

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

**DETERMINACIÓN DE VALORES DE REFERENCIA PARA
HEMATOLOGÍA, QUÍMICA SANGUÍNEA, MORFOMETRÍA Y FISIOLOGÍA
DEL VENADO HUITZIZIL DE GUATEMALA (*Mazama americana cerasina*).**

TESIS

**Presentada a la Honorable Junta Directiva de La Facultad de Medicina
Veterinaria y Zootecnia
De la Universidad de San Carlos de Guatemala**

Por

Jorge David Morán Villatoro

Previo a conferírsele el Grado Académico de

Médico Veterinario

Guatemala, Abril del 2004

**Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de
la Universidad de San Carlos de Guatemala.**

Decano:	M.V. Mario Llerena
Secretaria:	M.V. Beatriz Santizo
Vocal I:	Lic. Carlos Saavedra
Vocal II:	M.V. Fredy González
Vocal III:	M.V. Edgar Bailey
Vocal IV:	Br. Estuardo Ruano
Vocal V:	Br. Daniel Barrios.

ASESORES

M.Sc. Dennis Guerra
M.V. Gustavo González
M.V. Griselda Arizandieta

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento a lo establecido por los estatutos de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a consideración de ustedes el presente trabajo de tesis titulado

DETERMINACIÓN DE VALORES DE REFERENCIA PARA HEMATOLOGÍA, QUÍMICA SANGUÍNEA, MORFOMETRÍA Y FISIOLOGÍA DEL VENADO HUITZIZIL DE GUATEMALA (*Mazama americana cerasina*).

Como requisito previo a optar al título profesional de

MÉDICO VETERINARIO

ACTO QUE DEDICO

A Dios.

A mis padres y a mis hermanos, por apoyarme durante toda la vida.

A mis amigos, todos y cada uno (ustedes saben quienes son), por todo el cariño y apoyo que me han brindado siempre.

A la memoria de mi amigo Juan Francisco de León (Taz), descansa en paz hermano.

AGARDECIMIENTOS

A mis asesores de tesis por su paciencia y apoyo.

A los zoológicos La Aurora, y La Jungla IRTRA, y al Licenciado Sergio Castro por permitirme utilizar a sus venados en la realización de este estudio.

A los Doctores Gustavo Gonzáles, y Edy Meño por apoyarme con su tiempo, equipo, y paciencia.

Al personal técnico de La Aurora y La Jungla por su valiosa colaboración en la fase de campo de esta tesis, principalmente a don Luis, Roberto, y don Atilio (q.e.p.d.).

A la Unidad de Vida Silvestre, por su guiarme y apoyarme siempre.

INDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. HIPÓTESIS	2
III. OBJETIVOS	3
3.1. General	3
3.2. Específicos	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	4
4.1 El venado huitzizil (<i>Mazama americana</i>)	4
4.1.1. Clasificación y distribución geográfica	4
4.1.2. Historia natural	5
4.1.2.1. Características físicas	5
4.1.2.2. Hábitos	5
4.1.3. Restricción y manejo	6
4.1.3.1. Restricción física	6
4.1.3.2. Restricción química	6
4.2. Hematología, química sanguínea y fisiología	8
V. MATERIALES Y MÉTODOS	10
5.1. Área de estudio	10
5.2. Materiales	10
5.2.1. Recursos humanos	10
5.2.2. Recursos biológicos	10
5.3. Métodos	10
5.3.1. Colecta de datos	10
5.3.2. Criterios de inclusión	11
5.3.3. Inmovilización y anestesia de los animales	11
5.3.4. Registro de morfometría, temperatura, frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria, y tensión de oxígeno	12
5.3.5. Toma de la muestra de sangre	13
5.3.6. Procesamiento de las muestras de sangre	13
5.3.7. Análisis estadístico	14
VI. RESULTADOS Y DISCUSION	15
6.1. Hematología	15
6.2. Química sanguínea	18

6.3. Morfometría y fisiología	24
VII. CONCLUSIONES	27
VIII. RECOMENDACIONES	28
IX. RESUMEN	29
ABSTRACT	30
X. BIBLIOGRAFÍA	31
XI. ANEXOS.	40
Anexo 1. Tabla de valores de referencia para hematología, química sanguínea, morfometría y fisiología de <i>Mazama americana cerasina</i> : datos agrupados	41
Anexo 2. Componentes de la dieta de las diferentes poblaciones utilizadas en el estudio	42
Anexo 3. Ficha de protocolo utilizada en el estudio	43
Anexo 4. Ficha de resultados de laboratorio utilizada en el estudio	44

INDICE DE CUADROS

- Cuadro 1.** Subespecies de *Mazama americana* actualmente conocidas _____ 5
- Cuadro 2.** Anestésicos utilizados en *Mazama americana* _____ 7
- Cuadro 3.** Dosis recomendadas de Medetomidina/ketamina en artiodáctilos _____ 7
- Cuadro 4.** Características de los lugares donde se encuentran las poblaciones del estudio _____ 10
- Cuadro 5.** Valores de hematología de venados huitzizil (*Mazama americana cerasina*) de tres poblaciones: efecto del sexo y población. _____ 15
- Cuadro 6.** Valores de química sanguínea de venados huitzizil (*Mazama americana cerasina*) de tres poblaciones: efecto del sexo y población. _____ 19
- Cuadro 7.** Valores de morfometría y fisiología de venados huitzizil (*Mazama americana cerasina*) de tres poblaciones: efecto del sexo y población. _____ 24

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución de *Mazama americana* en Mesoamérica _____ 4.

Figura 2. Medidas morfométricas tomadas a los venados. _____ 12

M.E.P.U. Jorge David Morán Villatoro

M.Sc. Dennis Guerra Centeno
Asesor principal.

M.V. Gustavo González.
Asesor.

M.V. Griselda Arizandieta.
Asesora.

Imprimase: _____

Decano: M.V. Mario Llerena Quan.

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

**DETERMINACIÓN DE VALORES DE REFERENCIA PARA
HEMATOLOGÍA, QUÍMICA SANGUÍNEA, MORFOMETRÍA Y FISIOLOGÍA
DEL VENADO HUITZIZIL DE GUATEMALA (*Mazama americana cerasina*).**

JORGE DAVID MORÁN VILLATORO

GUATEMALA, ABRIL DEL 2004.

I. INTRODUCCIÓN.

El venado huitzizil (*Mazama americana*) es una especie nativa, con valor cinegético, cultural, y económico, que en Guatemala se ve sometida a presiones directas como la sobre cacería y la destrucción de hábitat por parte del hombre.

Es necesario generar información que contribuya al manejo y conservación de esta especie en Mesoamérica, ya que las actividades de conservación pueden fortalecerse considerablemente si disponemos de datos sobre la condición y salud de las poblaciones animales (Holmes 1982, Spalding y Forrester 1993, Karesh et al. 1997).

En Guatemala se han determinado valores de referencia para hematología y química sanguínea en el venado cola blanca (Samayoa 1993). Sin embargo, la información sobre estos valores para el venado huitzizil es prácticamente inexistente.

En el presente estudio determiné los valores de referencia para 12 parámetros de hematología, 22 de química sanguínea, ocho morfométricos, y cuatro fisiológicos de *Mazama americana*, así como la influencia del sexo, edad, y población sobre estos valores.

II. HIPOTESIS.

- El sexo, la edad, y la población no afectan los valores de hematología, química sérica, fisiología y morfometría de venados huitzivil.

III. OBJETIVOS.

3.1 General.

- Generar conocimiento que pueda ser aplicado en la medicina, manejo, y conservación del venado huitizil de Guatemala (*Mazama americana cerasina*).

3.2 Específicos.

- Determinar los valores de referencia para hematología, incluyendo los parámetros de hematocrito, hemoglobina, glóbulos rojos, glóbulos blancos, neutrofilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos, monocitos, hemoglobina corpuscular media, volumen corpuscular medio y concentración de hemoglobina corpuscular media.
- Determinar los valores de referencia para química sérica, incluyendo los parámetros de glucosa, nitrógeno ureico, creatinina, colesterol, triglicéridos, ácido úrico, fosfatasa alcalina, aspartato aminotransferasa (AST), alanino aminotransferasa (ALT), gamma glutamil transferasa (GGT), creatina quinasa, bilirrubina libre, bilirrubina conjugada, proteína total, albúmina, globulina, y para calcio, fósforo, magnesio, sodio y potasio séricos.
- Determinar los valores de referencia para los valores fisiológicos de frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria, temperatura, y saturación de oxígeno.
- Determinar valores de referencia para peso corporal, altura al hombro, largo total, largo de oreja, largo de cola, longitud del corvejón, perímetro torácico, longitud de pezuña.
- Determinar si existe influencia del sexo, edad y población sobre los valores hematológicos.
- Determinar si existe influencia del sexo, edad y población sobre los valores de química sanguínea.
- Determinar si existe influencia del sexo, edad y población sobre los valores morfométricos y fisiológicos

IV. REVISION DE LITERATURA.

4.1 El venado huitzizil (*Mazama americana*).

4.1.1 Clasificación y distribución geográfica.

Clasificación taxonómica de *M.americana*:

Reino:	Animalia
Phylum:	Chordata
Clase:	Mammalia
Orden:	Artiodactyla
Suborden:	Ruminantia
Infraorden:	Pecora
Superfamilia:	Cervoidae
Familia:	Cervidae
Subfamilia:	Odocoileinae
Género:	<i>Mazama</i>
Especie:	<i>M americana</i>

Nombres comunes: Huitzizil, venado colorado, venado temazate, cabro, cabro de monte, cabrito, antelope, corzo, entre otros (Nowak 1983, Wilson & Reeder 1993; Reid 1997). Se encuentra distribuido en Centro y Sur América: sur de México, dirigiéndose al sur, hasta el norte de Argentina, hacia elevaciones de 2000 msnm (Emmons 1990, Reid 1997).

Fig. 1. Distribución en Mesoamérica tomada de Reid (1997).



La subespecie de *M. americana* para Guatemala es *M. a. cerasina*, que se distribuye en toda la republica (aparentemente es más abundante a mayores elevaciones), se le conoce como cabrito de monte o huitzizil (Handley, 1960).

El venado huitzizil se encuentra en el apéndice III de CITES para Guatemala (Reid 1997). *M. americana* presenta actualmente 14 subespecies, las cuales se presentan en el **Cuadro 1.** (tomada de Medellín et al. 1998).

Cuadro 1. Subespecies de *Mazama americana* actualmente conocidas.

SUBESPECIE	DISTRIBUCIÓN
<i>Mazama americana americana</i>	Del sureste de Venezuela hasta el norte de Brasil y las Guyanas (Erxleben 1777).
<i>Mazama americana carrikeri</i>	Norte de Colombia (Hershkovitz 1959)
<i>Mazama americana cerasina</i>	De Guatemala hasta Costa Rica (Hollister 1914).
<i>Mazama americana gualea</i>	Oeste del Ecuador (J.A. Allen 1915).
<i>Mazama americana repertica</i>	Panamá y Sur América (Goldman 1913).
<i>Mazama americana rosii</i>	Norte de Argentina (Lonnberg 1919).
<i>Mazama americana rufa</i>	Paraguay y Argentina (Illiger 1815).
<i>Mazama americana sarae</i>	Bolivia y el extremo noroeste de Argentina (Thomas 1925)
<i>Mazama americana sheila</i>	Norte de Venezuela (Thomas 1913).
<i>Mazama americana sucunda</i>	Sur de Brasil (Thomas 1914).
<i>Mazama americana temama</i>	México (Kerr 1792).
<i>Mazama americana trinitatis</i>	Isla Trinidad (J.A. Allen 1915).
<i>Mazama americana zamora</i>	Desde el sureste de Colombia al noreste del Perú (J.A. Allen 1915).
<i>Mazama americana zetta</i>	Norte de Colombia (Thomas 1913).

4.1.2 Historia natural.

4.1.2.1 Características físicas.

El cuerpo es café rojizo en el dorso y más claro abajo; la parte de debajo de la cola es blanca. El pelaje del adulto es café uniforme, que varía de claro a oscuro en las distintas subespecies. La cara posee marcas distintivas, la frente con un mechón de pelos largos con puntas oscuras, orejas con pelo muy fino, ojos grandes, conjuntiva blanco-amarillenta. Cuerpo robusto, extremidades delgadas y espalda arqueada; con ancas grandes, más altas que los hombros, al caminar lleva la cabeza baja, al mismo nivel de la espalda. Solo el macho posee astas, cortas, sin ramas, y echadas para atrás. No poseen glándula metatarsal. Las hembras poseen cuatro mamas (Janson 1981, Nowak 1983; Emmons 1990).

4.1.2.2 Hábitos.

Se encuentran en bosques de 0 a 5,000 msnm. Son relativamente sedentarios, a veces manteniéndose en áreas perimetrales de algunos cientos de metros. Se han reportado actividades diurnas, nocturnas y crepusculares para esta especie. (Nowak 1983). Prefieren vegetación densa. Se encuentran en bosques maduros con crecimiento

secundario, áreas pantanosas y guamiles viejos, orillas de bosques y plantaciones. No suelen usar senderos o caminos para recorrer el bosque, por lo que se encuentran adaptados para pasar entre arbustos (Emmons 1990). Al asustarse huyen una distancia corta sin ver al perseguidor. No poseen mucha resistencia. Son buenos nadadores y les gusta el agua (Nowak 1983).

Son solitarios, se juntan solo brevemente para aparearse. La madurez sexual la alcanza aproximadamente a los 12 meses y la esperanza de vida es de 7 a 12 años. *M. americana* tiene un ciclo de reproducción poliéstrico continuo, una gestación de 225 días, con nacimientos reportados durante todo el año, generalmente una cría por parto, pero algunas veces pueden ser dos (Paredes et al. 2002).

4.1.3 Restricción y manejo.

En los artiodáctilos, los parámetros fisiológicos de temperatura corporal, frecuencia cardíaca y frecuencia respiratoria, se alteran fácil y rápidamente durante cualquier manipulación del animal (Wallach y Boever 1983). La restricción de un cérvido puede hacerse por medios físicos o mediante la administración de agentes tranquilizantes (Wallach y Boever 1983, Fowler y Boever 1986; Diehl 1988).

4.1.3.1 Restricción física.

Se sabe que debido al temperamento nervioso y excitable de los venados, la utilización de trampas y corrales para su captura no es recomendable ya que, durante la captura, los animales pueden sufrir traumas que en ocasiones pueden ser fatales, o bien padecer de miopatía por captura (Alford et al. 1980, Fowler y Boever 1986, Barbanti et al. 2,001).

El método de contención utilizado en los *Mazama spp.* en cautiverio varía dependiendo del temperamento individual, tamaño y edad. Las crías y animales jóvenes de *Mazama americana* pueden sujetarse físicamente, sin embargo, para los animales adultos, se prefiere la contención química (Paredes et al. 2002).

4.1.3.2 Restricción química.

Las drogas y dosis utilizadas actualmente en cérvidos han sido descritas extensamente en varios estudios de diferentes autores (Boever 1986, Samayoa 1993; Barbanti et al. 2,000; Fernández-Morán 2000). Como se puede ver en el **cuadro 2**, lo más utilizado en la restricción química en *Mazama americana*, es la mezcla xilazina-ketamina. Para procedimientos largos e invasivos, se recomienda el uso de anestesia

inhalada (halotano o isofluorano) después de una inducción con la combinación anterior (Paredes et al. 2,002).

Cuadro 2. Anestésicos utilizados en *M.americana*

Animal	Droga	Dosis(mg/kg)
Mazama gouazoupira	Tiletamina + zolacepan	4 – 15 IV
	Ketamina +	5 – 10 IM
	Xilazina	0. 5 – 1. 5 IM
Mazama americana	Ketamina +	8 – 10 IM
	Xilazina	1 IM
	Xilazina	2 – 3
Mazama rufina	Ketamina +	8 – 10 IM, 5 IV
	Xilazina	1 IM, 2 IV

Recientemente se ha utilizado Medetomidina, un nuevo α_2 –agonista muy potente, combinado con Ketamina, para inmovilizar diferentes animales silvestres (Jalanka y Roeken 1990; Jalanka 1993, Aguirre et al. 1998; Phillips et al. 1998; deMaar et al. 1998; Cattet et al 1999). Las dosis recomendadas para artiodáctilos se presentan en la **Cuadro 3**. (Tomada de Jalanka y Roeken 1990).

Cuadro 3. Dosis recomendadas de Medetomidina/Ketamina en artiodáctilos

Animal	Dosis	
	Medetomidina ($\mu\text{g}/\text{kg}$)+ Ketamina (mg/kg)	
Artiodactylos		
Camelidae	60 – 100	1. 0 – 2. 0
Cervidae	50 – 100	1. 0 – 2. 5
Bovidae	80 – 150	1. 5 – 2- 0

La inmovilización inducida por Medetomidina-Ketamina en rumiantes, dura unas dos horas, por ello se recomienda revertir la inmovilización para evitar complicaciones como el timpanismo ruminal, o la regresión atáxica prolongada. La reversión se puede hacer rápida y consistentemente administrando Atipemazole, ajustando la dosis a una relación de Atipemazole: Medetomidina de 4 -5:1(peso / peso) (Jalanka y Roeken 1990, Jalanka 1993, deMaar et al. 1998). En rumiantes se ha observado hiperglicemia y alteraciones leves en los niveles de sodio y cloro al usar esta mezcla (Jalanka y Roeken 1990, Jalanka 1993).

4.2. Hematología, química sanguínea y fisiología.

Los valores hematológicos y de química sanguínea se deben tomar en cuenta dentro de la evaluación del estado de salud de un animal con el fin de determinar las concentraciones de algunos de sus componentes. Los resultados obtenidos permiten al médico una orientación o una confirmación diagnóstica, así como una mejor evaluación del pronóstico de las enfermedades (Coles 1989, Meneses et al. 1993). Los constituyentes bioquímicos del plasma frecuentemente se usan en el diagnóstico y manejo de las enfermedades tanto del humano como de los animales (Cargill et al. 1979), por ello, es fundamental contar con datos de referencia y comparación estimados en poblaciones de la misma especie.

Numerosos estudios reconocen la utilidad de algunos valores hematológicos y de química sérica como indicadores de la salud de poblaciones de vida silvestre y de la calidad de sus hábitats (Kirkpatrick et al. 1975, Seal et al. 1975, 1978b, Franzmann y LeResche 1978, Seal y Hoskinson 1978, Smith y Rongstad 1980, Lochmiller y Grant 1984, Lochmiller et al. 1985a, 1985b, Fuller et al. 1985, Hannon y Grant 1988, Vassart et al. 1994, Wallace y Oppenheim 1996, Vogel et al. 1999).

Los valores de hematología y química sérica obtenidos de poblaciones en cautiverio cuyas condiciones de manejo permanecen constantes y cuyo historial nutricional y de salud es conocido, proveen un estándar con el cual se pueden comparar los valores obtenidos de poblaciones de condición desconocida como las de vida silvestre (Kirkpatrick et al. 1975, Franzmann 1986, Rietkerk et al. 1994). Los procedimientos empleados para el muestreo de animales en cautiverio son básicamente los mismos que se aplican en condiciones de campo lo cual elimina el posible efecto de utilizar técnicas distintas. (Seal et al. 1975, Fuller et al. 1985, Weaver y Jonson 1995).

Si la salud y condición del animal se relacionan directamente a la condición del ambiente, entonces, los parámetros fisiológicos del animal son valiosos para evaluar la calidad y cambios en la calidad del ambiente (Franzmann 1972). La composición sanguínea puede ser usada para identificar fuentes de variación como condición, excitabilidad, hábitat, ingesta de proteína, estrés por manejo, sexo, ingesta de energía, estado reproductivo, drogas, edad, condiciones patológicas, y estado nutricional (Kirkpatrick et al. 1975, Seal et al. 1975, 1978a, 1978b, 1978c, Franzmann y Le Resche 1978, Seal y Hoskinson 1978, Smith y Rongstad 1980, Lochmiller et al. 1985b, 1985c, Lochmiller y Grant 1984, Fuller et al. 1985, Hannon y Grant 1988, Vassart et al. 1994, Vogel et al. 1999).

Los valores hematológicos y de química sanguínea que se han evaluado en estudios de poblaciones de vida silvestre son: urea, creatinina, glucosa, bilirrubina, sodio, potasio, cloro, calcio, fosfatos, magnesio, fosfatasa alcalina, ALT, AST, lactato deshidrogenasa, creatina quinasa, GGT, ácido úrico, colesterol, albúmina, globulina, hemoglobina, volumen corpuscular medio, hemoglobina corpuscular media, concentración de hemoglobina corpuscular media, leucocitos, eritrocitos, linfocitos, neutrofilos, monocitos, eosinofilos, basofilos, concentración de CO₂ (Pedersen y Pedersen 1975, Franzmann y Le Resche 1978, Cargill et al. 1979, Smith y Rongstad 1980, Fuller et al. 1985, Lochmiller et al. 1985a, Hannon y Grant 1988, Converse et al. 1994, Samayoa 1996, Wallace y Oppenheim 1996, Borjesson et al. 2000, Guerra 2001).

V. MATERIALES Y MÉTODOS.

5.1 Área de estudio

Utilicé tres poblaciones en cautiverio las cuales describo a continuación:

Cuadro 4. Características de los lugares donde se encuentran las poblaciones del estudio.

	POBLACIÓN	Localización (Departamento)	Elevación (msnm)	Precipitac. Anual mm.	Biotemperatura °C	ZONA DE VIDA*
1	La Aurora	Guatemala	1,500	1,110- 1,349	20-26	Bosque húmedo subtropical
2	La Jungla IRTRA	Guatemala	1,500	1,110- 1,349	20-26	Bosque húmedo subtropical
3	Colección privada	Sn Lucas Sacatepéquez	1,500- 2,400	1,057- 1,588	15-23	Bosque húmedo montano bajo subtropical

* Zonas de vida según Holdridge (Cruz, De la 1982).

5.2 Materiales.

5.2.1 Recursos humanos:

- Un estudiante de medicina veterinaria
- Dos asistentes de campo
- Tres médicos veterinarios asesores

5.2.2 Recursos biológicos:

Tomé muestras de 30 animales en total, (5 machos adultos , 5 hembras adultas,) de la población La Aurora ; (5machos adultos, 5 hembras adultas) de la población Sn Lucas; (5 machos adultos, 5 hembras adultas) de la población La Jungla IRTRA.

5.3 Métodos.

5.3.1 Colecta de datos:

Realicé la toma de muestras de sangre de los venados y los análisis hematológicos entre los meses de Julio y Noviembre del 2,003

5.3.2 Criterios de inclusión:

Incluí en el estudio únicamente animales que no presentaban signos clínicos de enfermedad (postración, ataxia, caquexia, emaciación, tos, etc.). Consideré adultos a todos los animales muestreados en las colecciones debido a que su peso corporal fue superior a 12 kg. (Jansa, 2001).

5.3.3 Inmovilización y anestesia de los animales:

Realicé el procedimiento siempre entre las 0700 y las 1100 h con el objeto de reducir la posibilidad de hipertermia iatrogénica (Lochmiller et al. 1985c, Gallagher et al. 1985). La técnica de inmovilización fue la misma para todos los animales con el objeto de uniformizar el efecto sobre los análisis de sangre (Seal et al. 1972, Kock et al. 1987).

Inmovilicé todos los venados mediante tele inyección. Utilicé una combinación de clorhidrato de ketamina al 10% (Ketamine®, laboratorios Marbax, Holanda) y medetomidina al 0.1% (Dormitor® laboratorios Orión, Finlandia). Debido a que el peso exacto de los animales era desconocido administré una dosis fija de 0.9 mg. de Medetomidina + 22.5 mg de ketamina (0.9 ml de Dormitor® + 0.23 ml de Ketamine®), basándome en reportes previos de inmovilización química de cérvidos utilizando dichos fármacos (Jalanka y Roeken 1990, Jalanka 1993). Esto equivale a 0.05 mg/kg de Medetomidina + 1.25/kg de Ketamina para un animal de 18 Kg. de peso, y a 0.1 mg/kg de Medetomidina + 2.5 mg/kg de Ketamina para un animal de 9 Kg.

Para inyectar la mezcla anestésica, utilicé dardos-jeringa Dan-Inject® con capacidad para 1.5 ml y aguja calibre 18, de ¾ de pulgada de longitud. Para disparar el dardo-jeringa a los animales, utilicé una cerbatana Dan-Inject® de 1.8 mt. Esto fue posible debido a que los recintos de todos los lugares permiten una aproximación suficiente a los venados.

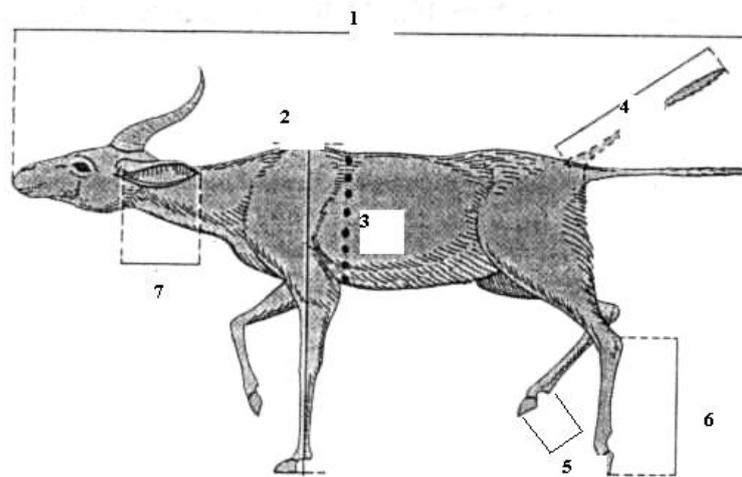
Una vez inmovilizado cada animal, apliqué ungüento oftálmico en la córnea, esclerótica y conjuntiva de los ojos y le cubrí el rostro con una tela oscura. Revertí de la anestesia a todos los animales utilizando una dosis fija de 0.9 ml de atipamezole al 0.5% (4.5 mg. totales) (Antisedan®, laboratorios Orión, Finlandia.) que equivale a cinco veces la cantidad de Medetomidina administrada, y que es la dosis recomendada para su reversión (Jalanka y Roeken 1990, Jalanka 1993, deMaar et al. 1998). Administre la mitad del volumen total del antídoto por vía intravenosa, y la otra mitad

por vía subcutánea o intramuscular con el objeto de obtener una reversión gradual. (Jalanka y Roeken 1990, Jalanka 1993).

5.3.4 Registro de morfometría, temperatura, frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria y tensión de oxígeno:

Registré para cada animal: Sexo, peso corporal (en libras y posteriormente convertido a kg) altura al hombro, largo total (punta nariz – punta de cola), largo de oreja, largo de cola, longitud del corvejón, perímetro torácico, longitud de pezuña, todas las medidas dadas en mm aproximando al siguiente milímetro (**figura 2**).

Figura 2. Medidas morfométricas tomadas a los Venados



1. Longitud total (punta de nariz a punta de inflexión de cola en mm). 2. altura al hombro (del extremo distal de la pezuña al borde superior de la escápula en mm) 3. Perímetro torácico en mm. 4. longitud de cola en mm. 5. Longitud pie trasero (talón al extremo distal de la pezuña). 6. Longitud del corvejón en mm. 7. Longitud de oreja en mm.

Registré la temperatura corporal, frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria, y tensión de oxígeno cada 10 minutos por el tiempo que duró el procedimiento de toma de la muestra de sangre y medidas morfométricas.

Determiné el sexo observando caracteres sexuales externos; el peso mediante una balanza pedrística (Health o meter®) graduada en libras (coloqué al animal sobre la pesa), y la altura al hombro, largo total, largo de oreja, longitud del corvejón, perímetro torácico, longitud de pezuña, largo de cola, utilizando una cinta métrica flexible (Lundrigan 1996).

Realicé este procedimiento en el orden anteriormente escrito. Para tomar los parámetros fisiológicos, esperé 15 minutos después de la recumbencia del animal para

aproximarme a él, por que ese es el tiempo en que esperaba el efecto anestésico de la mezcla utilizada (Jalanka et al 1990).

Primero coloqué el unguento oftálmico y cubrí los ojos, luego medí la temperatura con un termómetro rectal, la frecuencia respiratoria contando el número de respiraciones en un minuto, ausculté la frecuencia cardiaca con un estetoscopio durante un minuto, y la tensión de oxígeno la medí con un oxímetro (Oxímetro de pulso NONIN 8600®, NONIN Medical Inc. USA). Posteriormente tomé las muestras de sangre entre los 30 y 40 minutos de la recumbencia del animal.

5.3.5 Toma de la muestra de sangre:

Obtuve las muestras de sangre (10ml por animal) de la vena yugular (Seal et al. 1972). Utilicé para este procedimiento agujas Vacutainer® calibre 22, de 1.5 pulgadas. Coloqué 3 ml de cada muestra en un tubo Vacutainer® al vacío, con anticoagulante ácido etilen-diamino tetra acético (EDTA) para la determinación de los valores hematológicos.

Coloqué 5 ml de sangre en un tubo Vacutainer®Plus SST (Becton-Dickinson) al vacío que contiene Hemogard™ activador del coágulo, y un tapón interno de silicón inerte. Estos tubos los centrifugué para química sérica durante 10 minutos utilizando una centrifuga de campo manual (W.H. Curtin & Co. Houston Texas) y así el suero y las células quedaban separadas dentro de los mismos tubos. Las muestras las centrifugué en un período no mayor a 6 horas después de haber sido tomadas para evitar alteración en los valores bioquímicos (Day et al. 2001).

Para la medición de glucosa, coloqué 1 ml de sangre en un tubo Venglect® (Terumo Medical) con fluoruro de sodio y oxalato de potasio para detener la glicólisis para que el valor de glucosa fuera confiable (Meneses et al 1993).

Mantuve las muestras en refrigeración hasta su procesamiento en el laboratorio dentro de un tiempo no mayor a 24 hrs (Pedersen y Pedersen 1975).

5.3.6 Procesamiento de las muestras de sangre:

Procesé las muestras en un laboratorio clínico privado. Determiné los valores de glucosa, creatinina, fosfatasa alcalina, aspartato aminotransferasa, alanina aminotransferasa y creatina quinasa, nitrógeno de urea, triglicéridos, ácido úrico, bilirrubina total, colesterol total, proteína total y albúmina mediante espectrofotometría,

utilizando un espectrofotómetro Espectronic 20[®] (Bausch & Lomb). El procedimiento para espectrofotometría fue descrito previamente por Coles (1989).

Determiné los valores de globulina por sustracción entre la proteína total y la albúmina. Determiné los valores de calcio, fósforo, magnesio, sodio y potasio séricos por colorimetría (Meneses et al. 1993). Determiné el hematocrito mediante el método de microhematocrito. Realicé el conteo de glóbulos rojos y blancos a través de métodos manuales (Meneses et al. 1993).

Realicé el conteo diferencial de glóbulos blancos observando frotis sanguíneos teñidos con el colorante de Giemsa (Meneses et al. 1993). Determiné la hemoglobina mediante el método de la cianometahemoglobina (Meneses et al. 1993). Calculé el volumen corpuscular medio (VCM), la hemoglobina corpuscular media (HCM), y la concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) utilizando las fórmulas presentadas por Meneses et al. 1993.

5.3.7 Análisis estadístico:

Estratifiqué los valores hematológicos, de química sanguínea, morfométricos y fisiológicos de los animales considerando sexo y población. Utilicé estadística descriptiva para establecer los valores de referencia para hematología, química sanguínea, morfometría y fisiología (Sokal y Rohlf 1995). Procesé los datos utilizando el paquete estadístico Statistica[®], versión 1998 (Statsoft Inc. EE.UU.). Para establecer el intervalo de referencia para los parámetros hematológicos utilicé límites de confianza del 95% (Sokal y Rohlf 1995), siguiendo el criterio de Vassart et al. (1994).

Determiné los efectos de la población sobre los valores hematológicos, de química sanguínea, morfométricos y fisiológicos mediante la prueba de Kruskal-Wallis (Sokal y Rohlf 1995), y el efecto del sexo sobre los mismos valores mediante la prueba de U de Mann Whitney (Sokal y Rohlf 1995). Para ambas pruebas utilicé el programa Statistica[®] (Statsoft Inc. EE.UU.).

Para determinar efectos del sexo comparé los valores obtenidos de hembras y machos de cada sitio. Para determinar efectos de la población, comparé los valores de hembras y machos entre las diferentes poblaciones. No fue posible determinar estadísticamente los efectos de la edad sobre los valores hematológicos, de química sanguínea, morfométricos y fisiológicos siguiendo los criterios de inclusión que originalmente definí para mi estudio debido a que todos los ejemplares tuvieron un peso superior a los 12 Kg. consideré a todos los animales como adultos.

VI. RESULTADOS Y DISCUSION.

6.1 Hematología.

El **cuadro 5.** muestra la media y el intervalo de confianza (I.C.) del 95% para los 12 parámetros hematológicos determinados en los 30 animales de las tres poblaciones utilizadas en este estudio. Los valores se reportan estratificados según sexo y población. .

No encontré diferencia ($p > 0.05$) en 8 de los 12 valores hematológicos medidos, siendo afectados únicamente los valores de hemoglobina, hematocrito, conteo de glóbulos blancos, y conteo de eosinófilos. Los efectos de la población y el sexo en los mismos, incluyendo su nivel de significancia, también se muestran en el cuadro 5.

Cuadro 5. Valores de hematología de venados huitizil (*Mazama americana*) de tres poblaciones: efecto del sexo y población.

Parámetro	San Lucas		La Aurora		La Jungla	
	Machos adultos n=5 media \pm I.C. 95%	Hembras adultas n=5 media \pm I.C. 95%	Machos adultos n=5 media \pm I.C. 95%	Hembras adultas n=5 media \pm I.C. 95%	Machos adultos n=5 media \pm I.C. 95%	Hembras adultas n=5 media \pm I.C. 95%
Glóbulos rojos (millones/mm ³)	4,25 \pm 0,71	3,99 \pm 0,65	4,86 \pm 0,8	3,96 \pm 0,11	4,06 \pm 0,35	3,78 \pm 0,30
Glóbulos blancos (miles/ mm ³)	1,53 \pm 0,70 ^{a-c}	2 \pm 0,87 ^{a-c}	3,1 \pm 0,09 ^a	2,06 \pm 0,48 ^a	3,3 \pm 0,81 ^a	3,67 \pm 2,01 ^a
Neutrófilos (%)	60,40 \pm 33,34 ^b	43 \pm 19,07 ^b	67,86 \pm 9,06 ^b	40,60 \pm 9,11 ^b	34, \pm 21,12 ^b	52,6 \pm 17,17 ^b
Linfocitos (%)	36,6 \pm 29,25	43,4 \pm 13,53	23,6 \pm 7,38 ^c	50,68 \pm 6,44 ^c	57,6 \pm 22,99	40,2 \pm 24,85
Eosinófilos (%)	4,13 \pm 2,9 ^{b-c}	14,8 \pm 11,59 ^{b-c}	8,88 \pm 2,88 ^b	8,96 \pm 2,75 ^b	3,45 \pm 2,82 ^b	4,27 \pm 3,4 ^b
Monocitos (%)	3,32 \pm 2,39	4,34 \pm 2,2	1,47 \pm 0,86	3,36 \pm 2,87	4,86 \pm 1,07	3,09 \pm 2,2
Basófilos (%)	0	0	0	0	0	0
Hemoglobina (gr/dl)	13,38 \pm 2,22	12,44 \pm 1,88	14,9 \pm 2,78 ^c	12,16 \pm 0,69 ^c	12,72 \pm 1	12,74 \pm 1,07
Hematocrito (%)	39,8 \pm 6,48	36,54 \pm 5,77	44,4 \pm 9,84 ^c	37,08 \pm 1,13 ^c	37,92 \pm 2,92	35,2 \pm 2,69
Volumen corpuscular medio (μ^3)	93,64 \pm 2,72	91,7 \pm 3,34	91,71 \pm 18,77	93,64 \pm 2,86	93,34 \pm 1,21	93,06 \pm 1,07
Hemoglobina corpuscular media (pg)	31,48 \pm 1,84	31,22 \pm 1,09	30,68 \pm 3,63	30,07 \pm 1,72	31,31 \pm 0,92	31,02 \pm 1,01
Concentración de hemoglobina corpuscular media (gr/dl)	33,66 \pm 0,96	34,09 \pm 2,34	33,86 \pm 4,95	32,81 \pm 2,11	33,55 \pm 0,72	33,34 \pm 1,24

a= Efecto de la población ($p < 0.05$)

b= Efecto de la población ($p < 0.01$)

c= Efecto del sexo ($p < 0.05$)

El efecto del sexo para los valores de hemoglobina, hematocrito, y glóbulos blancos que observé en la población de La Aurora (cuadro 5) pudo deberse a que una de las hembras se encontraba en lactación. Debo mencionar que siendo tan pequeño el número de animales estudiados por sexo, por grupo (n= 5), cualquier alteración marcada en uno de ellos, provoca un sesgo en la distribución de los datos, aunque al agrupar los datos de las tres poblaciones no encontré este efecto. Se ha reportado previamente que hembras lactantes pueden mostrar una ligera baja en los valores hemáticos de glóbulos rojos, hematocrito, y hemoglobina (Voguel et al. 1999). Un resultado similar al que observé en estos venados fue observado previamente en pecarí de collar (*Tayassu tajacu*) pero afectando los valores de hemoglobina corpuscular media, y concentración de hemoglobina corpuscular media (Lochmiller et al. 1985a). También podría sugerir, basándome únicamente en la observación de la condición corporal relativa, que la concentración de hemoglobina está relacionada con la condición física. En un estudio previo, se describió en el venado mula (*Odocoileus hemonius*) una posible relación entre los niveles de hemoglobina y la condición física relativa (Rosen y Bischoff 1952). Los valores de glóbulos rojos, hematocrito, y hemoglobina de la población de San Lucas (a una elevación de 2,400 msnm) no fueron estadísticamente diferentes de los de La Aurora y La Jungla. Se ha observado en otras especies que a medida que aumenta la altitud sobre el nivel del mar aumenta el número de eritrocitos y hemoglobina para ayudar a compensar la deficiencia de oxígeno en los tejidos (Swenson 1990). Esto podría indicar que esta especie no es tan afectada por los cambios altitudinales.

El efecto de la población que observé en los valores de glóbulos blancos (cuadro 5) podría explicarse por numerosas causas como, diferentes grados de exposición a patógenos (Meneses et al. 1993), reacciones post-vacunales, animales sometidos a diferentes grados de estrés (Blood y Radostits 1992, Meneses et al. 1993), o por la composición de la dieta. Atribuyo el efecto principalmente a estas últimas dos causas, basándome en que *Mazama americana* es un rumiante pequeño de tipo selectivo, y requiere de mayor energía por unidad de peso corporal, y que, en estado natural, tiende a seleccionar dietas de alta calidad, ricas en proteína, bajas en fibra y altas en productos fermentables, como frutos, semillas, rebrotes y hojas (Hoffman 1973).

A pesar de que no analicé bromatológicamente todas las dietas de las diferentes poblaciones, pude observar que los especímenes de La Aurora y de La Jungla tienen una dieta más variada (materia verde, alimento balanceado con 16% de proteína, y suplementos minerales) (**Anexo 2**), a diferencia de la población de San Lucas, donde es una oligodieta (alimento balanceado con 12% de proteína). Además, en el momento del muestreo, dos de las hembras se encontraban en fase de lactación, en la cual los requerimientos de energía y proteína son más altos (Fowler y Boever 1986), por lo tanto, los animales de esta población pudieran presentar algún tipo de deficiencia proteica y de minerales, que se manifiesta, entre otras cosas, y al igual que en rumiantes domésticos (Blood y Radostits 1992) con un valor inferior de glóbulos blancos. En términos generales puedo decir que la población de San Lucas estaba sometida a mayor estrés, principalmente nutricional. Se ha reportado que el estrés prolongado provoca baja en el conteo de glóbulos blancos. (Meneses et al 1993).

Este efecto de la población (cuadro 5) sobre los glóbulos blancos, fue marcado en los machos. Atribuyo esto a que uno de los animales, en la población de La Jungla, se encontraba padeciendo un problema de abscesos locales provocado por mala conformación anatómica de las astas (este problema se evidenció en el momento de la captura del individuo). Está bien documentado que las afecciones que cursan con procesos purulentos inflamatorios provocan leucocitosis (Meneses et al. 1993), y siendo la población tan pequeña (n=5) los valores elevados de este macho, provocaron un sesgo en la distribución de los datos. Cuadros de leucocitosis se han observado en estudios previos en otros artiodáctilos (Seal et al. 1978c, Borjesson et al. 2000) como consecuencia del estrés de captura y manipulación. No atribuyo las diferencias a esto debido a que todos los individuos utilizados en este estudio fueron sometidos al mismo procedimiento de captura, precisamente para evitar el efecto de la misma sobre los parámetros que evalué.

En relación al efecto de la población para los valores de eosinófilos (cuadro 5), que observé principalmente en hembras, podría atribuirlo a diferentes causas. La causa más común de aumento en los valores de eosinófilos es la presencia de endo y ecto parásitos (Pedersen y Pedersen 1975, Meneses et al. 1993), en cambio, las causas de disminución son muy relativas, tomando en cuenta que el valor inferior normal es cero en otras especies es difícil dar causas o definir casos que cursen con disminución de

eosinófilos (Meneses et al. 1993), de hecho, cero fue el valor encontrado en siete de los treinta individuos de este estudio. Por lo tanto, podría considerar normales los valores disminuidos de estas células. En este caso, es poco probable que el efecto se deba a presencia de parásitos debido a que los animales utilizados en este estudio son tratados con productos endoparasiticidas, y ectoparasiticidas de forma rutinaria, y al momento de las capturas no se evidenció la presencia de ectoparásitos. Atribuyo la diferencia al estado de lactación, ya que en esta etapa se producen y liberan mayores cantidades de inmunoglobulinas (IgG, IgM, IgE), y la liberación de estas provoca un aumento en los eosinófilos, principalmente la IgE (Meneses et al. 1993). Esto a su vez explica el efecto del sexo observado sobre los eosinófilos en la población de San Lucas.

6.2 Química sanguínea.

El **cuadro 6.** muestra la media y el intervalo de confianza del 95% de los 22 parámetros de química sérica determinados en los animales de las poblaciones. Los valores se reportan estratificados según sexo y población.

No encontré diferencia ($p > 0.05$) en 9 de los 22 valores de química sanguínea determinados. Encontré diferencia en los valores de alaninoaminotransferasa (ALT), aspartatoaminotransferasa (AST), fosfatasa alcalina (ALP), gammaglutamiltransferasa (GGT), proteína total, albúmina, globulina, colesterol, creatinina, bilirrubina total, bilirrubina indirecta, fósforo. Los efectos de la población y el sexo en los mismos, incluyendo su nivel de significancia, también se muestran en el cuadro 6.

Cuadro 6. Valores de química sanguínea de venados huitzivil (*Mazama americana*) de tres poblaciones: efecto del sexo y población.

Parámetro	San Lucas		La Aurora		La Jungla	
	Machos adultos n=5 mediana ± I.C. 95%	Hembras adultas n=5 mediana ± I.C. 95%	Machos adultos n=5 mediana ± I.C. 95%	Hembras adultas n=5 mediana ± I.C. 95%	Machos adultos n=5 mediana ± I.C. 95%	Hembras adultas n=5 mediana ± I.C. 95%
ALT (U.I./Lt)	67,25 ± 29,89 ^b	48,43 ± 19,91 ^b	40,47 ± 3,5 ^b	40,45 ± 35,21 ^b	115,96 ± 2,40 ^b	63,54 ± 48,12 ^b
AST (U.I./Lt)	63,19 ± 11,91 ^b	66,83 ± 28,74 ^b	49,34 ± 4 ^b	67,27 ± 25,61 ^b	130,71±23,92 ^b	160,68±84,91 ^b
ALP (U.I./Lt)	231,58 ± 71,07 ^a	257,54±184,7 ^a	216,46±128,9 ^a	136,35±57,69 ^a	142 ± 73,49 ^a	151,22±82,87 ^a
GGT (U.I./Lt)	39,95 ± 24,12	28,15 ± 9,69	65,32 ± 4,17 ^d	38,61 ± 5,28 ^d	36,91 ± 35,84	90,82 ± 53,09
CK (U.I./Lt)	165,04 ± 122,78	138,97 ± 103,4	321,8 ± 71,8	200,82±177,36	213,98±138,89	200,91±118,11
Proteína total (gr/dl)	5,35 ± 0,4 ^b	4,89 ± 0,36 ^b	6,39 ± 0,81 ^b	5,99 ± 0,38 ^b	5,77 ± 1,64 ^b	6,76 ± 1,51 ^b
Albumina (gr/dl)	3,01 ± 0,27 ^d	2,64 ± 1,07 ^d	3,08 ± 0,58	3,13 ± 0,16	3,04 ± 0,42	3,12 ± 0,58
Globulina (gr/dl)	1,31 ± 0,19 ^{b-d}	1,55 ± 0,19 ^{b-d}	1,72 ± 0,27 ^{b-e}	2,87 ± 0,25 ^{b-e}	2,90 ± 1,25 ^b	3,64 ± 1,16 ^b
Triglicéridos (mg/dl)	43,92 ± 23,20	41,20 ± 31,88	57,56 ± 45,12	59,81 ± 51,34	41,26 ± 28,72	34,41 ± 24,54
Colesterol (mg/dl)	95,92 ± 11,60 ^{b-d}	79,78±16,21 ^{b-d}	110,6±14,07 ^{b-e}	90,84 ± 2,53 ^{b-e}	136,8±35,43 ^b	130,68±44,81 ^b
Bilirrubina total (mg/dl)	2,36 ± 0,89 ^a	2,05 ± 0,94 ^a	0,81 ± 0,73 ^a	1,75 ± 1,57 ^a	2,61 ± 1,64 ^a	2,64 ± 2,08 ^a
Bilirrubina directa (mg/dl)	0,39 ± 0,20	0,18 ± 0,13	0,21 ± 0,14	0,27 ± 0,1	0,7 ± 0,34	0,22 ± 0,18
Bilirrubina indirecta (mg/dl)	2,03 ± 0,79 ^a	1,88 ± 0,72 ^a	0,45 ± 0,32 ^a	0,81 ± 0,58 ^a	2,07 ± 1,35 ^a	2,70 ± 1,90 ^a
BUN (mg/dl)	23,13 ± 5,13	26,18 ± 9,84	23,26 ± 6,09	29,77 ± 10,01	27,24 ± 5,73	25,80 ± 8,63
Creatinina (mg/dl)	1,29 ± 0,22 ^c	1,42 ± 0,29 ^c	1,56 ± 0,32 ^c	1,58 ± 0,15 ^c	3,05 ± 1,11 ^{c-e}	3,72 ± 2,33 ^{c-e}
Ácido úrico (mg/dl)	0,58 ± 0,41	0,80 ± 0,96	0,53 ± 0,16	1,51 ± 1,42	2,22 ± 1,88	5,87 ± 3,58
Glucosa (mg/dl)	177,11 ± 40,57	169,06 ± 30,05	187,37 ± 15,41	173,11 ± 30,19	184,64 ± 28,22	175 ± 29,27
Calcio (mg/dl)	8,4 ± 0,47	8,47 ± 0,63	8,09 ± 0,32	8,27 ± 0,23	8,72 ± 1,12	8,60 ± 1,29
Fósforo (mg/dl)	5,63 ± 2,22 ^{b-d}	8,60 ± 0,69 ^{b-d}	5,44 ± 0,86 ^b	6,34 ± 1,68 ^b	2,20 ± 1,20 ^b	4,04 ± 3,16 ^b
Magnesio (mg/dl)	2,27 ± 0,26	2,16 ± 0,42	2,38 ± 1,43	1,82 ± 0,68	2,44 ± 0,68	2,97 ± 1,34
Potasio (mEq/Lt)	4,75 ± 0,57	4,21 ± 0,41	5,70 ± 0,65	5,58 ± 0,55	5,65 ± 0,40	4,41 ± 0,77
Sodio (mEq/Lt)	131,6 ± 3,17	125,70 ± 3,91	139,36 ± 2,52	116,3 ± 19,54	122,02±26,28	133,26±7,85

a= Efecto de la población (p < 0.05)

b= Efecto de la población (p < 0.01)

c= Efecto de la población (p < 0.0001)

d= Efecto del sexo (p < 0.05)

e= Efecto del sexo (p < 0.01)

La diferencia que observé en los valores de ALT(cuadro 6) entre las poblaciones pudo deberse a variaciones normales, ya que en rumiantes esta enzima es de poco valor clínico por que sus niveles son muy variables y generalmente muy bajos (Meneses et al 1993). También puedo atribuirlo con mayor seguridad a las diferencias que describí previamente en la dieta. Se ha reportado que la energía contenida en la dieta tiene efecto sobre la ALT y la ALP. Dietas con baja energía provocan disminución en los niveles de ALP, y elevan los niveles de ALT (Seal et al. 1978a).

También observé diferencia marcada en los valores de AST (cuadro 6) entre las poblaciones. Estas diferencias pudieron darse por el manejo de las muestras, ya que una ligera hemólisis puede provocar aumento en los valores de la enzima (Cargill et al. 1979), aunque es poco probable puesto que todas las muestras fueron manejadas exactamente igual. Asimismo se relacionan elevaciones de AST a traumas asociados al manejo, en este caso no lo atribuyo a esto por que los animales fueron anestesiados y se manejaron hasta que alcanzaron niveles de inconciencia. También pudo ser causado por el tipo de dieta, refiriéndonos a la población de San Lucas, como ocurre en pecaríes en los cuales se han descrito valores de AST elevados asociados a dietas de restricción alimenticia (Lochmiller et al. 1985b) lo cual provoca proteolisis en el músculo estriado esquelético, ya que este contiene elevados niveles de esta enzima.

El efecto de la población sobre el valor de ALP (cuadro 6) también es explicable en parte por la dieta debido a las diferencias en las raciones de las poblaciones. Pero además, me baso en otros dos factores: la edad de los animales, y la preñez. Los niveles de fosfatasa alcalina aumentan levemente en la etapa de crecimiento, o en preñez avanzada debido al aumento en la actividad de la isoenzima ósea (Meneses et al. 1993 Kaneko et al.1997), además, en varias especies incluyendo al venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*), se ha descrito que la actividad de esta enzima decrece con la edad. Esto justificaría la diferencia, por que, a pesar de que no pude estratificar a los individuos en juveniles, adultos y subadultos según lo que expliqué previamente en los métodos, cuatro de los individuos tuvieron un peso solo ligeramente superior a los 12 Kg. De hecho, la población de San Lucas era la más joven (animales de aproximadamente 2 años en promedio), mientras que los de La Aurora, y los de La Jungla eran animales de más edad (3.5 años, y 5 años en promedio respectivamente), entonces tenía una combinación de individuos que se encontraban terminando su fase de crecimiento con individuos completamente desarrollados. También había una hembra preñada, la cual contribuyó a aumentar la diferencia entre los valores de esta enzima entre las poblaciones.

En relación al efecto observado para los valores de proteína total, y globulina (Cuadro 6) mis resultados coinciden parcialmente con los de estudios realizados en otros artiodáctilos, en donde se encontró que la proteína sérica total y la albúmina no se afectaban por la ingesta proteica (Seal et al. 1978a, 1978b, Lochmiller et al 1985a,

1985b) aunque si se ha observado aumento de los niveles de albúmina relacionado con la edad (Bandy et al. 1957, Hannon y Grant 1988). Los valores de albúmina disminuyen solo en estados de deficiencias muy severas (Seal et al. 1978a, Meneses et al. 1993). La albúmina fue afectada por el sexo en la población de San Lucas (cuadro 6), lo cual podría indicar que la dieta es insuficiente para los requerimientos de lactación ya que observé valores menores en las hembras. Por otro lado, los valores de globulina, son influenciados por la dieta y por síntesis de anticuerpos (Lochmiller et al. 1985b). Por ello, las diferencias las atribuyo a la composición de la dieta (Anexo 2) sumado al estado de lactación y gestación en que se encontraban algunas hembras, que requirieron niveles de proteína y energía elevados para la síntesis láctea y de anticuerpos para el calostro, y a las diferencias en las edades de los animales. Asimismo, las diferencias observadas entre los sexos en las poblaciones de San Lucas y de La Aurora (cuadro 6) se explican por las mismas causas, principalmente por la producción de inmunogammaglobulinas asociada a la lactación (Meneses et al. 1993).

Respecto al efecto de la población y del sexo para los valores de colesterol (cuadro 6), estudios previos en otras especies reportan que los niveles de colesterol son muy amplios, y que son más bien un reflejo de varios factores tales como, variación en la selección de la dieta, variación en el intervalo postparto, calidad del forraje, cantidad de grasa en la dieta, y ayuno (Weaver y Johnson 1995, Lochmiller et al. 1985b; Wallace y Oppenheim 1996), estos estudios incluyeron animales de vida libre en su mayoría. Al igual que para los parámetros anteriores, sugiero que los efectos que observé son provocados por la dieta y la condición fisiológica de las hembras, pues está descrito que en rumiantes se observan valores disminuidos de colesterol en el primer trimestre de la lactación asociados a la gran demanda láctea, la que genera deficiencia de Acetil coenzima A y lípidos, que son los precursores de colesterol. (Meneses et al. 1993, Lochmiller et al., 1985a) esto explicaría el efecto de la población, y, sobre todo, el efecto del sexo. Así mismo, la condición de lactación, también explica el mismo efecto del sexo para el valor de fósforo, por que este mineral asociado al calcio, sufre una gran demanda durante la preñez, y lactación, y sus niveles tienden a disminuir (Meneses et al. 1993).

El efecto del sexo que observé para los valores de GGT (cuadro 6), en la población de La Aurora, no coincide con ninguno de los estudios previos de

hematología y química sanguínea en varias especies. En estos se reporta que los valores de GGT no son afectados por la edad, el sexo, la dieta, ni la captura e inmovilización química (Seal et al. 1978a, Lochmiller y Grant 1894, Lochmiller et al. 1985b, Shively et al. 1985, Weaver y Johnson 1995, Wallace y Oppenheim 1996, Borjesson et al. 2000, Marco et al. 2000). La GGT se encuentra distribuida en varios órganos, principalmente en intestino, hígado, páncreas y riñón. Los valores séricos corresponden a la fracción hepática, y su incremento se interpreta como consecuencia de afecciones a nivel hepático, y sobre todo como consecuencia de colestasis extrahepática (Coles 1989, Meneses et al. 1993). Su utilidad diagnóstica está comprobada en carnívoros, sin embargo en rumiantes es más difícil de interpretar, ya que sus límites normales de actividad son más estrechos que los de otras enzimas que se utilizan para este propósito (Coles 1989). Se han encontrado incrementos en casos de fasciolosis bovina y ovina (Blood y Radostits 1992). No atribuir esta diferencia a ninguna causa evidente.

También observé efecto de la población para la bilirrubina total, y para su fracción indirecta (bilirrubina libre) (cuadro 6). Los aumentos en los niveles de estos pigmentos biliares se relacionan con fallas en la función hepática, aunque la fracción libre se asocia más bien a hemólisis incrementada de eritrocitos por diversas causas como parásitos, venenos, y algunos compuestos químicos (Meneses et al. 1993, Coles 1989). En rumiantes domésticos no se pueden evaluar estos pigmentos, ya que en estas especies, enfermedades hepáticas graves solo provocan pequeños incrementos en sus concentraciones consideradas como normales (Coles 1989). No encontré ningún reporte que oriente a explicar la diferencia que observé en esos valores. En rumiantes domésticos los valores de referencia son demasiado variables dentro de la misma especie, y entre especies. Al comparar los valores que obtuve con los valores reportados para venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) (Fowler y Boever 1986, Samayoa 1993), pude observar un fenómeno similar, los huitziziles muestran valores más altos. De hecho, al comparar los valores de bilirrubina obtenidos con los de otras especies, también fueron más altos (Seal et al. 1978a, Lochmiller y Grant 1984, Lochmiller et al. 1985b, Shively et al. 1985, Weaver y Johnson 1995, Wallace y Oppenheim 1996, Borjesson et al. 2000, Marco et al. 2000), y si bien es cierto, que encontré diferencia en los valores entre las poblaciones que estudié, la diferencia no fue significativa ($p < 0.05$), es decir que los valores entre los individuos son muy similares. Esto sugiere que

los valores de estos pigmentos son normalmente más elevados en *Mazama americana* en relación a otras especies.

La población afectó, y muy significativamente ($p < 0.0001$) los valores de creatinina (cuadro 6). Esta enzima puede elevarse en casos de disfunción renal generalmente en animales de edad muy avanzada (Meneses et al. 1993, Weaver y Johnson 1995). En vista de que ninguno de los individuos muestreados era mayor a 6 años, y que ninguno tenía historial de enfermedad renal, o de signos que fueran compatibles con disfunción renal, yo atribuiría la diferencia a influencia del desarrollo corporal relacionado con la edad de los animales. Está comprobado que la creatinina es una medida exacta de la masa de músculo estriado en varias especies, incluyendo a *Odocoileus virginianus* (Seal y Erickson 1969, Schutte et al. 1981). También es bien sabido que la masa muscular aumenta con la edad de los animales, así, un animal completamente desarrollado tiene mayor masa muscular que un joven (Seal y Erickson 1969, Schutte et al. 1981, Swenson 1981, Fowler y Boever 1986).

La población y el sexo tuvieron efecto sobre los valores de fósforo sanguíneo (cuadro 6). Este mineral, al igual que el calcio, se ve influido por la dieta. La cantidad de estos minerales en el alimento determina la cantidad de los mismos que se absorbe por vía gastrointestinal. En muchas especies, el fósforo y calcio sanguíneos, aumentan o disminuyen con los niveles de la dieta (Franzmann y Le Resche 1978). No observé ninguna diferencia en los niveles de calcio, por lo que atribuiría la diferencia también a otros factores como la lactación y la edad, ya que se ha descrito previamente en alces (*Alces alces*, Franzmann y Le Resche 1978) que los individuos lactantes tienen niveles de fósforo significativamente más bajos que los no lactantes sin mostrar diferencia en los niveles de calcio. También se ha reportado un decrecimiento en los valores de fósforo asociado con la edad, probablemente relacionado con el cambio en los patrones de absorción y deposición en los huesos, y en la excreción. Esto encaja en las características de las poblaciones que estudié, en las que, como ya mencioné anteriormente, existían individuos de diferentes edades, y lactantes.

6.3 Morfometría y fisiología.

El **cuadro 7**. muestra la media y el intervalo de confianza del 95% de los 8 valores de morfometría, y de los cuatro de fisiología determinados en los animales de

las poblaciones estudiadas. Los valores se reportan estratificados según sexo y población.

No encontré diferencia ($p > 0.05$) en seis de los ocho valores morfométricos, y en ninguno de los valores fisiológicos determinados, siendo afectados los valores de peso, y longitud de pie trasero. Los efectos de la población y el sexo en los mismos, incluyendo su nivel de significancia, también se muestran en el cuadro 7.

Cuadro 7. Valores de morfometría y fisiología de venados huitizil (*Mazama americana*) de tres poblaciones: efecto del sexo y población.

Parámetro	San Lucas		La Aurora		La Jungla	
	Machos adultos n=5 media ± I.C. 95%	Hembras adultas n=5 media ± I.C. 95%	Machos adultos n=5 media ± I.C. 95%	Hembras adultas n=5 media ± I.C. 95%	Machos adultos n=5 media ± I.C. 95%	Hembras adultas n=5 media ± I.C. 95%
Peso (Kg.)	15,55 ± 4,04 ^a	14,23 ± 2,84 ^a	15,74 ± 5,19 ^a	15,68 ± 3,23 ^a	17,84 ± 2,73 ^a	19,53 ± 3,46 ^{a-b}
Longitud total (mm)	914, ± 227,02	967,2 ± 135,6	987,4 ± 272,8	987,72 ± 79,45	1055,4 ± 71,66	1046 ± 39,85
Altura al hombro (mm)	499,20 ± 75,66	492 ± 59,16	621,6 ± 274,5	525,2 ± 62,10	547 ± 30,92	523 ± 42,02
Perímetro torácico (mm)	549,60 ± 71,23	499,2 ± 81,07	554,41 ± 60,93	544,8 ± 54,05	592 ± 46,79	599 ± 53,12
Longitud de cola (mm)	101,52 ± 12,94	97,2 ± 16,97	113,8 ± 35,71	103,6 ± 25,36	109,6 ± 8,17	92 ± 18,42
Longitud de pie trasero (mm)	81,60 ± 10,41 ^a	80,2 ± 9,91 ^a	74,4 ± 16,97 ^a	77,4 ± 6,06 ^a	87 ± 9,42 ^a	85 ± 9,82 ^a
Longitud de corvejón (mm)	252 ± 38,67	258,8 ± 34,63	215,8 ± 60,17	251,4 ± 25,83	252,2 ± 25,65	256,6 ± 10,59
Longitud de oreja (mm)	100,80 ± 12,46	101 ± 12,72	99 ± 2,78	99 ± 2,91	101,8 ± 9,51	97 ± 3,40
Temperatura corporal (°C)	38,04 ± 1,12	38,86 ± 1,42	38,88 ± 0,74	38,52 ± 0,71	37,96 ± 1,19	38,06 ± 1,81
Frecuencia cardíaca (palpitaciones/minuto)	74,80 ± 15,04	68,6 ± 16,37	76 ± 10,97	79 ± 12,13	58,8 ± 16,83	72,2 ± 11,92
Frecuencia respiratoria (respiraciones/minuto)	72,60 ± 19,43	66,6 ± 17,22	61,8 ± 13,64	61,4 ± 11,73	60,7 ± 8,87	57,4 ± 17,42
Oximetría (%)	78 ± 15,63	84,6 ± 10,37	86 ± 6,15	84,8 ± 5,37	87,6 ± 7,06	85 ± 1,96

a= Efecto de la población ($p < 0.05$)

b= Efecto del sexo ($p < 0.01$)

Atribuyo las diferencias observadas en el peso de los animales entre las poblaciones, y entre los machos y las hembras de La Jungla (cuadro 7), a que una de las hembras de este sitio se encontraba en preñez avanzada cuando realicé el muestreo. Esto provocó que su peso fuera mucho mayor al de cualquier otro individuo de todas las

poblaciones, y ocurrió lo mismo que en otros valores que discutí con anterioridad, que al tener una población reducida ($n = 10$), este valor elevado provocó un sesgo en la distribución de los datos de la población. Asimismo, esto también provocó la diferencia observada entre los sexos debido al bajo número de individuos por sexo ($n = 5$).

No encontré reportes previos que describan causas de las diferencias que observé entre los valores para la longitud del pie trasero entre las poblaciones (cuadro 7). Supongo que éstas se debieron a desgaste mecánico de las pezuñas. Medí el pie trasero de los animales desde el talón hasta el extremo distal de la pezuña basándome en el criterio de Lundringan (1996), entonces, cualquier diferencia en la longitud de la pezuña, alteraría los datos. Pude observar que el suelo de los recintos de las diferentes poblaciones era de tierra pero tenía diferentes grados de compactación, siendo el suelo de San Lucas el más duro. Probablemente esta característica del suelo provoca normalmente mayor desgaste durante la locomoción de los animales.

El hecho de no haber encontrado diferencia ($p > 0.05$) en los parámetros de fisiología entre las poblaciones podría indicar que la especie es adaptable a condiciones ambientales variables, y al cautiverio, sobre todo si tomamos en cuenta que la respiración, la temperatura corporal y la actividad cardíaca participan directamente en la homeostasis y por lo tanto reaccionan ante los cambios o ajustes ambientales (Swenson 1981).

Debido a que los efectos del sexo y población observados no eran significativos en la mayoría de los análisis realizados (hematología, química sanguínea, morfometría, y fisiología), también presento una tabla (anexo 1) con los valores agrupados de todos individuos de las tres poblaciones

Los valores que reporto en el presente estudio (cuadros 5, 6, 7, anexo 1) constituyen una útil referencia para la evaluación y monitoreo de la salud y la condición nutricional de poblaciones de venados huitziziles en cautiverio y en vida libre ya que los animales se manejaron con drogas y técnicas de inmovilización similares a las utilizadas en estudios de campo. Los hallazgos de este estudio sugieren además que algunos parámetros sanguíneos, particularmente glóbulos blancos, hemoglobina, proteína total,

globulina, y colesterol, pueden ser utilizados como índices para la evaluación indirecta de la calidad del hábitat, ya que son afectados por la dieta y condición de los animales. Esto crea una útil herramienta de que podrá ser utilizada por clínicos y manejadores de vida silvestre para los esfuerzos de conservación y manejo de la especie.

VII. CONCLUSIONES

1. Existe muy poca información en nuestro medio acerca del venado huitzizil (*Mazama americana cerasina*).
2. La composición de la dieta afecta los valores de glóbulos blancos, hemoglobina, proteína total, globulina, colesterol, fósforo, AST, y ALT en *Mazama americana cerasina*.
3. La edad afecta los valores de creatinina, fosfatasa alcalina y fósforo en *Mazama americana cerasina*.
4. La preñez y la lactación afectan los valores de glóbulos blancos, eosinófilos, globulina, y peso en *Mazama americana cerasina*.
5. El sexo afecta, bajo condiciones específicas de gestación y lactación, los valores de hemoglobina, hematocrito, glóbulos blancos, globulina, colesterol, y fósforo.
6. Los valores morfométricos de *Mazama americana cerasina* no son afectados por sexo y población.
7. Los valores fisiológicos de *Mazama americana cerasina* no son afectados por sexo y población.

VIII. RECOMENDACIONES.

1. Realizar otras investigaciones en el venado huitizil (*Mazama americana cerasina*) a fin de proveer más información para el manejo y conservación de la especie.
2. Realizar regresiones para establecer la ecuación que explique la relación entre los niveles de nutrientes de la dieta y los valores de glóbulos blancos, hemoglobina, proteína total, globulina, colesterol, fósforo, AST, y ALT.
3. Estudiar las poblaciones cautivas de *Mazama americana cerasina*, para determinar los requerimientos nutricionales de la especie para los diferentes estados fisiológicos de: crecimiento, desarrollo, gestación, y lactación.
4. Realizar estudios similares al que presento, pero con poblaciones de vida libre a fin de poder realizar comparaciones entre ambos.
5. Utilizar la combinación anestésica Medetomidina – Ketamina en dosis de 0.05 – 0.1 mg/kg. de medetomidina, y 1.25 – 2.5 mg/kg de ketamina porque provee inmovilización adecuada en esta especie para procedimientos como los que realicé en este estudio.
6. Utilizar Atipamezole, en dosis de 0.2 – 0.4 mg/kg, como antagonista de la mezcla anestésica antes mencionada, principalmente en condiciones de campo, donde se debe tener la certeza sobre la recuperación del animal.

IX. RESUMEN.

Tomé muestras de sangre y medidas morfométricas y fisiológicas de 30 venados huitzizil (*Mazama americana cerasina*) de ambos sexos, todos adultos, de tres poblaciones en cautiverio en Guatemala (San Lucas, La Aurora, La Jungla). Las poblaciones evaluadas variaban en cuanto a altitud y composición de la dieta. Determiné los valores de referencia (presentados como la media y el intervalo de confianza del 95%) para 12 parámetros de hematología, 22 de química sanguínea, ocho de morfometría, y cuatro de fisiología así como los efectos del sexo, la edad y la población sobre estos valores.

El sexo afectó los valores de glóbulos blancos, hemoglobina, hematocrito, GGT, proteína total, globulina y colesterol en la población de La Aurora, en la cual los machos presentaron valores mayores; también afectó los valores de eosinófilos, albúmina, colesterol, y fósforo en la población de San Lucas, aquí también los machos presentaron niveles mayores, excepto en el valor de fósforo que fue mayor en las hembras. De igual forma los valores de creatinina y peso corporal de la población de La Jungla fueron afectados por el sexo, en donde las hembras mostraron valores mayores. La población tuvo efecto sobre los valores de glóbulos blancos, eosinófilos, proteína total, globulina, colesterol, fósforo, creatinina, ALT, AST, ALP, bilirrubina total, bilirrubina indirecta, y peso. La edad no pudo estratificarse para análisis estadístico debido a que, a pesar de existir animales de diferentes edades, todos coincidían en la categoría de adultos con un peso mínimo de 12 Kg., no obstante este factor fue tomado en cuenta como causa de varias de las diferencias observadas.

Consideré a la desigualdad en la dieta, y a los estados de preñez y lactación de algunas de las hembras, como la principal causa de las diferencias que observé en las tres poblaciones evaluadas. El análisis estadístico no reveló diferencias en los valores fisiológicos entre las poblaciones y los sexos.

Los valores presentados proveen una referencia confiable para evaluaciones de salud, nutrición, e indirectamente la calidad del hábitat, de poblaciones de venado huitzizil. Además constituyen una herramienta que podrá ser utilizada por los clínicos y manejadores de vida silvestre para el manejo y conservación de esta especie.

ABSTRACT.

Blood samples were collected from 30 red brocket deer (*Mazama americana cerasina*) adults of both sexes, from three captive populations in Guatemala (San Lucas, La Aurora, La Jungla). These populations varied in regard to altitude and diet composition. Reference values (95% confidence intervals) were established for 12 hematological, 22 blood chemistry, eight morphometric and four fisiologic parameters. The data were analyzed for differences caused by sex and populations.

Differences attributed to sex were found in white blood cells, hemoglobin, hematocrit, GGT, total protein, globulin, and cholesterol values in La Aurora, the counts were greater for males than females. Variation related to gender also were found in eosinophils, albumin, cholesterol, and phosphorus values in San Lucas, the values being greater for males than females, just like La Aurora, except in phosphorus values which were higher in females. Creatinine and weight values of La Jungla were different between the sexes, being both higher in females. Differences related to population effect were found in white blood cells, eosinophils, total protein, globulin, cholesterol, phosphorus, creatinine, ALT, AST, ALP, total bilirubin, non-conjugate bilirubin, and weight values. Although populations have different-age individuals, all the animals were considered adults because everyone had a minimum of 12 kg weight. However, effects related to age were discussed as the source of the observed differences.

These differences were mainly attributed to differences in the diets, pregnancy, and lactation. No significant sex or age effects were found in the physiological values between populations.

The values presented in this study will help to provide reliable base line data for health, nutrition and indirect evaluation of habitat for populations of red brocket deer. In addition, this information could be use by wildlife practitioners and keepers for management and conservation of this specie.

X. BIBLIOGRAFÍA.

1. Aguirre, A; Principe, B; Tannerfeldt, M; Angerbjörn, A; Mörner, T. 2000. Field anesthesia of wild arctic fox (*Alopex lagopus*) cubs in the Swedish Lapland using medetomidine-ketamine-atipemazole. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine (US)* 31(2): 244 – 246.
2. Alford, B; Burkart, R; Johnson, W. 1980. Etorphine and diprenorphine as immobilizing and reversing agents in captive and free-ranging mammals. *Journal of American Veterinary Medicine Association (US)* 164(7): 70 – 71.
3. Bandy, PJ; Kitts, WD; Wood, AJ; McCowan, I. 1957. The effect of age and the plane of nutrition on the blood chemistry of the Colombian black-tailed deer (*Odocoileus hemionus columbianus*). *Canadian Journal of Zoology (CA)* 35 (1): 283 – 289.
4. Barbanti, J; Merino, M; Gonzáles, S; Veloso, A; Mansano, J; Juán, M; Pandolfi, J; Gouveia, I; Nascimento, A do; Zacarias, R; Pessoa, J; Catão-Dias, J; Werther, K; García, J; Silva, R da; Reiko, E. 2001. Order artiodactyla, family cervidae (deer). En: Fowler, M., Zalmir, C. (Eds.) *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Mammals*. Estados Unidos de America, Saunders Company. p. 402-419.
5. Blood, DC; Radostits, O.M. 1992. *Medicina Veterinaria*. 7 ed edición. Trad. I Begara y colaboradores. México, Nueva Editorial Interamericana S.A. de C.V. 1598 p.
6. Boever, W. 1986. Restraint, handling and anesthesia of artiodactylids (Artiodactyla). En: *Zoo and Wildlife Animal Medicine* 2 ed. Fowler, M. Ed. Estados Unidos de America, Saunders Co. p. 942-952.

7. Borjesson, D; Christopher, M; Boyce, W. 2000. Biochemical and hematologic reference intervals for free-ranging desert bighorn sheep. *Journal of Wildlife Diseases (US)* 36(2): 294-300.
8. Cargill, C; Needham, D; Judson, G. 1979. Plasma biochemical values of clinically-normal in Australian sea lions (*Neophoca cinerea*). *Journal of Wildlife Diseases (US)* 15(2): 105-110.
9. Cattet, M; Caulkett, N; Polishchuk, S; Ramsay, M. 1999. Anesthesia of polar bears (*Ursus maritimus*) with zolacepan-tiletamine, medetomidine-ketamine, and medetomidine-zolacepan-tiletamine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine (US)* 30(3): 354 –360.
10. Coles, E. 1989. Diagnóstico y patología en veterinaria. 4 ed. Trad. J Gómez y L García. México, Interamericana / McGraw-Hill. 496 p.
11. Converse, N; Fernández, P; Mc Williams, P; Bossart, G. 1994. Hematology, serum chemistry, and morphometric reference values for Antillean manatees (*Trichechus manatus manatus*) *Journal of Zoo and Wildlife Medicine (US)* 25(3): 423 –431.
12. Day, R; Heard, D; Blanc, de La. 2001. The effect of time at which plasma separation occurs on biochemical values in small island flying foxes (*Pteropus hypomelanus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine (US)* 32(2): 206 – 208.
13. Cruz S, JR. de la 1982. Clasificación de zonas de vida de Guatemala a nivel de reconocimiento. Guatemala, Ministerio de agricultura, ganadería y alimentación. 42 p.
14. Diehl, S. 1988. The translocation of urban white - tailed deer. In: translocation of wildlife animals. Nielsen, L. y Brown, R. Eds. Milwaukee, US, Wisconsin Humane Soc. p 843 – 848.

15. Emmons, L. 1990. Neotropical rainforest mammals. Chicago, US, The University of Chicago Press, USA. 195 p.
16. Fernández – Morán, J; Palomeque, J; Peinado, V. 2000. Medetomidine/tiletamine/zolacepan and xilazine/tiletamine/zolacepan combinations for immobilization of fallow deer (*Cervus dama*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine (US) 31(1): 62 – 64.
17. Fowler, M; Boever, W. 1986. Family cervidae. p. 964-967. En: Fowler, M. E. (Ed.) Zoo & Wild Animal Medicine. 2 ed. Estados Unidos de America, W. B. Saunders Company.
18. Franzmann, A. 1972. Environmental sources of variation of bighorn sheep physiologic values. Journal of Wildlife Management (US) 36(3): 925-932.
19. _____. 1986. Wildlife medicine. p. 7-11. En: Fowler, M. E. (Ed.) Zoo & Wild Animal Medicine. 2 ed. Estados Unidos de America, W. B. Saunders Company.
20. _____; Resche, R le 1978. Alaskan moose blood studies with emphasis on condition evaluation. Journal of Wildlife Management (US) 42(2): 334-351.
21. Fuller, T; Kern, K; Karns, P. 1985. Hematology and serum chemistry of bobcats in north central Minnesota. Journal of Wildlife Diseases (US) 21(1): 29-32.
22. Gallagher, J; Lochmiller, R; Grant, W. 1985. Immobilization of collared peccaries with ketamine hydrochloride. Journal of Wildlife Management (US) 49(2):356-357.
23. Guerra, D. 2001. Valores de referencia para hematología del pecarí de labios blancos (*Tayassu pecari*): Efectos del sexo, edad y población. Tesis M. Sc. Heredia, Costa Rica, Universidad Nacional Programa regional en manejo de vida silvestre. 86p.

24. Handley, C. 1960. Game mammals of Guatemala. Washington D.C., US, United States Fish and Wildlife Service. 256 p.
25. Hannon, P; Grant, W. 1988. Biochemistry and hematology of collared peccaries (*Tayassu tajacu*) during post weaning growth. *Journal of Mammalogy (US)* 69(2): 413-417.
26. Hoffmann, RR. 1973. The ruminant stomach (stomach structure and feeding habits of east African game ruminants). Vol. 2 East African. London U.K., Literature Bureau. 87 p.
27. Holmes, J. 1982. Impact of infectious disease agents on the population growth and geographical distribution of animals. En: Anderson, RM. y May RM (Eds.) *Population Biology of Infectious Diseases*. Dahlem Konferenzen. Estados Unidos de America, Springer Verlag, p. 37-51.
28. Jalanka, H. 1993. New α_2 -adrenoceptor agonist and antagonist. *Artiodactylids* En: Fowler, ME. (Ed.) *Zoo & Wild Animal Medicine, Current therapy 3*, Estados Unidos de America, W. B. Saunders Company. p. 477-481.
29. _____; Roeken, B. 1990. The use of medetomidine-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic mammals: a review. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine (US)* 21(3): 259 – 282.
30. Jansa, S. 2001. *Mazama americana*. (en línea) Consultado 23 mar 2003. Disponible en <http://animaldiversity.ummz.umich.edu/accounts/mazama/m.americana/narrative.html>
31. Janson, J. 1981. *Animales de Centro América en peligro*. Guatemala, Centro América, Wildlife Preservation Trust International 119 p.
32. Kaneko, J; Harvey, JW; Bruss, ML. 1997. *Clinical biochemistry of domestic animals*. 5 ed. London, U.K, Academic Press. 932 p.

33. Karesh, W; Campo, A del; Braselton, E; Puche, E; Cook, R. 1997. Health evaluation of free-ranging and hand-reared macaws (*Ara spp.*) in Peru. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine (US)* 28(4): 368-377.
34. Kirkpatrick, R; Buckland, D; Abler, W; Scanlon, P; Whelan, J; Burkhart, H. 1975. Energy and protein influences on blood urea nitrogen of White-Tailed Deer fawns. *Journal of Wildlife Management (US)* 39(4): 692-698.
35. Kock, M; Jessup, D; Clark, R; Franti, C. 1987. Effects of capture on biological parameters in free ranging Bighorn Sheep (*Ovis canadensis*): Evaluation of Drop-Net, Drive-Net, chemical immobilization and the Net-Gun. *Journal of Wildlife Diseases (US)* 23(4): 641-651.
36. Lochmiller, R; Warner, L; Grant, W. 1985a. Metabolic and hormonal responses to dietary restriction in adult female collared peccaries. *Journal of Wildlife Management (US)* 49(3): 733-741.
37. _____; Hellgren, E.; Warner, L.; Greene, L.; Amoss, M.; Seager, S.; Grant, W. 1985b. Physiological responses of the adult male collared peccary, *Tayassu tajacu* (Tayassuidae), to severe dietary restriction. *Compendium of Biochemical Physiology (US)* 82(1): 49-58.
38. _____; Grant, W. 1984. Serum chemistry of the collared peccary (*Tayassu tajacu*). *Journal of Wildlife Diseases (US)* 20(2): 134-140.
39. Lundrigan, B. 1996. Standard methods for measuring mammals. En: Harris, H (Ed.) *Wild mammals in captivity: principles and techniques*. Chicago, US, The University Chicago press. p. 566-570.
40. Maar, T de; Bolhuis, H Van; Mugo, M. 1998. Field anesthesia of camels (*Camelus dromedarius*) and the use of medetomidine/ketamine with atipamezole reversal. In: proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians and American Association of Wildlife Veterinarians Joint Conference. p 54 – 57.

41. Marco, I; Martinez, F; Pastor, J; Lavin, S. 2000. Hematologic and serum chemistry values of the captive european wildcat. *Journal of Wildlife Diseases (US)* 36(3): 445-449.
42. Medellin, R; Gardner, A; Aranda, M. 1998. The taxonomic status of the Yucatan brown brocket deer, *Mazama pandora (Mammalia: Cervidae)*. *Proceedings of the biological society of Washington (US)* 111(1): 1-14.
43. Meneses, A; Villalobos, J; Sancho, E. 1993. Manual de hematología y química clínica en medicina veterinaria. Costa Rica, Editorial Fundación UNA. 168 p.
44. Nowak, R; Paradiso, J. 1984. Walker's mammals of the world. 4 ed. Estados Unidos de America, The Johns Hopkins University Press. 1362 p.
45. Paredes, J; Ojeda, J; Nidasio, G; Morales, J; Pacheco, F. 2002. Manejo integral del venado temazate (*Mazama americana*) en el zoológico de Chapultepec. En: Memorias del VIII simposio sobre venados en México "Ing. Jorge Villarreal González" (29-31 Mayo 2,002). p 81-85.
46. Pedersen, R; Pedersen, A. 1975. Blood chemistry and hematology of elk. *Journal of Wildlife Management (US)* 39(3):617-620.
47. Phillips, L; Bush, M; Lance, W; Raath, J. 1998. Ketamine/medetomidine immobilization and atipamezole reversal of captive an free-ranging impala (*Aepyceros melampus*) in the Kruger National park, South Africa. In: proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians and American Association of Wildlife Veterinarians Joint Conference (US) p. 19 – 21.
48. Reid, F. 1997. A Field guide to the mammals of Central America and Southeast Mexico. Estados Unidos de America, Oxford University press. 334 p.
49. Rietkerk, F; Delima, E; Mubarak, S. 1994. The hematological profile of the Mountain Gazelle (*Gazella gazella*): Variations with sex, age, capture method, season, and anesthesia. *Journal of Wildlife Diseases (US)* 30(1): 69-76.

50. Rosen, MN; Bischoff, AI. 1952. The relation of hematology to condition in California deer. North American Wildlife Conference (US.) 17: 482-495.
51. Samayoa, K. 1993. Evaluación de algunos valores fisiológicos, hematológicos y de química sanguínea del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) de Guatemala. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Veterinaria y Zootecnia. 100 p.
52. Schutte, JE. 1981. Total plasma creatinine: an accurate measure of total striated muscle mass. Journal of physiology (US) 51: 762-766.
53. Seal, U; Erickson, AW. 1969. Hematology, blood chemistry and protein polymorphisms in the white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). Journal of Wildlife Management (US) 30(3):695-713.
54. _____; Ozoga, J; Erikson, A; Verme, L. 1972. Effects of immobilization on blood analyses of White-Tailed Deer. Journal of Wildlife Management (US) 36(4): 1034-1040.
55. _____; Mech, D; Vallenberghe, V van. 1975. Blood analyses of wolf pups and their ecological and metabolic interpretation. Journal of Mammalogy (US) 56(1): 64-75.
56. _____; Verme, L; Ozoga, J. 1978 a. Dietary protein and energy effects on deer fawn metabolic patterns. Journal of Wildlife Management (US) 42(4): 776-790.
57. _____; Nelson, M; Mech, L; Hoskinson, R. 1978b. Metabolic indicators of habitat differences in four Minnesota deer populations. Journal of Wildlife Management (US) 42(4): 746-754.
58. _____; Hoskinson, R. 1978c. Metabolic indicators of habitat condition and capture stress in Pronghorns. Journal of Wildlife Management (US) 42(4): 755-763.

59. Shively, CL; Whiting, M; Swingle, RS; Brown, WH; SOWLS, LK. 1985. Some aspects of the nutritional biology of the collared peccary. *Journal of Wildlife Management (US)* 49(3): 729-732.
60. Smith, G; Rongstad, O. 1980. Serologic and hematologic values of wild coyotes in Wisconsin. *Journal of Wildlife Diseases (US)* 16(4):491-497.
61. Sokal, R; Rohlf, J. 1995. *Biometry*. 3 ed. Estados Unidos de America, W.H. Freeman and Company. 887 p.
62. Spalding, M; Forrester, D. 1993. Disease monitoring of free-ranging and released wildlife. *Journal of Zoo & Wild Animal Medicine (US)* 24: 271-280.
63. Swenson, MJ. 1981. La sangre: Propiedades fisiológicas y constituyentes celulares y químicos. p. 27-77. En: Dukes, HH. y Swenson, MJ. (Eds.) 1981 *Fisiología de los animales domésticos*. Trad. F Castejón Aguilar. Tomo II. México.
64. Vassart, M; Greth, A; Farge, F de La; Braun, J. 1994. Serum chemistry values for Arabian sand gazelles (*Gazella subgutturosa marica*). *Journal of Wildlife Diseases (US)* 30(3): 426-428.
65. Vogel, I; Vié, J; Thoisy, B; Moreau, B. 1999. Hematological and serum chemistry profiles of free-ranging southern two-toed sloths in French Guiana. *Journal of Wildlife Diseases (US)* 35(3): 531-535.
66. Wallach, J; Boever, W. 1983. *Diseases of exotic animals*. In: Medical and surgical management. Estados Unidos de America, Saunders Co. 1159 p.
67. Wallace, C; Oppenheim, Y. 1996. Hematology and serum chemistry profiles of captive Hoffmann's two-toed sloths (*Choloepus hoffmanni*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine (US)* 27(3): 339-345.

68. Weaver, J; Johnson, M. 1995. Hematologic and serum chemistry values of captive Canadian Lynx. *Journal of Wildlife Diseases (US)* 31(2): 212-215.

69. Wilson, D; Reeder, D. 1993. *Mammal species of the world: A taxonomic and geographic reference*. 2 ed. Estados Unidos de America, Smithsonian Institution press. 584p

XI. ANEXOS.

Anexo 1. Tabla de valores de referencia para hematología, química sanguínea, morfometría y fisiología de *Mazama americana cerasina*: datos agrupados

Parámetro	Media ± I.C. 95%	
Glóbulos rojos (millones/mm ³)	4.15	± 0.20
Glóbulos blancos (miles/ mm ³)	2.61	± 0.41
Neutrófilos (%)	49.84	± 7.01
Linfocitos (%)	42.01	± 6.71
Eosinófilos (%)	6.96	± 2.29
Monocitos (%)	2.80	± 0.89
Basófilos (%)	0.00	± 0.00
Hemoglobina (gr/dl)	12.89	± 0.62
Hematocrito (%)	38.49	± 1.91
Volumen corpuscular medio (μ ³)	92.85	± 2.21
Hemoglobina corpuscular media (pg)	31,07	± 0,54
Concentración de hemoglobina corpuscular media (gr/dl)	33.54	± 0.70
ALT (U.I./Lt)	79.35	± 54.00
AST (U.I./Lt)	81.03	± 30.20
ALP (U.I./Lt)	189.22	± 34.91
GGT (U.I./Lt)	43.50	± 12.27
CK (U.I./Lt)	218.89	± 69.31
Proteína total (gr./dl)	5.95	± 0.39
Albumina (gr/dl)	3.16	± 0.18
Globulina (gr/dl)	2.33	± 0.38
Triglicéridos (mg/dl)	37.76	± 12.97
Colesterol (mg/dl)	107.44	± 10.50
Bilirrubina total (mg/dl)	1.94	± 0.48
Bilirrubina directa (mg/dl)	0.26	± 0.09
Bilirrubina indirecta (mg/dl)	1.52	± 0.44
BUN (mg/dl)	25.90	± 2.31
Creatinina (mg/dl)	2.10	± 0.46
Ácido úrico (mg/dl)	1.44	± 0.84
Glucosa (mg/dl)	164.49	± 12.81
Calcio (mg/dl)	8.42	± 0.23
Fósforo (mg/dl)	5.38	± 0.90
Magnesio (mg/dl)	2.34	± 0.31
Potasio (mEq/Lt)	6.45	± 1.41
Sodio (mEq/Lt)	133.05	± 10.24
Peso (Kg.)	16.26	± 1.18
Longitud total (mm)	992.95	± 47.88
Altura al hombro (mm)	534.67	± 37.45
Perímetro torácico (mm)	556.50	± 26.92
Longitud de cola (mm)	102.95	± 6.50
Longitud de pie trasero (mm)	80.93	± 3.40
Longitud de corvejón (mm)	247.80	± 11.28
Longitud de oreja (mm)	99.77	± 2.41
Temperatura corporal (°C)	38.39	± 0.37
Frecuencia cardiaca (palpitaciones/minuto)	71.57	± 4.58
Frecuencia respiratoria (respiraciones/minuto)	60.97	± 5.07
Oximetría (%)	84.33	± 2.68

Anexo 2. Componentes de la dieta de las diferentes poblaciones utilizadas en el estudio.

Población	<i>Ingredientes</i>
San Lucas	<ul style="list-style-type: none"> • Alimento balanceado con 12% de proteína. • Agua potable <i>Ad libitum</i>.
La Aurora	<ul style="list-style-type: none"> • Alimento balanceado con 16% de proteína • Zanahoria • Banano • Acelga • Lechuga • Tusa verde [brácteas de maíz (<i>Zea mays</i>)] • Heno • Suplemento de vitaminas y minerales • Agua potable <i>Ad libitum</i>
La Jungla	<ul style="list-style-type: none"> • Alimento balanceado con 16% de proteína • Hojas verdes de diferentes especies de árboles • Pasto de corte • Heno • Tusa verde [brácteas de maíz (<i>Zea mays</i>)] • Suplemento de vitaminas y minerales • Agua potable <i>Ad libitum</i>

Anexo 3. Ficha de protocolo utilizadas en el presente estudio

HOJA DE PROTOCOLO DE TESIS MAZAMA AMERICANA.

Fecha _____ Lugar _____ Hora _____

Tipo de identificación _____ No. identificación _____ No. Correlativo. _____

Sexo: H M ND Edad: Juvenil Subadulto Adulto

Condiciones de la anestesia: Instalación amplia Instalación pequeña Jaula de contención

Anestesia (ml): Medetomidina 0.1% _____ Ketamina 10% _____

Hora inyección con dardo _____

Tiempo efecto inicial _____

Tiempo decúbito _____

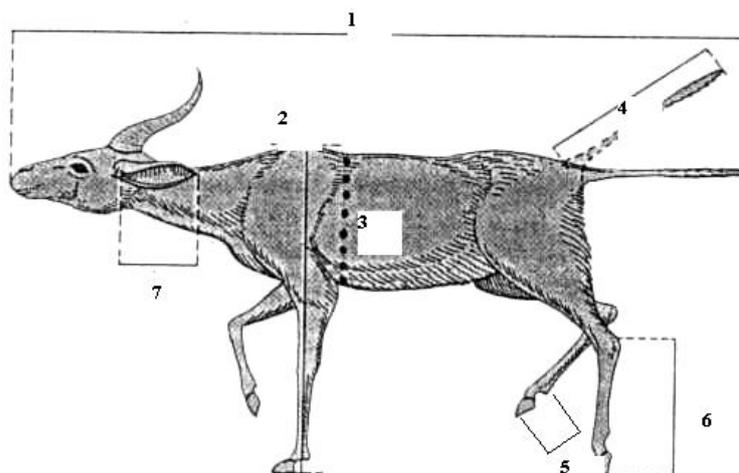
Hora a la que se revirtió _____

Atipamezole (ml) _____ Tiempo reversión _____ Tipo de recuperación _____

Peso(lb) _____ Volumen de sangre extraído (ml) _____ Vía _____

Morfometría:

1. Longitud total (punta de nariz a punta de inflexión de cola en mm). 2. altura al hombro (del extremo distal de la pezuña al borde superior de la escápula en mm) 3. perímetro torácico en mm. 4. longitud de cola en mm. 5. Longitud pie trasero (talón al extremo distal de la pezuña). 6. Longitud del corvejón en mm. 7. Longitud de oreja en mm.



1. _____ 2. _____ 3. _____ 4. _____

5. _____ 6. _____ 7. _____

Parámetros fisiológicos.

Hora	Temperatura	Frecuencia cardiaca	Frecuencia respiratoria	Pulsoximetría

Anexo 4. Ficha de resultados de laboratorio utilizada en el presente estudio.

FICHA DE RESULTADOS DE LABORATORIO

Tesis Mazama americana

Hematología. **No. Correlativo** _____

Hematocrito _____

G. Rojos _____

G. Blancos _____ **Neutrófilos** _____ **Linfocitos** _____

Eosinófilos _____ **Basófilos** _____ **Monocitos** _____

Hemoparásitos _____

Observaciones _____

HCM _____ VCM _____ CHCM _____

Química sanguínea.

Hemoglobina _____

Glucosa _____ BUN _____ Creatinina _____ Colesterol _____

Triglicéridos _____ Ácido úrico _____ Fosfatasa alcalina _____

AST _____ ALT _____ GGT _____ CK _____

Bilirrubina directa _____ Bilirrubina indirecta _____

Proteína total _____ Albúmina _____ Globulina _____

Ca. _____ Mg. _____ Po. _____ Na. _____ K _____

Observaciones _____
