

UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

E. A. P. DE MEDICINA VETERINARIA

**Valores hematológicos de la tortuga motelo
(*Geochelone denticulata*), mantenidos en cautiverio en
la ciudad de Iquitos-Perú**

TESIS

para optar el título profesional de Médico Veterinario

AUTOR

Miguel Angel Cabrera Pérez

Lima-Perú

2008

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

 Generalidades

 Aspectos en patología clínica de tortugas

MATERIALES Y MÉTODOS

RESULTADOS

DISCUSIÓN

CONCLUSIONES

RECOMENDACIONES

BIBLIOGRAFÍA

APÉNDICES

I. INTRODUCCIÓN

En el Perú se han descrito 17 especies diferentes de tortugas de las cuales 15 son de vida marina o continental (en ríos o lagos) y apenas 2 especies desarrollan su vida íntegramente fuera del agua, éstas son la tortuga de patas rojas (*Geochelone carbonaria*) y la tortuga motelo (*Geochelone denticulata*). Recientemente se ha dado importancia a la realización de estudios de campo que permitan recolectar información sobre el estado de salud de poblaciones silvestres con énfasis en aquellas especies en peligro de extinción. La evaluación hematológica es el método más recomendado a través del cual se puede obtener excelentes indicadores del estado de salud de un individuo (Owens y Ruiz, 1980; Lowell, 1998).

El campo de la hematología en reptiles es hasta cierto punto, nuevo y poco conocido. Sin embargo ha ido evolucionando, logrando así habilidad y experiencia, con más y nuevas técnicas (Wilmoth, 1994; Lowell, 1998).

Muchos factores propios del animal, como la edad, sexo, nivel de estrés, nivel nutricional, niveles hormonales e hidratación corporal, así como factores medioambientales (temperatura, estación y presión de oxígeno), afectan los valores hematológicos (Dessauer, 1970; Aguirre *et al.*, 1995).

Existen pocos estudios sobre hematología de especies pertenecientes a los testudines en el mundo entre los que podemos mencionar a la tortuga de caja *Terrapene carolina* (Herber, 1970; Frye, 1986; Jackson, 1999; Raphael, 2003), tortuga verde *Chelonia mydas* y tortuga cabezona marina *Caretta caretta* (Herber, 1970; Raphael, 2003) tortuga radiada *Testudo radiata* (Marks y Citno, 1990; Raphael, 2003), tortuga americana *Trachemys scripta elegans* (Herber, 1970; Jackson, 1999), entre otros trabajos más, sin embargo, muy pocos estudios se han realizado en América Latina, entre los que podemos destacar el estudio hematológico de la tortuga terrestre argentina *Chelonoidis chilensis chilensis* (Troiano y Silva, 1998).

Los valores de hemograma y bioquímica sérica obtenidos para las diferentes especies de testudines son muy variados, explicables por los diferentes ecosistemas en que cada especie ha adaptado su modo de vida ya sea por el clima, altitud, tipo de alimento a su alcance y la actividad diaria que éstos realizan.

En Perú no existen registros de trabajos publicados o investigaciones relacionadas sobre hematología en tortugas, por dicho motivo se planteó este trabajo el cual tiene por objetivo, determinar los valores hematológicos de la tortuga motelo (*Geochelone denticulata*) en la ciudad de Iquitos.

Los valores obtenidos servirán de referencia para evaluar el estado de salud de las tortugas, así como para establecer comparaciones con los valores reportados por otros investigadores.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 Generalidades

2.1.1 Taxonomía

La Tortuga de Patas Amarillas (*Geochelone denticulata*) fue registrada por Linnaeus en 1766 (Jiménez, 2007) y fue clasificada como:

Reino: Animalia (con Sist. multicelulares que se nutren por ingestión)
Subreino: Eumetazoa (animales con cuerpo integrado por lados simétricos)
Rama: Bilateria (cuerpo con simetría bilateral, respecto al plano sagital)
Phillum: Chordata (cordados)
Subphillum: Vertebrata (vertebrados)
Superclase: Gnathostomata (vertebrados con mandíbulas)
Clase: Reptilia (vertebrados exotérmicos, pulmones desarrollados)
Subclase: Anapsida (anapsidos)
Orden: Testudines (tortugas)
Suborden: Cryptodira (tortugas cryptodiras)
Familia: Testudinidae (tortugas terrestres)
Genero: *Geochelone* (tortugas terrestres)
Especie: *Geochelone denticulata*

Nombre científico: *Geochelone denticulata*

Nombre en ingles: Yellow-footed tortoise

Nombre comunes: Tortuga de patas amarillas, Chelonoidis, Jabuti-tinga, Morrocoy, Morrocoyo y Motelo.

2.1.2 Distribución

Esta tortuga es natural de América del Sur (Jiménez, 2007) y tiene una amplia zona de distribución que abarca varias zonas de Brasil, Bolivia, Perú, Ecuador, Colombia, Venezuela, Guyana, Surinam, Guyana Francesa y Trinidad (Pámies, 2005). Se distribuye en tierras bajas de Venezuela, Guyana y Brasil, Oriente de Ecuador y Colombia, nororiente de Perú y nororiente de Bolivia. Presenta una distribución aislada en el oriente de Brasil y Trinidad (Castaño-Mora y Medem, 2002).

Las dos especies terrestres son: *Geochelone denticulata* (tortuga de patas amarillas que se encuentra únicamente al oriente de la Cordillera Oriental) y *Geochelone carbonaria* (tortuga de patas rojas que está presente en la región de Colombia y además en la Costa Atlántica) (Castaño-Mora y Lugo, 1981).

2.1.3 Hábitat

La tortuga motelo (*Geochelone denticulata*) es una especie terrestre, que habita en las selvas tropicales, encontrándose en la zona tropical húmeda y en regiones de pie de monte (Castaño-Mora y Lugo, 1981) en comparación la *Geochelone carbonaria* que prefiere las sabanas, montes de galería, pequeños bosques y moriches (agrupaciones de *Mauritia sp.*) (Castaño-Mora y Medem, 2002).

En general la *Geochelone carbonaria* representa una especie más adaptada a vivir en regiones donde hay una prolongada estación seca, en contraste con *Geochelone denticulata*, que vive exclusivamente en sitios húmedos (Castaño-Mora y Lugo, 1981).

Su hábitat natural son bosques tropicales y subtropicales, le gustan los ambientes con una gran humedad ambiental y bastante calor durante todo el año. No suele aparecer en zonas abiertas (Pámies, 2005).

Esta especie es de la selva tropical y por lo tanto sus requerimientos son más estrictos que los de la tortuga de patas rojas, que tiene un hábitat más amplio y variado. Mientras que ambas especies son simpátricas, es decir que comparten el mismo hábitat, las tortugas de patas rojas se aventuran a las afueras del bosque hacia los pastizales y la luz solar más brillante de estos parajes (Tabaka y Senneke, 2003).

La selva tropical es un medio ambiente muy estable, de alta humedad, con leves variaciones de la temperatura en el día y la noche y poca luz. Son éstas las condiciones que se buscan cuando se les provee un hábitat artificial a estas tortugas: alta humedad con temperaturas de más de 18°C (65°F) en la noche y temperaturas diurnas inferiores a 35°C (95°F). Las tortugas de patas amarillas son menos tolerantes a temperaturas muy altas que las de patas rojas, posiblemente porque tienen menor tendencia a darse baños en aguas poco profundas y barro en periodos de extremo calor. Se estresan muy fácilmente y es de gran importancia proveerlas de un área de penumbra (baja intensidad de luz) como las plantas o un escondite (Tabaka y Senneke, 2003).

2.1.4 Características

La tortuga *Geochelone denticulata* presenta la piel de la cabeza, cuello, extremidades y cola de color oscuro; las escamas de la cabeza, cola y extremidades son de color amarillo pálido a naranja (Castaño-Mora y Medem, 2002), a primera vista luce muy similar a la tortuga *Geochelone carbonaria*. La primera distinción que resalta es la presencia de escamas amarillas en *Geochelone denticulata* y rojas en *Geochelone carbonaria* (de donde proviene el nombre común de ambas). Es de notar que de todas las diferencias entre estas dos especies, ésta es la más variable. Mientras que las tortugas de patas rojas

suelen ser de colores más intensos, existen tortugas de patas amarillas que tienen colores más brillantes que las de patas rojas (Tabaka y Senneke, 2003).

Aunque existen numerosas diferencias morfométricas entre ambas especies, la más notable es la diferencia de las escamas de sus cabezas. Las tortugas de patas amarillas poseen escamas prefrontales alargadas y una escama frontal fragmentada. Las tortugas de patas rojas tienen prefrontales acortadas y una escama frontal intacta. Las escamas prefrontales y frontales son las que se encuentran en la punta de la nariz (Pámies, 2005).

Además de esta diferencia tan obvia también debemos citar que las tortugas de patas rojas hembras son más alargadas (parecen una feta de pan) mientras que los machos viejos tienden a desarrollar una forma de luna de reloj. Las tortugas de patas amarillas adultas (ambos sexos) tienden a ser más anchas y redondas que las tortugas de patas rojas (Tabaka y Senneke, 2003).

Una característica única de la tortuga es su concha. Esta estructura esquelética es una cubierta armada protectora de los órganos vitales internos. La parte superior de la concha, "el caparazón", está cubierta con grandes estructuras como escamas llamadas escudos. El caparazón está conectado con la parte ventral, llamada "plastrón", por medio de placas duras de concha conocidas como puentes laterales (Marcano, 2007).

El caparazón es más alto que en otras especies de tortuga, en forma de domo, y más redondeado que el de *Geochelone carbonaria*. El plastrón puede ser amarillo liso o con dibujos negros (Pámies, 2005).

El color de fondo del caparacho es café, con los centros de las escamas amarillo pálido y la transición entre los dos colores es paulatina. En ejemplares viejos el caparacho puede parecer de un solo color café. Las extremidades no tienen dedos marcados, solo uñas y las posteriores son de tipo elefantino. En

las crías el centro de cada escama es granulado y deprimido al igual que el borde del caparacho, éste en su parte posterior es profundamente denticulado, esta característica es la que da epíteto específico a este taxón: *denticulata* con el crecimiento la denticulación se transforma en un festoneado nítido (Castaño-Mora y Medem, 2002).

2.1.4.1 Dimorfismo sexual. Es bastante sencillo distinguir ambos sexos, siempre que la tortuga ha alcanzado ya un tamaño mínimo. El macho tiene la cola mucho más larga y ancha y tiene los escudos anales mucho más abiertos. También se nota una concavidad en el plastrón (Pámies, 2005).

En los adultos hay una diferenciación sexual clara, los machos tiene bastante más larga la cola y una depresión en el peto que les permite montar a la hembra sin resbalar. Los machos son de mayor tamaño que las hembras (Castaño-Mora y Medem, 2002).

2.1.4.2 Tamaño.

La tortuga motelo es una de las tortugas terrestres continentales de mayor tamaño en América del Sur. En Colombia, los individuos más grandes han sido registrados en la Orinoquia, un macho de 44.2 cm y una la hembra de 40 cm (Castaño-Mora y Lugo, 1981), normalmente suelen alcanzar los 40 cm de largo, pero se han encontrado ejemplares de más de 70 cm e incluso algún ejemplar ha superado los 80 cm (Pámies, 2005). Puede alcanzar una longitud hasta de 82 cm (Pritchard y Trebbau, 1984).

2.1.5 Comportamiento

La tortuga motelo es una especie de hábito diurno y terrestre, aunque frecuente el agua, no se sumerge, puede nadar bien y se deja llevar por la corriente. No se han detectado agrupaciones pero pueden reunirse varias al lado de la carroña o bajo un árbol frutal en cosecha (Castaño-Mora y Medem, 2002).

Presentan comportamiento vegetativo, es decir, la actividad en esta especie es debida a la búsqueda de alimentos, refugios y agua. *Geochelone denticulata* aparentemente se guía de preferencia con la vista para reconocer el alimento, muerde los objetos de colores vivos, así no sean comestibles, lo que no sucede con *Geochelone carbonaria*. La tortuga motelo aprende con mayor rapidez a reconocer las personas como proveedoras de alimentos o como alimento y se acercan tratando de morder; buscan con preferencia los brazos, piernas y pies desnudos. *Geochelone carbonaria* muy excepcionalmente hace esto (Castaño-Mora y Lugo, 1981).

En la época no reproductiva es inactiva, la mayoría no se mueve del lugar donde reposa o bien da pocos pasos para finalmente regresar a su posición inicial. En época reproductiva en ocasiones suelen ser agresivas entre machos y hembras (Castaño-Mora y Lugo, 1981).

Estas tortugas acostumbran a estar activas por la mañana y por la tarde. En las horas de máximo calor, suelen estar escondidas entre las hierbas o en sus escondrijos. Tampoco les gusta mucho el sol directo. Disfrutan mucho con la lluvia y requieren una humedad muy alta.

Las tortugas criadas en cautividad se adaptan bastante bien, no traen muchos problemas. Para las dos especies hay muy pocos registros de peleas mientras comen, aunque generalmente se agrupan para comer (Castaño-Mora y Lugo, 1981). Los ejemplares que son transportados de un lugar a otro suelen estar estresados, por lo que se debe vigilar su estado de salud. En ejemplares juveniles sanos, la tasa de crecimiento es mayor en los primeros 5 años (Pámies, 2005).

2.1.6 Alimentación

Esta especie de tortuga es omnívora y siente predilección por la carroña, frutas y plántulas (Castaño-Mora y Medem, 2002). Esta especie es básicamente

herbívora, pero de vez en cuando puede comer alimentos de origen animal. Más o menos el 50% de su alimentación estará compuesto por distintas frutas, preferentemente maduras tales como higos, melón, sandía, pera, manzana, papaya, piña, naranja, melocotón y uva. En esta especie se recomienda una cantidad algo más elevada de fruta madura que en las *Chelonoidis carbonaria*. El otro 50% de su alimentación debe ser a base de plantas silvestres (diente de león, jaramago, trébol), lechuga, canónigos, coles, endibias, cogollos y otras muchas verduras, hongos y de vez en cuando algo de carne, insectos y moluscos. La dieta debe ser lo más variada posible (Pámies, 2005).

En cautiverio esta especie suele consumir con menos agrado las frutas verdes, los cítricos, tubérculos y plantas acuáticas, ni los concentrados para alimentar aves ó ratas (Castaño-Mora y Lugo, 1981). Las tortugas de patas amarillas son omnívoras, consumiendo tanto comida de origen animal como vegetal, aunque la necesidad de carne no parece tan importante como en el caso de las tortugas de patas rojas. En cautiverio esta necesidad puede ser cubierta por suplementos de comida preparada como la dieta para tortugas "Mazuri[®] Tortoise Diet" (USA), que contiene un mayor contenido proteico. No se les debe dar de comer carne como parte de su dieta diaria porque esto favorece a la ocurrencia de hiperuricemias. Las comidas comerciales de alta calidad tienen la ventaja de contener vitaminas y minerales necesarios en la dieta de esta tortuga. Ocasionalmente se las puede alimentar con gusanos de tierra. Es recomendable añadir calcio de forma esporádica a los alimentos. Para un apropiado crecimiento y producción de huevos debe cuidarse que la tasa de calcio sea la adecuada (Tabaka y Senneke, 2003). Tres o cuatro veces al mes se les puede dar alimento concentrado para gatos bajo en grasa para que le aporte proteínas (Pámies, 2005).

En hábitats exteriores no se debe depositar la comida en áreas con tierra arenosa, debido a que la arena suele acumularse en las tortugas, lo cual puede

causar su muerte. Un área completamente libre de arena debe ser utilizada para la alimentación (Tabaka y Senneke, 2003).

2.1.7 Mantenimiento

En cautiverio es una especie que si se mantiene como es debido suele ser bastante resistente y que requiere de grandes terrarios con calefacción y mucha humedad.

Se puede usar como material de lecho o sustrato de preferencia, el ciprés, por sus propiedades de retención de humedad que evita que su piel y caparazón se reseque (se pueden utilizar otros sustratos que cumplan este requisito) (Tabaka y Senneke, 2003). Se debe poner un buen sustrato (se recomienda una mezcla de turba con fibra de coco), plantas, escondrijos, algún recipiente con agua y se deberá humedecer el ambiente a diario. En verano, en las semanas más cálidas, puede mantenerse al exterior siempre y cuando tenga mucha sombra y una humedad relativa alta (Pámies, 2005).

Hay personas que mantienen estos animales en invernaderos con temperatura controlada obteniendo resultados muy buenos. Debemos pensar que esta especie puede alcanzar un buen tamaño, por lo que el terrario deberá ser bastante espacioso (Pámies, 2005).

2.1.7.1 Cuidados de interior. En cautiverio el problema principal que puede presentar esta especie es que necesita un gran terrario con calefacción todo el año y mucha humedad. Si no tiene suficiente humedad, le lloran los ojos y a la larga su salud puede verse perjudicada. El mantenimiento de esta especie es un poco más complicado que en las *Chelonoidis carbonaria* (Pámies, 2005). Un hábitat razonable para una tortuga joven debería tener unas dimensiones de 60 x 90 cm. debiéndose incrementar su tamaño a medida que la tortuga crece. Para una tortuga adulta, el hábitat interior debe ser de por lo menos 240 x 120cm, el área de agua del hábitat debería ser lo suficientemente grande como

para que la tortuga se pueda mojar completamente en ella y no tan profunda como para que no se ahogara. Las bandejas de revelado fotográfico funcionan bastante bien con especímenes grandes (Tabaka y Senneke, 2003).

En una esquina del ambiente se debería ubicar una lámpara "spot" de 100W para proveer a la tortuga de un lugar en el cual regular la temperatura de su cuerpo cuando necesite subir su temperatura. La lámpara deberá estar dispuesta de manera tal de proveer un punto de regulación de unos 35 grados centígrados. El hábitat también deberá ser equipado con una fuente de luz UV, la cual es necesaria para la síntesis de vitamina D3 necesario para el metabolismo de Calcio. Debe proveerse también una caja en la esquina opuesta a la lámpara para que la tortuga se esconda si lo desea (Tabaka y Senneke, 2003).

2.1.7.2 Cuidados de exterior. Los hábitats exteriores ofrecen muchas ventajas sobre los interiores y se los debería utilizar siempre y cuando el clima lo permita. Una casa de noche con calefacción debería proveerse en caso de que la tortuga sea mantenida en lugares donde las noches son frías. Los hábitats externos deben tener muchas plantas y contener áreas con arbustos bajos, helechos y otras plantas que bloqueen la luz solar para suplir las necesidades de oscuridad de estas tortugas (Tabaka y Senneke, 2003).

2.1.8 Reproducción

La tortuga motelo entra en celo en enero y la proporción de montas por mes va aumentando muy lentamente, hasta llegar al máximo en los meses de junio, julio y agosto y empieza a decrecer hasta finales de octubre, con un repunte en noviembre hasta terminar a fines del mismo mes (Castaño-Mora y Lugo, 1981). Las tortugas de patas amarillas se reproducen durante todo el año (Pámies, 2005).

Aparentemente la *Geochelone carbonaria* utiliza de preferencia el olfato para ubicar el alimento y la vista para localizar la pareja, además monta con facilidad a hembras de la otra especie; en *Geochelone denticulata* sucede lo contrario. En las dos especies el comportamiento de la hembra en la temporada de celo es pasivo o de rechazo (Castaño-Mora y Lugo, 1981).

El cortejo consiste en el seguimiento de los machos a las hembras, éstos se acercan sin hacer ningún tipo de vocalización solamente hacen movimientos de la cabeza. Las montas repetidas, preferiblemente por la parte posterior, aunque la mayoría de las veces la monta no termina en cópula. En la monta típica el macho tiene el cuello estirado anteriormente, la boca muy abierta y la cabeza dirigida hacia abajo y empieza a chocar cadenciosamente con la hembra con su lóbulo anal.

Durante la cópula los machos cambian la vocalización típica, la vocalización que se produce es claramente audible a varios metros y hacen empujones aislados levantando a veces las patas traseras sin brincar para colocarlas sobre la hembra o de nuevo sobre el suelo. Al finalizar la cópula parece que el macho afloja la presión que ejerce sobre la hembra y ésta a menudo levanta su parte posterior, mientras el macho retira el hemipene (Castaño-Mora y Lugo, 1981).

Las dos especies tienen más o menos la misma época de postura, y la misma forma de los nidos, pero en cuanto a la forma, tamaño y estructura de los huevos presentan algunas diferencias. Se observó en las dos especies aumento del número de posturas por hembra y de la temporada de postura, posiblemente debido al efecto de cautividad. Para la anidación *Geochelone carbonaria* emplea la excavación, *Geochelone denticulata* utiliza esta forma, pero con menor frecuencia (Castaño-Mora y Lugo, 1981). Para la postura la hembra mueve las extremidades de izquierda a derecha aflojando la tierra y arrastrándola luego hacia atrás, cambia de extremidad y repite los movimientos

hasta producir una depresión que alcance unos 7 o más centímetros de profundidad, donde finalmente deposita los huevos (Castaño-Mora y Lugo, 1981). Esta tortuga no siempre entierra los huevos (Castaño-Mora y Medem, 2002).

Pone entre uno y diez huevos, éstos pueden ser esféricos o un poco ovalados, la cáscara es gruesa, rugosa y absorbente (Castaño-Mora y Lugo, 1981). La hembra puede realizar varias puestas (hasta 6), poniendo de 4 a 5 huevos en cada una, pero en ocasiones pueden ser hasta 15. Los huevos se deben incubar a unos 30°C, con una humedad del 80 %. Las crías nacerán al cabo de unos 150 días. No es sencillo conseguir la reproducción de esta especie en cautividad (Pámies, 2005).

Los lazos sociales de las dos especies son muy débiles, y las señales de comunicación entre ellas, a excepción de la época de celo, son inexistentes. Muy pocos son los contactos coespecíficos que se presentan y éstos son debidos al azar. Hay una jerarquía que se establece con base a los encuentros agresivos, y que son más frecuentes entre los machos que entre las hembras. *Geochelone denticulata* mostró ser muy territorial. En relación con el desarrollo y nacimiento de las crías, se observa que el porcentaje de huevos eclosionados y de crías que sobreviven, es mucho más bajo para *Geochelone denticulata* que para *Geochelone carbonaria* (Castaño-Mora y Lugo, 1981).

2.1.9 Sanidad

La *Geochelone denticulata* no hiberna en la naturaleza, se les debe proveer adecuados cuidados e instalaciones para su salud y bienestar de las tortugas cuando se las mantiene en el interior o en zonas más frías. Como con todas las especies de tortugas, se deben evitar las tortugas que han sido sacadas de su hábitat natural. Los especímenes capturados en la naturaleza exhiben un "síndrome de desvanecimiento" que resulta en la muerte incluso con cuidados médicos extremos. Si es posible, solo se deben considerar

especímenes que hayan sido criados en cautiverio. Las tortugas de patas amarillas bien aclimatadas no suelen moverse tanto como la mayoría de las tortugas, pero tienden a ser de muy buen apetito. Esto puede resultar en obesidad. Se debe tomar especial cuidado en cuanto a su peso y cualquier aumento o disminución sostenida del mismo en un animal que ya no está en crecimiento (Tabaka y Senneke, 2003).

2.1.10 Depredadores

La tortuga motelo forma parte de la dieta del jaguar (Jiménez, 2007) y es una presa muy apetecida por los indígenas para consumo directo principalmente, pero también se comercializa en los centros urbanos. Su captura es ocasional y al ser una tortuga terrestre no tiene el recurso de sumergirse para evadir un potencial depredador, además es mucho más lenta que una tortuga acuática, por lo tanto, le es imposible escapar a la predación humana después de haber sido detectada. Su defensa que es guardarse dentro del caparazón protegiendo la cabeza con los antebrazos acorazados por fuertes escamas, que obran de escudo, es efectiva contra casi todos los depredadores menos contra el hombre y el jaguar adulto (Castaño-Mora y Medem, 2002).

2.1.11 Situación actual e importancia

La tortuga motelo (*Geochelone denticulata*) es la tortuga terrestre más común en la selva peruana y la más comercializada por el tráfico ilegal junto a la taricaya (*Podocnemis unifilis*). Muchos de estos animales terminan bajo el cuidado de zoológicos y criaderos, mientras que otros menos afortunados terminan en manos de personas que no cuentan con el conocimiento necesario para su mantenimiento. Debido al tráfico incontrolado y a la comercialización de sus partes, la población de esta especie viene decayendo cada año en diversos países sudamericanos, siendo considerada en condición vulnerable según la IUCN (1996). Sin embargo, nuestro país carece de datos suficientes para determinar la condición de las poblaciones haciendo más crítica la situación de esta especie.

2.2 ASPECTOS EN PATOLOGÍA CLÍNICA DE TORTUGAS

El análisis de sangre es importante clínicamente para determinar el estado de salud de un individuo, puesto que la sangre participa directa e indirectamente en casi todos los procesos bioquímicos del cuerpo, alteraciones en su estado ayudan a detectar enfermedades o lesiones. La sangre al ser fácil de muestrear sin lastimar al animal, hace de su examen un elemento de diagnóstico muy útil (Medway *et al.*, 1986).

Se recomienda realizar hemogramas completos a los pacientes, ya que el hemograma constituye un "fotograma" del sistema hematopoyético en un momento determinado (Rebar *et al.*, 2002).

El estado fisiológico del animal al momento de la toma de muestra puede afectar la composición de éste, se debe tener en consideración la especie, edad, sexo, gestación, ejercicio, manejo y alimentación (Medway *et al.*, 1986).

Los lugares más usados para la toma de muestra en quelonios son: la vena coccígea superior o vena caudal dorsal, punción cardíaca transplastral, punción cardíaca subcervical, vena del brazo, vena dorsal del cuello o subcarapacial y en vena yugular (Troiano, 2004).

En general para estudios hematológicos la sangre debería ser colectada en tubos que contengan el anticoagulante EDTA (etilendiaminotetracético) sin embargo, el EDTA causa hemólisis en algunas especies de reptiles, especialmente quelonios y el uso de un anticoagulante como el Heparina-Litio es necesario (Mader, 1996).

Dado que las células sanguíneas de los reptiles son nucleados, los contadores electrónicos de células sanguíneas no pueden emplearse para el estudio hematológico. En la práctica clínica se usan métodos hemacitométricos para realizar los recuentos celulares. El método de Natt and Herrick permite el

recuento de eritrocitos y leucocitos simultáneamente. Se trata de un método directo. El violeta de metilo 2B tiñe todas las células con diferentes tonos de azul. Los leucocitos se tiñen de color azul oscuro (Molina, 2002).

Los heterófilos se observan como células redondas u ovaladas con un borde citoplasmático liso y un núcleo ubicado excéntricamente en la mayoría de las células, de forma lenticular, ovalada y raramente bilobulado con cromatina teñida desde un rojo azulado a púrpura. Los gránulos citoplasmáticos se observan de forma variable pero mayormente de forma bacilar, de color naranja a morado claro (Montilla *et al.*, 2006).

Los eosinófilos se observan como células redondas u ocasionalmente ovaladas, con borde citoplasmático liso, con gránulos redondos grandes y escasos de coloración rojiza a violeta. El núcleo presenta forma lenticular u oval de color púrpura y ubicación excéntrica (Metin *et al.*, 2006; Montilla *et al.* 2006).

Los linfocitos se observan redondos, ovalados y en muchas ocasiones de forma irregular, moldeándose a la forma de las células cercanas, cromatina finamente distribuida de coloración violeta pálido y ocasionalmente fuerte. El citoplasma generalmente escaso se observó de color azul claro a violeta (Hawkey y Dennett, 1989).

Los monocitos se observan redondas con bordes celulares externos lisos, presentaron abundante citoplasma teñido de azul a violeta. Se observa un núcleo generalmente excéntrico de forma oval con una concavidad en el centro de coloración púrpura clara y cromatina finamente distribuida (Montilla *et al.*, 2006).

Los Azurófilos se presentan sólo en sangre de reptiles. Son células mononucleares, cuya forma puede variar de redondez, parecidos a linfocitos o monocitos. El azurófilo son células grandes, con el núcleo excéntrico. Una

característica sobresaliente de los azurófilos es la reacción metacromática de su citoplasma con Romanowsky el cual los mancha (Hawkey y Dennett, 1989).

2.2.1 Valores hematológicos en tortugas

No existen reportes de valores hematológicos para la especie de *Geochelone denticulata*. El ISIS en 1999 nos presenta un reporte de los valores hematológicos para *Geochelone carbonaria* que provienen de exámenes veterinarios y controles anuales de una cantidad variable de individuos para cada evaluación. Asimismo no especifica la edad, sexo y manejo de las tortugas. Todos los datos pertenecen a diversos zoológicos en el mundo.

En el 2002 Knotková *et al.*, reporta el leucograma de 20 tortugas en cautiverio, sin especificar sexo, colectadas de la vena coccígea dorsal. Haciendo un conteo diferencial de leucocitos en sangre periférica de la tortuga rusa (*Agrionemys horsfieldi*), encontrando 6 tipos celulares de leucocitos.

López-Olvera *et al.*, en el 2003 publicaron los hemogramas de 7 tortugas en cautiverio, *Testudo marginata*; 5 adultos (4 hembras y 1 macho) y 2 subadultos machos en Barcelona, España; utilizando 2 zonas de punción venosa: vena braquial y vena coccígea dorsal.

Troiano en el 2004, realizó estudios en 150 tortugas terrestres *Chelonoidis chilensis chilensis* y *Phrynops hilaru* en Argentina, sin especificar edad, sexo o alojamiento; colectadas de la vena coccígea superior.

Montilla *et al.*, en el 2006 reporta valores hematológicos de 30 tortugas verdes (*Chelonia mydas*) capturadas en la Alta Guajira, Venezuela, sin especificar sexo y utilizando la vena sub cervical como zona de punción. También en el 2006 Metin *et al.*, reporta hemogramas de 20 tortugas Europeas *Emys orbicularis* (10 hembras y 10 machos) en cautiverio; colectando la sangre de la vena caudal.

2.2.2 Variaciones clínicas en el cuadro sanguíneo

Una de las variaciones frecuentes encontradas es el aparente aumento de la cantidad de eritrocitos, se debe a una disminución del plasma y no a un incremento de los eritrocitos. En algunos casos la deshidratación suele enmascarar un cuadro de anemia, por lo que es importante tener en cuenta este factor al momento de interpretar los resultados (Doxey, 1987). A la disminución del número de eritrocitos se le denomina anemia, por lo general ésta no es una enfermedad sino que es el resultado de una causa subyacente, y la determinación que un animal esté anémico no establece un diagnóstico, los estudios hematológicos se utilizan para descubrir la presencia de anemia y establecer si hay regeneración de eritrocitos. Para ello antes de llegar a un diagnóstico específico es necesario una evaluación de la historia y signos clínicos o la identificación de parásitos sanguíneos (Doxey, 1987).

Las variaciones en el recuento de leucocitos responden a alguna lesión o afección bacteriana. La intensidad de la respuesta depende del tipo y gravedad del cambio anatomopatológico. Los estímulos agudos causan un mayor incremento en el recuento total así como una mayor producción de neutrófilos maduros e inmaduros que un estímulo leve. En algunas afecciones anatomopatológicas donde son necesarios muchos neutrófilos para combatir la enfermedad, la médula ósea libera neutrófilos inmaduros a la circulación (Doxey, 1987). El aumento leucocitario (leucocitosis) está relacionado con un proceso de defensa activa contra algún proceso anatomopatológico o también, pero menos frecuente con una neoplasia de células sanguíneas. La leucocitosis a consecuencia de una neutrofilia se manifiesta en casi todas las afecciones bacterianas o lesiones inflamatorias. En casos de linfosarcoma se produce un aumento importante en el número de linfocitos circulantes (Doxey, 1987). Se debe tener presente que antes de elaborar cualquier diagnóstico es de vital importancia considerar cuidadosamente la relación existente entre los signos clínicos y los resultados hematológicos (Doxey, 1987).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Lugar de estudio

Las muestras se obtuvieron en el Zoocriadero comercial “Rancho Amazónico” (Figura 1), ubicado en el distrito de San Juan Bautista en la ciudad de Iquitos, Perú a -3.77° de latitud sur, -77.27° de longitud oeste y 104 m.s.n.m. El estudio se realizó en el mes de febrero del 2007, con temperaturas mínima de 21°C y máximas de 35°C ; y una humedad relativa de 84%.

El procesamiento de las muestras se llevó a cabo en el Laboratorio del Centro Experimental IVITA Iquitos de la UNMSM y el Laboratorio de Patología Clínica de la Facultad de Medicina Veterinaria de la UNMSM.



Figura 1. Zoocriadero “Rancho Amazónico” (Iquitos)

3.2 Tamaño muestral

Para realizar el presente trabajo se utilizaron 44 tortugas motelo (*Geochelone denticulata*), mantenidas en cautiverio (36 Hembras y 8 machos).

3.3 Los animales

Las tortugas en cautiverio clínicamente sanas, fueron criadas bajo las mismas condiciones de alojamiento, alimentación y control sanitario, sin distinción de sexo y edad.

3.4 Material de laboratorio

3.4.1 Materiales para la extracción de sangre

- Agujas hipodérmicas de calibre # 22G x 1".
- Tubos al vacío con anticoagulante Heparina-Litio.
- Guantes.
- Alcohol 70%.
- Algodón.
- Caja de tecnopor
- Hielo o refrigerante

3.4.2 Equipo y materiales para la hematología

Para frotis sanguíneo (recuento diferencial)

- Láminas portaobjeto.
- Colorante Wright.
- Solución Buffer.
- Reloj.
- Microscopio binocular de luz, incorporado con objetivo de 100x
- Contómetro diferencial de células.
- Aceite de inmersión.
- Lápiz marcador.

Para determinación de Hematocrito

- Capilares para microhematocrito de 1mm de diámetro por 75mm de largo, no heparinizados.
- Mechero a gas.
- Microcentrífuga.

- Tabla de lectura de hematocrito, escala graduada de 0 a 100.
- Algodón.

Para determinación de la hemoglobina

- Pipetas de Sahli.
- Solución Drabkin.
- Espectrofotómetro Modelo 4010.
- Tubos de ensayo de 16 x 100 mm.
- Micropipetas 1 – 5 ml.
- Gradillas.
- Algodón.
- Manguerita de Goma o látex

Para recuento globular

- Cámara de Neubauer.
- Pipetas de Thoma para glóbulos rojos.
- Pipetas de Thoma para glóbulos blancos.
- Manguerita de Goma o látex.
- Dilutor para recuento de eritrocitos y leucocitos NATT and HERRICK.

Siendo sus componentes los siguientes (Molina, 2002):

○ NaCl	3.88 g
○ Na ₂ SO ₄	2.5 g
○ Na ₂ HPO ₄ x 12 H ₂ O	2.91 g
○ KH ₂ PO ₄	0.25 g
○ Formalina 37%	7.5 ml
○ Metil Violeta B	0.10 g

- Agitador.
- Contómetro.
- Microscopio de luz artificial.
- Algodón.

3.5 Toma del peso corporal y la temperatura cloacal

Se procedió a determinar el peso de cada tortuga usando una balanza tipo báscula y la temperatura cloacal mediante un termómetro digital.

3.6 Toma de muestras de sangre

Para la extracción de sangre de las 44 tortugas (*Geochelone denticulata*) se empleó la técnica de punción en la vena subcarapacial o senos cervicales dorsales (Owens y Ruiz, 1980). Fue necesario realizar una buena limpieza y desinfección de la zona de la venipunción. La toma de muestra se realizó con agujas estériles de bisel corto. Se introdujo en ángulo perpendicular al cuello, con una aguja de calibre N° 22G x 1" (Figura 2); se colectó la sangre aspirada con una jeringa estéril de 5 ml, la cual se guardó en tubos estériles de vidrio al vacío con anticoagulante de Heparina-Litio, tomando aproximadamente 4-5 ml de sangre por animal, todo esto según la técnica descrita por Mader, 1996. La sangre se combinó con el anticoagulante con movimientos suaves, se rotuló y se guardó con refrigerante en una caja de tecnopor para su posterior procesamiento en el laboratorio. Después de la extracción de sangre se presionó la zona tratada evitando la formación de hematomas (Morán, 2001).



Figura 2. Toma de muestra

3.7 Procesamiento de las muestras

Las muestras fueron trasladadas al laboratorio del Centro Experimental IVITA - Iquitos, y al Laboratorio de Patología Clínica de la Facultad de Medicina Veterinaria - UNMSM, para su procesamiento.

En las muestras obtenidas se realizaron los siguientes exámenes según la técnica descrita por Mader (1996):

3.7.1 Volumen del paquete celular: hematocrito (%).

Se realizó el método del microhematocrito, el cual consistió en llenar los tubos capilares (1.0mm x 75mm) de sangre con Heparina-litio, inclinándolos para facilitar su llenado, llenando aproximadamente las tres cuartas partes del tubo. El extremo opuesto marcado y libre de sangre se selló con el calor de un mechero; se centrifugaron en la micro-centrífuga por 5 minutos a 10000 - 15000 rpm, luego se procedió con la lectura del hematocrito (Figura 3) en la escala graduada de 0 a 100.

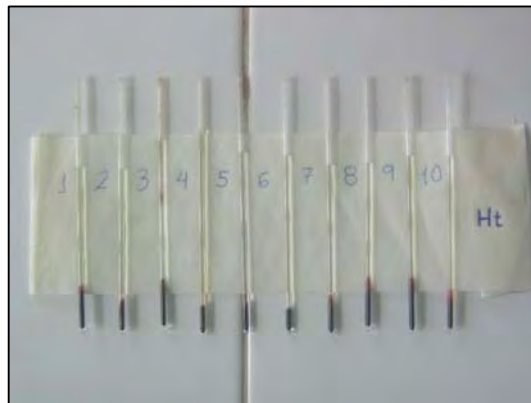


Figura 3. Medición del hematocrito (Ht)

3.7.2 Método para la determinación de la hemoglobina (g/dl).

Se utilizó el método de la cianometahemoglobina. Con una pipeta de Sahli se extrajo 20ul de muestra y se colocó en un tubo de ensayo previamente llenado con 5ml de diluyente Drabkin, se mezcló y se dejó reposar 5 minutos para su posterior lectura en el espectrofotómetro a 540nm (filtro verde).

3.7.3 Recuento de glóbulos rojos o eritrocitos ($\times 10^6$ /ul)

Para el recuento de glóbulos rojos se utilizó la solución de Natt and Herrick (Figura 4) que consiste en un método directo que permite el recuento de eritrocitos y leucocitos simultáneamente. El violeta de metilo 2B tiñe todas las células con diferentes tonos de azul (Molina, 2002).

La Composición de la Solución Natt and Herrick según Molina (2002):

- NaCl 3.88 g
- Na_2SO_4 2.5 g
- $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \times 12 \text{H}_2\text{O}$ 2.91 g
- KH_2PO_4 0.25 g
- Formalina 37% 7.5 ml
- Metil Violeta B 0.10 g

Se llenó la pipeta de Thoma con la muestra hasta la marca 0.5, luego se completó hasta la marca 101 por encima del bulbo con el dilutor de la solución Natt y Herrick obteniéndose una dilución de 1:200. La pipeta se agitó por 3 minutos en un agitador mecánico, inmediatamente se descartaron 4 gotas y con las siguientes gotas se llenó en la cámara de Neubauer en ambos cuadrantes y se observó en el microscopio con aumentos de 40x. Se efectuó 3 conteos por cada muestra colectada.

Para el cálculo se sumó las células de los 5 cuadrados pequeños, el resultado se sumó con el resultado del otro cuadrante y se dividió entre 2, luego se multiplicó por 10,000 dando el número de eritrocitos totales por microlitro RBC/mm^3 (Campbell, 1996).



Figura 4. Recuento de glóbulos rojos y blancos.

3.7.4 Índices eritrocíticos

Se obtuvieron mediante las fórmulas para los índices respectivos que se muestran a continuación:

- Volumen corpuscular medio (VCM), expresado en fentolitros (fl).

$$\text{VCM} = \frac{\text{hematocrito} \times 10}{\text{N}^\circ \text{ glóbulos rojos}}$$

- Hemoglobina corpuscular media (HCM), expresada en picogramos (pg).

$$\text{HCM} = \frac{\text{hemoglobina} \times 10}{\text{N}^\circ \text{ glóbulos rojos}}$$

- Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM), expresada en gramos por decilitro (g/dl).

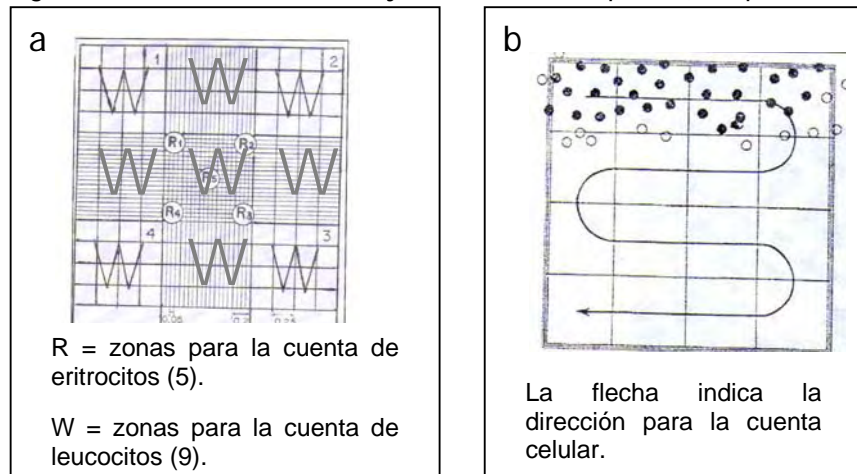
$$\text{CHCM} = \frac{\text{hemoglobina} \times 100}{\text{hematocrito}}$$

3.7.5 Recuento de glóbulos blancos o leucocitos ($\times 10^3/\mu\text{l}$)

Se usó la misma técnica descrita para la cuenta de glóbulos rojos, exceptuando que la pipeta tiene el número 11 por encima del bulbo. Se efectuó 3 conteos por cada muestra colectada. Para el cálculo se sumó las células de los 9 cuadrantes (Figura 5a), a este resultado se le sumó el 10% de células encontradas. Luego se multiplicó por 200, dando el número de Leucocitos totales /microlitos TWBC/mm^3 (Campbell, 1996).

Total Glóbulos Blancos contados + 10% GB x 200 = GB por microlitro

Figura 5. Cuenta de eritrocitos y leucocitos en Reptiles (Campbell, 1996).



3.7.6 Frotis para recuento diferencial (%).

Para el recuento diferencial de leucocitos o leucograma se realizaron dos frotis por cada muestra obtenida. La muestra con anticoagulante se mezcló bien, agitándose suavemente con la mano. Se colocó una pequeña gota en uno de los extremos del portaobjeto y con otro portaobjeto se formó un ángulo de 30 grados (aproximadamente) y se realizó el extendido (figura 6). La lámina se secó, rotulándose con lápiz y se coloreó con la tinción Wright por 3 minutos, luego se agregó la solución buffer por 6 minutos más, finalmente se lavó con agua corriente. Para observar la lámina se puso a secar y se adicionó una gota de aceite de inmersión (Figura 7). Se identificó y se contaron 100 células siguiendo la técnica zig-zag de Shilling y los resultados se expresaron en porcentaje (Hawkey y Dennett, 1989).

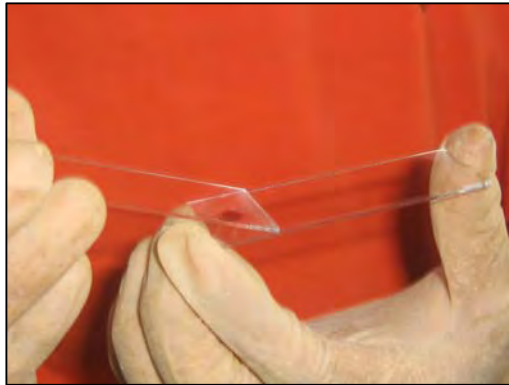


Figura 6. Frotis sanguíneo



Figura 7. Observación al microscopio

3.8 Análisis estadísticos

Para el análisis estadístico se utilizó la estadística descriptiva. Los datos fueron expresados como una media, desviación estándar, valor mínimo y máximo de cada variable hematológica.

Para determinar los promedios con su respectiva dispersión de los parámetros hematológicos y las constantes fisiológicas, se utilizaron las medidas estadísticas descriptivas, empleando la media aritmética como medida

de tendencia central y la desviación estándar como medida de dispersión (Thrusfield, 1990; Steel y Torrie, 1990).

Para hallar las diferencias de los parámetros hematológicos de la serie eritrocítica, la serie leucocítica, el peso corporal y la temperatura cloacal por efecto del sexo, se evaluó mediante la prueba de "t student" para muestras independientes.

IV. RESULTADOS

Durante el mes de febrero del 2007 se evaluaron 44 animales, 36 hembras y 8 machos; provenientes del zocriadero "Rancho Amazónico", todos los animales se encontraban mantenidos bajo las mismas condiciones de alojamiento, alimentación, manejo y control sanitario.

Para examinar el estado de salud de los animales muestreados, se tomó el peso corporal y la temperatura cloacal.

4.1 Peso corporal y temperatura cloacal

En el Cuadro 1, se muestra los valores promedio del peso corporal y la temperatura cloacal del total poblacional en motelos, observándose un amplio rango en el peso.

Cuadro 1. Valores promedio del peso corporal y la temperatura cloacal en 44 tortugas motelos mantenidos en cautiverio en la ciudad de Iquitos

Variables	Media \pm D.S.	Rango
Peso (Kg)	4.6 \pm 1.2	(2.0 - 8.0)
Temperatura Cloacal ($^{\circ}$ C)	27.9 \pm 1.2	(26 - 32)

En el Cuadro 2, se muestra los valores promedio del peso corporal y la temperatura cloacal con relación al Sexo donde se evidencia que la media para el peso es ligeramente mayor en motelos hembras con respecto a los machos. Contrariamente la temperatura cloacal es mayor en motelos machos.

Cuadro 2. Valores promedio del peso corporal y la temperatura cloacal con relación al sexo

Variables	Hembra			Macho		
	n	Media ± D.S.	Rango	n	Media ± D.S.	Rango
Peso (Kg)	36	4.6 ± 1.3	(2.0 - 8.0)	8	4.4 ± 0.5	(3.5 - 5.4)
Temperatura Cloacal (°C)	36	27.8 ± 1.1	(26 - 32)	8	28.3 ± 1.4	(26.8 - 30.8)

Con los hemogramas obtenidos se procedió a obtener el promedio correspondiente (media aritmética) y su respectivo desvío estándar.

4.2 Serie Eritrocítica

En el cuadro 3, se muestra los valores de la serie eritrocítica del total poblacional. El promedio hallado en el presente estudio para el número de eritrocitos fue de $0.44 \pm 0.19 \times 10^6 / \mu\text{L}$ ($0.17 - 0.85 \times 10^6 / \mu\text{L}$); Hematocrito $20.3 \pm 5.2 \%$ (11% - 29%) y Hemoglobina $7.0 \pm 2.2 \text{ g/dl}$ (3.1 - 12.2 g/dl).

Cuadro 3. Valores promedio de la serie eritrocítica en 44 tortugas motelos mantenidos en cautiverio en la ciudad de Iquitos

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

En el cuadro 4, se muestra los valores de la serie eritrocítica en motelos machos y hembras mantenidos en cautiverio. La comparación no tuvo diferencia estadística significativa ($p > 0.05$), sin embargo se observó un ligero incremento en la media de eritrocitos, hematocrito y hemoglobina de las hembras sobre los machos.

Cuadro 4. Valores promedio de la serie eritrocítica con relación al sexo

Variables	Sexo	Media \pm D.S.	Rango
Eritrocitos ($\times 10^6/\mu\text{L}$)	Hembra	0.46 \pm 0.20	(0.17 - 0.85)
	Macho	0.37 \pm 0.13	(0.22 - 0.56)
Hematocrito (%)	Hembra	20.6 \pm 5.2	(11 - 29)
	Macho	19.1 \pm 5.3	(12 - 28)
Hemoglobina (g/dl)	Hembra	7.1 \pm 2.2	(3.1 - 12.2)
	Macho	6.7 \pm 2.1	(4.0 - 10.4)
VCM (fl)	Hembra	494.9 \pm 156.1	(253.2 - 1000)
	Macho	538.1 \pm 128.8	(410.7 - 833.3)
HCM (pg)	Hembra	168.1 \pm 59.6	(81 - 408)
	Macho	186.4 \pm 40.3	(144.6 - 275)
CHCM (g/dl)	Hembra	33.9 \pm 3.6	(26 - 45.2)
	Macho	34.8 \pm 1.4	(33 - 37.1)

Los promedios de los índices eritrocíticos hallados en el presente estudio en cuanto a VCM, HCM y CHCM fueron de 502.7fl, 171.4pg y 34.1g/dl respectivamente (cuadro 3). La comparación relacionada al sexo no tuvo diferencia estadística significativa ($p > 0.05$), sin embargo se observó un ligero incremento en la media de VCM, HCM y CHCM de los machos sobre las hembras (cuadro 4).

4.3 Serie Leucocítica

En el cuadro 5, se muestra los valores de la serie leucocítica del total poblacional. El promedio hallado en el presente estudio para la cuenta de leucocitos fue de $7.82 \times 10^3 /\mu\text{L} \pm 3.66$ ($2.64 \times 10^3 /\mu\text{L} - 18.26 \times 10^3 /\mu\text{L}$). La distribución celular de heterófilos 55.6%, linfocitos 25.5%, eosinófilos 15.8%, basófilos 1.5%, monocitos 0.4% y azurófilos 1.2% (Figura 8-11).

Cuadro 5. Valores promedio de la serie leucocítica en 44 tortugas motelos mantenidos 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)



Figura 8. Heterófilo^a de tortuga motelo (*Geochelone denticulata*) Wright 100X.

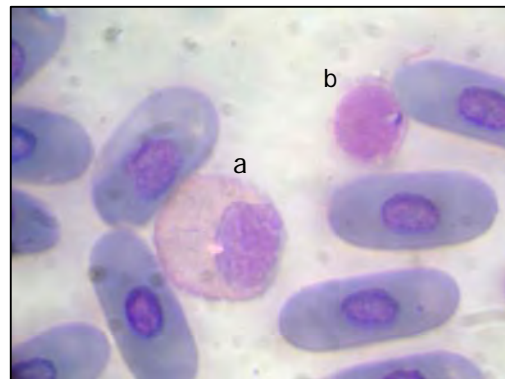


Figura 9. Eosinófilo^a y Linfocito^b de tortuga motelo (*Geochelone denticulata*) Wright 100X.



Figura 10. Linfocito^a de tortuga motelo (*Geochelone denticulata*) Wright 100X.

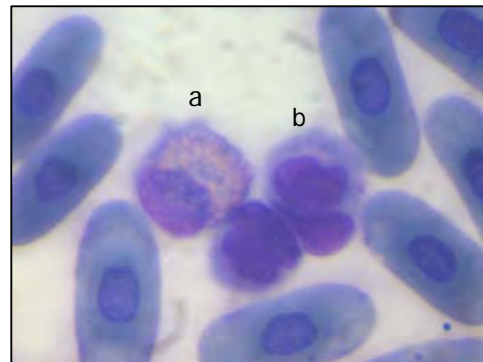


Figura 11. Eosinófilo^a y Monocitos^b de tortuga motelo (*Geochelone denticulata*) Wright 100X.

En el cuadro 6, se muestra la comparación en motelos entre machos y hembras del total de leucocitos y su distribución celular para linfocitos, basófilos, monocitos y azurófilos, el cual no hubo diferencia estadística significativa ($p>0.05$); sin embargo existe diferencia estadística significativa ($p<0.05$) en Heterófilos y Eosinófilos entre hembras y machos.

Cuadro 6. Valores promedio de la serie leucocítica con relación al sexo

Variables	Sexo	Media \pm D.S.	Valores Extremos
Leucocitos ($\times 10^3 \mu\text{L}$)	Hembra	8.21 \pm 3.86	(2.64 - 18.26)
	Macho	6.05 \pm 1.78	(4.4 - 9.02)
Heterófilos (%)*	Hembra	51.8 \pm 19.8	(9 - 87)
	Macho	72.8 \pm 10.4	(56 - 85)
Linfocitos (%)	Hembra	27.8 \pm 18.5	(4 - 74)
	Macho	15.3 \pm 12.3	(4 - 34)
Eosinófilos (%)*	Hembra	17.2 \pm 9.2	(4 - 38)
	Macho	9.9 \pm 4.4	(3 - 17)
Basófilos (%)	Hembra	1.3 \pm 2.2	(0 - 11)
	Macho	2.0 \pm 1.9	(0 - 5)
Monocitos (%)	Hembra	0.5 \pm 1.0	(0 - 4)
	Macho	0 \pm 0	0
Azurófilos (%)	Hembra	1.4 \pm 2.6	(0 - 12)
	Macho	0.1 \pm 0.4	(0 - 1)

* Medias difieren significativamente ($p<0.05$).

V. DISCUSIÓN

Antes de intentar interpretar anomalías hematológicas es fundamental conocer los valores normales para cualquier especie, además de las variaciones normales que pudieran ocurrir. En animales muy jóvenes los recuentos totales de eritrocitos se encuentran bajos y luego van incrementándose hasta alcanzar los niveles de adulto al cabo de algunos meses de edad. Doxey (1987) describe que algunos anestésicos generales y sedantes, comúnmente utilizados, pueden afectar el recuento celular y otras medidas asociadas al contraer y relajar la capsula esplénica, como parte de la reacción al estrés se producen catecolaminas, las cuales producen contracción del bazo; por ello el recuento de eritrocitos, hematocrito y niveles de hemoglobina pueden estar artificialmente altos.

En el Perú, no se han realizado estudios similares sobre la hematología de las tortugas motelos (*Geochelone denticulata*). Los resultados obtenidos en la presente investigación fueron comparados con investigaciones anteriores, realizadas en otras especies de tortugas de distintos países como Argentina, Venezuela, etc. Se encuentran datos recopilados en el ISIS; provenientes de evaluaciones médicas periódicas de la tortuga *Geochelone carbonaria* pertenecientes a diversos zoológicos del mundo. Troiano y Silva en 1998, reportan valores hematológicos en *Chelonoidis chilensis chilensis*, sin embargo no especifican edad o sexo. Los valores de los resultados de otros autores tales

como Knotková *et al.*, 2002 (*Agrionemys horsfieldi*); López-Olvera *et al.*, 2003 (*Testudo marginata*); Metin *et al.*, 2006 (*Emyz orbicularis*) fueron comparados con el estudio, debido a que presentan similares condiciones de cautiverio.

El valor promedio de glóbulos rojos obtenidos en el presente estudio fue de $0.44 \times 10^6/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 0.19), que en su media son menores a los descritos para otros testudínidos como *Geochelone carbonaria* (ISIS, 1999) donde obtuvieron una media de $2.05 \times 10^6/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 2.83); *Chelonoidis chilensis chilensis* con una media de $0.74 \times 10^6/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 0.07) y *Phrynops hylaru* con una media de $0.76 \times 10^6/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 0.06) (Troiano y Silva, 1998) siendo sus respectivos recuentos promedio de glóbulos rojos mayores a $0.7 \times 10^6/\mu\text{L}$. Para otras especies como en *Testudo marginata* (López *et al.*, 2003) sus valores promedio fue de $0.34 \times 10^6/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 0.11) y en *Chelonia mydas* con una media de $0.42 \times 10^6/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 0.09) (Montilla *et al.*, 2006); los valores promedio de estos últimos son similares y además se encuentra dentro de sus rangos respectivos.

Para el Hematocrito el promedio encontrado fue de 20.3% (\pm D.S. 5.2) y se encuentra dentro del rango de variación descrito para *Phrynops hylaru* (Troiano y Silva, 1998) siendo su promedio 20.86% (\pm D.S. 3.1), pero son menores a aquellos descritos para *Chelonia mydas* que fue de 29.4% (\pm D.S. 3.9) (Montilla *et al.*, 2006) y *Geochelone carbonaria* (ISIS, 1999) cuyo valor fue de 29.1% (\pm D.S. 8.2).

El valor de Hemoglobina para el presente estudio fue de 7.0 g/dl (\pm D.S. 2.2), el cual se asemejan a los reportados para *Geochelone carbonaria* con 7.5 g/dl (\pm D.S. 0.6) (ISIS, 1999), encontrándose dentro del rango de variación. Los valores de hemoglobina descritos para *testudo marginata* fue de 37.3 g/dl (\pm D.S. 15.2) (López-Olvera *et al.*, 2003) el cual son mayores a los valores descritos en el estudio, lo que puede deberse a posibles diferencias en la alimentación, ya que cuando las condiciones de alimentación mejoran la

hemoglobina tiende a elevarse (Medway *et al*, 1986). El valor de hemoglobina también puede variar por la técnica empleada al momento de la toma de muestra, ya que un mal manejo produciría hemólisis y así el escape de hemoglobina de los glóbulos rojos con aumento en sus lecturas (Benjamin, 1998).

El valor del Volumen Corpuscular Medio (VCM), para el presente estudio fue de 502.7 fl (\pm D.S. 151) expresado en fentolitros, al realizar una comparación difieren a los valores reportados para *Testudo marginata* con 397.1 fl (\pm D.S. 100) (López-Olvera *et al.*, 2003). El valor de la Hemoglobina Corpuscular Media (HCM), para el presente estudio fue de 171.4pg (\pm D.S. 56.6) expresado en picogramos, al realizar una comparación, se observó que el valor que más se aproxima es 154.1pg (\pm D.S. 21.1, correspondiente a la muestra colectada en tortuga *Chelonidis chilensis chilensis*, tortuga terrestre argentina según Troiano (2004). El valor para la Concentración de Hemoglobina Corpuscular Media (CHCM), fue de 34.10 g/dl (\pm D.S. 3.3), el cual es comparable a los valores descritos para *Geochelone carbonaria* que fue de 30.60 g/dl (\pm D.S. 1.8) (ISIS, 1999); aunque difieren con el valor promedio de 26.8 g/dl (\pm D.S. 3.2) reportado para *Testudo marginata* (López-Olvera *et al.*, 2003).

Para la serie Leucocítica con respecto al recuento de glóbulos blancos, el valor promedio obtenido en el presente estudio fue de $7.82 \times 10^3/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 3.66) estos datos se asemejan a los reportados para algunos testudinidos como *Geochelone carbonaria* (ISIS, 1999) que muestra una media de $7.14 \times 10^3/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 3.47) y *Chelonia mydas* cuyo valor promedio fue de $6.16 \times 10^3/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 2.6) (Montilla *et al.*, 2006); Sin embargo los valores descritos para *Chelonidis chilensis chilensis* obtuvo una media de $9.81 \times 10^3/\mu\text{L}$ (\pm D.S. 0.9) (Troiano, 2004) que son ligeramente superiores a los descritos en el presente estudio. Esta diferencia puede deberse a que el conteo total de leucocitos es

influenciado por el lugar de toma de muestra, edad, actividad muscular, alojamiento y factores de estrés (Rebar *et al*, 2002).

En los recuentos de leucocitos totales, los valores en adultos son menores que los valores de animales jóvenes. Cuando se concentran grandes cantidades de animales, los recuentos totales de leucocitos tienden a ser altos. Los animales libres de patógenos tienden a poseer menores recuentos totales de leucocitos que los animales criados en condiciones convencionales. Las condiciones de estrés, antes o durante la extracción de sangre, afectan el hematocrito, aún en animales relativamente dóciles puede subir hasta en un 20%, similar acción realiza el ejercicio; contrariamente, la sedación en algunos casos reduce en forma considerable los parámetros eritrocíticos (Doxey, 1987).

Investigaciones realizadas por varios autores, describen en frotis de tortugas verde la presencia de eritrocitos, eosinófilos, basófilos, azurófilos, neutrófilos, linfocitos, monocitos y trombocitos utilizando microscopio de luz (Work *et al.*, 1998). La discrepancia en la clasificación de leucocitos, se debe a que en estos estudios no se ha realizado la diferenciación de las células mediante caracterización citoquímica y/o estudio ultraestructural con el uso de microscopía electrónica, que corroboren sus resultados. En mamíferos son comúnmente observados neutrófilos. Algunos autores describen la presencia de neutrófilos en reptiles, mientras que otros los reportan como heterófilos, los cuales funcionalmente corresponden a los neutrófilos de mamíferos. La literatura denomina heterófilos a los polimorfonucleares que con mayor frecuencia se presentan en la sangre de reptiles y aves (Mader, 1996) y bajo esta denominación han sido descritos en esta investigación.

En el presente estudio se reportó un mayor porcentaje en heterófilos como hallazgo común en las muestras evaluadas cuyo valor promedio fue de 55.6% (\pm D.S. 20.1). Resultados similares fueron reportados en trabajos anteriores. Al hacer una comparación, se observó que los valores en *Chelonia*

mydas, reportados por Montilla *et al.* (2006) poseen 82.9% (\pm D.S. 5.8), indicando un mayor porcentaje de heterófilos con respecto a los demás Leucocitos. A diferencia de los valores descritos por Troiano (2004) con un promedio de heterofilos de 16.78% (\pm D.S. 2.6) en *Phrynops hylaru* y 17.71% (\pm D.S. 2.5) en *Chelonidis chilensis chilensis*, los cuales tienen valores menores a los reportados en este estudio. La heterofilia en reptiles generalmente está asociada a procesos inflamatorios, enfermedades bacterianas y parasitarias (Faggioni, 2006). En casos de neoplasias y leucemias mieloides puede presentar heterofilia. Ante la aparición de enfermedades infecciosas, la heterofilia puede estar acompañada de cambios en la morfología celular con la observación de heterófilos tóxicos (Rosskopf, 2000). En este estudio los heterófilos no presentaron cambios en la morfología celular.

Algunos autores reportan heterofilia madura en animales saludables asociada a estrés y cambios estacionales (Rosskopf, 2000). La influencia de las variaciones climáticas o ambientales sobre los valores hematológicos de reptiles es muy controversial (Rossini, 2002). La realización del presente estudio ocurrió durante la misma temporada del año y en un período corto de tiempo comprendido en el mes de Febrero, por lo que se presume que estas variables no afectaron los resultados.

Otros estudios reportaron eosinofilia relacionadas con infecciones parasitarias (Work *et al.*, 1998). Los valores reportados por troiano (2004) en *Phrynops hylaru* y *Chelonidis chilensis chilensis* muestran un promedio de 41.3% (\pm D.S. 5.0) y 42.0% (\pm D.S. 5.8). En este estudio los valores promedio de eosinófilos es de 15.8% (\pm D.S. 8.9) los cuales se encontraron elevados con respecto a los valores reportados por ISIS (1999), Montilla *et al.* (2006) y López-Olvera (2003) cuyos valores promedio fueron de 6.2% (\pm D.S. 0.8), 0.5% (\pm D.S. 1.1) y 8.7% (\pm D.S. 7.9) respectivamente.

Las monocitosis sugieren un proceso infeccioso crónico o de estimulación inmunogénica (Aguirre *et al.*, 1995). En este estudio los valores promedio de monocitos es de 0.4% (\pm D.S. 1.1) el cual se encontraron muy similares a los descritos por López-Olvera (2003) con valor promedio de 0.7% (\pm D.S. 0.8).

Azurofilia y cambios tóxicos en la morfología celular son generalmente indicativos de infección (Mader, 1996). En el presente estudio se encontró un mínimo porcentaje en el conteo de azurófilos con un promedio de 1.2% (\pm D.S. 3.0) sin cambios aparentes en la morfología celular. Estos valores fueron comparados con los descritos por troiano (2004) en *Phrynops hilaru* y *Chelonidis chilensis chilensis* quienes presentan un promedio de 9.7% (\pm D.S. 1.1) y 8.7% (\pm D.S. 1.1) respectivamente.

Todas estas variaciones dificultan la interpretación de los valores hematológicos encontrados, asimismo estos valores hematológicos pueden verse afectados por el tipo de manejo, alojamiento y alimentación. Se debe tener en cuenta que los valores denominados normales, están sujetos a varios factores, al momento de interpretar y mostrar los resultados. (Doxey, 1987).

VI. CONCLUSIONES

En la serie eritrocítica no se encontró diferencias ($p>0.05$) entre machos y hembras.

En la serie leucocítica no se encontró diferencias ($p>0.05$) entre machos y hembras, sin embargo en la distribución celular de heterófilos y eosinófilos, si fueron diferentes ($p<0.05$).

Los valores hematológicos hallados en las tortugas motelos (*Geochelone denticulata*) mantenidos en cautiverio en la ciudad de Iquitos pueden ser tomados como patrones referenciales para la especie.

VII. RECOMENDACIONES

Durante los controles clínicos se recomienda incluir también examen de sangre, para obtener una mayor información que nos permita evaluar el estado sanitario y ayude al diagnóstico de enfermedades presentes en estas tortugas en cautiverio.

Se recomienda continuar con los estudios en esta especie por ser animales amenazados y en vía de extinción.

VIII. LITERATURA CITADA

1. **Aguirre A, Balazs G, Speaker T, Gross T. 1995.** Adrenal and hematological responses to stress in juvenile green turtles (*Chelonia mydas*) with and without fibropapilomas. *Physiol Zool.* p 831-854.
2. **Benjamín M. 1998.** Hematología Clínica Veterinaria. México: Editorial Limusa. p 33-87.
3. **Campbell T. 1996.** Clinical Pathology. In: Mader D.R, editor. Reptile medicine and surgery. WB Saunders, Philadelphia. p 474-483.
4. **Castaño-Mora O, Lugo R. 1981.** Estudio comparativo del comportamiento de dos especies de morrocoy: *Geochelone carbonaria* y *Geochelone denticulata* y aspectos comparables de su morfología externa. Tesis de Biólogo. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.
5. **Castaño-Mora O y Medem F. 2002.** *Geochelone carbonaria* y *Geochelone denticulada*. Libro rojo de reptiles de Colombia. Bogotá, Colombia. Vol 10. 37-38.
6. **Cowel R, Tyler R, Mein J. 1999.** Citología y hematología diagnóstica en el perro y el gato. Segunda edición. Grafica INSA. Barcelona, España.

7. **Dessauer H. 1970.** Blood Chemistry of Reptiles: Physiological and evolutionary aspects. GANS (Ed). Biology of the Reptilia, Vol. 3 Morphology, Academic. Press, New Cork. 72 p.
8. **Doxey D. 1987.** Patología Clínica de diagnóstico en veterinaria. Segunda edición. Editorial El Manual Moderno S.A. México.
9. **Faggioni C. 2006.** Haemogregarines in Reptiles and Amphibians. University of Georgia. Athens, GA. [Internet], [14 enero 2008]. Disponible en: <http://www.vet.uga.edu/VPP/clerk/faggioni/index.php>
10. **Frye F. 1986.** Hematology of Captive reptiles. In Fowler M.E. Zoo and Wild Animal Medicine. WB Saunders, Philadelphia. 181-183.
11. **Hawkey C, Dennett T. 1989.** A Color Atlas of Comparative Veterinary Hematology. Iowa State University Press. Wolffe Medical Publications Ltd, Ipswich England. 195 p.
12. **Herber C. 1970.** Biology of the Reptilia, Ed: Gans and Parsons, Vol. 3.
13. **IUCN. The International Union for Conservation of Nature. 1996.** Red List of Threatened Animals. [Internet], [06 agosto 2007]. Disponible en: <http://www.iucn.org>
14. **ISIS. International Species Information System 1999.** Valores Hematológicos de la tortuga *Geochelone carbonaria*. [Internet], [05 septiembre 2005]. Disponible en: <http://www.isis.org.com>
15. **Jackson OF. 1999.** Quelonios. In Beynon, Peter H. y Cooper, John E. Manual de Animales Exóticos. Ed Hardcourt Brace de España, Capitulo 17: Reptiles (I): 247-271.
16. **Jiménez MG. 2007.** El zoológico electrónico. [Internet], [25 octubre 2007]. Disponible en: <http://www.damisela.com/zoo/rep/tortugas/cripto/testu/denticulata/taxa.htm>

17. **Knotková Z, Doubek J, Knotek Z, Hájková P. 2002.** Blood Cell Morphology and Plasma Biochemistry in Russian Tortoises (*Agrionemys horsfieldi*) University of Veterinary and Pharmaceutical Sciences Brno, Czech Republic. In Acta Vet. Brno 71: 191–198.
18. **Lowell A. 1998.** The biology, husbandry and health care of reptiles. Vol III. T.F.H. Publications, INC. United States of America. Chapter: Diagnostics procedures: hematology. p 703-713.
19. **López-Olvera J, Montané J, Marco I, Martínez-Silvestre A, Soler J, Lavín S. 2003.** Effect of venipuncture site on Hematologic and Serum Biochemical parameters in Marginated Tortoise (*Testudo Marginata*). Universidad Autónoma de Barcelona, España. Journal of Wildlife Diseases, 39(4): 830–836.
20. **Marcano J. 2007.** Republica Dominicana: Anatomía de las Tortugas marinas. [Internet], [12 agosto 2007]. Disponible en: <http://www.jmarcano.com/biodiverso/endanger/tortuga/anatomia.html>
21. **Marks, Citno. 1990.** Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 21:3.
22. **Mader D. 1996.** Reptile Medicine and Surgery. WB Saunders, Philadelphia. University of California. USA.
23. **Medway W, Prier J, Wilkinson J. 1986.** Patología Clínica Veterinaria. 1ª ed. México: Editorial Hispano Americana S.A.
24. **Metin K, Türkozan O, Kargin F, Basimoglu-Koca Y, Taskavak E, Koca S. 2006.** Blood Cell Morphology and Plasma Biochemistry of the Captive European Pond Turtle *Emys orbicularis*. In: Acta Vet. Brno 2006, 75: 49–55. Adnan Menderez University. Aydin, Turkey.
25. **Molina R. 2002.** Hepatología y Bioquímica Sanguínea. En: I Encontro Ibérico de Recuperação e Conservação de Fauna Selvagem. Portugal: Centre de Fauna de Torreferrussa.

26. **Montilla AJ, Hernández JL, Alvarado MC. 2006.** Valores Hematológicos de la Tortuga Verde (*Chelonia mydas*) presente en la Alta Guajira. FUC-LUZ 16 (3): 219 – 226.
27. **Morán L. 2001.** Obtención de muestras sanguíneas de calidad analítica. México: Editorial Panamericana. 161 p.
28. **Owens D, Ruiz G. 1980.** New methods of obtaining blood and cerebrospinal fluid from marine turtles. Herpetol. 36: 17-20.
29. **Pámies E. 2005.** Infotortuga.com Portal especializado en tortugas. [Internet], [27 diciembre 2007]. Disponible en: http://www.infotortuga.com/chelonoidis_denticulata.htm
30. **Pritchard P, Trebbau P. 1984.** The turtles of Venezuela. Society for the study of amphibians and reptiles. 403 p.
31. **Raphael BL. 2003.** Chapter Chelonias (turtles, tortoise). En: Fowler ME, Miller RE. Zoo and Wild Animal Medicine 5th ed. Philadelphia: WB Saunders: p 48-58.
32. **Rebar AP, Mac W, Metzger F. 2002.** Manual de Hematología de perros y gatos. Primera edición española. Multimédica S.A. Barcelona, España.
33. **Rossini M. 2002.** Determinación de los parámetros hematológicos de la Baba (*Caiman crocodylus*) en hábitat silvestre. Cátedra de Patología, Trabajo de ascenso. Universidad Central de Venezuela. 73 p.
34. **Roskopf W. 2000.** Disorders of Reptilian Leukocytes and Erythrocytes. Chapter 22. En: Funge A. Laboratory Medicine. Avian and Exotic Pets. W.B. Saunders Company. p 198-204.
35. **Steel R, Torrie J. 1990.** Bioestadística, Principios y procedimientos. 2^a ed. México: Editorial Mc Graw - Hill.

36. **Tabaka C, Senneke D. 2003.** World Chelonian Trust. Turtle and tortoise conservation and Care. Tortuga de patas amarillas – *Geochelone denticulata*. [Internet], [27 diciembre 2007]. Disponible en: <http://www.chelonia.org/Articles/Gdenticulatacare.htm>.
37. **Thrusfield M. 1990.** Epidemiología Veterinaria. 1ª ed. Zaragoza: Editorial Acribia SA. 150 p.
38. **Troiano JC, Silva MC. 1998.** Valores Hematológicos de referencia en tortuga terrestre argentina (*Chelonoidis chilensis chilensis*). *Analecta Veterinaria*, 18:1/2: 47-51 Buenos aires – Argentina.
39. **Troiano JC. 2004.** Valores Hematológicos en tortuga terrestre argentina (*Chelonoidis chilensis chilensis*) y tortuga *Phrynops hylaru*. Hematología en Reptiles. En: Curso de Hematología en Animales Silvestres. Lima: Pumas Group.
40. **Wilmoth KA. 1994.** Laboratory manual of reptilian hematology. 2ª ed. USA: Houston Zoological Gardens. 14 p.
41. **Work T, Raskin R, Balazs G, Whittaker S. 1998.** Morphologic and cytochemical characteristics of blood cells from Hawaiian green turtles. *AJVR*. 59 (10): 1252-1257.

IX. APÉNDICES

Apéndice 1. Distribución de la tortuga motelo (*Geochelone denticulata*) en América del Sur



Fuente: Pámies, 2005.

Apéndice 2. Valores de la serie eritrocítica en motelos mantenidos en cautiverio en la ciudad de Iquitos

Cantidad	Sexo	Identificación	GR	Ht	Hb
1	H	58	335000	20	5.2
2	H	148	175000	13	4.1
3	H	23	375000	22	7.5
4	H	126	656000	20	6.6
5	H	147	326000	14	4.6
6	H	000	690000	28	9.2
7	H	151	250000	13	4.2
8	H	110	650000	29	9.5
9	H	156	610000	18	6.0
10	H	62	665000	20	6.1
11	H	004	225000	11	3.1
12	H	15	405000	18	6.0
13	H	43	470000	24	8.1
14	H	4	250000	25	10.2
15	H	99	270000	16	5.3
16	H	100	615000	28	10.6
17	H	41	315000	20	6.4
18	H	21	290000	20	6.2
19	H	81	590000	25	8.3
20	H	73	380000	22	9.2
21	H	135	740000	24	8.1
22	H	5	240000	13	4.3
23	H	108	215000	16	5.3
24	H	9	490000	14	4.6
25	H	005	570000	25	8.3
26	H	50	690000	25	10.2
27	H	44	585000	29	10.5
28	H	86	270000	15	5.1
29	H	006	500000	21	6.9
30	H	158	790000	20	6.4
31	H	007	830000	27	12.2
32	H	008	345000	20	6.6
33	H	159	400000	21	6.9
34	H	009	260000	15	5.2
35	H	140	350000	21	7.4
36	H	6	855000	29	10.0
37	M	57	353000	20	7.2
38	M	24	220000	12	4.0
39	M	90	405000	20	6.8
40	M	43	240000	20	6.6
41	M	116	395000	18	6.2
42	M	100	550000	28	10.4
43	M	97	560000	23	8.1
44	M	12	245000	12	4.2

Apéndice 3. Valores de la serie leucocítica en motelos mantenidos en cautiverio en la ciudad de Iquitos

Cant	Sexo	Ident.	GB	heterófilo	linfocitos	eosinófilos	basófilos	monocitos	azurófilo
1	H	58	8140	9	63	21	0	1	6
2	H	148	12980	29	55	9	1	3	3
3	H	23	4180	43	47	5	1	2	2
4	H	126	5280	36	48	12	3	0	1
5	H	147	14080	20	72	8	0	0	0
6	H	000	9900	16	40	38	1	2	3
7	H	151	17600	15	74	7	0	0	4
8	H	110	18260	74	12	8	0	1	5
9	H	156	8580	41	28	26	2	1	2
10	H	62	2640	45	32	18	3	0	2
11	H	004	6380	46	32	20	2	0	0
12	H	15	6820	50	30	17	1	0	2
13	H	43	5940	70	23	7	0	0	0
14	H	4	6600	52	33	15	0	0	0
15	H	99	6600	51	45	4	0	0	0
16	H	100	8800	58	27	15	0	0	0
17	H	41	14520	66	23	11	0	0	0
18	H	21	8140	40	28	29	2	0	1
19	H	81	4400	54	39	7	0	0	0
20	H	73	5280	56	21	22	0	1	0
21	H	135	5940	62	8	29	1	0	0
22	H	5	4620	35	27	35	2	0	1
23	H	108	9460	67	7	23	3	0	0
24	H	9	5940	64	28	8	0	0	0
25	H	005	10560	30	19	25	11	3	12
26	H	50	6160	57	10	19	7	0	7
27	H	44	9460	74	8	15	2	0	1
28	H	86	5280	61	12	25	2	0	0
29	H	006	5280	34	32	30	0	4	0
30	H	158	10340	74	9	15	2	0	0
31	H	007	9020	64	8	28	0	0	0
32	H	008	5280	58	25	17	0	0	0
33	H	159	7260	85	5	9	1	0	0
34	H	009	3740	79	14	7	0	0	0
35	H	140	15180	61	12	25	1	1	0
36	H	6	7040	87	4	9	0	0	0
37	M	57	4620	83	5	11	1	0	0
38	M	24	5940	85	6	6	3	0	0
39	M	90	8580	83	4	8	5	0	0
40	M	43	5500	73	10	17	0	0	0
41	M	116	9020	56	34	9	1	0	0
42	M	100	5500	70	17	11	2	0	0
43	M	97	4840	69	12	14	4	0	1
44	M	12	4400	63	34	3	0	0	0

Apéndice 4. Valores del peso corporal y la temperatura cloacal en motelos mantenidos en cautiverio en la ciudad de Iquitos

Cantidad	Sexo	Identificación	Peso (Kg)	Temp. Cloacal (°C)
1	H	58	5.4	26.7
2	H	148	6.4	27.7
3	H	23	5.0	29.0
4	H	126	7.2	29.6
5	H	147	6.3	27.0
6	H	000	5.4	27.8
7	H	151	5.4	32.0
8	H	110	4.4	28.7
9	H	156	6.5	27.7
10	H	62	4.5	28.3
11	H	004	4.6	29.3
12	H	15	5.0	27.7
13	H	43	5.0	27.3
14	H	4	8.0	28.8
15	H	99	3.7	27.7
16	H	100	3.2	27.2
17	H	41	3.5	26.7
18	H	21	5.5	26.0
19	H	81	3.2	28.0
20	H	73	3.9	26.3
21	H	135	4.6	27.0
22	H	5	4.4	29.8
23	H	108	4.8	27.8
24	H	9	3.3	27.6
25	H	005	3.5	27.4
26	H	50	3.5	28.2
27	H	44	3.2	26.9
28	H	86	4.2	27.1
29	H	006	2.4	26.8
30	H	158	4.8	28.0
31	H	007	4.6	27.2
32	H	008	6.1	27.5
33	H	159	6.2	27.1
34	H	009	3.1	28.4
35	H	140	5.0	28.3
36	H	6	2.0	28.3
37	M	57	5.5	27.2
38	M	24	4.6	27.8
39	M	90	4.6	28.4
40	M	43	5.0	30.8
41	M	116	4.3	26.8
42	M	100	3.6	28.0
43	M	97	4.0	27.3
44	M	12	4.1	29.9