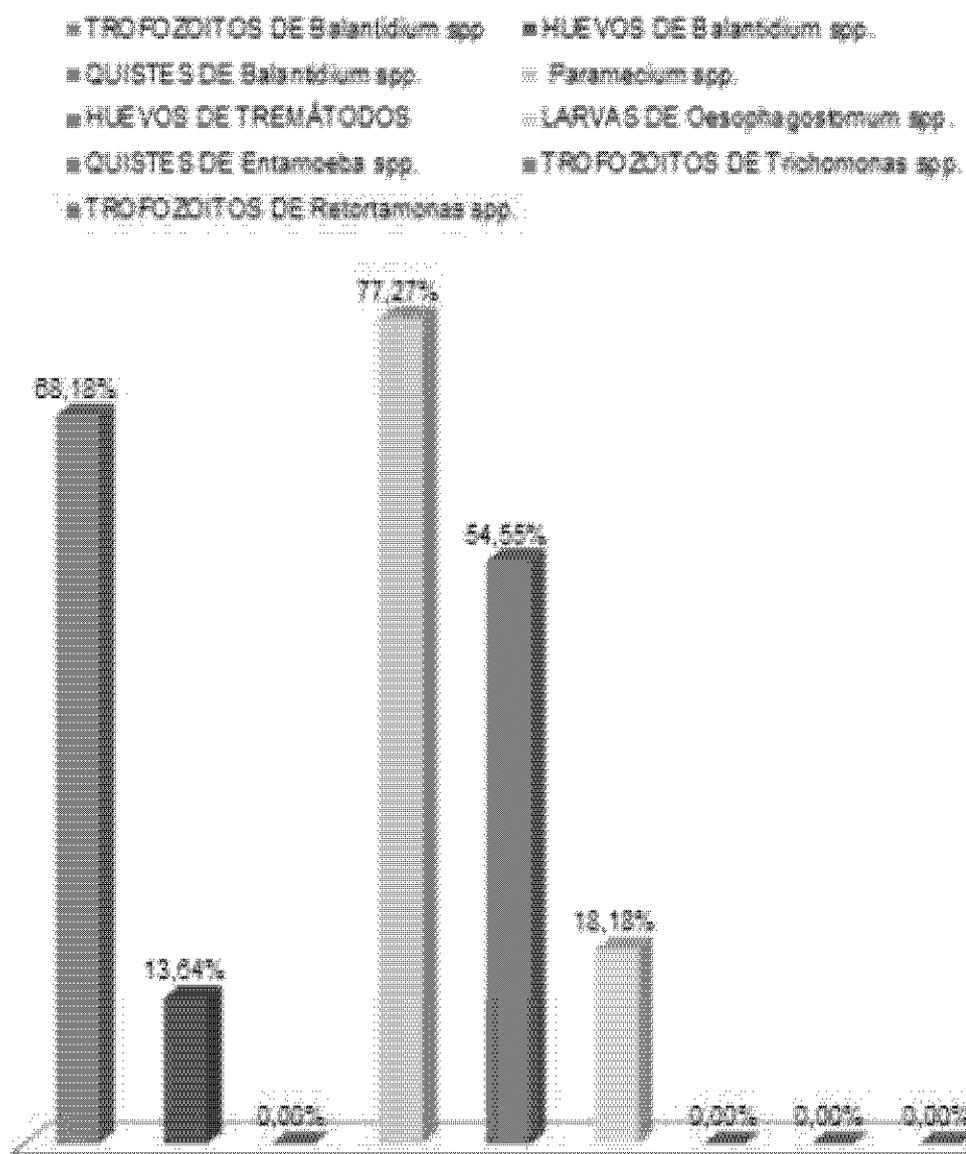
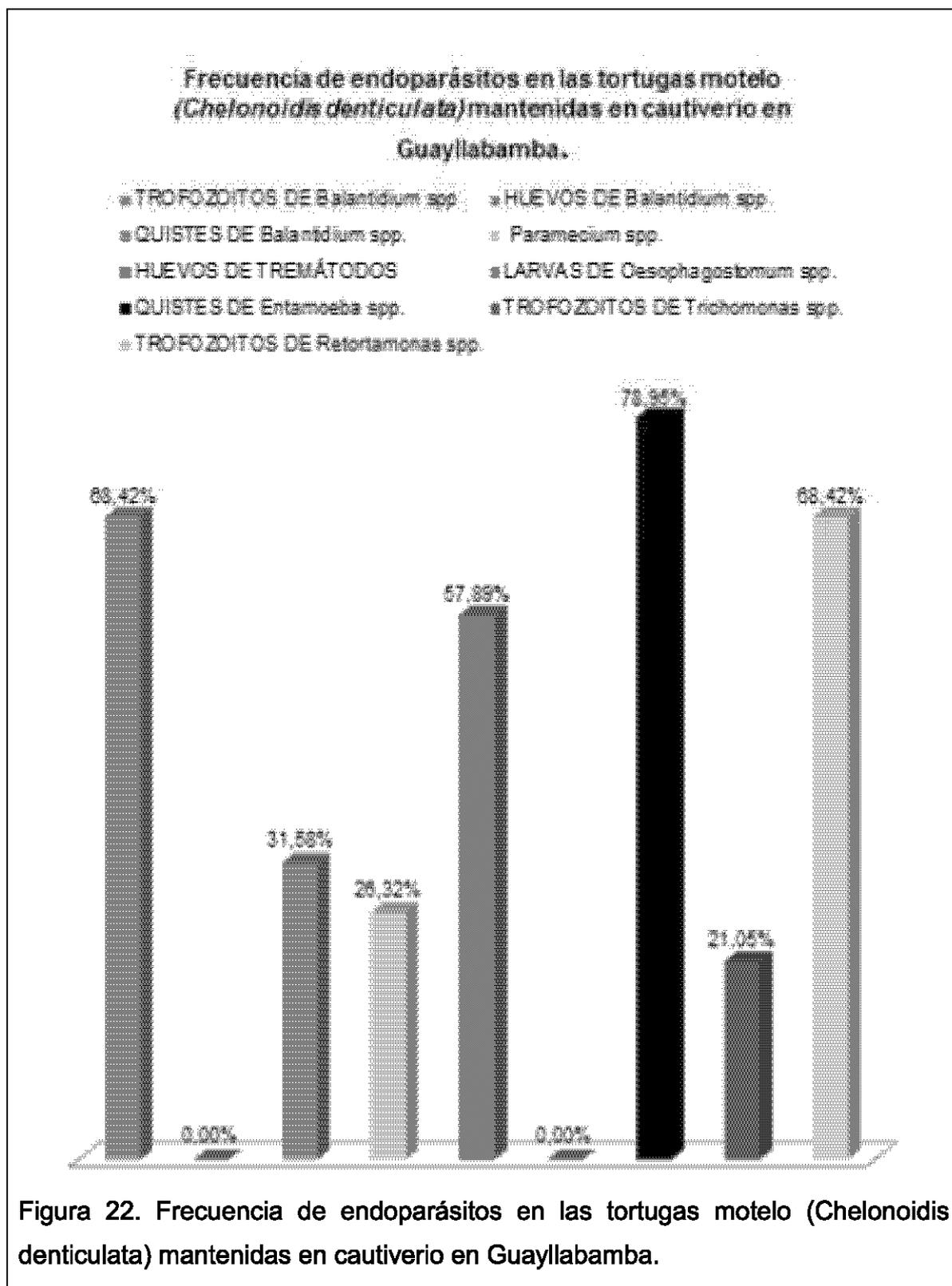


Figura 21. Frecuencia de endoparásitos en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo.



Se puede observar que los géneros de endoparásitos comunes en nuestro estudio fueron *Balantidium*, *Paramecium* spp. y tremátodos, se aprecia que en las muestras realizadas en el cantón Guayllabamba existe elevada frecuencia de presentación de *Entamoeba* spp., *Trichomona* spp. y *Retortamonas* spp, a su vez en las muestras realizadas en la ciudad de Puyo se observa la aparición de *Oesophagostomum* spp., especie que no presenta aparición en las muestras tomadas de Guayllabamba.

#### 7.8.5. Análisis examen urinario

Se obtuvieron 44 muestras de orina de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio, se realizó una evaluación cualitativa de las muestras, en la tabla 28 se presentan valores a tomar en cuenta en la evaluación de densidad y pH urinario.

Tabla 28. Valores de referencia para densidad y pH urinario de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

<b>Valores de referencia para densidad y pH urinario de las tortugas motelo (<i>Chelonoidis denticulata</i>) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo</b>					
Variable	n	Media	DE	Intervalo de referencia IC 95%	
Densidad urinaria	41	1,007	0,006	1,005	1,009
pH orina	41	7,5	0,711	7,27	7,705

Nota: número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC)

Se obtuvo una media en la densidad urinaria de  $X = 1,007$ , McArthur et al., (2007), menciona la densidad de los reptiles con un rango de 1,003 a 1,017. El pH tiene una media de  $X = 7,5$ , aunque Aguilar et al. (2010) mencionan un rango de 8 – 8,5, atribuyendo estos cambios a la dieta de cada individuo.

En el análisis químico de la muestra se verifican pocas alteraciones de ciertos analitos como se muestra la figura 23.

Frecuencia de la presencia anormal de analitos en orina en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

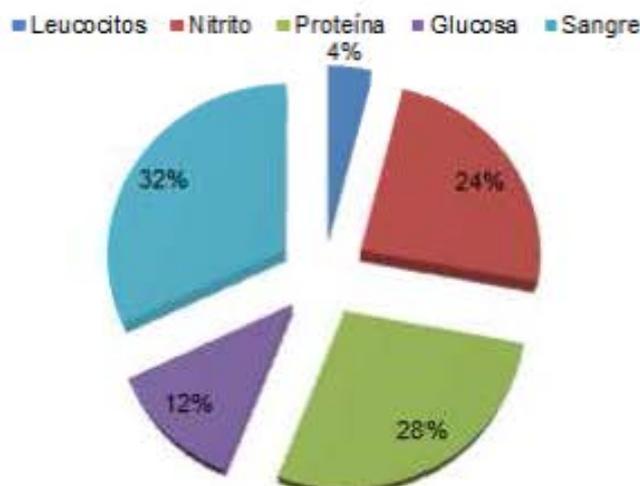


Figura 23. Frecuencia de la presencia anormal de analitos en orina en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

La tabla 29 muestra el número de individuos aparentemente sanos del total de la muestra que presentaron ciertas alteraciones en diversos analitos.

Tabla 29. Frecuencia de la presencia anormal de analitos en orina en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

Frecuencia de la presencia anormal de analitos en orina en las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

Variable	Leucocitos	Nitrito	Proteína	Glucosa	Sangre
Porcentaje	2,44	14,63	17,07	7,32	19,51
n	1	6	7	3	8

Nota: número de individuos que presentaron alteración (n)

Se puede observar que el 2,44% de individuos presentó leucocitos en orina, el 14,63% tuvo presencia de nitritos, el 17,07% proteína, el 7,32% glucosa y casi el 20% de individuos presentó sangre en orina siendo relacionada con hemoglobinuria ya que lo que se observó fue hemoglobina en la orina. Analitos como cuerpos cetónicos, bilirrubina y urobilinógeno no fueron evidenciables en ningún individuo.

#### **7.8.6. Comparación de valores obtenidos en individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos.**

Debido a la observación de signos visibles de posible enfermedad, tres individuos fueron excluidos del total del estudio para que los valores analizados no se vean alterados, sin embargo, se debe analizar si estos individuos están o no realmente enfermos o sólo cruzaban por una afección pasajera que no atentaba contra su integridad.

**7.8.6.1. Comparación de valores obtenidos en química sanguínea de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos.**

Tabla 30. Comparación de valores obtenidos en química sanguínea de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos.

<b>Comparación de valores obtenidos en química sanguínea de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos.</b>							
Variable	Media en	Media en	Intervalo de referencia IC				
	individuos	individuos	Ind 1	Ind. 2	Ind. 3	95%	
	aparentemente	aparentemente	Hembra	Macho	Hembra		
	sanos	enfermos					
Urea	39,93	56,7*	19	118	33	29,00	44,00
Creatinina	0,334	0,4333*	0,3	0,4	0,6	0,30	0,35
ALT	16,02	29,33*	29	26	33	11,00	17,00
AST	266,6	309*	155	561	212	162,50	251,00
ALKP	97,85	133,3*	84	156	160	77,00	112,00

Nota: Alanino Amino Transferasa (ALT), Aspartato Animo Transferasa (AST), Fosfatasa Alcalina (ALKP), Individuo (Ind), se utiliza \* para indicar los valores alterados elevados y \*\* para indicar valores alterados bajos.

Se puede apreciar una diferencia entre los valores de los analitos, en general las medias de los tres individuos para todos los analitos químicos están elevadas e incluso sobrepasan el intervalo de referencia propuesto, sin embargo, se procede a evaluar a los pacientes individualmente utilizando los intervalos de referencia debido al sexo, cuya comparación se presenta en la tabla 31.

Tabla 31. Comparación de valores obtenidos en química sanguínea de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos dependiendo del sexo

<b>Comparación de valores obtenidos en química sanguínea de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos dependiendo del sexo</b>							
Variable				Machos		Hembras	
				Intervalo de referencia		Intervalo de referencia	
	Ind 1	Ind. 2	Ind. 3	IC = 95%		IC = 95%	
	Hembra	Macho	Hembra				
Urea	19**	118*	33	26	59,5	26,3	44
Creatinina	0,3	0,4*	0,6*	0,3	0,35	0,3	0,4
ALT	29*	26*	33*	10,5	25	9	16
AST	155	561*	212	155	296	138	269
ALKP	84	156*	160*	84	133,5	60,5	112

Nota: Individuo (Ind), intervalo de confianza (IC), se utiliza \* para indicar los valores alterados elevados y \*\* para indicar valores alterados bajos.

**7.8.6.2. Comparación de valores obtenidos en hematología de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos.**

Tabla 32. Comparación de valores obtenidos en hematología de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos.

<b>Comparación de valores obtenidos en hematología de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos.</b>							
<b>VARIABLE</b>	Media en	Media en	Intervalo de referencia				
	individuos aparentemente sanos	individuos aparentemente enfermos	Ind 1	Ind. 2	Ind. 3	IC 95%	
HEMATOCRITO	0,261	0,2167**	0,26	0,16	0,23	0,242	0,28
HEMOGLOBINA	86,9	71,67**	86	53	76	80,56	93,24
ERITROCITOS	0,486	0,45	0,47	0,28	0,6	0,451	0,522
VGM	540,3	502,3**	553	571	383	519,7	560,9
CGMH	332,02	330,33**	330	331	330	331,5	332,5
PT	50,63	47,33	54	44	44	46,57	54,7
LEUCOCITOS	1,999	1,383**	1,1	2,6	0,45	1,758	2,24
HETERÓFILOS	0,877	0,793	0,62	1,51	0,25	0,74	1,013

AZURÓFILOS	0,219	0,1233**	0,02	0,31	0,04	0,175	0,263
LINFOCITOS	0,436	0,243**	0,22	0,47	0,04	0,366	0,507
MONOCITOS	0,08	0,1	0	0,26	0,04	0,05	0,1
EOSINÓFILOS	0,251	0,09**	0,15	0,05	0,07	0,198	0,303
BASÓFILOS	0,137	0,03**	0,09	0	0,01	0,09	0,155

Nota: intervalo de confianza (IC), volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT), individuo (Ind.), se utiliza \* para indicar los valores alterados elevados y \*\* para indicar valores alterados bajos.

Se observa valores alterados de las media de los tres individuos aparentemente enfermos para hematocrito, hemoglobina, azurófilos, linfocitos, eosinófilos y basófilos, sin embargo, se procede a la evaluación individual, para verificar dichas alteraciones, la tabla 33 presenta la comparación mencionada.

Tabla 33. Comparación de valores obtenidos en hematología de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos en función del sexo.

**Comparación de valores obtenidos en hematología de individuos aparentemente sanos vs individuos aparentemente enfermos en función del sexo.**

VARIABLE	Ind 1	Ind. 2	Ind. 3	Machos		Hembras	
	Hembra	Macho	Hembra	Intervalo de referencia IC 95%		Intervalo de referencia IC 95%	
HEMATOCRITO	0,26	0,16**	0,23	0,255	0,305	0,217	0,273
HEMOGLOBINA	86	53**	76	84,5	101,5	72,13	91
ERITROCITOS	0,47	0,28**	0,6*	0,484	0,58	0,404	0,498
VGM	553	571*	383**	511,8	560,3	511,6	575,5
CGMH	330	331	330	331	332,5	331,5	333
PT	54	44*	44	50,04	58,85	41,47	53,83
LEUCOCITOS	1,1**	2,6*	0,45**	1,59	2,232	1,715	2,42
HETERÓFILOS	0,62**	1,51*	0,25**	0,664	1,05	0,698	1,087
AZURÓFILOS	0,02**	0,31*	0,04**	0,09	0,275	0,195	0,293
LINFOCITOS	0,22**	0,47	0,04**	0,333	0,55	0,337	0,528
MONOCITOS	0**	0,26	0,04	0,052	0,122	0,035	0,1

EOSINÓFILOS	0,15**	0,05**	0,07**	0,157	0,313	0,19	0,335
BASÓFILOS	0,09	0**	0,01**	0,073	0,136	0,09	0,195

Nota: intervalo de confianza (IC), volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT), individuo (Ind.), se utiliza \* para indicar los valores alterados elevados y \*\* para indicar valores alterados bajos.

### **7.8.6.3. Evaluación individuos aparentemente enfermos**

Con las comparaciones realizadas podemos iniciar una evaluación individual de las tortugas muestreadas que presentaban signos visibles de aparente enfermedad, los resultados laboratoriales hematológicos, de química sérica, urianálisis y examen coproparasitario se presentan en los anexos 12, 13, 14 y 15 respectivamente, de acuerdo con lo observado podemos decir que:

Individuo 1, hembra, procedencia Puyo: en su examen clínico el individuo presentó una afección en el caparazón, aparente apatía y disminución en su ingesta normal de alimentos, sin embargo, su evaluación laboratorial indica alteraciones debidas al estrés, y sus alteraciones en química sérica pueden sugerir dietas pobres en proteína.

Individuo 2, macho, procedencia Guayllabamba: en su examen clínico el individuo presentó diarrea, mencionándose por el establecimiento la persistencia de la misma durante 4 semanas, inapetencia y baja gradual de peso; su examen laboratorial es consistente con anemia, estrés e inflamación debido a los síntomas y posiblemente a la manipulación, su examen de química sérica demuestra alteración en ciertos analitos debidos a la inanición (urea) e incluso a una posible infección hepática o renal debida a virus o bacterias, la presencia de nitritos, proteínas y sangre en orina corroboran que existe algún tipo de infección o alteración renal.

Individuo 3, hembra, procedencia Guayllabamba: sus signos son inapetencia (un mes sin ingerir alimento), baja de peso y apatía, se observa alteraciones laboratoriales debido al estrés y alteraciones en química sérica que sugieren afección renal relacionando esto con lo observado en el análisis de orina, donde existe la presencia de nitritos y proteínas.

### **7.9. Resumen de resultados**

En general los individuos testeados, incluyendo aquellos que presentaron ciertas alteraciones a la evaluación clínica, se muestran dentro de los valores referenciales que nos presenta Cabrera et al (2008) en su estudio, pudiendo

verificar un estado de salud favorable para los individuos examinados en este estudio.

No se realizó una comparación de los datos obtenidos con los datos biológicos proporcionados por ISIS, 1999 para la tortuga *Geochelone carbonaria* debido a la amplitud entre los valores de referencia presentados.

El documento representa un estudio inicial de los valores de referencia para los individuos mantenidos en cautiverio en los establecimientos participantes, teniendo como valores generales para ambos establecimientos las siguientes medias: hematocrito 0,26 (L/L); hemoglobina 86,9 (g/L); eritrocitos 0,48 ( $10^{12}/L$ ); VGM 540,3 (fL); CGMH 332 (g/L); proteínas totales 50,63 (g/L); leucocitos 1,99 ( $10^9/L$ ); heterófilos 0,87 ( $10^9/L$ ); azurófilos 0,21 ( $10^9/L$ ); linfocitos 0,43 ( $10^9/L$ ); monocitos 0,08 ( $10^9/L$ ); eosinófilos 0,25 ( $10^9/L$ ); basófilos 0,13 ( $10^9/L$ ); urea 39,9 (mg/dL); creatinina 0,33 (mg/dL); ALT 16 (U/L); AST 266 (U/L); ALKP 97,8 (U/L).

Los valores de referencia de química sanguínea no presentaron diferencias significativas en cuanto al sexo del individuo, para los valores hematológicos se encontró diferencias significativas en eritrocitos tanto para machos como para hembras.

Para cada establecimiento se realizó la determinación de intervalos de referencia específicos y se verificó que existe diferencias significativas entre: urea, creatinina, hematocrito, hemoglobina, eritrocitos, proteínas totales y eosinófilos, por lo que es importante tomarlos en cuenta en evaluaciones dependiendo de la región en la que se encuentre el paciente.

Tres individuos presentaron alteraciones a la evaluación clínica previa a la toma de muestras. Sus valores laboratoriales fueron comparados con los referenciales obtenidos para cada establecimiento por lo que podemos decir que en el individuo 1, hembra (procedencia Puyo) se observan alteraciones debidas al estrés, y alteraciones en química sérica las mismas que pueden sugerir dietas pobres en proteína. En el individuo 2, macho (procedencia Guayllabamba) se observa un examen laboratorial consistente con anemia,

estrés, su examen de química sérica demuestra alteración en ciertos analitos debidos a la inanición e incluso a una posible infección hepática o renal debida a virus o bacterias, la presencia de nitritos, proteínas y sangre en orina corroboran que existe algún tipo de infección o alteración renal. En el individuo 3, hembra (procedencia Puyo) se observan alteraciones laboratoriales debido al estrés y alteraciones en química sérica que sugieren afección renal, relacionando esto con lo observado en el análisis de orina, donde existe la presencia de nitritos y proteínas.

El 10% de la población presentó gametocitos de hemoparásitos en la evaluación celular, sin embargo, según la literatura, generalmente no llegan a ser microorganismos patógenos para el individuo (Copette-Sierra, 2013), llama la atención la procedencia de las muestras parasitadas, encontrándose individuos positivos en muestras procedentes de la zona sierra.

En los individuos testeados existe ciertos géneros de endoparásitos que se presentan con mayor frecuencia que otros, teniendo así al género *Balantidium* spp. (90%: 68,29% trofozoitos de *Balantidium*, 7,32% huevos de *Balantidium*, 14,63% quistes de *Balantidium*), *Paramecium* spp (53,66%). y tremátodos (56,10%) como los más frecuentes, seguidos de *Entamoeba* spp. (36,59%), *Retortamonas* spp. (31,71%), *Oesophagostomum* spp. (9,76) y *Trichomonas* spp. (9,76%).

Se observó cierta diferencia en la frecuencia de presentación de endoparásitos correspondientes a la región de origen de los individuos testeados, en las muestras de los individuos provenientes de la zona oriental o región amazónica no se observa géneros como *Entamoeba* spp, *Trichomonas* spp. y *Retortamonas* spp., especies que si son identificables en muestras de individuos provenientes del establecimiento ubicado en la sierra ecuatoriana, a su vez el género *Oesophagostomum* spp. se encuentra presente, aunque en bajo porcentaje, en muestras provenientes de la zona oriental, siendo no identificable en muestras provenientes de la región sierra.

En el examen químico urinario se promedió la densidad urinaria de los individuos cuya media fue de 1,007, encajando en los rangos propuestos por otros autores como McArthur, et al. (2007) cuyo rango de densidad urinaria para reptiles es de 1,003 a 1,017, el pH de la orina de los individuos muestreados está por debajo del rango que propone Aguilar et al., (2010), de 8 – 8,5, las muestras evaluadas dieron como resultado una media de 7,5, resultado que puede provenir de la dieta que estos individuos ingieren, se evidenció de igual manera que el 2,44% de individuos presentó leucocitos en orina, el 14,63% tuvo presencia de nitritos, el 17,07% proteína, el 7,32% glucosa y casi el 20% de individuos presentó sangre en orina siendo relacionada con hemoglobinuria, ya que lo que se observó fue hemoglobina en la orina, pudiendo mencionar que en menos del 25% de la población muestreada se observan valores anormales de analitos en orina, pudiendo deberse a posibles alteraciones del tracto urinario, sin embargo, como lo menciona Aguilar et al. (2010) esto no puede tomarse como un indicador definitivo de enfermedad.

En general las condiciones de cautiverio cubren por encima del 50% las necesidades de los individuos, sin embargo, es imprescindible tratar de satisfacerlas en su totalidad, se recomienda tener en cuenta el factor ambiental para cualquier tipo de acción médica a realizarse.

## CONCLUSIONES

Los intervalos de referencia presentados representan una investigación inicial de información biológica específica para la especie *Chelonoidis denticulata* en el Ecuador; pudiendo ser utilizados como base para futuras investigaciones; los valores referenciales obtenidos son aún más propios de los establecimientos participantes, para lo cual cada uno de los mismos cuenta con un informe propio con el fin de que se pueda llevar a cabo controles específicos a cada uno de los individuos que albergan.

Se logró establecer los rangos de referencia de analitos biológicos para las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio, ubicadas en la parroquia Guayllabamba-Quito y la ciudad del Puyo-Pastaza, siendo este estudio el punto base de ayuda al médico veterinario en la consulta diaria, e incluso sirviendo de punto de partida para futuras investigaciones.

Ciertos analitos biológicos y la frecuencia de aparición de endoparásitos y hemoparásitos mostraron mayor variabilidad debido a condiciones ambientales que las obtenidas por el sexo de los individuos.

A pesar de la obtención de orina estéril, los datos obtenidos no se deben tomar como valor diagnóstico total sin antes verificar analitos biológicos e incluso la previa revisión clínica del individuo

Si bien no se cumple al ciento por ciento los estándares de cautividad sugeridos según la bibliografía, los individuos muestreados se encuentran en correcto estado sanitario, es decir, no padecen ningún tipo de patología que atente contra su integridad, salvo ciertas complicaciones pasajeras, en su mayoría debidas al estrés del cautiverio.

## RECOMENDACIONES

Se recomienda la realización de un seguimiento de enfermedades de quelonios, en caso de que exista notificación de la presencia de cierta afección o alguna patología, para obtener mayor información no sólo del proceso de la enfermedad sino también de las variaciones orgánicas que llega a producir.

Al ser este estudio el inicio de una colección de datos de referencia e incluso de frecuencia para esta especie, se sugiere la realización de un estudio de analitos bioquímicos importantes como calcio, fósforo, potasio, sodio, colesterol, triglicéridos y glucosa para poder dictaminar, con un porcentaje mayor de seguridad, las enfermedades que se pueden observar en esta especie.

Sería de vital importancia el levantamiento de datos e incluso de evaluación sanitaria de la tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) en vida silvestre, para compararla con los datos de los individuos que se encuentran en cautiverio.

Es de vital importancia el poder establecer la fauna parasitaria normal de los individuos para reconocer casos de parasitosis y poder tomar las precauciones adecuadas.

Se recomienda evaluar diferentes métodos de extracción de orina, para conocer la veracidad de los mismos, y poseer técnicas o procedimientos estandarizados a seguir.

El presente estudio servirá como punto de partida para la evaluación, diagnóstico y seguimiento del estado de salud de este reptil, sin embargo, estudios más profundos y multidisciplinarios son recomendados para inferir su estado de conservación.

## REFERENCIAS

- Aguilar, J. (2003). Mantenimiento de animales silvestres en cautividad. En Recuerda, P., Moyano, R. y Castro, F. II Curso sobre Bienestar Animal: experimentación, producción, compañía y zoológicos 2003, febrero. Córdoba: España. Recuperado de: [http://www.uco.es/grupos/etologia/INVESTIGACION/Publicaciones/libro\\_bienestar\\_animal.pdf](http://www.uco.es/grupos/etologia/INVESTIGACION/Publicaciones/libro_bienestar_animal.pdf) el 4 de diciembre de 2013.
- Aguilar, R., Hernández, S., Divers, S. y Perpiñan, D. (2010). Atlas de medicina de animales exóticos. 2da Ed. INTERMÉDICA. Buenos Aires: Argentina.
- Animal care & management (s.f). Recuperado de: <https://www.aza.org/> el 8 de diciembre de 2013.
- Arrivillaga, J. y Caraballo, V. (2009). Medicina de la Conservación. Biomed, 20, 55 - 65. Recuperado de <http://www.revbiomed.uady.mx/pdf/rb092017.pdf> el 14 agosto de 2014.
- Barragán, K. (2002). Enfermedades de reptiles y anfibios. Boletín GEAS, 3 (2), 19 – 27. Recuperado de <http://www.veterinariosvs.org/redvvs/recursosredvvs/docus/EnfRepAnf.pdf> el 15 de agosto de 2014.
- Brotóns, N. (2001). Técnicas diagnósticas y terapéuticas. En. Canis et Felis. Patología de reptiles, (Monografía), (49), 6-18, ISSN 1133-2751.
- Cabrera, M. Li, O., Gálvez, H., Sánchez, N. y Rojas, G. (2011). Valores hematológicos de la tortuga motelo (*Geochelone denticulata*) mantenida en cautiverio. Rev. Inv Vet Perú, 22 (2). Recuperado de <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v22n2/a10v22n2.pdf> el 9 de noviembre de 2013.
- Carvajal-Campos, A. y Rodríguez-Guerra, A. (2014). *Chelonoidis denticulata*. Recuperado de

<http://zoologia.puce.edu.ec/Vertebrados/reptiles/FichaEspecie.aspx?Id=1813> el 12 de diciembre de 2014.

- Castañeda, H. (2011). Determinación de la prevalencia y periodo de re-infestación de entero-parásitos en reptiles y aves silvestres del zoológico de Quito en Guayllabamba. (Tesis de grado). Universidad de las Américas, facultad de ingeniería y ciencias agropecuarias, Quito, Ecuador.
- Castro, F. (2003). Estrés y bienestar animal. En Recuerda, P., Moyano, R. y Castro, F. II Curso sobre Bienestar Animal: experimentación, producción, compañía y zoológicos 2003, febrero. Córdoba: España. Recuperado de: [http://www.uco.es/grupos/etologia/INVESTIGACION/Publicaciones/libro\\_bienestar\\_animal.pdf](http://www.uco.es/grupos/etologia/INVESTIGACION/Publicaciones/libro_bienestar_animal.pdf) el 4 de diciembre de 2013.
- Copete Sierra, M., Ramírez, G. y Osorio, J. (2013). Principales helmintos encontrados en un centro de fauna cautiva en Colombia. Boletín Científico Centro De Museos, 17 (1), 251 – 257. Recuperado de [http://200.21.104.25/boletincientifico/downloads/Boletin\(17\)1\\_20.pdf](http://200.21.104.25/boletincientifico/downloads/Boletin(17)1_20.pdf) el 20 de agosto de 2014.
- Copete-Sierra, M. (2013). Aspectos generales de la evaluación hematológica en fauna silvestre y no convencional. Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional, 9 (1), Colombia. Recuperado el 10 de enero de 2013 de <http://veterinariosvs.org/pub/index.php/cima/article/view/126>
- Eco Zoológico San Martín. (s,f). Reptiles: Tortuga Motelo. Recuperado de [http://www.zoosanmartin.8m.com/zoo\\_reptilmotelo.htm](http://www.zoosanmartin.8m.com/zoo_reptilmotelo.htm) el 10 de Julio de 2014.
- Eskildsen E. (s.f). Generalidades de los tremátodos. Recuperado de <http://www.telmeds.org/wp->

content/uploads/2013/05/APUNTE\_GU%C3%8DA\_DE\_PARASITOLOG%C3%8DA\_12\_y\_13.pdf el 13 de Agosto de 2014.

- García, I., Muñoz, B., Aguirre, A., Polo, I., García, A. y Refoyo, P. (2009). Manual de laboratorio de parasitología. *Reduca (Biología)*, 2 (5), 1 – 36, ISSN: 1989-3620. Recuperado de <http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/viewFile/805/819> el 17 de agosto de 2014.
- García, S. (2011). Estudio sanitario – productivo de la afección endoparasitaria por céstodos en ovinos mestizos. (Tesis de grado). Escuela superior Politécnica de Chimborazo, Ecuador. Recuperado de <http://dspace.esepoch.edu.ec/bitstream/123456789/1043/1/17T01007.pdf> el 20 de agosto de 2014.
- García, V. (2013). Frecuencia de parásitos de reptiles en cautiverio en diferentes colecciones del estado de Morelos. (Tesis de Grado). Universidad Autónoma del estado de Hidalgo, México. Recuperado de [http://repository.uaeh.edu.mx/bitstream/bitstream/handle/123456789/1245/Tesis\\_Frecuencia%20de%20Parasitos%20en%20reptiles.%20VERONICA%20GARCIA.pdf?sequence=1](http://repository.uaeh.edu.mx/bitstream/bitstream/handle/123456789/1245/Tesis_Frecuencia%20de%20Parasitos%20en%20reptiles.%20VERONICA%20GARCIA.pdf?sequence=1) el 20 de agosto de 2014.
- Gómez, M. y Montes, M. (s.f). Manejo de nemátodos endoparásitos: Proyecciones Futuras, FAO. Recuperado de <http://www.fao.org/docs/eims/upload/cuba/1054/cuf0018s.pdf> el 11 de Agosto de 2014.
- International Species Information System (ISIS). (1999). Valores hematológicos de la tortuga *Geochelone carbonaria*.
- Jepson, L. (2011). Medicina de animales exóticos. ELSEVIER. España.
- Jiménez, J., Domingo, R., Crosta, L. y Martínez, A. (2009). Manual clínico de animales exóticos. MULTIMÉDICA S.A. Barcelona: España.

- Julca, R., Casas, E., Chavera, A., Sánchez, L., Sánchez, N. y Batalla, L. (2014). Descripción anatomopatológica de lesiones por helmintos gastrointestinales en tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*). *Revista de investigaciones veterinarias del Perú*, 25 (1), 37 – 50, ISSN: 1682-3419. Recuperado de [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172014000100004&script=sci\\_arttext](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172014000100004&script=sci_arttext) el 13 de agosto de 2014.
- Lara, M., Riosmena, R. y López, J. (2011). *Determinación del estado de salud de las tortugas marinas*. México, Editorial Académica Española, ISBN: 978-3-659-02903-5. Recuperado de <file:///C:/Users/Usuario/Downloads/Lara-Uc%20et%20al%202012.pdf> el 3 de mayo de 2014.
- López-Olvera, J., Montané, J., Ignasi, M., Martínez-Silvestre, A., Soler, J. y Lavín, S. (2003). Effect of venipuncture site on hematologic and serum biochemical parameters in marginated tortoise (*Testudo marginata*). *Journal of Wildlife Diseases*, 39(4), 830 - 836. Recuperado de <http://www.jwildlifedis.org/doi/pdf/10.7589/0090-3558-39.4.830> el 17 de julio de 2014.
- Martínez – Silvestre, A., Lavín, S. y Cuenca, R. (2011). Hematología y citología sanguínea en reptiles, *A.V.E.P.A*, 31 (3), 131 - 141 Recuperado de <http://www.amasquefa.com/uploads/109173.pdf> el 19 junio de 2014.
- Martínez, E. (s.f). *Laboratorio clínico en fauna silvestre. Memorias*. Zoológico de Cali, Colombia.
- McArthur, S., Wilkinson, R. y Barrows, M. (2007). *Tortugas terrestres y acuáticas*. En Meredith, A.y Redobre, J. *Manual de animales exóticos*. 4ta Ed. Ediciones S. Barcelona: España.
- Monsalve, S. (2013). Metodologías para la colecta de muestras en fauna silvestre in situ. *Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional*, Colombia, 9 (2). Recuperado de

<http://veterinariosvs.org/pub/index.php/cima/article/view/137> el 10 de enero de 2014

O'Malley, B. (2007). Anatomía y fisiología clínica de animales exóticos: estructura y funcionamiento de mamíferos, aves, reptiles y anfibios. SERVET. Zaragoza: España.

Páez, V., Morales, M., Lasso, C., Castaño, O. y Bock B. (Editores). (2012). Biología y Conservación de las Tortugas Continentales de Colombia. Serie Editorial Recursos Hidrobiológicos y Pesqueros Continentales de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH). Bogotá, D. C., Colombia, 528 pp, ISBN: 978-958-8343-77-8. Recuperado de:  
[https://www.google.com.ec/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&cad=rja&uact=8&ved=0CCUQFjAA&url=http%3A%2F%2Fcolombia.wcs.org%2FDesktopModules%2FBring2mind%2FDMX%2FDownload.aspx%3FEntryId%3D13515%26PortalId%3D113%26DownloadMethod%3Dattachment&ei=1ti\\_VPjFFMqwggTuyoKoCA&usg=AFQjCNE33fq6tv45Yfxdk1wil0-HDufDOW&sig2=tRiiVjAjyf2Xmv1roLJq6A&bvm=bv.83829542,bs.1,d.aWw](https://www.google.com.ec/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&cad=rja&uact=8&ved=0CCUQFjAA&url=http%3A%2F%2Fcolombia.wcs.org%2FDesktopModules%2FBring2mind%2FDMX%2FDownload.aspx%3FEntryId%3D13515%26PortalId%3D113%26DownloadMethod%3Dattachment&ei=1ti_VPjFFMqwggTuyoKoCA&usg=AFQjCNE33fq6tv45Yfxdk1wil0-HDufDOW&sig2=tRiiVjAjyf2Xmv1roLJq6A&bvm=bv.83829542,bs.1,d.aWw) el 9 de diciembre de 2013.

Parásitos en tortugas. (2013). Clínica veterinaria Vivaria. Recuperado de <http://www.vetvivaria.com/parasitos-en-tortugas/> el 13 de agosto de 2014.

Pérez de Cuadros, L., (s,f). Jornadas científicas sobre patología, biología y manejo de animales exóticos. Recuperado de [https://www.google.com.ec/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&cad=rja&uact=8&ved=0CBwQFjAA&url=http%3A%2F%2Frevistas.ucm.es%2Findex.php%2FRCCV%2Farticle%2Fdownload%2F37991%2F36752&ei=jNq\\_VKv4CoTYgwSzx4HQCQ&usg=AFQjCNHV4xCQ0orATNbJQS08Eyw778y17A&sig2=4FNYPMEqx2lesaH9YHVR6g](https://www.google.com.ec/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&cad=rja&uact=8&ved=0CBwQFjAA&url=http%3A%2F%2Frevistas.ucm.es%2Findex.php%2FRCCV%2Farticle%2Fdownload%2F37991%2F36752&ei=jNq_VKv4CoTYgwSzx4HQCQ&usg=AFQjCNHV4xCQ0orATNbJQS08Eyw778y17A&sig2=4FNYPMEqx2lesaH9YHVR6g) el 6 de mayo 2014.

Quitoambiente.com.ec (s.f). Atlas ambiental del distrito metropolitano de quito.

Recuperado de

<http://www.quitoambiente.com.ec/index.php/documentos-cambio-climatico/finish/4-cambio-climatico/24-el-clima-en-el-distrito-metropolitano-de-quito> el 5 de octubre de 2014.

Quitozoo.org (s.f). Geochelone denticulata. Recuperado de:

<http://www.quitozoo.org/index.php/zoo/animales/reptiles/140-motelo> el 9 de noviembre de 2013.

Romero, L. (2012). Lugares de extracción de sangre y anticoagulantes en reptiles. Mundo Reptil. Recuperado de

<http://www.mundoreptil.com/content.php?r=311-Lugares-de-extracci%F3n-de-sangre-y-anticoagulantes-en-reptiles> el 3 junio de 2014.

Ruíz – Rodríguez, J. (2013). Aproximación al análisis de bioquímica sanguínea y uroanálisis en animales silvestres y especies no convencionales. Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional. 9 (1). Recuperado de <http://veterinariosvs.org/pub/index.php/cima/article/view/128> el 11 de diciembre de 2014.

Salizar, P. y Sánchez, L. (2007). Nuevos registros de nemátodos en dos especies de tortugas (Reptilia: Testudines) en el Perú. Neotropical Helminthology, 1 (1), 43 – 45. Recuperado de

<http://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/neohel/v1n1/pdf/a07v1n1.pdf> el 5 de mayo de 2014.

Sarmiento, L., Tantaleán, M. y Huiza, A. (s.f). Nemátodos parásitos del hombre y de los animales en Perú. Recuperado de

[http://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/parasitologia/v14\\_n1-2/pdf/a02v14n1-2.pdf](http://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/parasitologia/v14_n1-2/pdf/a02v14n1-2.pdf) el 10 de Agosto de 2014.

- Sixtos, C. (s.f). Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitoscópicos. Virbac al día, 24. Recuperado de <http://www.webveterinaria.com/virbac/news25/compania.pdf> el 5 de julio de 2014.
- Soler, J. y Martínez – Silvestre, A. (2008). Manejo y alimentación de tortugas y galápagos en cautividad. Consulta difus vet, 147, 33 – 41. Recuperado de [http://www.amasquefa.com/uploads/Soler\\_\\_\\_Mart\\_nez\\_CONSULTA\\_vol.16\\_\\_n\\_\\_147.\\_2008353.pdf](http://www.amasquefa.com/uploads/Soler___Mart_nez_CONSULTA_vol.16__n__147._2008353.pdf) el 3 de noviembre de 2014.
- Troiano, J. (2013). Colecta de muestras sanguíneas en reptiles. Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional, 9 (1). Recuperado el 10 de enero de 2014 de <http://veterinariosvs.org/pub/index.php/cima/article/view/129>
- Troiano, J. y Silva M. (1998). Valores hematológicos de referencia en tortuga terrestre argentina (*Chelonoidis chilensis chilensis*). Analecta veterinaria, 18, 1/2: 47- 51. Recuperado el 14 de diciembre de 2014 de <http://www.consultoraseb.com.ar/images/manuales/hematologia%20chelonoidis.pdf> el 4 de septiembre de 2014.
- Uribarren, T. (2014). Generalidades de nemátodos. Universidad nacional autónoma de México. Recuperado de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/nematodos-generalidades.html> el 12 de Agosto de 2014.
- Wobeser, G. (2006). Fundamentos de las enfermedades de los animales silvestres. ACRIBIA S.A. Oxford: UK.

## **ANEXOS**

**Anexo 1. Análisis de varianza de valores de bioquímica sérica para tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) en función del sexo mediante ANOVA un solo factor.**

**Análisis de varianza de valores de bioquímica sérica para tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) en función del sexo mediante ANOVA un solo factor.**

Parámetro	Media Cuadrática	F	p<0,05
Urea	385	0,63	0,433
Creatinina	0,0013	0,12	0,727
ALT	306	1,73	0,196
AST	57187	0,51	0,48
ALKP	3829	1,48	0,231

Nota: Alanino Amino Transferasa (ALT), Aspartato Animo Transferasa (AST), Fosfatasa Alcalina (ALKP), prueba de Fisher (F), valor  $p < 0,05$  significativo.

No se encontró datos significativos en analitos bioquímicos dependiendo del sexo de los individuos.

**Anexo 2. Análisis de varianza de valores hematológicos para tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) en función del sexo mediante ANOVA un solo factor.**

**Análisis de varianza de valores hematológicos para tortuga motelo (*Chelonoidis denticulata*) en función del sexo mediante ANOVA un solo factor.**

Parámetro	Media Cuadrática	F	p<0,05
Hematocrito	0,01383	3,86	0,057
Hemoglobina	1492	3,71	0,061
Eritrocitos*	0,0659	5,41	0,025
VGM	569	0,12	0,728
CGMH	5,48	2,34	0,134
PT	466	2,76	0,105
Leucocitos	0,247	0,39	0,535
Heterófilos	0,013	0,06	0,802
Azurófilos	0,0331	1,65	0,207
Linfocitos	0,009	0,02	0,898
Monocitos	0,00153	0,28	0,603
Eosinófilos	0,0077	0,25	0,617
Basófilos	0,0331	2,08	0,158

Nota: Volumen globular medio (VGM), Concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT), prueba de Fisher (F), valor  $p < 0,05$  significativo, se utiliza \* para indicar que un valor es significativo.

**Anexo 3. Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo.**

**Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo.**

VARIABLE	n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia	
					IC = 95%	
UREA*	22	46	50,727	29,410	38,440	63,020
CREATININA*	22	0,4	0,372	0,099	0,350	0,400
ALT **	22	11	14,090	11,150	8,500	19,000
AST **	22	212,5	246,136	123,600	184,000	288,000
ALKP **	22	95	106,500	42,590	86,000	125,000

Nota: las unidades utilizadas para \* es miligramo por decilitro (mg/dL) y para \*\* es unidades internacionales por litro (U/L), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), Alanino Amino Transferasa (ALT), Aspartato Animo Transferasa (AST), Fosfatasa Alcalina (ALKP).

**Anexo 4. Intervalos de referencia de analitos bioquimicos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo, dependiendo del sexo.**

**Intervalos de referencia de analitos bioquimicos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo, dependiendo del sexo.**

VARIABLE	Machos						Hembras					
	n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia		n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia	
					IC = 95%	IC = 95%					IC = 95%	IC = 95%
UREA *	12	43,500	51,083	9,840	45,520	56,650	10	51	50,300	24,440	35,150	65,450
CREATININA*	12	0,700	0,367	0,023	0,300	0,400	10	0,4	0,380	0,123	0,304	0,456
ALT **	12	13,000	17,750	3,850	15,570	19,930	10	10	9,700	5,760	6,130	13,270
AST **	12	193,500	241,250	39,000	161,000	334,000	10	237,5	252,000	114,900	180,800	323,200
ALKP**	12	100,500	105,593	10,800	99,470	111,690	10	90,5	107,600	50,200	76,500	138,700

Nota: las unidades utilizadas para \* es miligramo por decilitro (mg/dL) y para \*\* es unidades internacionales por litro (U/L), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), Alanino Amino Transferasa (ALT), Aspartato Animo Transferasa (AST), Fosfatasa Alcalina (ALKP).

**Anexo 5. Valores hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo.**

**Valores hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo.**

VARIABLE	n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia	
					IC 95%	
HEMATOCRITO*	22	0,28	0,289	0,047	0,270	0,309
HEMOGLOBINA**	22	93	93,136	15,930	89,480	102,790
ERITROCITOS ***	22	0,55	0,534	0,105	0,490	0,578
VGM ****	22	537	547,545	63,800	520,900	574,200
CGMH**	22	332	332,090	1,660	331,500	332,500
PT **	22	59	57,272	10,540	52,870	61,680
LEUCOCITOS*****	22	2,3	2,154	0,695	1,864	2,445
HETERÓFILOS*****	22	0,825	0,958	0,464	0,765	1,152
AZURÓFILOS *****	22	0,235	0,230	0,143	0,171	0,290
LINFOCITOS *****	22	0,44	0,427	0,199	0,344	0,510
MONOCITOS*****	22	0,065	0,072	0,057	0,049	0,097
EOSINÓFILOS *****	22	0,3	0,325	0,178	0,251	0,400
BASÓFILOS *****	22	0,15	0,140	0,069	0,112	0,169

Nota: las unidades utilizadas para \* es litro por litro (L/L), para \*\* es gramo por litro (g/L), para \*\*\* es  $10^{12}$  por litro ( $10^{12}/L$ ), para \*\*\*\* es fentolitro (fL), para \*\*\*\*\* es  $10^9$  por litro ( $10^9/L$ ), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT).

**Anexo 6. Valores hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Puyo, dependiendo del sexo.**

Valores hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo ( <i>Chelonoidis denticulata</i> ) mantenidas en cautiverio en Puyo, dependiendo del sexo.												
VARIABLE	Machos						Hembras					
	n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia		N	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia	
					IC 95%	IC 95%					IC 95%	IC 95%
HEMATOCRITO*	12	0,28	0,292	0,053	0,263	0,323	10	0,280	0,285	0,045	0,2572	0,3128
HEMOGLOBINA **	12	0,93	97,166	17,850	87,070	107,270	10	93,000	94,900	15,240	85,45	104,35
ERITROCITOS ***	12	0,555	0,555	0,116	0,490	0,621	10	0,485	0,508	0,094	0,4496	0,5664
VGM ****	12	532,5	531,416	54,000	500,900	562,000	10	572,000	566,900	66,300	525,8	608
CGMH **	12	332	331,750	1,140	331,105	332,395	10	332,000	332,500	1,930	331,304	333,696
PROTEINAS TOTALES**	12	62	59,000	6,580	55,280	62,720	10	53,000	55,200	12,740	47,3	63,1
LEUCOCITOS *****	12	2,15	1,966	0,615	1,619	2,315	10	2,600	2,380	0,687	1,954	2,806
HETERÓFILOS*****	12	0,825	0,878	0,421	0,640	1,117	10	0,870	1,054	0,479	0,757	1,351
AZURÓFILOS*****	12	0,2	0,214	0,172	0,117	0,311	10	0,265	0,250	0,125	0,1728	0,3272
LINFOCITOS *****	12	0,39	0,391	0,188	0,286	0,498	10	0,490	0,470	0,211	0,3391	0,6009
MONOCITOS *****	12	0,09	0,080	0,049	0,052	0,108	10	0,045	0,064	0,065	0,024	0,104
EOSINÓFILOS*****	12	0,3	0,283	0,178	0,183	0,384	10	0,370	0,376	0,164	0,2743	0,4777
BASÓFILOS *****	12	0,105	0,119	0,065	0,082	0,156	10	0,170	0,166	0,079	0,117	0,215

Nota: las unidades utilizadas para \* es litro por litro (L/L), para \*\* es gramo por litro (g/L), para \*\*\* es  $10^{12}$  por litro ( $10^{12}/L$ ), para \*\*\*\* es fentolitro (fL), para \*\*\*\*\* es  $10^9$  por litro ( $10^9/L$ ), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT).

**Anexo 7. Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba Quito.**

**Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba, Quito.**

VARIABLE	n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia	
					IC = 95%	
UREA*	19	26	27,421	5,810	24,810	30,030
CREATININA*	19	0,3	0,289	0,088	0,250	0,350
ALT **	19	14	18,263	15,670	11,000	24,000
AST **	19	145	290,210	477,000	91,000	271,000
ALKP**	19	62	87,842	59,200	53,000	117,000

Nota: las unidades utilizadas para \* es miligramo por decilitro (mg/dL) y para \*\* es unidades internacionales por litro (U/L), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), Alanino Amino Transferasa (ALT), Aspartato Animo Transferasa (AST), Fosfatasa Alcalina (ALKP).

**Anexo 8. Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba, Quito, dependiendo del sexo.**

Intervalos de referencia de analitos bioquímicos de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba, Quito, dependiendo del sexo.

VARIABLE	Machos						Hembras					
	n	Intervalo de referencia				Intervalo de referencia						
		Mediana	Media	DE	IC = 95%		n	Mediana	Media	DE	IC = 95%	
UREA*	6	27	28,000	3,350	25,320	30,680	13	26,000	27,153	6,760	23,480	30,830
CREATININA*	6	0,25	0,250	0,055	0,200	0,300	13	0,300	0,307	0,095	0,250	0,350
ALT**	6	12,5	21,833	23,160	11,000	42,000	13	14,000	16,615	11,650	10,000	24,500
AST**	6	185	443,833	748,000	50,000	1097,000	13	125,000	219,307	302,000	72,000	296,000
ALKP**	6	99	115,166	54,400	71,600	158,700	13	53,000	75,230	59,000	42,500	106,500

Nota: las unidades utilizadas para \* es miligramo por decilitro (mg/dL) y para \*\* es unidades internacionales por litro (U/L), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), Alanino Amino Transferasa (ALT), Aspartato Animo Transferasa (AST), Fosfatasa Alcalina (ALKP).

**Anexo 9. Valores hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en**

Valores hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba, Quito.

VARIABLE	n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia	
					IC 95%	
HEMATOCRITO*	19	0,250	0,229	0,063	0,201	0,258
HEMOGLOBINA**	19	83,000	76,210	20,820	66,850	85,570
ERITROCITOS ***	19	0,440	0,431	0,106	0,384	0,479
VGM ****	19	543,000	531,842	71,900	499,500	564,200
CGMH**	19	332,000	331,947	1,470	331,500	333,000
PT**	19	42,000	42,947	12,060	37,520	48,370
LEUCOCITOS*****	19	1,900	1,818	0,866	1,429	2,208
HETERÓFILOS*****	19	0,750	0,782	0,417	0,595	0,970
AZURÓFILOS *****	19	0,200	0,205	0,145	0,140	0,270
LINFOCITOS *****	19	0,390	0,446	0,269	0,326	0,568
MONOCITOS*****	19	0,050	0,087	0,091	0,035	0,135
EOSINÓFILOS*****	19	0,130	0,163	0,118	0,110	0,217
BASÓFILOS *****	19	0,080	0,132	0,176	0,045	0,170

**Guayllabamba, Quito.**

Nota: las unidades utilizadas para \* es litro por litro (L/L), para \*\* es gramo por litro (g/L), para \*\*\* es  $10^{12}$  por litro ( $10^{12}/L$ ), para \*\*\*\* es fentolitro (fL), para \*\*\*\*\* es  $10^9$  por litro ( $10^9/L$ ), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT).

**Anexo 10. Valores hematológicos de la serie roja y blanca de las tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba, Quito, dependiendo el sexo.**

Valores hematológicos de la serie roja y blanca de la tortuga motelo ( <i>Chelonoidis denticulata</i> ) mantenida en cautiverio en Guayllabamba, Quito, dependiendo el sexo.												
VARIABLE	Machos						Hembras					
	n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia		n	Mediana	Media	DE	Intervalo de referencia	
					IC 95%	IC 95%					IC 95%	IC 95%
HEMATOCRITO*	6	0,260	0,261	0,008	0,256	0,268	13	0,210	0,214	0,072	0,176	0,254
HEMOGLOBINA**	6	86,000	86,833	2,710	84,660	89,000	13	70,000	71,307	23,760	58,390	84,220
ERITROCITOS ***	6	0,465	0,483	0,052	0,442	0,525	13	0,410	0,406	0,117	0,343	0,471
VGM ****	6	558,500	545,333	51,900	503,800	586,900	13	526,000	525,615	80,600	481,800	569,400
CGMH**	6	331,000	331,333	1,510	330,125	332,542	13	333,000	332,230	1,420	331,459	333,003
PT**	6	45,000	45,333	8,070	38,880	51,790	13	40,000	41,846	13,670	34,420	49,280
LEUCOCITOS*****	6	1,900	1,800	0,886	1,091	2,509	13	1,900	1,826	0,894	1,341	2,313
HETERÓFILOS *****	6	0,805	0,813	0,448	0,455	1,172	13	0,750	0,768	0,421	0,540	0,997
AZURÓFILOS *****	6	0,080	0,131	0,149	0,013	0,251	13	0,250	0,239	0,135	0,166	0,313
LINFOCITOS *****	6	0,510	0,541	0,303	0,299	0,784	13	0,330	0,403	0,252	0,266	0,540
MONOCITOS*****	6	0,040	0,100	0,117	0,007	0,194	13	0,065	0,082	0,081	0,035	0,135
EOSINÓFILOS*****	6	0,120	0,138	0,100	0,058	0,218	13	0,130	0,175	0,128	0,106	0,245
BASÓFILOS *****	6	0,065	0,075	0,072	0,017	0,133	13	0,090	0,158	0,204	0,040	0,260

Nota: las unidades utilizadas para \* es litro por litro (L/L), para \*\* es gramo por litro (g/L), para \*\*\* es  $10^{12}$  por litro ( $10^{12}/L$ ), para \*\*\*\* es fentolitro (fL), para \*\*\*\*\* es  $10^9$  por litro ( $10^9/L$ ), número de individuos (n), desviación estándar (DE), intervalo de confianza (IC), volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT).

**Anexo 11. Análisis de varianza de valores hematológicos y bioquímicos para tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) utilizando la variable ambiental.**

<b>Análisis de varianza de valores hematológicos y bioquímicos para tortugas motelo (<i>Chelonoidis denticulata</i>) utilizando la variable ambiental.</b>			
Parámetro	Media		
	Cuadrática	F	p<0,05
Urea*	5538	11,51	0,002
Creatinina*	0,07	8,07	0,007
ALT	177	0,98	0,327
AST	19804	0,17	0,678
ALKP	3549	1,37	0,249
Hematocrito*	0,03624	12,03	0,001
Hemoglobina*	4048	12,02	0,001
Eritrocitos*	0,1082	9,75	0,003
VGM	2514	0,55	0,463
CGMH	0,21	0,08	0,773
PT*	2092	16,48	0
Leucocitos	1,152	1,9	0,176
Heterófilos	0,314	1,6	0,213
Azurófilos	0,0065	0,31	0,58
Linfocitos	0,0039	0,07	0,791
Monocitos	0,00235	0,42	0,519
Eosinófilos*	0,2668	11,31	0,002
Basófilos	0,0007	0,04	0,838

Nota: Alanino Amino Transferasa (ALT), Aspartato Animo Transferasa (AST), Fosfatasa Alcalina (ALKP), Volumen globular medio (VGM), Concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT), prueba de Fisher (F), valor p < 0,05 significativo, se utiliza \* para indicar que un valor es significativo.

**Anexo 12. Análisis de química sanguínea en individuos aparentemente enfermos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.**

Análisis de química sanguínea en individuos aparentemente enfermos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

Variable	Individuo1	Individuo 2	Individuo3
	Hembra Puyo	Macho Guayllabamba	Hembra Guayllabamba
Urea *	19	118	33
Creatinina*	0,3	0,4	0,6
ALT**	29	26	33
AST**	155	561	212
ALKP**	84	156	160

Nota: las unidades utilizadas para \* es miligramos por decilitro (mg/dL) y para \*\* es unidades internacionales por litro (U/L).

**Anexo 13. Análisis de la serie roja y blanca en individuos aparentemente enfermos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cuativerio en Guayllabamba y Puyo.**

Análisis de la serie roja y blanca en individuos aparentemente enfermos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cuativerio en Guayllabamba y Puyo.

Variable	Individuo 1	Individuo 2	Individuo 3
	Hembra Puyo	Macho Guayllabamba	Hembra Guayllabamba
Hematocrito*	0,26	0,16	0,23
Hemoglobina**	86	53	76
Eritrocitos***	0,47	0,28	0,6
VGM****	553	571	383
CGMH**	330	331	330
PT**	54	44	44
Leucocitos*****	1,1	2,6	0,45
Heterófilos*****	0,62	1,51	0,25
Azurófilos*****	0,02	0,31	0,04
Linfocitos*****	0,22	0,47	0,04
Monocitos*****	0	0,26	0,04
Eosinófilos*****	0,15	0,05	0,07
Basófilos*****	0,09	0	0,01

Nota: las unidades utilizadas para \* es litro por litro (L/L), para \*\* es gramo por litro (g/L), para \*\*\* es  $10^{12}$  por litro ( $10^{12}/L$ ), para \*\*\*\* es fentolitro (fL), para \*\*\*\*\* es  $10^9$  por litro ( $10^9/L$ ), volumen globular medio (VGM), concentración globular media de hemoglobina (CGMH), proteínas totales (PT).

**Anexo 14. Análisis de orina en individuos aparentemente enfermos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.**

Análisis de orina en individuos aparentemente enfermos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.

	Individuo 1	Individuo 2	Individuo 3
	Hembra	Macho	Hembra
Paciente	Puyo	Guayllabamba	Guayllabamba
Densidad	1,015	1,010	1,010
Ph	7	8	8
Leucocitos	Negativo	Negativo	Negativo
Nitrito	Positivo	Positivo	Positivo
Proteína	Negativo	1+	1+
Glucosa	Normal	Normal	Normal
Cuerpos cetónicos	Negativo	Negativo	Negativo
Urobilinógeno	Normal	Normal	Normal
Bilirrubina	Negativo	Negativo	Negativo
Sangre	Negativo	Positivo	Negativo
Hemoglobina	0	4+	0

**Anexo 15. Análisis coproparasitario en individuos aparentemente enfermos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenidas en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.**

**Análisis coproparasitario en individuos aparentemente enfermos de tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) mantenida en cautiverio en Guayllabamba y Puyo.**

Paciente	Individuo 1	Individuo 2	Individuo 3
	Hembra Puyo	Macho Guayllabamba	Hembra Guayllabamba
Trofozoitos de <i>Balantidium</i> spp	0	1+	2+
Huevos de <i>Balantidium</i> spp.	0	0	0
Quistes de <i>Balantidium</i> spp.	0	1+	0
<i>Paramecium</i> spp.	0	1+	1+
Huevos de tremátodos	0	2+	0
Larvas de <i>Oesophagostomum</i> spp.	0	0	0
Quistes de <i>Entamoeba</i> spp.	0	1+	2+
Trofozoitos de <i>Trichomonas</i> spp.	0	0	0
Trofozoitos de <i>Retortamonas</i> spp.	0	1+	2+