



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS

ESCUELA DE INGENIERÍA ZOOTÉCNICA

“PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS (*Vicugna pacos*)

APARENTEMENTE SANAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR”

TRABAJO DE TITULACIÓN

Tipo: PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

Previo a la obtención del título de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR:

IVÁN MARCELO APIÑA PÉREZ

Riobamba – Ecuador

2018

Este Trabajo de Titulación fue aprobado por el siguiente Tribunal

Dr. Luis Agustín Condolo Ortiz.

PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Ing. Maritza Lucía Vaca Cárdenas.

DIRECTORA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Dr. César Antonio Camacho León.

ASESOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Riobamba, 27 de febrero de 2018.

DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD

Yo, **IVÁN MARCELO APIÑA PÉREZ**, declaro que el presente trabajo de titulación es de mi autoría y que los resultados del mismo son auténticos y originales. Los textos constantes en el documento que provienen de otra fuente están debidamente citados y referenciados.

Como autor, asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este trabajo de titulación.

Riobamba, 27 de febrero de 2018



IVÁN MARCELO APIÑA PÉREZ

C.I. 060361152-6

AGRADECIMIENTO

Los expreso muy especialmente a Dios, ya que me da nueva esperanza cada día. Es aquel que me ayuda a dar lo mejor de mí, este trabajo te lo dedico anhelando tu bendición en las próximas actividades de mi vida.

A mis padres por ser esos ángeles en mi vida que supieron entregar todo por su hijo, en ellos he visto un ejemplo de valentía, templanza y ternura.

A mis amigos, quienes en todo este proceso han sabido animarme a seguir, me han dado su amistad y por no decir sus risas para continuar.

Agradezco a todas aquellas personas que fueron un apoyo en la realización de este trabajo, a ellos les debo la culminación de esta etapa.

Iván Marcelo

DEDICATORIA

A Dios quien me ha dado vida y fuerzas para seguir adelante en el desarrollo de mi trabajo de graduación.

También al amor y sacrificio de mis padres Carlos y María y hermanos que con sus palabras siempre ha hecho de mí la persona que soy, dándome aliento y ánimo.

A aquellas personas que han sido parte de este trabajo y más que colaboradores, fueron guía para la culminación de la investigación, Dres. Noé y Antonio e Ing. Maritza.

Iván Marcelo

CONTENIDO

	Pág.
Resumen	v
Abstract	vi
Lista de Cuadros	vii
Lista de Gráficos	viii
Lista de Anexos	ix
I. <u>INTRODUCCIÓN</u>	1
II. <u>REVISIÓN DE LITERATURA</u>	3
A. SITUACIÓN ACTUAL DE LOS CAMÉLIDOS EN ECUADOR	3
1. <u>Situación de las alpacas en el Ecuador</u>	4
B. PRINCIPALES PARÁMETROS BIOQUÍMICOS SANGUÍNEOS EVALUADOS EN ANIMALES Y SIGNIFICADO PATOLÓGICO DE SUS VARIACIONES	6
1. <u>Alanina Aminotransferasa (ALT)</u>	6
2. <u>Aspartato Aminotransferasa (AST)</u>	7
3. <u>Creatina Quinasa (CK)</u>	8
4. <u>Fosfatasa Alcalina (ALP o FA)</u>	9
5. <u>Gammaglutamil Transferasa (GGT)</u>	9
6. <u>Lactato Deshidrogenasa (LDH)</u>	10
7. <u>Bilirrubina</u>	11
8. <u>Proteínas Totales (PT)</u>	12
9. <u>Albumina</u>	14
10. <u>Urea</u>	15
11. <u>Creatinina</u>	16
12. <u>Colesterol</u>	17
13. <u>Triglicéridos (TG)</u>	18
14. <u>Glucosa</u>	19
C. ESTUDIOS SOBRE BIOQUÍMICA SANGUÍNEA EN CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS	21
1. <u>Alpacas</u>	21
2. <u>Llamas</u>	23
3. <u>Vicuñas</u>	23
4. <u>Guanacos</u>	24

III.	<u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	27
	A. LOCALIZACIÓN Y DURACIÓN DEL EXPERIMENTO	27
	B. UNIDADES EXPERIMENTALES	27
	C. MATERIALES, EQUIPOS E INSTALACIONES	27
	1. <u>Materiales</u>	27
	2. <u>Equipos</u>	28
	3. <u>Instalaciones</u>	28
	D. TRATAMIENTOS Y DISEÑO EXPERIMENTAL	28
	E. MEDICIONES EXPERIMENTALES	28
	F. ANÁLISIS ESTADÍSTICOS Y PRUEBAS DE SIGNIFICANCIA	29
	G. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL	29
	H. METODOLOGÍA DE EVALUACIÓN	29
	1. <u>Animales</u>	30
	2. <u>Toma de muestras sanguíneas y obtención de plasma</u>	30
	3. <u>Análisis bioquímico de las muestras</u>	30
IV.	<u>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</u>	31
	A. DETERMINACIÓN DEL PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR	31
	1. <u>Glucosa (mg/dl)</u>	31
	2. <u>Colesterol (mg/dl)</u>	33
	3. <u>Creatinina (mg/dl)</u>	34
	4. <u>Urea (mg/dl)</u>	35
	5. <u>Transaminasa glutámica oxalacética (U/L)</u>	36
	6. <u>Transaminasa Glutámico Pirúvica (U/L)</u>	38
	7. <u>Fosfatasa alcalina (U/L)</u>	39
	8. <u>Gamma glutamil transferasa (U/L)</u>	40
	9. <u>Proteínas totales (g/dl)</u>	41
	10. <u>Albúmina (g/dl)</u>	42
	B. DETERMINACIÓN DEL PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR, DEBIDO AL FACTOR SEXO	43
	C. DETERMINACIÓN DEL PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR, DEBIDO A LA	

INTERACCIÓN ENTRE EL FACTOR SEXO Y LA PROCEDENCIA	45
D. CORRELACIONES ENTRE LOS DIFERENTES PARÁMETROS SANGUÍNEOS DE ALPACAS	47
V. <u>CONCLUSIONES</u>	49
VI. <u>RECOMENDACIONES</u>	50
VII. <u>LITERATURA CITADA</u>	51
ANEXOS	

RESUMEN

Se determinó el perfil Bioquímico Sanguíneo de Alpacas (*Vicugna pacos*) aparentemente sanas provenientes de caravanas alpaqueras de la serranía del Ecuador (Palmira, Calpi, Licto y San Juan). Se tomaron muestras de sangre mediante venopunción yugular de 121 animales adultos (81 hembras y 40 machos); y se determinó valores plasmáticos de glucosa, colesterol, creatinina, urea, alanino amino transferasa (ALT), aspartato amino transferasa (AST), fosfatasa alcalina (FA), gamma glutamil transferasa (GGT), proteínas totales (PT) y albúmina. El estudio de las muestras se realizó a través del analizador bioquímico Mindray BS 200E. Con un Adeva multifactorial se evaluó el efecto del sexo y de la localización, se calcularon las medias corregidas y las comparaciones fueron establecidas utilizando el test de Tukey. Posteriormente, se correlacionaron los diferentes parámetros bioquímicos, utilizando los coeficientes de correlación de Pearson. Para los lugares de procedencia, no presentaron diferencias estadísticas los parámetros: glucosa, colesterol, creatinina, urea, ALT y FA; únicamente se observaron diferencia en AST para las alpacas de San Juan (234,48 U/L), para la GGT y PT las de Palmira (32,91 U/L; 6,61 U/L) respectivamente, y albúmina los animales de San Juan (3,92 g/dl). Con respecto al sexo de la especie, no se observaron diferencias, para la glucosa, colesterol, creatinina, urea, PT, albúmina, GGT, ALT y FA; únicamente se observaron diferencias en la enzima AST, valor superior para las hembras (193,31 U/L), y un valor inferior para machos (180,49 U/L). Con respecto a las correlaciones entre los parámetros evaluados mostraron una correlación baja y significativa.

Palabras clave: Perfil Bioquímico Sanguíneo, alpacas, venopunción yugular, valores plasmáticos.



ABSTRACT

It was determined the blood biochemical profile of Alpacas (*Vicugna pacos*) apparently healthy from caravans Alpaqueras of the Serranía of Ecuador (Palmira, Calpi, Licto and San Juan). Blood samples were taken by jugular venipuncture of 121 adult animals (81 females and 40 males); and plasma values of glucose, cholesterol, creatinine, urea, alanine amino transferase (ALT), aspartate amino transferase (AST), alkaline phosphatase (FA), Gamma glutamyl transferase (GGT), total proteins (PT) and albumin were determined. The study of the samples was carried out through the Biochemical Analyzer Mindray BS 200E. With a multifactorial Adeva the effect of sex and localization was assessed, the corrected stockings were calculated and the comparisons were established using the Tukey test. Subsequently, the different biochemical parameters were correlated using Pearson's correlation coefficients. For the places of origin, no statistical differences were presented: glucose, cholesterol, creatinine, urea, ALT and FA; Only difference in AST was observed for the alpacas of San Juan (234.48 U/L), for GGT and PT those of Palmira (32.91 u/l; 6.61 U/L) respectively, and albumin the Animals of San Juan (3.92 g/dl). With respect to the sex of the species, no differences were observed for glucose, cholesterol, creatinine, urea, PT, albumin, GGT, ALT and FA; only differences were observed in the AST enzyme, higher value for the females (193.31 U/L), and a lower value for males (180.49 U/L). With respect to the correlations between the evaluated parameters showed a low and significant correlate.

Key words: Biochemical profile Blood, alpacas, jugular venopuncture, plasma levels.



LISTA DE CUADROS

N°	Pág.
1. VALORES DE REFERENCIA EN BIOQUÍMICA SANGUÍNEA EN ALPACAS.	25
2. VALORES DE REFERENCIA EN BIOQUÍMICA SANGUÍNEA EN CAMÉLIDOS.	26
3. PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE DIFERENTES PROCEDENCIAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR.	32
4. PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE DIFERENTES PROCEDENCIAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR, DE ACUERDO AL FACTOR SEXO.	44
5. PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE DIFERENTES PROCEDENCIAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR, DE ACUERDO A LA INTERACCIÓN ENTRE EL FACTOR SEXO Y LA PROCEDENCIA.	46
6. CORRELACIONES ENTRE LOS DIFERENTES PARÁMETROS SANGUÍNEOS DE ALPACAS.	48

LISTA DE GRÁFICOS

Nº	Pág.
1. Nivel de glucosa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía de Ecuador	33
2. Nivel de colesterol de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador	33
3. Nivel de creatinina de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.	35
4. Nivel de urea de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.	36
5. Niveles de aspartato aminotransferasa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.	37
6. Niveles de alanina aminotransferasa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.	38
7. Niveles de fosfatasa alcalina de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.	39
8. Niveles de gamma glutamil transferasa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.	40
9. Niveles de proteínas totales en sangre de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.	42
10. Niveles de albúmina en sangre de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.	43

LISTA DE ANEXOS

N°

1. Nivel de glucosa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.
2. Nivel de colesterol de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.
3. Nivel de creatinina de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.
4. Nivel de urea de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.
5. Nivel de AST de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.
6. Nivel de ALT de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.
7. Nivel de FA de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.
8. Nivel de GGT de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.
9. Nivel de PT de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.
10. Nivel de albúmina de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

I. INTRODUCCIÓN

La crianza de Alpacas (*Vicugna pacos*) es una de las pocas actividades ganaderas que se pueden llevar a cabo en terrenos geográficos ubicados a grandes alturas, constituyéndose en un motivo más que justificado para estudiarlas. Este camélido doméstico se caracteriza por ser productor de fibra, además provee de carne, piel, así como también es aprovechado su estiércol. La explotación de esta especie camélida garantiza el desarrollo local de las comunidades que habitan las zonas altoandinas, y en el caso de Ecuador, se está desarrollando en gran medida esta actividad en los últimos años, lo cual permitirá en el futuro, la mejora del nivel de vida de los productores y sus familias.

Los llamados ecosistemas montañosos de Sudamérica, lugar donde se desarrolla la cría y explotación de los Camélidos Sudamericanos (CSA), presentan baja concentración de oxígeno atmosférico, la temperatura y la radiación ultravioleta disminuyen y aumentan respectivamente, en función de la altura. Los criadores de estos animales se ven en la necesidad constante de mantenerlos sanos y bien alimentados, ante las dificultades atmosféricas y climáticas propias de la altura, que además limitan la oferta forrajera natural. Una opción interesante para evaluar el estado sanitario de los animales es el análisis de la sangre, tanto de sus componentes celulares, como de sus parámetros bioquímicos; alteraciones en los valores normales pueden evidenciar patologías.

En Ecuador existe información sobre macro y micro minerales en suero sanguíneo de alpacas (Torral, 2012), pero no se han encontrado estudios sobre otros parámetros bioquímicos sanguíneos. La información sobre bioquímica sanguínea en alpacas podría utilizarse en el estudio nutricional y de estado de salud de estos animales; además permitirá obtener información sobre el comportamiento fisiológico en diferentes condiciones ecológicas.

Desde su introducción en 1985, el número de alpaca ha aumentado rápidamente y se calcula que supera los 6595. En Ecuador existían 2024 alpacas según el censo realizado por el INEC en el 2002, incrementándose este número a 6595 animales en 2005 según la FAO (2005); en la actualidad no hay reportes del

número exacto de animales en el país, pero existe información de importaciones de 200 alpacas, realizadas por el MAGAP en el 2013. Debido al valor innato de las alpacas; zootecnistas, y veterinarios que trabajan con este camélido han tenido que familiarizarse con estos animales y sus posibles problemas de enfermedad.

Los valores de los parámetros bioquímicos sanguíneos pueden ayudar en el diagnóstico y tratamiento de enfermedades y trastornos nutricionales. En general, existe poca información sobre estos parámetros en camélidos sudamericanos: en llamas (Fowler, 2010), alpacas (Simons *et al.*, 1993), vicuñas (Concha *et al.*, 2013), guanacos (Zapata *et al.*, 2003). En Ecuador no se han llevado a cabo estudios para la determinación de parámetros sanguíneos en camélidos, excepto por la investigación de Toral (2012), en la cual analizaba los micro y macro minerales de la sangre de alpacas.

Por lo tanto, la presente investigación estuvo enfocada a determinar el perfil bioquímico sanguíneo de alpacas en Ecuador. Los resultados obtenidos sirvieron para elaborar tablas de referencia del perfil bioquímico sanguíneo en alpacas que a futuro ayuden a identificar posibles alteraciones del estado sanitario en esta especie. Estos resultados estarán a disposición de los productores, técnicos y académicos, como material de consulta y referencia. También para comparar con estudios que se puedan llevar a cabo a futuro.

Con los antecedentes expuestos, se lograron concretar los objetivos planteados para el desarrollo de esta investigación:

- Determinar el perfil bioquímico sanguíneo de alpacas aparentemente sanas de la serranía del Ecuador.
- Evaluar el efecto del sexo y la localización sobre los parámetros bioquímicos sanguíneos en las alpacas.
- Determinar correlaciones entre los diferentes parámetros bioquímicos sanguíneos evaluados.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

A. SITUACIÓN ACTUAL DE LOS CAMÉLIDOS EN ECUADOR

Se cuenta con muy poca información sobre la presencia de camélidos en las antiguas culturas del Ecuador. De acuerdo a Coeli (2016), se hallaron restos fósiles en Cotocollao (provincia de Pichincha) con una antigüedad de aproximadamente 3500 años que podrían pertenecer a llamas y alpacas. De acuerdo a la información encontrada en el documento “Situación de los camélidos sudamericanos en Ecuador” (FAO, 2005) insinúa la posible existencia de llamas y alpacas al sur de Ecuador, suposiciones hechas por la presencia de restos óseos de estas especies que datan aproximada a 6000 años, encontradas en el sector de Ingapirca (provincia del Cañar). Sin embargo, con respecto a los camélidos sudamericanos silvestres (vicuña y guanaco), Wheeler (2012), afirma que en Ecuador y Colombia hasta la fecha no se han encontrado restos fósiles ni evidencias arqueológicas que demuestren que estas especies existían en el país.

Según un estudio realizado por la FAO (2005), en el Ecuador aproximadamente el 46 % de los camélidos se encuentran manejados por organismos del estado, el 19 % por la Iglesia Católica, el 18 % por propietarios particulares y el 17 % manejados por comunidades. Con respecto al manejo de los mismos se indica que existen tres sistemas de explotación, ordenados de acuerdo a su frecuencia de la forma siguiente: semi-tecnificado (56,25 %), tradicional (41,67 %), y tecnificado (2,08 %); los sistemas de explotación tradicional y semi-tecnificados tienen serias deficiencias relacionados directamente con los niveles de producción y eficiencia en el control sanitario (FAO, 2005).

El INEC (2002), informa que la población de CSA domésticos que se registraron en el Ecuador, de acuerdo al III Censo Nacional Agropecuario, realizado en el año 2000 fue de 23686 animales, de las cuales el 8,54 % (2024) fueron alpacas y el 91,45 % (21662) llamas. Sin embargo, en el censo realizado por consultores de la FAO en Ecuador (FAO, 2005), se estima una población de 6595 alpacas y 10286 llamas. En el mismo, se detalla que la provincia con mayor número de alpacas es la de Cotopaxi con 3493 animales. En lo que respecta a la población nacional de

llamas, la provincia con mayor población es la de Bolívar con 2750 cabezas (FAO, 2005). Cabe destacar que de acuerdo a Wheeler (2012), en el Ecuador existe desde hace 2000 años la variedad de llama denominada “Llamingo”, correspondiendo a un animal no lanudo, marcadamente más pequeño y genéticamente distinto a las otras variedades (K´ara y Chacu).

Con respecto a los camélidos sudamericanos silvestres, únicamente se encuentra en Ecuador la vicuña (*Vicugna vicugna*). Desde la importación de 277 vicuñas desde Chile, Bolivia y Perú a partir del año 1988 (MAE, 2013), en el último censo del 2016, la población de este camélido silvestre se estimó en casi 7185 ejemplares (Rodríguez & Morales de la Nuez 2017).

1. Situación de las alpacas en el Ecuador

Coeli (2016), señala que la crianza de alpacas constituye la base de la economía en un vasto sector de la población andina, principalmente de Bolivia, Perú, el norte de Argentina y Chile. En los últimos años en los páramos ecuatorianos esta actividad también se está fomentando, donde se está instaurando como alternativa complementaria a la agricultura que sigue siendo la actividad predominante en los sectores más marginales del país.

De acuerdo al III Censo Nacional Agropecuario realizado en el año 2000, la provincia con mayor número de alpacas fue Pichincha (594), seguida de Chimborazo (346) (INEC, 2002). Sin embargo, estos datos difieren con los correspondientes al año 2005 recogidos por consultores de la FAO, quienes registran que a nivel nacional Cotopaxi es la provincia con mayor censo (3493), y en segundo lugar se encuentra Pichincha (1816), seguidas por Cañar (654), Chimborazo (480) y Bolívar (106); en el resto de provincias de la Sierra se registran números por debajo de los 40 ejemplares. En el año 2005, se cita que existe un alto porcentaje (90 % aproximadamente) de alpacas Huacaya (FAO, 2005).

Entre los principales propietarios se puede destacar: a nivel privado el Sr. Santiago Mateus (Cotopaxi) y el Dr. Stuart White (Cañar) y a nivel gubernamental

el MAGAP y la Escuela Superior Politécnica del Chimborazo (Segovia, 2011). En 1992 se conoce que se realizó otra importación de 60 alpacas por parte de la institución educativa nombrada con anterioridad, las cuales fueron ubicadas en la Estación Experimental Aña Moyocancha (Coeli, 2016). Actualmente, no se cuenta con referencias donde se proporcionen cifras reales de la población de alpacas en el país.

La explotación de alpacas en Ecuador se encuentra bajo un sistema de manejo tradicional, dando como resultado bajos índices de productividad, contribuyendo además a esto, un sinnúmero de factores como son el sistema de tenencia de tierras, la falta de capacitación y asistencia técnica, y mecanismos inadecuados de comercialización entre otros (Coeli, 2016).

Para afrontar la baja productividad alpaquera en el país, el Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca (MAGAP), por medio de la Subsecretaría de Fomento Ganadero realizó en abril de 2013 una última importación de 200 alpacas Huacaya desde Perú, del criadero PACOMARCA de la empresa INCATOPS ubicado en la ciudad de Ayaviri-Puno. Dichos ejemplares fueron entregadas de forma gratuita y bajo convenio con devolución a pequeños criadores alpaqueros para la repoblación y mejoramiento genético en las provincias de Azuay, Cañar, Chimborazo, Bolívar, Cotopaxi, Tungurahua e Imbabura. (MAGAP, 2016 & Coeli, 2016).

En la última década, las ONGs nacionales e internacionales están impulsando con fuerza el desarrollo del tema camélidos sudamericanos, tanto en el componente productivo como económico de las organizaciones alpaqueras. Como ejemplo, se puede citar que, en Chimborazo, han sido ONGs las que han promovido entre las comunidades indígenas y campesinas, su ingreso en el manejo de las alpacas; actualmente el 87 % de proyectos de alpacas en la provincia se encuentra en manos comunitarias (Segovia, 2011). Para Coeli (2016), una ONG relevante dentro del ámbito ecuatoriano en el tema de camélidos es la Fundación HEIFER, la cual desde 1998 ha desarrollado siete proyectos relacionados con la protección de los páramos y la reintroducción de las alpacas, incluyendo trabajo en capacitación y asistencia técnica en la producción de este camélido.

B. PRINCIPALES PARÁMETROS BIOQUÍMICOS SANGUÍNEOS EVALUADOS EN ANIMALES Y SIGNIFICADO PATOLÓGICO DE SUS VARIACIONES

La bioquímica sanguínea nos permite cuantificar y evaluar los diferentes componentes químicos presentes en muestras de suero o plasma. Algunos de estos forman parte del mismo (albúmina y electrolitos), otros son sustancias que están de paso hacia tejidos concretos (glucosa, hormonas) o son sustancias de desecho del metabolismo (urea, creatinina y bilirrubina), y en otras ocasiones son sustancias presentes accidentalmente (enzimas) (Kerr, 2002).

En cuanto a las enzimas, cabe indicar que se distribuyen a nivel intracelular y varían entre los diferentes órganos y tejidos. En un órgano su variación se da dentro de las diferentes células que lo conforman, mientras que en los tejidos su diferencia se da entre especies animales, edad y sexo. Varias enzimas se encuentran en el citoplasma (por ejemplo, lactato deshidrogenasa), mientras que otras se encuentran en los organelos, (por ejemplo glutamato deshidrogenasa en la mitocondria y fosfatasa ácida en los lisosomas). Cuando se producen daños tisulares pueden escaparse enzimas citoplasmáticas y detectarse en la sangre (Evans, 2009). A continuación se detallan los principales parámetros bioquímicos sanguíneos:

1. Alanina Aminotransferasa (ALT)

La enzima alanina aminotransferasa (ALT), también conocida como transaminasa glutámico pirúvico (TGP). Es una enzima del citoplasma, que tiene como función la transaminación de los aminoácidos en órganos como el hígado y riñones, y en los músculos tanto esquelético como cardiaco (Noro, & Wittwer, 2004). En especies como las ratas y perros, la proporción de ALT en el tejido hepático es mayor que en cualquier otro órgano; sin embargo, en otras especies como por ejemplo el conejo, las proporciones de esta enzima en el tejido hepático y cardiaco son similares (Evans, 2009).

Los niveles plasmáticos de ALT son específicos de lesión hepática en el perro, aunque existen algunos ejemplos donde se incrementa en necrosis muscular

(Evans, 2009). Los niveles de ALT son bajos a nivel de hígado en cerdos, equinos y rumiantes, por lo que no es de utilidad en diagnóstico cuando se presenta alteración hepática (Noro & Wittwer, 2004; Evans, 2009), debido a que la actividad de esta enzima por gramo en tejidos difiere poco en hígado y músculo (Hoffmann & Solter, 2008).

Hay que tener en cuenta que la ALT plasmática puede disminuir tras la administración de xenobióticos debido a los efectos sobre el piridoxal fosfato (forma metabólicamente activa de la vitamina B6), que es un cofactor necesario para la acción de las amino transferasas AST y ALT (Evans, 2009). La vida media de la ALT en la sangre no está definida claramente, aunque se mantiene un tiempo suficiente entre horas y días después del daño, como para poder ser detectada (Hoffmann & Solter, 2008).

2. Aspartato Aminotransferasa (AST)

La Aspartato Aminotransferasa (AST), también conocido como transaminasa glutámico-oxalacética (TGO), está presente en varios órganos como dos isoformas (la citosólica y la mitocondrial). De forma similar a ALT, esta enzima se distribuye ampliamente en varios tejidos, destacando el hígado, músculo cardíaco y esquelético y de los glóbulos rojos (Noro & Wittwer, 2004). Esta enzima se encuentra tanto en el citoplasma como a nivel mitocondrial; sin embargo, su proporción mitocondrial es mayor que en el caso de la ALT, y por tanto su detección podría indicar la extensión del daño a nivel celular; comúnmente se utiliza en conjunto con ALT para identificar el sitio de daño tisular, pero los niveles plasmáticos de esta enzima se modifican tras la administración de diferentes hepatotoxinas (Evans, 2009).

Las elevaciones plasmáticas de AST aparecen en hepatitis (infecciosa y tóxica), cirrosis, colestasis y en lipidosis hepática. Su incremento posterior al daño es rápido (6 a 8 horas), retornando a la normalidad en pocos días. En rumiantes la AST es un buen indicador de daño hepático, y su actividad elevada en conjunto con bajas concentraciones de colesterol y de albúminas aparece en trastornos de la funcionalidad hepática. En ovinos la actividad plasmática de AST se incrementa

cuando se presentan intoxicación crónica por cobre y en hepatotoxicosis por plantas (Noro & Wittwer, 2004).

3. Creatina Quinasa (CK)

La enzima Creatina Quinasa (CK) o conocida también como Creatina Fosfatoquinasa (CPK) es una enzima que se utiliza principalmente en los estudios de cardiotoxicidad y miotoxicidad. Esta enzima es citoplasmática y dimérica con subunidades B (cerebro) y M (músculo). Los niveles plasmáticos de enzima CK se incrementan después de daño del miocardio, lesión muscular, incluyendo los efectos de las inyecciones intramusculares e infarto mesentérico (inducido quirúrgicamente en perros) (Evans, 2009).

La vida media de esta enzima está en torno a 4 - 6 horas y, tras un episodio inicial de miopatía aguda, los niveles séricos de la enzima pueden volver a la normalidad dentro de 3 - 4 días si no se ha producido una degeneración muscular mayor (Radostits, 2006).

La CK es específica para indicar infarto y degeneración del músculo esquelético estando su actividad plasmática relacionada con tres factores: (a) la cantidad y tipo de CK liberado de un músculo lesionado en plasma, (b) su volumen de distribución y (c) su tasa de eliminación (Radostits, 2006).

Cuando se realiza valoración de la enzimología, se debe tener en cuenta conjuntamente a las enzimas CK y AST. El aumento de los niveles de CK y AST se observan en animales con enfermedad músculo-esquelética. Los incrementos de la AST son más tardíos que los de la CK, debido a que este último tiene una vida media más corta. La administración intramuscular, traumas de menor importancia o postración prolongada puede causar elevaciones leves a moderadas de la CK y AST, mientras que elevaciones marcadas (en camélidos sudamericanos: AST > 5000 U/litro, CK > 10000 U/litro) son más coherentes con miopatías primarias (por ejemplo, deficiencia de vitamina E/selenio) o decúbito agudo debido a estrés por calor o exposición tóxica a ionóforos. A nivel hepático, las concentraciones de AST no deben interpretarse de forma aislada sin tener en

cuenta la CK, dado que esta última también aumenta con daños hepatocelulares (Foster *et al.*, 2009).

4. Fosfatasa Alcalina (FA o ALP)

La Fosfatasa Alcalina (ALP de las siglas en inglés de Alkaline Phosphatase; conocida también en sus siglas en español como FA) se localiza en la membrana celular, y se halla en elevadas concentraciones en células del hueso, intestino, hígado, riñones y en la placenta. La función que cumple esta enzima no es muy clara, pero está asociada con el transporte intestinal y calcificación ósea (Noro & Wittwer, 2004).

Existen varias isoenzimas de la ALP (hepática, ósea, intestinal y placentaria), variando las proporciones según la especie; por ejemplo, en la mayoría de los animales de laboratorio se cita que la isoenzima hepática es la dominante (Evans 2009). De acuerdo a Hoffmann & Solter (2008), la actividad sérica de la ALP no es generalmente un reflejo de la concentración tisular. En la mayoría de los animales domésticos la ALP intestinal (tejido con mayor concentración) no se encuentra en suero; y el hígado, que tiene una relativa baja actividad, contribuye con aproximadamente la mitad de la actividad sérica.

Es una enzima de importancia diagnóstica en enfermedades hepáticas y óseas en pequeños animales, y de menor importancia en equinos y rumiantes. En el hígado se encuentra en la membrana del canalículo biliar, apareciendo incrementos cuando aparecen por obstrucción de estas vías (colangitis, cirrosis biliar u obstrucción biliar) (Noro & Wittwer, 2004). Por otro lado, reducción en los niveles plasmáticos podrían indicar hipotiroidismo y anemia perniciosa, así como en varias condiciones que no están relacionadas al hígado (Evans, 2009).

5. Gammaglutamil Transferasa (GGT)

La Gammaglutamil Transferasa (GGT) se encuentra en la membrana citoplásmica (a nivel de los ductos biliares y renales) (Noro & Wittwer 2004). Las mayores concentraciones de esta enzima se hallan en el páncreas, intestino, riñón (Evans,

2009), y la glándula mamaria de perros, vacas, cabras y ovejas, pero en menor concentración en glándula mamaria de yeguas (Hoffmann & Solter, 2008).

La GGT que se encuentra en riñón no se detecta a nivel sérico sino en la orina, en donde se emplea como un indicador de daño tubular renal (Evans, 2009). No se conoce el tiempo de actividad de la GGT en la sangre, y se menciona por ejemplo que en perros y caballos tiene una vida media aproximada de 3 (Hoffmann & Solter, 2008).

En estudios hepáticos, cuando se presenta incrementos de GGT en plasma puede utilizarse como un indicador de colestasis (Evans, 2009). La actividad basal de GGT hepática en perros, gatos y ratas es mínima comparado con cobayos, bovinos y equinos, siendo en estas dos últimas especies la enzima más específica para el diagnóstico de colestasis; además en bovinos se ha observado un incremento de GGT por infestación de *Fasciola hepática* y en desordenes metabólicos como la lipidosis hepática (hígado graso) (Noro, & Wittwer, 2004). Algunos xenobióticos (p. ej., barbitúricos) y compuestos que actúan por medio de la tiroides sobre el hígado (p. ej., propiltiouracilo y algunos glucocorticoides), inducen la síntesis de la GGT hepática (Evans, 2009).

De acuerdo a Fowler (2010), no se han determinado las enzimas hepáticas específicas en camélidos sudamericanos, y se indica como guía a las enzimas que se utilizan en rumiantes; en el caso de la GGT, citada como la más útil para el diagnóstico de trastornos hepáticos en los rumiantes, se fija en camélidos en 16 U/L como valor normal, con un rango de 3 a 28.

6. Lactato Deshidrogenasa (LDH)

La enzima Lactato Deshidrogenasa (LDH) se halla en diversos órganos, principalmente en músculos (esquelético y cardiaco), hígado, riñones, pulmones, huesos y eritrocitos. Esta enzima es utilizada como un indicador de daño músculo-esquelético o cardiaco (Noro & Wittwer, 2004). Actividades de LDH son altas en varios tejidos del cuerpo, por lo tanto, las mediciones de LDH no son específicas de un órgano (Valberg, 2008).

La amplia distribución de la LDH en los tejidos difiere con las distintas especies (Evans, 2009). La LDH es una enzima con cinco isoenzimas que catalizan la conversión reversible de L-lactato a piruvato en todos los tejidos. Todas las isoenzimas de LDH se encuentran en concentraciones variables en todos los tejidos, siendo por ejemplo la LDH 1 es la principal en el músculo cardíaco y riñón de la mayoría de las especies. Esta isoenzima también se encuentra en el hígado de bovinos y ovinos (Kreutzer *et al.*, 2008). Elevadas actividades de LDH han sido reportadas en numerosos trastornos musculares caracterizados por la mionecrosis, así como una variedad de trastornos hepáticos. Salvo que se utilice el análisis de isoenzimas, las elevaciones de LDH no son específicas de un órgano (Valberg, 2008).

7. Bilirrubina

La Bilirrubina es un pigmento biliar (de coloración amarillo) producto del metabolismo de varias hemo-proteínas y posterior conjugación en hígado (Ruiz, 2010). La Bilirrubina es un producto de degradación de la hemoglobina, formada en las células retículo endoteliales del bazo y de la médula ósea (Guyton & Hall, 2006). Aproximadamente el 80 % de la Bilirrubina producida normalmente por mamíferos se deriva de la eliminación de los eritrocitos senescentes de la circulación por el sistema retículo endotelial (Tennant & Center, 2008).

Guyton & Hall (2006), afirman que es una herramienta muy valiosa para el diagnóstico tanto de las enfermedades hemolíticas como de alguna enfermedad del hígado.

Es posible medir tanto la Bilirrubina total como la conjugada o directa, sin embargo la medición de Bilirrubina total es suficiente, ya que sus niveles en plasma son menores en los animales de laboratorio en comparación con los seres humanos. Si la Bilirrubina total del plasma es notablemente elevada, se presenta un color amarillo visible en el plasma (Evans, 2009).

Las evaluaciones de concentraciones de Bilirrubina sérica directa e indirecta son útiles para determinar disfunciones hepáticas en equinos, sus incrementos están

asociados con hemólisis, enfermedad hepatocelular, colestásis y causas fisiológicas (Ruiz, 2010).

La ictericia es el resultado de la acumulación de Bilirrubina, la coloración es más pronunciada con bilirrubina conjugada (directa) que con bilirrubina no conjugada (indirecta). Los niveles de Bilirrubina en sangre también afectan la intensidad de la ictericia, la forma obstructiva a menudo se asocia con niveles de Bilirrubina que son diez veces superiores a los comúnmente observados en la anemia hemolítica. La Bilirrubina indirecta (no conjugada) que no ha pasado a través de las células hepáticas no es excretada por el riñón, por lo que en la ictericia hemolítica el contenido de Bilirrubina indirecta del suero se incrementa notablemente y, aunque la orina contiene una mayor cantidad de urobilinógeno, Bilirrubina no está presente (Radostits, 2006).

Las causas más comunes de ictericia comprenden: 1) destrucción acelerada de los eritrocitos con liberación rápida de Bilirrubina hacia la sangre y 2) obstrucción de la vía biliar o daño de las células hepáticas de forma que ni siquiera el tubo digestivo excreta las cantidades normales de Bilirrubina. Estos dos tipos de ictericia se conocen respectivamente, como ictericia hemolítica (obedece a la hemólisis de los eritrocitos) e ictericia obstructiva (obedece a la obstrucción de la vía biliar o a enfermedades hepáticas) (Guyton & Hall, 2012).

8. Proteínas Totales (PT)

La proteína es el componente más abundante del plasma, se encuentra en una proporción de 6 a 7 g/dl o 60 a 70 g/litro de proteína en plasma dependiendo de la especie (Eckersall, 2008); la Albúmina es ligeramente más de la mitad del total de proteínas plasmáticas (Evans, 2009).

Los análisis para proteína total se pueden realizar tanto en suero como en plasma (Eckersall, 2008). Ussa & Salgado (2009) citan a Duncan & Prasse's (2005), y afirman que, en conjunto, las proteínas plasmáticas (albúminas y las globulinas) realizan una función nutritiva, ejercen presión coloidal osmótica y ayudan en el mantenimiento del equilibrio ácido-base. Las proteínas de forma individual sirven

como enzimas, factores de coagulación, hormonas y sustancias de transporte. El principal lugar de síntesis de las proteínas plasmáticas es el hígado y en segundo lugar está el sistema inmunitario.

En fluidos pleurales exudativos se encuentran concentraciones de proteína total de aproximadamente > 30 g/L o un líquido pleural a la proporción de proteína plasmática $> 0,5$; sin embargo, el contenido de proteínas de estos fluidos es variable. Pérdidas excesivas o prolongadas de líquido a través del tracto gastrointestinal (TGI) afectará al volumen de proteínas totales. El incremento de los valores de proteínas totales puede deberse a la deshidratación, la misma se produce cuando el consumo de alimentos y de agua se reduce drásticamente (Evans, 2009).

El descenso de la concentración de proteínas totales en el plasma, y en particular la concentración de albúmina en plasma disminuida, resultará en edema ventral simétrico. Las concentraciones de proteínas totales plasmáticas pueden disminuir si hay una pérdida significativa de la proteína en el lumen intestinal o espacio peritoneal, y aumenta cuando hay un agravio para el tracto gastrointestinal que compromete la superficie serosa del intestino, por ejemplo estrangulamientos, lesiones del intestino delgado o en la fase terminal de un cólico de impactación en la cual la pared del intestino está desvitalizado (Radostits *et al.*, 2009).

Según Foster *et al.*, (2009), en información recopilada de estudios realizados por Simons y otros (1993), encontraron diferencias estadísticas significativas para las concentraciones de proteínas totales y globulinas en alpacas gestantes y no gestantes, atribuyéndose al aumento de las inmunoglobulinas en animales gestantes. Los autores han señalado que la albúmina: la proporción de globulina de camélidos generalmente es > 1 , mientras que en otras especies es usualmente ≤ 1 .

Fowler (2010), determina que los niveles de proteínas totales en CSA son de 2 a 3,8 g/dl en comparación con 1,5 mg/dl en vacunos y caballos. En lechones recién nacidos hay un aumento transitorio de U-proteínas entre 6 y 24 horas debido a la absorción de fragmentos de IgGs calostrales durante el primer día de vida, y

después de 3 días estas proteínas llegan a ser casi indetectables. En ovejas, la proteína total excretado por 4 horas y la U-P/C (Proteína/Creatinina) se mantienen estables durante 2 días (Braun & Lefebvre, 2008). En gatos, perros, macaco de la India, y personas, la concentración de la proteína total aumenta a lo largo del neuraxis (eje cerebro espinal) de rostral a caudal (Bailey *et al.*, 2008).

9. Albúmina

La Albúmina se sintetiza en el hígado a nivel de los hepatocitos, y estos juegan un papel importante en el transporte de Bilirrubina, aniones, ácidos grasos, varias hormonas y xenobióticos (Evans, 2009). Es la principal proteína que se encuentra en el suero y constituye el 35 % a 50 % de la proteína total del mismo (Eckersall, 2008). Es la principal forma de almacenamiento de proteínas y la fuente de aminoácido de los tejidos (Moreira, 2012). Además es importante en la determinación de la presión osmótica coloidal del plasma y otros líquidos corporales. Reducciones de albúmina y glicoproteína ácida pueden afectar al entascamiento y exposición a xenobióticos y bilirrubina plasmática (Evans, 2009).

Dentro del organismo la albúmina cumple diversas funciones como el mantenimiento de la presión oncótica, el transporte de hormonas (tiroideas y liposolubles), transporte de ácidos grasos libres, de bilirrubina no conjugada, de fármacos y drogas, unión competitiva con iones de calcio, control de pH, y reguladores de líquidos extracelulares (Moreira 2012). La albúmina tiene una vida media de 2 a 3 semanas y de 7 a 9 días, respectivamente (Kaneko, 2008).

Un incremento de albúmina plasmática a menudo se debe a la deshidratación, y esto puede confirmarse por el asociado aumento de globulinas del plasma sanguíneo, hemoglobina y hematocrito (volumen de la célula llena), en cuanto que las reducciones de albúmina puede deberse a la disminución de síntesis hepática o aumento en las pérdidas de albúmina a través de la mucosa intestinal o renal y otros tejidos. Las hipoproteinemias se caracterizan por reducciones de albúmina y/o fracciones de globulina, la hipoproteinemia severa puede estar asociada con edema y ascitis debido a la importante influencia osmótica de albúmina (Evans, 2009).

La albúmina en la orina aumenta la gravedad específica (SG) 0,003 unidades por cada 10 g/l (1 g/dl) (Kaneko, 2008). La hipoalbuminemia es una característica importante de enfermedad crónica del hígado y cuando se acompaña de una disminución marcada en la proteína total es indicativo de cirrosis hepática terminal (Eckersall, 2008).

10. Urea

La urea es un compuesto orgánico relativamente simple, sintetizado en el hígado como producto final del metabolismo de las proteínas (Ruíz, 2013).

La excreción de urea está determinada por dos factores: 1) la concentración de la urea en el plasma y, 2) el filtrado glomerular (FG). En el túbulo proximal se reabsorbe el 40 % - 50 % de la urea filtrada, pero incluso así, la concentración de urea en el líquido tubular aumenta debido a que la urea no es tan difusible como el agua. La concentración de urea continúa aumentando a medida que el líquido tubular fluye hacia los segmentos finos del asa de Henle, debido en parte a la reabsorción del agua en dicha asa, pero también por la cierta secreción de urea hacia el asa fina de Henle desde el intersticio medular (Guyton & Hall, 2012).

Se observa incrementos de urea en el plasma por catabolismo tisular generalizado; por la ingesta de alimentos y el contenido en proteínas (Fowler, 2010). Elevadas concentraciones de urea da como resultado trastornos renales (insuficiencia renal crónica y aguda), obstrucción de vías renales, fiebre (destrucción de las proteínas); en cuanto que el descenso en los niveles de urea son raros, teóricamente pueden presentarse en asociación con graves enfermedades hepáticas o malnutrición de proteínas (Ruíz, 2013).

Elevaciones de urea y, en menor medida, de creatinina puede ser de origen pre-renal (por ejemplo, debido a la deshidratación, insuficiencia cardíaca o perfusión reducida asociada con shock o endotoxemia), así también elevaciones de urea pueden verse por ingesta reducida de alimento. Sin embargo, un aumento significativo en las concentraciones de creatinina suele reflejar enfermedad renal, que parece ocurrir con más frecuencia en los camélidos que en los rumiantes

domésticos. Rangos de referencia de urea en llamas y alpacas (3,2 – 12,8; 3,9 – 10,2 mg/dl) tienden a ser más altos que los vistos en rumiantes domésticos (Foster *et al.*, 2009).

El metabolismo de la urea en camélidos es similar a la de los rumiantes, la misma es reciclada y utilizada por los microorganismos del estómago para la síntesis de proteínas. En general, los niveles sanguíneos de urea son bajos en rumiantes adultos (8 a 30 mg/dl). Esto se aprecia también en llamas: en adultos de 24 ± 13 mg/dl y los recién nacidos a 14 ± 8 mg/dl. Los camélidos son capaces de metabolizar la urea como fuente de N (nitrógeno) para la síntesis de proteínas, pero los niveles adecuados para la inclusión de urea en la ración no se han determinado (Fowler, 2010).

11. Creatinina

La creatinina es un producto de la degradación de creatina y creatina-fosfato, que están presentes principalmente en músculo y en los alimentos. Niveles elevados de creatinina en plasma es un indicador fiable de la alteración de la filtración glomerular o alteraciones en el flujo sanguíneo renal; pero una severa disfunción tubular también puede aumentar la creatinina en plasma (Evans, 2009).

La creatina se sintetiza a partir de los aminoácidos glicina, arginina, y metionina, y el paso final se produce en el hígado. Los músculos esqueléticos contienen aproximadamente el 95 % del total del cuerpo de creatina y la creatina-fosfato (Braun & Lefebvre, 2008).

Los valores de creatinina plasmática tienden a aumentar con la edad, lo que refleja cambios en la masa muscular y la madurez y alteraciones posteriores en la tasa de filtración glomerular (Evans, 2009). La creatinina se filtra libremente a través de los glomérulos y cualquier enfermedad que los dañe causa una acumulación de creatinina en la sangre. Este es el indicador más sensible de deficiencia renal en rumiantes (Fowler, 2010). La medición de la creatinina en orina no ha sido validada en animales, pero una pobre correlación entre diferentes técnicas fue demostrada en perros, especialmente en orinas concentradas (Braun

& Lefebvre, 2008).

Una alta concentración de P-creatinina fue reportado en terneros recién nacidos, cachorros, y potros, probablemente debido a la acumulación de creatinina ingeridos desde el fluido alantoideo (9 a 23 mmol/l en bovinos) (Braun & Lefebvre, 2008). Concentraciones marcadas de creatinina sérica, no son comúnmente observadas en potros con evidencia de enfermedad renal. La creatinina del suero elevada en estos casos es una consecuencia del deterioro de la función placentaria durante la gestación tardía, con la consiguiente acumulación de creatinina (y probablemente otros compuestos) (Radostits, 2006).

La deshidratación, obstrucción de las vías urinarias, insuficiencia renal son ocasionadas por elevaciones en los niveles de creatinina, la distrofia muscular (etapa avanzada) se observa por una disminuida cantidad de creatinina (Ruíz, 2013). Sin embargo, un significativo aumento de las concentraciones de creatinina suele reflejar enfermedad renal, que ocurre con más frecuencia en camélidos (llamas y alpacas) que en rumiantes domésticos (Foster *et al.*, 2009).

12. Colesterol

El colesterol es el principal esteroide en el cuerpo y se produce principalmente como la forma libre no esterificada, que es un componente fundamental de las membranas celulares y micelas biliares; y es el precursor de las hormonas esteroides, vitamina D y ácidos biliares (Bruss, 2008; Evans, 2009).

Es el esteroide más abundante en los tejidos animales, y es el hígado el lugar donde se desarrolla su síntesis, además se sabe que en otros tejidos se sintetiza este esteroide, como son el intestino, piel, corteza adrenal, pared arterial (Aranda *et al.*, 2002). El colesterol se encuentra sólo en animales, no está presente en las plantas y microorganismos (Bruss, 2008).

La acumulación de grasa en el hígado se asocia generalmente con menores valores de triglicéridos en plasma. Durante la colestasis, la síntesis del colesterol es mayor y esto se traduce en mayores concentraciones plasmáticas de colesterol

de baja densidad y lipoproteínas de muy baja densidad (LDL y VLDL) (Evans, 2009).

Los niveles séricos de colesterol generalmente varían inversamente con la actividad de la tiroides. El efecto neto de la hormona tiroidea en el metabolismo del colesterol es aumentar la tasa de su catabolismo por el hígado, lo que reduce el colesterol. En el hipotiroidismo, el efecto neto es una reducción en el catabolismo de colesterol y un aumento en los niveles de colesterol (Kaneko, 2008). Uno de los mecanismos mediante los cuales la hormona tiroidea reduce la concentración plasmática de colesterol consiste en el notable aumento de la secreción de colesterol hacia la bilis y su pérdida consiguiente por las heces (Guyton & Hall, 2012).

Un factor importante que provoca la aterosclerosis es por el incremento de concentración plasmática de colesterol en forma de lipoproteínas de baja densidad. Los conejos, que normalmente tienen concentraciones plasmáticas bajas de colesterol por su dieta vegetariana; basta con alimentar a estos animales con grandes cantidades de colesterol como parte de su nutrición diaria para que aparezcan placas arterioscleróticas grandes por todos sus sistemas arteriales (Guyton & Hall, 2012).

El síndrome de parto, o síndrome de vaca gorda se considera predecible por la estimación de los niveles sanguíneos de colesterol total y transaminasa glutámico oxalato (Radostits, 2006). Se ha demostrado que distintos medicamentos que reducen los lípidos y el colesterol del plasma ayudan a evitar la aterosclerosis. La mayor parte del colesterol sintetizado en el hígado se transforma en ácidos biliares (Guyton & Hall, 2012).

13. Triglicéridos (TG)

Los triglicéridos sirven principalmente como una fuente de energía metabólica celular, la acumulación en el tejido adiposo que los triglicéridos son movilizados y transportados en respuesta a las demandas de energía del cuerpo. Los triglicéridos de la dieta son hidrolizados por las lipasas pancreáticas y

monoacilgliceroles, que más adelante están esterificados a ácidos grasos. El metabolismo de los triglicéridos endógenos se produce principalmente en el hígado y tejido adiposo (Evans, 2009).

El organismo utiliza los triglicéridos para el abastecimiento de energía a los diferentes procesos metabólicos, función que comparten casi por igual con los hidratos de carbono. Sin embargo, algunos lípidos, especialmente el colesterol, los fosfolípidos y pequeñas cantidades de triglicéridos, se emplean para elaborar las membranas de todas las células del organismo y para ejecutar otras funciones celulares. Los triglicéridos se encuentran habitualmente en forma líquida dentro de los adipocitos y cuando los tejidos se exponen a un frío prolongado, las cadenas de ácidos grasos de los triglicéridos se acortan o tornan más insaturadas al cabo de unas semanas para reducir su punto de fusión, así que la grasa permanece siempre en estado líquido (Guyton & Hall, 2012).

La capacidad del ganado para el transporte de triglicéridos desde el hígado es baja, lo que resulta en la acumulación e hígado graso. La aparición de hígado graso puede suprimir más la capacidad gluconeogénica hepática. La insuficiencia hepática puede ocurrir más comúnmente en vacas con predisposición a cetosis por la sobrealimentación durante el periodo seco. La inyección subcutánea de 15 mg/dl de glucagón durante 14 días a partir del día 8 después del parto disminuye las concentraciones de triglicéridos del hígado en vacas mayores de 3,5 años. Los glucocorticoides como la Prednisolona a 200 mg por vía intramuscular diariamente por algunos días disminuyen las concentraciones de triglicéridos en el hígado (Radostits, 2006).

14. Glucosa

La glucosa es un sustrato energético de importancia básica y es la única fuente de energía que pueden utilizar algunos tejidos, p. ej., los eritrocitos y, a corto plazo, el sistema nervioso central. Numerosos tejidos tienen la capacidad de oxidar completamente la glucosa, transformándola en dióxido de carbono; otros la metabolizan sólo hasta llegar al lactato, que puede reconvertirse en glucosa, principalmente en el hígado y también en los riñones, por gluconeogénesis.

Incluso en los tejidos que tienen la capacidad de oxidar totalmente la glucosa, si el oxígeno del que se dispone es insuficiente, se produce el lactato (metabolismo anaeróbico); las fuentes de glucosa del organismo son los hidratos de carbono alimentarios y la producción endógena por medio de la glucogenólisis (liberación de glucosa almacenada como glucógeno) y la gluconeogénesis (síntesis de la glucosa a partir de, lactato, glicerol y la mayoría de los aminoácidos). El glucógeno se almacena en el hígado y en los músculos esqueléticos, pero sólo el primero contribuye a la presencia de glucosa en la sangre (Marshall, 2013).

La glucosa filtrada a través de los glomérulos normalmente es reabsorbida en los túbulos renales proximales y la glucosa urinaria está presente en pequeñas cantidades. Cuando hay una hiperglucemia profunda, la glucosa urinaria aumentará a medida que se sobrecargan los mecanismos de reabsorción de transporte activo, glucosa urinaria puede aumentar debido a la reabsorción deteriorada por los túbulos proximales (Evans, 2009).

Cuando la concentración de glucosa disminuye por debajo de la mitad de lo normal, se desarrolla una irritabilidad mental extrema y, en ocasiones, incluso aparecen convulsiones. En situaciones especiales se ha demostrado que la ausencia de glucosa en la sangre perfundida provoca la vasodilatación tisular local (Guyton & Hall, 2012).

Los camélidos tienen mayores concentraciones de glucosa en sangre y menores concentraciones de cuerpos cetónicos en plasma que los rumiantes domésticos, una respuesta de insulina débil y lenta absorción celular de glucosa. En camélidos una alimentación restringida reduce la eliminación de la glucosa, y camélidos enfermos pueden ser aún más intolerantes a la glucosa. Mientras que los rumiantes con hígado graso y cetosis tienen hipoglucemia concurrente, los camélidos son a menudo hiper-glucémicos. Por lo tanto, la administración de glucosa debe ser vigilada cuidadosamente en camélidos anoréxicos (Foster, 2009).

Fowler (2010), argumenta que los CSA normalmente muestran mayor cantidad de glucosa en suero (100 a 200 mg/dl) que los bovinos (45 a 75 mg / dl). Durante

muchas enfermedades digestivas, los niveles de glucosa pueden elevar a 200-300 mg/dl. Esto puede resultar en diagnósticos erróneo de diabetes. En la alpaca recién nacida, el nivel de glucosa en plasma es de 121 mg/dl, mientras que en la alpaca adulta es 72 a 99 mg/dl. En la especie bovina, generalmente se cree que todos los carbohidratos son accionados por los microorganismos ruminales y convertidos en ácidos grasos volátiles.

C. ESTUDIOS SOBRE BIOQUÍMICA SANGUÍNEA EN CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS

Las mediciones hematológicas y bioquímicas pueden variar dependiendo de factores como: edad, sexo, gestación, ejercicio físico, estrés, temporada, etc. La evaluación del estado de salud de los animales se basa en la interpretación del examen físico y clínico; los resultados de pruebas de laboratorio clínico suelen ser esenciales en la evaluación de la gestión de casos apropiados (Zapata *et al.*, 2003). A continuación, se detallan estudios realizados en bioquímica sanguínea en las distintas especies de CSA.

1. Alpacas

Siguas *et al.*, (2007), realizaron estudios sobre bioquímica sanguínea en 43 alpacas adultas (machos-hembras) en dos épocas del año (seca y húmeda) en Huancavelica (Perú), los autores analizaron niveles séricos de nitrógeno ureico sérico (NUS), glucosa, colesterol y triglicéridos; a través de espectrofotometría de UV, observándose efecto sobre NUS, glucosa y colesterol; sin embargo, no se observa diferencias estadísticas en los niveles de triglicéridos. En el caso de la glucosa, los valores obtenidos por estos autores para la estación húmeda ($183,2 \pm 10,3$ mg/dl) son superiores a los valores de referencia citados por Fowler (2010), tanto para CSA en general (74 - 154 mg/dl) como a nivel específico en llamas (76 - 176 mg/dl).

Valores de referencia de bioquímica clínica para alpacas hembra fueron estudiados por Simons *et al.*, (1993), en muestras de suero sanguíneo de 352 alpacas hembras adultas, gestantes y no gestantes. En los resultados

presentados por los investigadores no se observan diferencias significativas para los valores promedio entre alpacas gestantes y no gestantes para la mayoría de los analitos evaluados, tales como: sodio, potasio, urea, creatinina, creatina quinasa, bilirrubina, GGT, ALT, AST, ALP, albumina, fósforo y magnesio. Pero, se observaron diferencias significativas ($P < 0,01$) entre las alpacas gestantes y no gestantes para los valores promedio de cloruro, proteína, globulina y, en menor grado ($P < 0,05$), para el calcio. Los autores argumentan que las diferencias observadas para el cloruro y el calcio no son clínicamente importantes, en cuanto a las diferencias observadas en los niveles de proteína y globulina se pueden atribuir a pequeños aumentos en los niveles de inmunoglobulina en los animales durante la preñez.

Husakova *et al.*, (2014), estudiaron valores de referencia de parámetros bioquímicos en suero sanguíneo de alpacas jóvenes y adultas, el objetivo del estudio fue establecer intervalos de referencia para los parámetros bioquímicos en sangre de alpacas en base a la gran población de animales clínicamente sanos, y para determinar la influencia del sexo, edad y temporada en nitrógeno y metabolitos de los lípidos; enzimas, electrolitos, vitaminas y minerales. Las muestras de sangre fueron recolectadas de alpacas (machos y hembras $>$ a 6 meses de edad y crías machos y hembras \leq 6 meses de edad) en fincas seleccionadas de Europa Central. En el estudio determinaron 24 parámetros bioquímicos (PT, Albumina, Globulinas, Creatinina, Urea, TG, Colesterol, BHB, NEFA, Bilirrubina, ALP, ALT, AST, GGT, CK, LDH, Vit. A y E; Na, K, Ca, P, Cl Mg), y se realizó la comparación de los resultados por el sexo de los animales y para el grupo de mayor edad; la comparación de los resultados también se analizó para el período de alimentación con respecto a la estación del año. No se encontraron diferencia altamente significativa ($P < 0,01$) entre machos y hembras $>$ 6 meses de edad, con la excepción de γ -glutamil transferasa (GGT). Se encontraron 15 parámetros significativamente diferentes entre el grupo de crías de 6 meses de edad y las alpacas mayores. Otro hallazgo importante es las diferencias entre algunos parámetros en el grupo de más edad de alpacas en periodo de alimentación de verano/invierno.

Los animales en el período de alimentación de verano tienen valores más altos de

los parámetros relacionados con la movilización de grasa (β -hidroxibutirato, NEFA (ácidos grasos no esterificados)) y el metabolismo del hígado (bilirrubina, alanina amino transferasa). El período de invierno con mayor alimentación de suplementos con una mayor cantidad de grasa, vitaminas y minerales es característico por el aumento de los valores de colesterol, triglicéridos, vitaminas A y E, y algunos minerales (K, Ca, Mg y Cl) en el suero sanguíneo.

2. Llamas

Con el objetivo de caracterizar hematológicamente este camélido. El cuadro 2 muestra los intervalos de referencia derivados de la segunda edición de Medicina y Cirugía de Fowler de Camélidos Sudamericanos para llamas adultas.

Estos intervalos de referencia sólo se proporcionan como orientación y no hay detalles sobre el estado de salud de los animales utilizados para producirlos o los tipos de pruebas realizadas están disponibles (Foster *et al.*, 2009).

3. Vicuñas

Concha *et al.*, (2013), realizaron un estudio en perfil bioquímico sanguíneo hepático de vicuñas (*Vicugna vicugna*) criadas en cautiverio en dos parques zoológicos de la ciudad de Lima, Perú. El objetivo planteado fue establecer un perfil sanguíneo hepático en vicuñas adultas aparentemente sanas y criadas en cautiverio. Para el estudio realizaron evaluación de la condición sanitaria de los animales por medio del comportamiento, apetito, condición y peso corporal, características de las heces, constantes fisiológicas, examen físico y signos e historias clínicas. Se tomaron muestras de sangre por venopunción de la yugular, y se determinó los valores séricos referenciales de proteínas totales, albúmina, globulinas, bilirrubina total, directa e indirecta y glucosa, así como de las enzimas ALT, AST, GGT, ALP.

No hubo diferencia estadística por sexo, pero el lugar de procedencia fue estadísticamente significativo ($P < 0,05$) para PT, albúmina y globulinas. En esta investigación los autores argumentan que no existen muchos estudios de

bioquímica sanguínea en vicuñas en el país (Perú), por lo que parte de la discusión comparativa los investigadores la realizan con apoyo de trabajos realizados en alpacas (*Vicugna pacos*) y llamas (*Lama glama*).

Sánchez *et al.*, (2011), con el objetivo de determinar el perfil bioquímico sérico de la vicuña en condiciones de cautiverio (alimentadas con pastos cultivados), estudiaron niveles de proteína total, glucosa y colesterol, en 16 muestras de sangre de vicuñas juveniles machos (cautiverio) de la caravana de la Universidad Nacional de Huancavelica (UNH). Los análisis se realizaron en el Laboratorio de Fisiología Animal y Bioquímica de la UNH, mediante espectrofotometría de luz visible (Génesis 10 UV). Los resultados obtenidos de glucosa, colesterol y proteínas totales fueron: $100,06 \pm 36,4$; $21,69 \pm 6,5$ y $9,19 \pm 1,8$ respectivamente.

4. Guanacos

Para Zapata *et al.*, (2003), en un estudio realizado en hematología y bioquímica clínica en guanacos juveniles (*Lama guanicoe*) en Chile Central, tiene como finalidad establecer valores de referencia para esta especie en cautiverio. Las mediciones de hematología y bioquímica clínica para la investigación se realizaron en sangre y plasma de guanacos clínicamente sanos entre los 2 y 3 años de edad. Se estudiaron los efectos del género y de las estaciones del año, siendo la segunda la que afectaba en la mayoría de variables, presentando mayor volumen de hemoglobina (Hb), proteína total (TP) y los valores de albúmina en invierno. La glucosa presenta una disminución significativa durante el año (que puede estar relacionado con la habituación a la toma de muestras y manipulación), como también la actividad de la creatina quinasa (CK).

Cuadro 1. VALORES DE REFERENCIA EN BIOQUÍMICA SANGUÍNEA EN ALPACAS.

Parámetros	Alpacas						
	Foster <i>et al.</i> , 2009	Siguas <i>et al.</i> , 2007		Husakova <i>et al.</i> , 2014		Guayán <i>et al.</i> , 1998	Simons <i>et al.</i> , 1993 alpacas hembra
		Estación seca	Estación húmeda	H+M (>6 meses de edad)	C (<6 meses de edad)		
ALT (TGP) U/L	–	–	–	6–36	0,6 – 24	–	4 - 34
AST (TGO) U/L	137–391	–	–	120–306	126 – 288	81–187	65 - 202
CK U/L	56–662	–	–	36–882	78 – 540	–	9 – 451
ALP o FA U/L	–	–	–	30–270	162 – 1068	0–167	35 – 198
GGT U/L	13–50	–	–	12–48	10,2 – 33,6	0–41	11 - 38
LDH U/L	–	–	–	432–1200	600 – 1200	–	–
Bilirrubina (mg/dl)	0,1–0,4	–	–	0–0,23	0 – 0,25	–	0,01 - 0,21
Proteínas Totales g/dl	5,1–7,9	–	–	5,25–7,57	4,7–6,5	5,42–8,22	5,4 - 7,5
Albumina g/dl	2,5–4,2	–	–	3,11–4,42	2,6–4,24	3,14–4,54	2,5 - 4,5
Urea mg/dl	10,9–28,6	3,5–30,9	15,0–42,1	6,7–31,8	8,9–25,6	11,24–25,85	14,05 – 34,84
Creatinina mg/dl	0,6–1,2	–	–	0,66–2,1	1,0–1,8	–	1,4 - 3,2
Colesterol mg/dl	9,2–83,1	6,5–69,4	3,9–31,8	11,6–61,9	29–204,9	–	–
Triglicéridos mg/dl	10,62–45,13	1,8–25,4	2,7–14,3	0–43,4	5,31–24,8	–	–
Glucosa mg/dl	91,8–163,8	12,6–299,3	112,3–260,1	–	–	–	–

H+M = Hembras y Machos

C= Crías

Cuadro 2. VALORES DE REFERENCIA EN BIOQUÍMICA SANGUÍNEA EN CAMÉLIDOS.

Parámetros.	ESPECIES CAMÉLIDAS									CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS EN GENERAL	
	Llamas	Guanacos						vicuñas			
	Fowler <i>et al.</i> , 2010	Rios <i>et al.</i> , 2003		Zapata <i>et al.</i> , 2003				Concha <i>et al.</i> , 2013	Sánchez <i>et al.</i> , 2011	Fowler <i>et al.</i> , 2010	
		nacimiento	6 meses	Otoño	Invierno	Primavera	Verano			< 1 año	Adultos
ALT (GPT) U/L	0–14	–	–	–	–	–	–	1,0 – 19,0 (6,39)	–	–	–
AST (GOT) U/L	128–450	122,5	242,63	86–179	99,0–227	80,0–196	68–166	129,0– 368,0 (242,8)	–	–	–
CK U/L	0–137	51	130, 88	24–540	18,0–411	12,0–310	23–198	–	–	–	–
ALP o FA U/L	0–610	–	–	–	–	–	–	88,0 – 354,0 (175,2)	–	–	–
GGT U/L	3,0–28,0	–	–	–	–	–	–	1,0 - 52,0 (11,3)	–	–	–
LDH U/L	10–695	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
Bilirrubina (mg/dl)	0–0,8	–	–	–	–	–	–	0,10 – 0,52 (0,27)	–	–	–
Proteínas Totales g/dl	4,7–7,3	4,25	7,05	4,6 - 6,5	5,4 - 7,1	4,4 - 6,9	4,5 - 6,1	4,8 - 13,1 (8,27)	5,82 - 11,78	4,9 – 7,1	5,1 – 7,8
Albumina g/dl	2,9–5,0	3,3	4,51	2,6 - 4,6	3,0 - 5,0	3,0 - 4,5	3,0 - 4,4	2,1 - 6,3 (4,06)	–	3,4 – 4,5	3,1 – 5,2
Urea mg/dl	9– 36	–	–	4,2 - 18,3	9,3 - 21,4	10,1 - 21,9	12,1 - 21,9	–	–	12 – 28	9,0 – 34,0
Creatinina mg/dl	0,9–2,8	–	–	–	–	–	–	–	–	1,3 – 2,4	1,4 – 3,2
Colesterol mg/dl	0–128	–	–	–	–	–	–	–	10,49 - 33,20	–	–
Triglicéridos mg/dl	0–23,9	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
Glucosa mg/dl	76–176	157,68	161,64	77,4 - 190,8	79,2 - 167,4	48,6 - 99	63 - 118,8	88 – 228 (143,2)	50,89 – 178,90	108 – 156	74 – 154

III. MATERIALES Y MÉTODOS

A. LOCALIZACIÓN Y DURACIÓN DEL EXPERIMENTO

El trabajo de campo para la toma de muestras se lo realizó en caravanas de alpacas en la provincia Chimborazo, concretamente en las parroquias: Palmira, Licto, Calpi y San Juan y el análisis bioquímico se efectuó en el laboratorio de Reproducción Animal de la Facultad de Ciencias Pecuarias de la ESPOCH.

El tiempo de duración de la investigación fue de 106 días, divididos en trabajo de campo y análisis de laboratorio. (Recolección de muestras sanguíneas, adquisición de reactivos y procesamiento de los análisis bioquímicos).

B. UNIDADES EXPERIMENTALES

En la fase de trabajo de campo se obtuvieron muestras de alpacas aparentemente sanas y adultas (boca llena). Para el análisis de laboratorio de cada alpaca se obtuvo plasma sanguíneo.

C. MATERIALES, EQUIPOS E INSTALACIONES

Los materiales, equipos e instalaciones utilizados fueron:

1. Materiales

- Overol, guantes quirúrgicos y botas de goma
- Libreta de apuntes
- Puntas de pipeta
- Tubos al vacío con EDTA
- Aguja Vacutainer
- Soporte de agujas Vacutainer
- Tubos de Microcentrífuga Eppendorf (1,5 ml)
- Gel frío

- Contenedor para muestras
- Kit de reactivos (Elitech)

2. Equipos

- Cámara fotográfica
- Centrifuga
- Micropipeta de volumen fijo
- Analizador químico (Mindray BS 200E)

3. Instalaciones

Laboratorio de Reproducción Animal de la Carrera de Zootecnia de la Facultad de Ciencias Pecuarias de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

D. TRATAMIENTOS Y DISEÑO EXPERIMENTAL

El presente trabajo fue de tipo descriptivo empleando un total 121 alpacas adultas (81 hembras y 40 machos), de acuerdo a su localización.

E. MEDICIONES EXPERIMENTALES

Se determinó en los animales objeto de estudio los valores plasmáticos de:

- Glucosa (mg/dl).
- Colesterol (mg/dl).
- Proteínas totales (g/l).
- Creatinina (mg/dl).
- Urea (mg/dl).
- Albúmina (g/dl).
- Aspartato aminotransferasa (AST) (U/L).
- Alanina aminotransferasa (ALT) (U/L).
- Fosfatasa alcalina (U/L).

- Gamma glutamil transferasa (GGT) (U/L).

F. ANÁLISIS ESTADÍSTICOS Y PRUEBAS DE SIGNIFICANCIA

Se llevó a cabo una ADEVA multifactorial a partir de los valores obtenidos de la bioquímica sanguínea, donde se tuvo en cuenta como variables independientes el sexo y la localización. Se calcularon las medias y las comparaciones fueron establecidas utilizando el test de Tukey. Las correlaciones se establecieron utilizando el estadístico de Pearson.

G. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

Este estudio se llevó a cabo en diferentes caravanas de alpacas, en base a disponibilidad de los mismos y permiso por parte de los propietarios. De cada animal objeto de estudio se registró edad, sexo, lugar de procedencia e información sobre el estado sanitario de los animales en el momento del muestreo.

Se excluyeron intencionadamente del estudio los animales aparentemente enfermos, y sólo formaron parte del mismo los animales adultos (boca llena). De cada uno de los animales se tomó una muestra de sangre mediante venopunción yugular, utilizando soporte de agujas Vacutainer (campanas) y tubos con Ácido etilendiaminotetraacético (EDTA). Las muestras de sangre se transportaron al laboratorio en un contenedor a refrigerado, posteriormente las mismas fueron centrifugadas. El plasma sanguíneo obtenido fue alicuotado en tubos Eppendorf de 1,5 ml de capacidad.

Diferentes parámetros bioquímicos presentes en el plasma sanguíneo fueron cuantificados mediante analizador químico (Mindray BS 200E).

H. METODOLOGÍA DE EVALUACIÓN

De cada alpaca estudiada se tomaron muestras de sangre, las cuales fueron sometidas a la medición de los parámetros sanguíneos señalados anteriormente,

de acuerdo a las instrucciones y metodologías del fabricante del analizador bioquímico.

1. Animales

Los animales para el estudio fueron elegidos en forma aleatoria de cada una de las caravanas visitadas, se tomaron en consideración solo animales adultos considerados boca llena. A los animales elegidos previamente se les realizó la observación de la dentición para constatar que eran alpacas adultas. Se excluyeron animales aparentemente enfermos.

2. Toma de muestras sanguíneas y obtención de plasma

Se recolectó muestras de sangre entera, a nivel de la vena yugular con la ayuda de una aguja de 21 G * 1 ½ “, estando el animal de pie, la sangre fue colectada dentro de un tubo vacutainer en un volumen de 5 ml, con anticoagulante (EDTA); posteriormente las muestras se rotularon y se colocaron en un cooler a - 2 °C para luego ser transportadas a la Facultad de Ciencias Pecuarias (ESPOCH), dichas muestras se centrifugaron a 3000 rpm por espacio de 15 min. Producto de esto se obtuvieron dos fracciones: una sólida constituida por células (eritrocitos) y la segunda que es un sobrenadante que corresponde al plasma; el mismo fue alicuotado en tubos eppendorf de 1,5 ml e inmediatamente fue almacenado en congelación a -4° C para su posterior análisis de laboratorio.

3. Análisis bioquímico de las muestras

Cuando se contó con el número total de muestras se descongelaron las muestras de plasma y se procedió a realizar la medición de proteínas totales (PT), albúmina (A), aspartato-aminotransferasa (AST o TGO), alanina aminotransferasa (ALT o TGP), gamma-glutamyl transferasa (GGT), fosfatasa alcalina (FA), urea, creatinina, colesterol y glucosa mediante el Analizador Químico Mindray BS 200E usando los kits comerciales para cada parámetro debidamente calibrados (ELITECH, Francia).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A. DETERMINACIÓN DEL PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR

El Perfil Bioquímico Sanguíneo realizado en alpacas adultas mostró los siguientes resultados, detallados en el cuadro 3. Los resultados obtenidos fueron similares a otros valores referenciales tales como:

1. Glucosa (mg/dl)

Al analizar la variable glucosa, no presentó diferencias significativas ($P > 0,05$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3), obteniendo una media para Palmira de 108,42 mg/dl, Calpi 100,85 mg/dl, Licto 116,97 mg/dl y San Juan 109,31 mg/dl, valores detallados en el gráfico 1.

Este estudio no mostró glucemia alterada. Los resultados fueron similares a los reportados por Foster *et al.*, (2009), quienes estimaron rangos de 91,8 – 163,8 mg/dl en alpacas, coincidiendo con Sigvas *et al.*, (2007), obtuvieron valores tanto para época seca y húmeda de 12,6 a 299 mg/dl y 112,3 a 260,1 mg/dl, respectivamente.

Sigvas *et al.*, (2007), determinaron que la razón de la elevación de los niveles de glucosa, se debe a que los camélidos requieren más glucosa para la producción de leche, movilizandó proteína corporal. Fowler (2009), reportó que alpacas y llamas pueden mostrar hiperglicemia en respuesta a condiciones de estrés.

Cuadro 3. PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE DIFERENTES PROCEDENCIAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR.

Variables	Procedencia				E.E.	Prob.
	Palmira	Calpi	Licto	San Juan		
Glucosa (mg/dl)	108,42 a	100,85 a	116,97 a	109,31 a	1,46	0,26
Colesterol (mg/dl)	29,06 a	28,83 a	39,12 a	37,10 a	1,40	0,26
Creatinina (mg/dl)	1,49 a	1,57 a	1,69 a	1,63 a	0,03	0,25
Urea (mg/dl)	47,39 a	45,03 a	52,85 a	46,79 a	1,36	0,30
AST (U/L)	128,43 d	167,03 c	190,18 b	234,48 a	5,02	0,00
ALT (U/L)	11,41 a	14,37 a	9,76 a	14,07 a	0,68	0,10
FA (U/L)	0,29 a	0,09 a	0,27 a	0,62 a	0,09	0,25
GGT (U/L)	32,91 a	11,91 b	14,25 b	16,79 b	0,98	0,00
PT (g/dl)	6,61 a	6,35 ab	6,10 b	6,13 b	0,07	0,03
Albumina (g/dl)	3,50 b	3,83 a	3,90 a	3,92 a	0,05	0,01

E.E.: Error Estándar.

Prob. >0,05: no existen diferencias estadísticas.

Prob. <0,05: existen diferencias estadísticas.

Prob. < 0,01: existen diferencias altamente significativas.

Medias con letras iguales en una misma fila no difieren estadísticamente de acuerdo a la prueba de Tukey (P > 0,05).

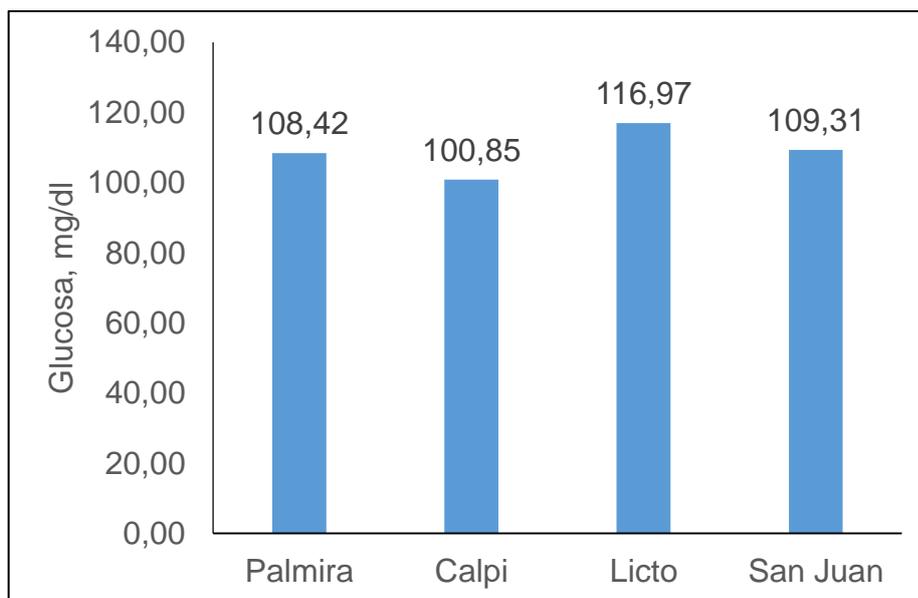


Gráfico 1. Nivel de glucosa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

2. Colesterol (mg/dl)

Para la variable colesterol, no se observaron diferencias significativas ($P > 0,05$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3). En el gráfico 2 se indican valores medios para Palmira de 29,06 mg/dl, Calpi 28,83 mg/dl, Licto 39,12 mg/dl y San Juan 37,10 mg/dl.

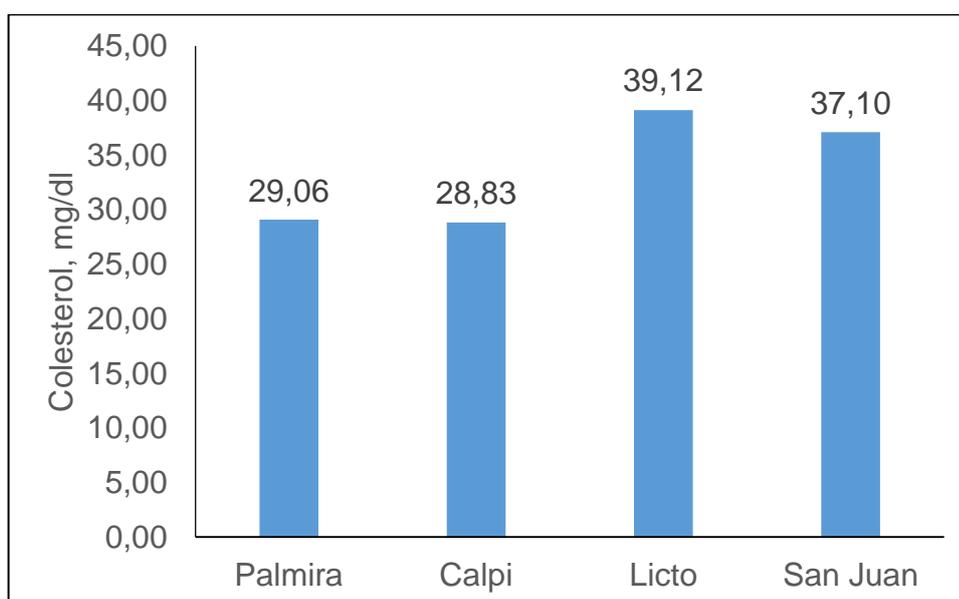


Gráfico 2. Nivel de colesterol de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

Las alpacas evaluadas se mantuvieron dentro de los valores de referencia reportados por Foster *et al.*, (2009), quienes estimaron rangos de 9,2 – 83,1 mg/dl; así también alpacas machos y hembras mayores a 6 meses de edad, que dieron valores de 11,6 – 61,9 mg/dl según Husakova *et al.*, (2014); y 6,5 – 69,4 mg/dl según Sigvas *et al.*, (2007), para alpacas evaluadas en la estación seca y para la época húmeda el mismo autor y colaboradores observaron una disminución en los niveles de colesterol de 3,9 – 31,8 mg/dl, que podría ser atribuida al inicio de la lactancia.

Guyton & Hall (2012), argumentan que la mayor parte de los animales pueden tener niveles elevados de colesterol después de ser alimentados con raciones que contienen grasa, la presencia de altos niveles de colesterol en sangre también se observan en la disfunción hepática incluyendo la obstrucción del conducto biliar, ya que la destrucción de las células hepáticas trae como consecuencia una disminución en la actividad metabólica del hígado. En hipotiroidismo los niveles de colesterol aumentan por la carencia de hormonas tiroideas, reduciendo la actividad metabólica de las células hepáticas. En diabetes mellitus también puede presentarse un ligero incremento de colesterol en sangre circulante desarrollando arteriosclerosis con infarto al miocardio. Los niveles bajos de colesterol pueden indicar debilidad o malabsorción de grasa, pero son de muy rara incidencia.

3. Creatinina (mg/dl)

La creatinina, no mostró diferencias significativas ($P > 0,05$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3), obteniendo una media para Palmira de 1,49 mg/dl, Calpi 1,57 mg/dl, Licto 1,69 mg/dl y San Juan 1,63 mg/dl, como se aprecia en el gráfico 3.

La concentración de creatinina se encuentra dentro de los rangos reportados por Husakova *et al.*, (2014) quienes estimaron valores de 0,66 – 2,1 mg/dl, para alpacas machos y hembras mayores a 6 meses de edad; también concuerdan con Simons *et al.*, (1993), que reportaron valores de 1,4 - 3,2 mg/dl. Mientras que Foster *et al.*, (2009), informaron un valor de rango límite superior menor (0,6 – 1,2 mg/dl) al valor promedio obtenido en el estudio.

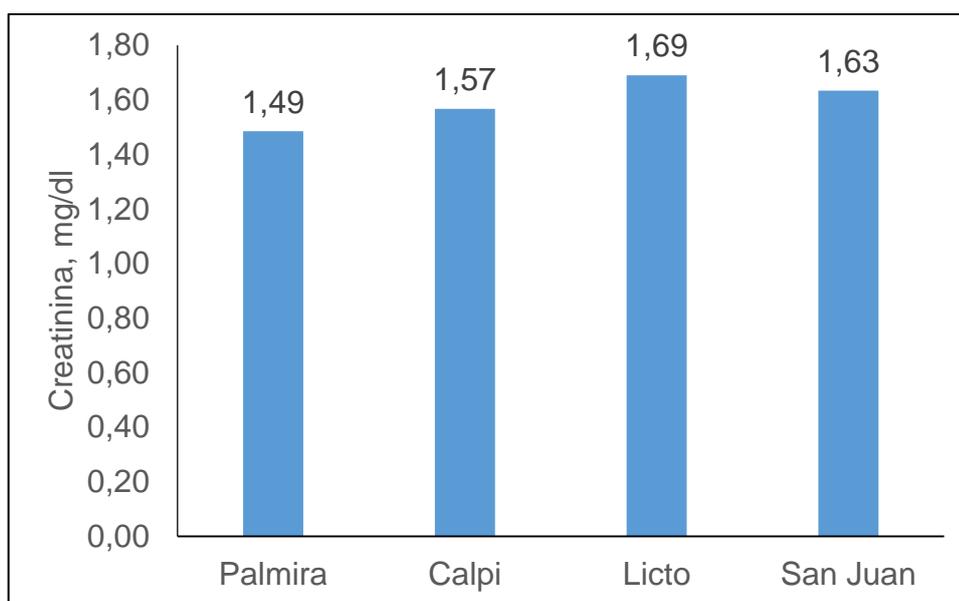


Gráfico 3. Nivel de creatinina de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

Según Evans (2009), los valores de creatinina plasmática tienden a aumentar con la edad, lo que refleja cambios en la masa muscular y alteraciones posteriores en la tasa de filtración glomerular. Para Ruíz (2013), la distrofia muscular se caracteriza por una disminuida cantidad de creatinina en etapa avanzada.

4. Urea (mg/dl)

La urea, no presentó diferencias significativas ($P > 0,05$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3), obteniendo una media para Palmira de 47,39 mg/dl, Calpi 45,03 mg/dl, Licto 52,85 mg/dl y San Juan 46,79 mg/dl, valores observados en el gráfico 4.

Los valores registrados en la presente investigación son superiores a los reportados por otros autores como: Foster *et al.*, (2009), al evaluar diferentes parámetros sanguíneos en alpacas del Reino Unido reportaron un intervalo de 10,9 – 28,6 mg/dl; al igual que Sigvas *et al.*, (2007), quienes obtuvieron intervalos de 3,5 – 30,9 mg/dl, en la estación seca, y de 15,0 – 42,1 mg/dl, en la estación húmeda en alpacas del Perú; Husakova *et al.*, (2014), alcanzaron un intervalo de 6,7 – 31,8 mg/dl en alpacas de República Checa y Alemania, y Guayán *et al.*,

(1998), reportaron un intervalo de 11,24 – 25,85 mg/dl en alpacas de Chile.

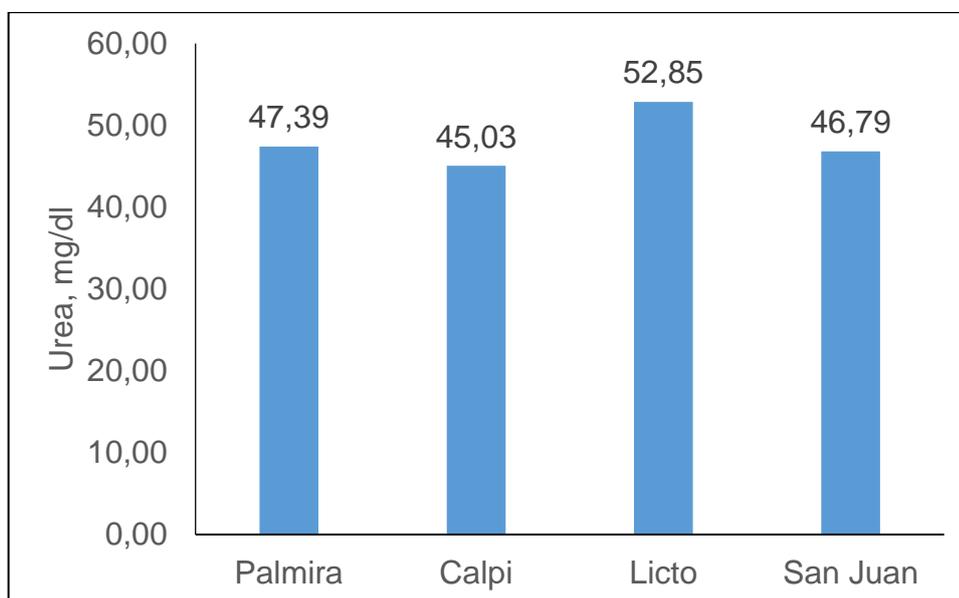


Gráfico 4. Nivel de urea de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador

Ruíz (2013), argumenta que una causa muy común de la urea alta son los problemas renales, tal como la insuficiencia renal (crónica y aguda) por obstrucción de las vías urinarias. El estudio realizado por Fowler (2010), determinó que la ingesta de alimentos altos en contenido de proteínas incrementa los niveles de urea. Otros factores que pueden incrementar los niveles de urea son la deshidratación, ejercicio intenso y prolongado, ciertas etapas de gestación y edad como lo determinó Foster *et al.*, (2009). De la información analizada, se infirió que en los lugares donde se muestrearon las alpacas, existe mayor disponibilidad de forrajes y de alto contenido de proteína (alfalfa), en consecuencia un incremento en los niveles de urea, constituyéndose este parámetro en un excelente indicador de la ingestión y disponibilidad de proteína.

5. Aspartato aminotransferasa (U/l)

Al analizar la enzima AST, se observó diferencias estadísticas altamente significativas ($P < 0,01$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3); siendo el orden cronológico por lugares de mayor a menor: San Juan (234,48

U/L), Licto (190,18 U/L), Calpi (167,030 U/L) y por último las alpacas de Palmira (128,43 U/L), respectivamente, valores representados en el gráfico 5.

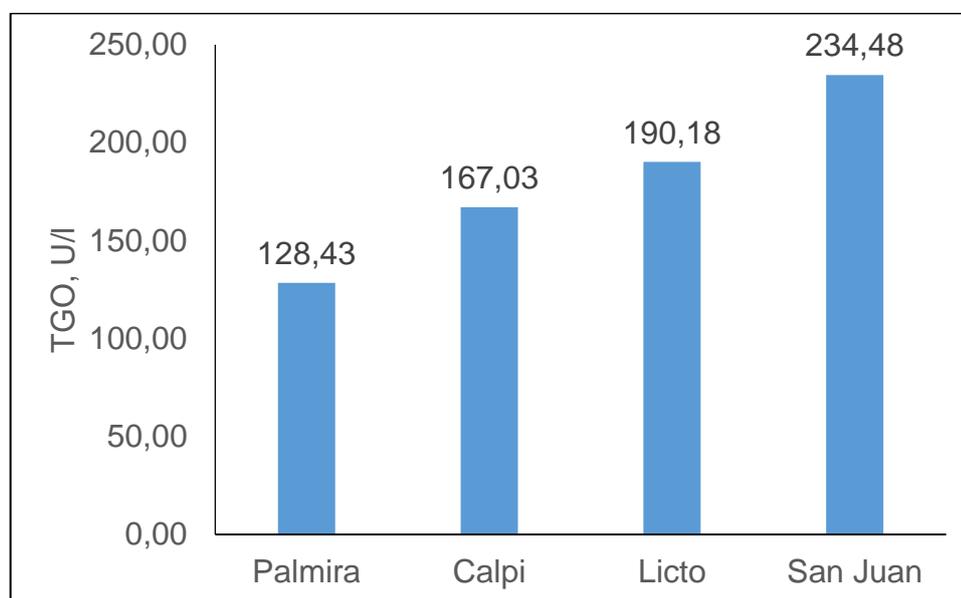


Gráfico 5. Niveles de aspartato aminotransferasa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

Los valores reportados en el estudio estuvieron dentro de los rangos propuestos por: Husakova *et al.*, (2014), quienes registraron intervalos de 120,0 – 306,0 U/L en alpacas de República Checa y Alemania. En cambio, Foster *et al.*, (2009), presentaron valores de 137,0 – 391,0 U/L, siendo Palmira el sector que reportó una media por debajo del límite inferior (137,0 U/L) registrado por Foster y colaboradores; al igual que Guayán *et al.*, (1998), reportaron rangos de 81,0 – 187,0 U/L en alpacas de Chile, valores que están por debajo de la media al ser comparados con Licto (190,18 U/L) y San Juan (U/L).

Los niveles elevados de AST plasmático se presentan en hepatitis (infecciosa y tóxica), cirrosis, colestasis y en lipidosis hepática. En otras especies, como por ejemplo en ovinos la actividad plasmática de AST se incrementa cuando se presenta intoxicación crónica por cobre, en hepatotoxicosis por plantas; en casos de hemólisis, como efecto del ejercicio físico intenso; y en daño muscular, como en la necrosis muscular por deficiencia de vitamina E y Selenio (Noro & Wittwer, 2004). Según Concha *et al.*, (2013), el incremento de AST puede relacionarse al

efecto de corticosteroides, estrógenos, anestésicos, antibióticos (penicilina, gentamicina, lincomicina, eritromicina, sulfonamidas) y AINES (ibuprofeno y fenilbutazona), y su actividad se ve disminuida debido a la deficiencia de piridoxina (vitamina. B6) y al uso de drogas como fenotiazina y cefazolina. En el estudio se pudo relacionar que la variabilidad de AST se deba posiblemente a la resistencia física que ejercieron los animales al ser llevados a la manga de manejo (ejercicio físico intenso).

6. Alanina aminotransferasa (U/l)

Los valores para la enzima ALT, no presentaron diferencias estadísticas significativas ($P > 0,05$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3), los valores promedios de la enzima ALT se observan en el gráfico 6, para las alpacas procedentes de San Juan (14,07 U/l), Licto (9,76 U/l), Calpi (14,37 U/l) y Palmira (11,41 U/l).

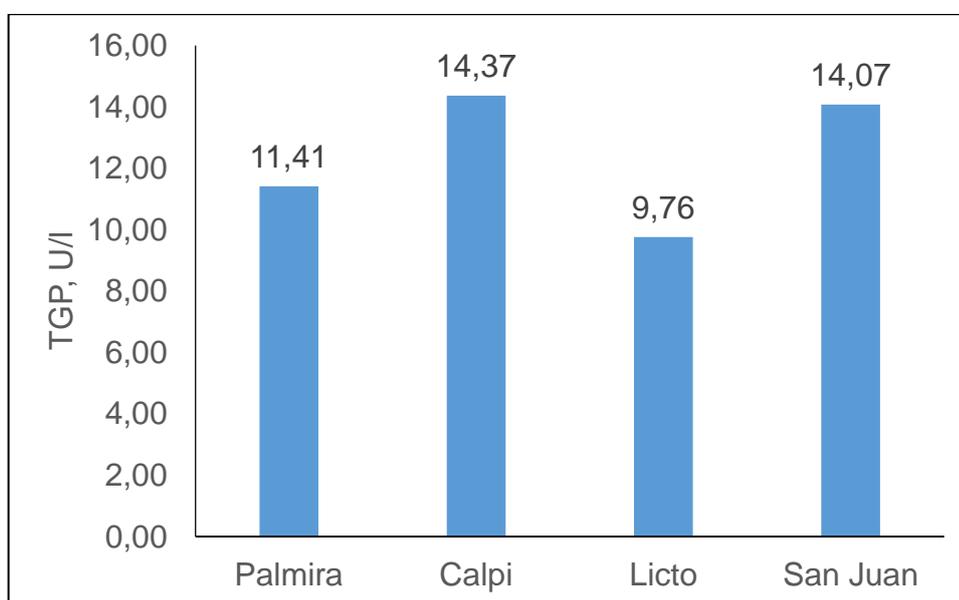


Gráfico 6. Niveles de alanina aminotransferasa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

Los valores promedios plasmáticos de ALT se encontraron dentro de los rangos reportados por: Simons *et al.*, (2014), quienes registraron valores de referencia de 4 – 34 U/L en alpacas del sudeste de Australia; y Husakova *et al.*, (2014), quienes

señalan valores con intervalo de 6,0 – 36,0 U/L en alpacas de República Checa y Alemania.

Según Evans (2009), la ALT plasmática puede disminuir tras la administración de xenobióticos debido a los efectos sobre el piridoxal fosfato (forma metabólicamente activa de la vitamina B6. Noro & Wittwer (2004), señalan que distintas drogas inducen el aumento de la ALT, como: acetaminofén, barbitúricos, glucocorticoides, cetoconazol, fenobarbital, fenilbutazona, y tetraciclinas.

7. Fosfatasa alcalina (U/L)

Al analizar la enzima fosfatasa alcalina, no presentó diferencias significativas ($P > 0,05$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3), obteniéndose valores promedios de FA de mayor a menor para alpacas procedentes de San Juan de 0,62 U/L, Licto de 0,27 U/L, Calpi de 0,09 U/L y por último Palmira 0,29 U/L (gráfico 7).

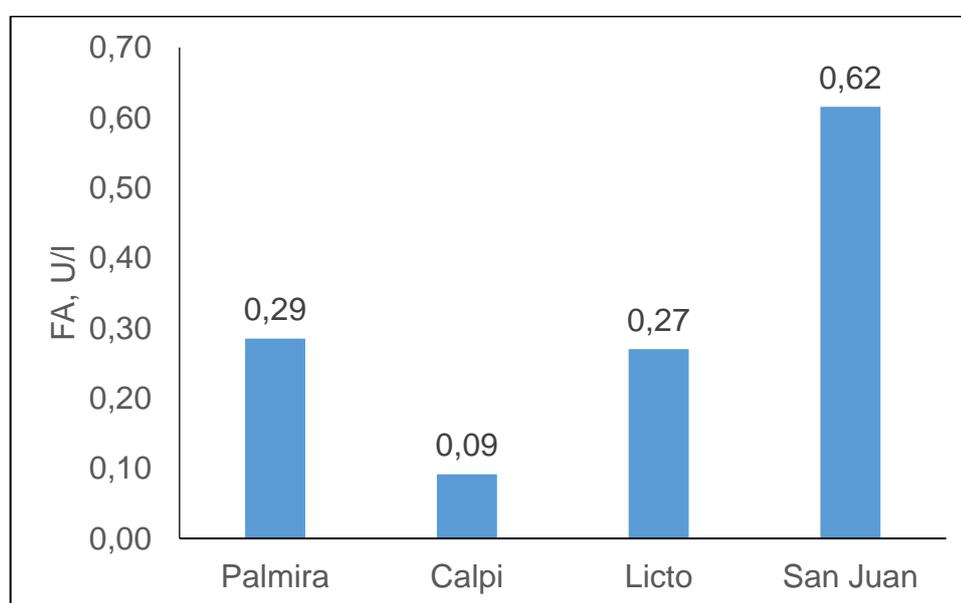


Gráfico 7. Niveles de fosfatasa alcalina de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

Los valores de FA registrados en la investigación son inferiores al ser comparados con los valores reportados por Husakova *et al.*, (2014) y Simons *et al.*, (1993),

quienes obtuvieron un intervalo de 30,0 – 270,0 U/L en alpacas de República Checa y Alemania; e intervalos de 35 – 198 U/L en alpacas hembra del sudeste de Australia, respectivamente. Sin embargo, Guayán *et al.*, (1998), reportaron un intervalo de 0,0 – 167,0 U/L en alpacas de Chile, rangos que coinciden con las medias obtenidas.

En animales jóvenes la FA, alcanza mayores niveles debido a que esta isoenzima se localiza en los osteoblastos (relacionados con la calcificación y formación de estructuras óseas). Así como también pueden elevarse por efecto del ejercicio y por el uso de glucocorticoides, medicamentos anticonvulsivos como el fenobarbital, asimismo, por el empleo de antibióticos (Kaneko, 2008).

8. Gamma glutamil transferasa (U/L)

Los valores de GGT presentaron diferencias altamente significativas ($P < 0,01$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3), obteniéndose el promedio más alto en las alpacas procedentes de Palmira (32,91 U/L), Licto 14,25 (U/L), Calpi (11,91 U/L) y por último San Juan (16,79 U/L), valores que se observan en el gráfico 8.

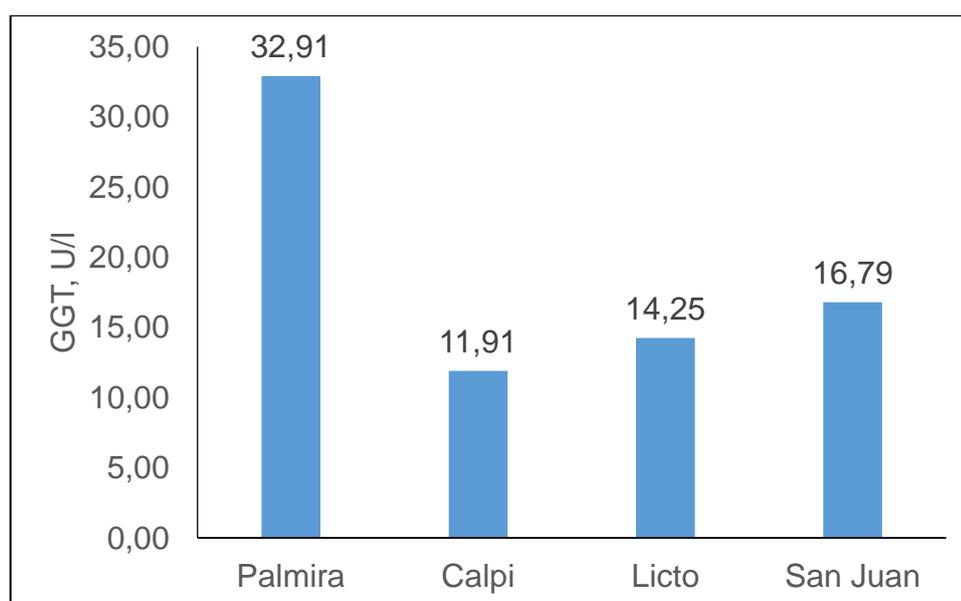


Gráfico 8. Niveles de gamma glutamil transferasa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

Los valores de GGT reportados por: Simons *et al.*, (1993), quienes evaluaron diferentes parámetros sanguíneos en alpacas hembra, tuvieron un intervalo de 11,0 – 38,0 U/L; Husakova *et al.*, (2014), registraron un intervalo de 12,0 – 48,0 U/L en alpacas de República Checa y Alemania; Guayán *et al.*, (1998), reportaron un rango de 0,0 – 41,0 U/L en alpacas de Chile. Valores que coinciden con los resultados obtenidos.

El valor medio de GGT presentado por las alpacas de la localidad de Palmira (32,91 U/L) se encuentra cercana al límite superior de los valores reportados por Simons *et al.*, (1993) y Husakova *et al.*, (2014). Noro, & Wittwer (2004), aseveran que en bovinos se ha observado un incremento de GGT en daño hepático por infestación de *Fasciola hepática*, y también en desordenes metabólicos como la lipidosis hepática (hígado graso). La primera causa en mención podría ser la razón que en Palmira se presente mayor concentración de enzima GGT, ya que en esta localidad se observó la presencia de bofedales (aguas estancadas) y por lo mismo presencia de *F. hepática*.

9. Proteínas totales (g/dl)

Se observó diferencia significativas para los valores de proteínas totales ($P < 0,05$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3), obteniéndose el mayor valor en las alpacas de Palmira (6,61 g/dl) seguidas por las de Calpi (6,35 g/dl), Licto (6,10 g/dl) y San Juan (6,13 g/dl) respectivamente (gráfico 9).

Las proteínas totales presentes en el plasma sanguíneo de alpacas de las cuatro localidades se encuentran dentro de los valores de referencia citados por: Foster *et al.*, (2009), que al evaluar diferentes parámetros sanguíneos en alpacas del Reino Unido, reportaron niveles de 5,1 – 7,9 g/dl; Husakova *et al.*, (2014), obtuvieron un intervalo de 5,25 – 7,57 g/dl en alpacas de República Checa y Alemania; y Guayán *et al.*, (1998), registraron datos referenciales de 5,42 – 8,22 mg/l en alpacas de Chile.

Un incremento en los niveles de proteínas totales puede deberse a la deshidratación, la misma se produce cuando el consumo de alimentos y de agua

se reduce drásticamente (Evans 2009).

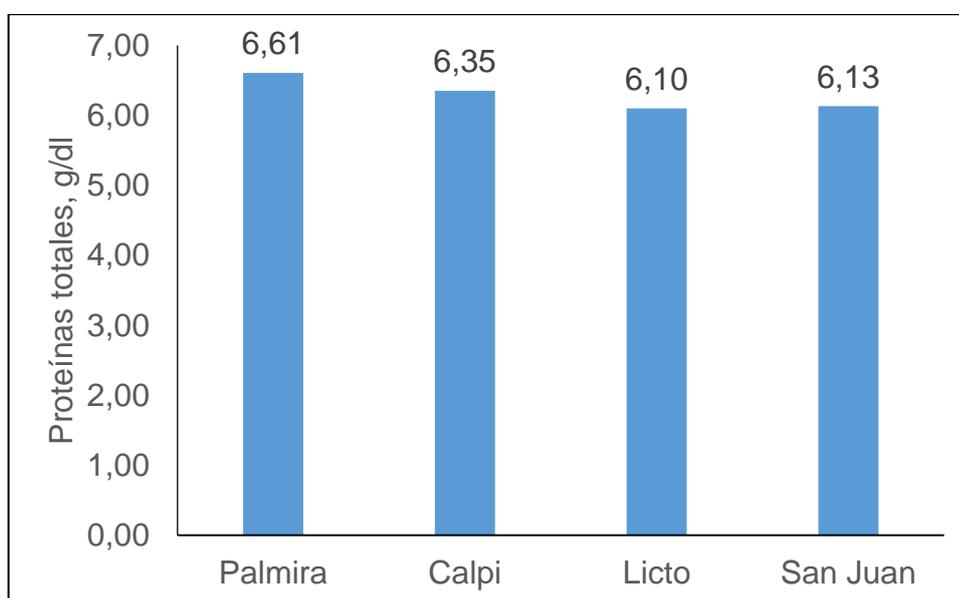


Gráfico 9. Niveles de proteínas totales en sangre de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

10. Albúmina (g/dl)

Para las medias de albúmina, se observó diferencias significativas ($P < 0,01$), por efecto de los lugares de procedencia (cuadro 3), valores similares de albúmina se observaron para las alpacas de las localidades de: San Juan (3,92 g/dl), Licto (3,90 g/dl), y Calpi (3,83 g/dl), y diferenciándose de las alpacas procedentes de Palmira (3,50 g/dl) respectivamente (gráfico 10).

Los valores de albumina coinciden con los rangos de referencia citados por Foster *et al.*, (2009), en alpacas del Reino Unido (2,5 – 4,2 g/dl); Husakova *et al.*, (2014), en alpacas de República Checa y Alemania (3,11 – 4,42 g/dl); y Guayán *et al.*, (1998), en alpacas de Chile (3,14 – 4,54 g/dl).

Un incremento de albúmina plasmática a menudo se debe a la deshidratación; el uso prolongado de una dieta baja en proteínas causa una disminución en la concentración de la albúmina sérica (Evans, 2009). Esto podría explicar las leves variaciones de albumina entre animales de las distintas procedencias, ya que

contaban con la disponibilidad de pasturas de alfalfa.

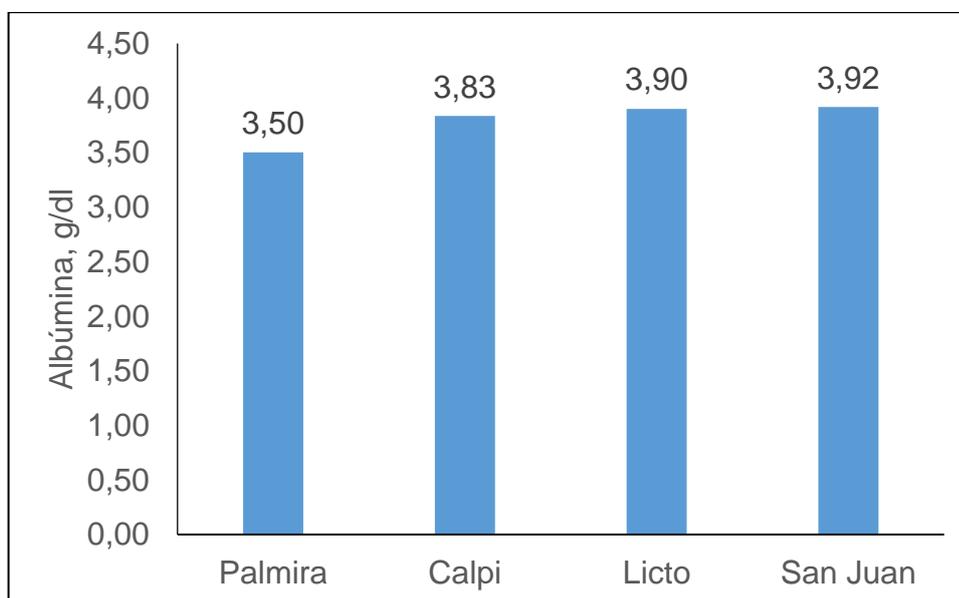


Gráfico 10. Niveles de albúmina en sangre de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

B. DETERMINACIÓN DEL PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR, DEBIDO AL FACTOR SEXO

Los diferentes parámetros sanguíneos evaluados como la glucosa, colesterol, creatinina, urea, proteínas totales, albúmina, y enzimas como: gamma glutamil transferasa, alanina aminotransferasa y fosfatasa alcalina, no presentaron diferencias significativas ($P > 0,05$), debidas al factor sexo de los animales; sin embargo, la enzima Aspartato aminotransferasa sí presentó diferencias altamente significativas ($P < 0,01$), de acuerdo a la variable estudiada presento un valor superior para las hembras (193,31 U/l), y un valor inferior para machos (180,49 U/l) (cuadro 4).

Al ser una variable de poco estudio no se encontró información para la comparación de los resultados.

Cuadro 4. PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE DIFERENTES PROCEDENCIAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR, DE ACUERDO AL FACTOR SEXO.

Variables	Sexo		E.E.	Prob.
	Hembras	Machos		
Glucosa (mg/dl)	107,27 a	111,92 a	1,03	0,20
Colesterol (mg/dl)	35,26 a	30,81 a	0,99	0,15
Creatinina (mg/dl)	1,56 a	1,63 a	0,02	0,33
Urea (mg/dl)	47,84 a	46,26 a	0,96	0,39
AST (U/L)	193,31 a	180,49 b	3,55	0,02
ALT (U/L)	13,31 a	11,96 a	0,48	0,61
FA (U/L)	0,53 a	0,22 a	0,06	0,77
GGT (U/L)	21,57 a	21,13 a	0,69	0,56
PT (g/dl)	6,28 a	6,36 a	0,05	0,22
Albumina (g/dl)	3,75 a	3,80 a	0,03	0,33

E.E.: Error Estándar.

Prob. >0,05: no existen diferencias estadísticas.

Prob. <0,05: existen diferencias estadísticas.

Prob. < 0,01: existen diferencias altamente significativas.

Medias con letras iguales en una misma fila no difieren estadísticamente de acuerdo a la prueba de Tukey (P > 0,05).

C. DETERMINACIÓN DEL PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR, DEBIDO A LA INTERACCIÓN ENTRE EL FACTOR SEXO Y LA PROCEDENCIA

Los diferentes parámetros sanguíneos evaluados: glucosa, colesterol, creatinina, urea, proteínas totales, albúmina, enzimas alanina aminotransferasa y fosfatasa alcalina, no presentaron diferencias significativas ($P > 0,05$), debidas a la interacción entre el factor sexo y procedencia de los animales, sin embargo, las enzimas aspartato aminotransferasa y gamma glutamil transferasa, sí presentaron diferencias altamente significativas ($P < 0,01$), por la interacción entre factores. La evaluación de la enzima aspartato aminotransferasa presentó los mayores valores en los machos (273,91 U/l) y hembras (227,38 U/l) de San Juan, seguidos de los machos de Licto (214,04 U/l) y de las hembras de Calpi (181,33 U/l), continuando secuencialmente con los machos de Calpi (152,73 U/L) y las hembras (130,93 U/l) de Palmira, los menores valores de esta enzima obtuvieron los machos de Palmira (125,05 U/l) y las hembras de Licto (94,75 U/L), valores promedios que se observan en el cuadro 5.

Para los valores de gamma glutamil transferasa, los indicadores más altos fueron para las alpacas hembra (36,38 U/L) y machos (28,21 U/L) de Palmira, seguidas por las hembras (25,35 U/L) de Licto y los machos (19,37 U/L) de Calpi, continuando los machos (17,53 U/L) y hembras (16,66 U/L) de San Juan, los valores más bajos reportaron los animales machos (11,48 U/L) de Licto, conjuntamente con las hembras de Calpi (4,45 U/L).

Siguas *et al.*, (2003), atribuyen estas diferencias a cambios en el flujo de nutrientes, influenciados directamente por la disponibilidad de materia seca desde la pradera, dependiendo de cada estación climática.

Cuadro 5. PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE ALPACAS DE DIFERENTES PROCEDENCIAS DE LA SERRANÍA DEL ECUADOR, DE ACUERDO A LA INTERACCIÓN ENTRE EL FACTOR SEXO Y LA PROCEDENCIA.

Variables	Palmira		Calpi		Licto		San Juan		E.E.	Prob.
	Hembra	Macho	Hembra	Macho	Hembra	Macho	Hembra	Macho		
Glucosa (mg/dl)	103,98	a 114,42 a	97,57 a	104,13 a	111,90 a	118,24 a	109,77 a	106,78 a	2,06	0,30
Colesterol (mg/dl)	27,21	a 31,56 a	37,07 a	20,58 a	39,30 a	39,08 a	38,58 a	28,87 a	1,98	0,07
Creatinina (mg/dl)	1,40	a 1,61 a	1,60 a	1,53 a	1,55 a	1,73 a	1,63 a	1,63 a	0,04	0,32
Urea (mg/dl)	50,50	a 43,19 a	40,70 a	49,37 a	64,15 a	50,03 a	46,82 a	46,63 a	1,93	0,21
AST (U/L)	130,93	d 125,05 d	181,33 b	152,73 c	94,75 e	214,04 b	227,38 a	273,91 a	7,10	0,00
ALT (U/L)	11,18	a 11,72 a	18,68 a	10,05 a	7,30 a	10,38 a	13,88 a	15,09 a	0,96	0,15
FA (U/L)	0,46	a 0,05 a	0,18 a	0,00 a	0,00 a	0,34 a	0,62 a	0,59 a	0,13	0,71
GGT (U/L)	36,38	a 28,21 ab	4,45 d	19,37 bc	25,35 ab	11,48 cd	16,66 bcd	17,53 bcd	1,38	0,00
PT (g/dl)	6,77	a 6,38 a	6,20 a	6,50 a	5,40 a	6,28 a	6,11 a	6,28 a	0,10	0,10
Albumina (g/dl)	3,35	a 3,71 a	4,00 a	3,67 a	3,50 a	4,00 a	3,92 a	3,89 a	0,06	0,06

E.E.: Error Estándar. Prob.: Probabilidad.

Prob. > 0,05: no existen diferencias estadísticas.

Prob. < 0,05: existen diferencias estadísticas.

Prob. < 0,01: existen diferencias altamente significativas.

Medias con letras iguales en una misma fila no difieren estadísticamente de acuerdo a la prueba de Tukey ($P > 0,05$)

D. CORRELACIONES ENTRE LOS DIFERENTES PARÁMETROS SANGUÍNEOS DE ALPACAS

Las diferentes correlaciones, realizadas entre todas las variables evaluadas se pueden observar en el cuadro 6.

De acuerdo a los análisis realizados, no se reportó ninguna correlación alta ($r > 0,8$), solo se presentaron correlaciones bajas ($r < 0,6$), entre: el colesterol y la creatinina (0,34), colesterol y la urea (0,21), el colesterol y la enzima AST (0,19), el colesterol y la albúmina (0,29), la creatinina y la urea (0,23), la creatinina y la albúmina (0,37), la urea y la enzima GGT (0,18), la urea y la albúmina (0,22), la enzima AST y la enzima FA (0,20), la enzima AST y la albúmina (0,33).

Además, se reportaron correlaciones negativas entre la enzima ALT y la proteína total (0,21).

Las correlaciones reportadas, se aplicaron únicamente a las alpacas evaluadas en el estudio, pudiendo deberse estas correlaciones a factores relacionados a la edad, peso corporal, nivel nutricional.

Cuadro 6. CORRELACIONES ENTRE LOS DIFERENTES PARÁMETROS SANGUÍNEOS DE ALPACAS.

Variables	Colesterol	Creatinina	Urea	AST	ALT	FA	GGT	Proteínas totales	Albumina
Glucosa	0,05	0,07	0,06	0,05	0,08	0,02	0,04	-0,05	0,07
Colesterol		,335**	,207*	,188*	0,12	0,13	-0,06	-0,01	,289**
Creatinina			,234**	0,14	0,17	0,01	-0,11	-0,13	,370**
Urea				-0,10	0,07	-0,03	,181*	0,02	,218*
AST					0,14	,197*	-0,16	-0,06	,326**
ALT						-0,09	-0,02	-,205*	0,17
FA							0,00	0,00	0,02
GGT								0,06	-0,10
Proteína total									-0,01

V. CONCLUSIONES

1. Al evaluar parámetros sanguíneos de alpacas procedentes de diferentes zonas de la serranía del Ecuador, no reportaron diferencias significativas, para las variables: glucosa, colesterol, creatinina, urea, ALT, FA; a lo contrario se observaron diferencias significativas para los parámetros sanguíneos en las alpacas procedentes de San Juan para la enzima AST (234,48 U/L); las alpacas procedentes de Palmira para las variables GGT y PT (32,91 U/L; 6,61 U/L) respectivamente; y finalmente para la albúmina los animales procedentes de Calpi (3,83 g/dl), Licto (3,90 g/dl) y San Juan (3,92 g/dl).
2. Respecto al factor sexo de los animales, no se reportaron diferencias significativas ($P > 0,05$), para la glucosa, colesterol, creatinina, urea, ALT, FA, GGT, PT y albúmina; siendo la enzima AST la única variable que presentó diferencias significativas ($P < 0,01$) obteniéndose valores superiores en las alpacas hembras (193,31 U/l).
3. Las variables que presentaron correlaciones bajas ($r < 0,6$), fueron el colesterol y la creatinina (0,34), el colesterol y la urea (0,21) el colesterol y la enzima AST (0,19), el colesterol y la albúmina (0,29), la creatinina y la urea (0,23), la creatinina y la albúmina (0,37), la urea y GGT (0,18), la urea y la albúmina (0,22), la AST y la FA (0,20), la AST y la albúmina (0,33).

VI. RECOMENDACIONES

- Continuar realizando estudios similares para afirmar y corroborar los valores obtenidos de los parámetros evaluados de la bioquímica sanguínea en animales adultos de alpaca.
- Incluir el factor etario de los animales en estudios posteriores de parámetros sanguíneos en alpacas.
- Difundir los valores de referencia obtenidos a nivel de productores, técnicos y académicos, para que sean considerados como datos de consulta referencial.

VII. LITERATURA CITADA

1. Aranda, M. V., Brave, N., & Casagrande, R. (2002). Colesterol en bovinos. Sitio argentino de producción animal. **Recuperado el 27 de noviembre del 2016**, de: http://www.produccion-animal.com.ar/produccion_bovina_de_carne.htm.
2. Bailey, C., Vernau, W., & Vernau, K. (2008). Chapter 26. Cerebrospinal Fluid - En: Kaneko J., Harvey J. W., Bruss M. L. (eds.), Clinical Biochemistry of Domestic Animals, (6^a. ed). San Diego, USA: Academic Press. pp.769-819
3. Braun, J. P., & Lefebvre, H. P. (2008). Chapter 16. Kidney Function and Damage - En: Kaneko J., Harvey J. W., Bruss M. L. (eds.), Clinical Biochemistry of Domestic Animals. (6^a. ed). San Diego, USA: Academic Press. pp. 485-528
4. Bruss, M. (2008). Chapter 4– Lipids and Ketones. En: Kaneko J., Harvey J. W., Bruss M. L. (eds.), Clinical Biochemistry of Domestic Animals, (6^a. ed). San Diego, USA: Academic Press. pp.81-115
5. Coeli, E. (2016). Difusión y sistematización de buenas prácticas con énfasis en todos los eslabones de la cadena de valor de la alpaca en Ecuador. **Recuperado el 25 de enero de 2016**, de: <http://infoalpacas.com.pe/difusion-y-sistematizacion-de-buenas-practicas-con-efasis-en-todos-los-eslabones-de-la-cadena-de-valor-de-la-alpaca-en-ecuador/>
6. Concha, A., Lí, O., Alvarado, A., & Falcón, N. (2013). Perfil bioquímico sanguíneo hepático de vicuñas (*Vicugna Vicugna*) criadas en cautiverio en Lima. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú. 24(1), 38-45.
7. Eckersall, P. D. (2008). Chapter 5. Proteins, Proteomics, and the Dysproteinemias. En: Kaneko J., Harvey J. W., Bruss M. L. (eds.), Clinical Biochemistry of Domestic Animals, (6^a. ed). San Diego, USA: Academic Press. pp. 117-155.

8. Evans, G. O. (2009). *Animal Clinical Chemistry. A Practical Guide for Toxicologists and Biomedical Researchers*. (2^a. ed).
9. Organización de las Naciones Unidas. (2005). Situación actual de los camélidos sudamericanos en el Ecuador. Ecuador. Proyecto de Cooperación Técnica en apoyo a la crianza y aprovechamiento de los Camélidos sudamericanos en la Región Andina TCP/RLA/2914. **Riobamba-Ecuador**.
10. Foster, A., Bidewell, C., Barnett, J., & Sayers, R. (2009). Haematology and biochemistry in alpacas and llamas. *In Practice*, 31:276-281.
11. Fowler, M. (2010). *Medicine and Surgery of Camelids*. (3^a. ed). **California - EEUU: Wiley Blackwell**.
12. Guayán, F. O., Prieto, R .P. Menge, F. W., Lehnebach, H. B., & Ackerman, H. L. (1998). Valores sanguíneos en alpacas (*Lama pacos*) reintroducidas en el sur de Chile. *Vet. México*, 29(4), 411.
13. Guyton, A. & Hall, J. (2012). *Tratado de Fisiología Médica*. (12^a. ed). Elsevier. **España**
14. Hoffmann, W. E., & Solter, P. E. (2008). Chapter 12 - Diagnostic Enzymology of Domestic Animals. En: Kaneko J., Harvey J. W., Bruss M. L.(eds.), *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*, (3^a. ed). San Diego, USA: Academic Press. **pp. 351-378**.
15. Husakova, T., Pavlata, L., Pechova, A., Hauptmanova, K., Pitropovska, E., & Tichy, L. (2014). Reference values for biochemical parameters in blood serum of young and adult alpacas (*Vicugna pacos*). *Animal*, 8(09), 1448-1455.
16. **Instituto Nacional de Estadística y Censos** (2002). Censo Nacional Agropecuario, 2000. **Recuperado el 27 de febrero de 2016**, de: <http://www.ecuadorencifras.gob.ec/censo-nacional-agropecuario/>

17. Kaneko, J. (2008). Chapter 3. Carbohydrate Metabolism and Its Diseases. En: Kaneko J., Harvey J. W., Bruss M. L.(eds.), *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*, (6ª. ed). San Diego, USA: Academic Press. pp. 45-80.
18. Kerr, M. G. (2002). *Veterinary Laboratory Medicine, Clínica Biochemistry and Haematology*. (2ª. ed). Blackwell Science. USA.
19. Kreutzer, K. V., Turk, J. R., & Casteel, S. W. (2008). Chapter 27–Clinical Biochemistry in Toxicology. En: Kaneko J., Harvey J. W., Bruss M. L.(eds.), *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*, (6ª. ed). San Diego, USA: Academic Press. pp. 821-837.
20. Ministerio del Ambiente Ecuador. (2013). *Plan de acción nacional para el manejo y conservación de la vicuña en el Ecuador. Decimosexta reunión de la Conferencia de las Partes sobre la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES)*, Bangkok (Tailandia), 3-14 de marzo de 2013
21. Ministerio del Ambiente Ecuador. (2015). Ministerio del Ambiente (Ecuador). Recuperado El 23 de febrero de 2017, de: <http://www.ambiente.gob.ec/5-989-vicunas-se-registraron-en-el-censo-poblacional-realizado-en-la-reserva-de-produccion-de-fauna-chimborazo/>
22. Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca. (2016). *Alpacas en Ecuador*. Disponible en la página web: www.agricultura.gob.ec
23. Marshall, W. J., Bangert, S. K., & Lapsley, M. (Eds.). (2013). *Bioquímica clínica+ StudentConsult*. España: Elsevier
24. Moreira, L. (2012). *Determinación del perfil hepático de perros geriátricos mediante pruebas específicas de laboratorio* (Bachelor's thesis, Universidad de Guayaquil. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia).

25. Noro, M., & Wittwer, F. (2004). Enzimas hepáticas de utilidad diagnóstica en la clínica de los animales domésticos. Instituto Ciencias Clínicas Veterinarias. UACH.
26. Radostits, O. M., Gay, C. C., Hinchcliff, K. W., & Constable, P. D. (2006). **VETERINARY MEDICINE**. A textbook of the diseases of cattle, horses, sheep, pigs and goats. (10^a. ed)
27. Rodríguez, F., & Morales-Delanuez, A. (2017). La vicuña ecuatoriana y su entorno (1^a ed.). Ecuador: Ministerio del Ambiente de Ecuador, PNUD y ESPOCH. **Chimborazo**. p. 124
28. Ruíz, J. (2013). Aproximación al Análisis de Bioquímica Sanguínea y Uroanálisis en Animales Silvestres y Especies no Convencionales. In Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional (Vol. 9, No. 1, pp. 58-67)
29. Ruiz, J. D., Zuluaga, D., Ruiz, C., & Estrada, J. (2010). Medición de las enzimas AST y GGT en diferentes estados reproductivos y/o edades en caballo Criollo Colombiano en el Valle de Aburrá, Antioquia. Grupo de Investigaciones en Ciencias de los Animales (INCA-CES), Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad CES. Medellín - Colombia.
30. Sánchez, V., Chávez, E., Paucar, R., López, J., & Córdova Romero, J. (2011). Perfil sanguíneo de la vicuña (*Vicugna vicugna*) en condiciones de cautiverio en Huancavelica - Perú. Archivos de Zootecnia, 60(229), 141-143.
31. Segovia, F. (2011). La realidad de las alpacas en el Ecuador, con énfasis en el caso de Chimborazo. En: la realidad de las alpacas en el Ecuador: una visión para el futuro. Foro 5. **Recuperado** el 25 de diciembre de 2016 de: <http://www.infoandina.org/es/content/la-realidad-de-las-alpacas-en-el-ecuador-una-visi%C3%B3n-para-el-futuro> (Consultado: 25 de enero de 2016).

32. Siguas, O., Paucar, R., Olazabal, J., San Martin F., & Vélez, V. (2003). Valores Bioquímicos Sanguíneos en alpacas en dos épocas del año en condiciones de Huancavelica: Aportes al perfil metabólico de la especie. APPA - ALPA – Cusco – Perú.
33. Simons, J. A., Waldron, D. L., & Hennessy, D. P. (1993). Clinical biochemical reference ranges for female alpacas (*Lama pacos*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Comparative Biochemistry*, 105(3), 603-608.
34. Tennant, B. C., Center, S. A. (2008). Chapter 13 - Hepatic Function. En: Kaneko J., Harvey J. W., Bruss M. L. (eds.), *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*, (6ª ed.). San Diego, USA: Academic Press. pp. 379-412.
35. Toral, C. (2012). Determinación de macro y micro minerales en suero sanguíneo de alpacas, en la comunidad de Guangaje, cantón Pujilí, (Tesis de grado). Universidad Técnica de Cotopaxi. Latacunga.
36. Ussa, U., & Salgado, J. (2010). Determinación de hematocrito (Hto). proteínas plasmáticas totales (ppt) y albúmina (Alb) en caballos de salto antes y después de cada entrenamiento en Bogotá.
37. Valberg, S .J. (2008). Chapter 15 - Skeletal Muscle Function. En: Kaneko J., Harvey J. W., Bruss M. L.(eds.), *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*, (6ª ed.). San Diego, USA: Academic Press. pp. 459-484.
38. Wheeler, J. (2012). South American camelids - past, present and future. *Journal of Camelid Science*, 5:1-24
39. Zapata, B., Fuentes, V., Bonacic, C., Gonzalez, B., Villouta, G., & Bas, F. (2003). Haematological and clinical biochemistry findings in captive juvenile guanacos (*Lama guanicoe* Müller 1776) in central Chile. *Small Ruminant Research*, 48(1), 15 - 21.

ANEXOS

Anexo 1. Nivel de glucosa de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA					
F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	26718,79			
Procedencia	3	989,23	329,74	1,56	0,20
Sexo	1	347,54	347,54	1,64	0,20
Int. AB	3	786,58	262,19	1,24	0,30
Error	113	23944,19	211,90		
CV %			13,38		
Media			108,81		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	108,42	a
Calpi	100,85	a
Licto	116,97	a
San Juan	109,31	a

Sexo	Media	Grupo
Hembra	107,27	a
Macho	111,92	a

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	103,98	a
A1B2	114,42	a
A2B1	97,57	a
A2B2	104,13	a
A3B1	111,90	a
A3B2	118,24	a
A4B1	109,77	a
A4B2	106,78	a

Anexo 2. Nivel de colesterol de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA

F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	25954,86			
Procedencia	3	789,23	263,08	1,34	0,26
Sexo	1	408,79	408,79	2,09	0,15
Int. AB	3	1419,25	473,08	2,42	0,07
Error	113	22114,38	195,70		
CV %			41,40		
Media			33,79		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	29,06	a
Calpi	28,83	a
Licto	39,12	a
San Juan	37,10	a

Sexo	Media	Grupo
Hembra	35,26	a
Macho	30,81	a

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	27,21	a
A1B2	31,56	a
A2B1	37,07	a
A2B2	20,58	a
A3B1	39,30	a
A3B2	39,08	a
A4B1	38,58	a
A4B2	28,87	a

Anexo 3. Nivel de creatinina de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA					
F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	10,41			
Procedencia	3	0,34	0,11	1,38	0,25
Sexo	1	0,08	0,08	0,98	0,33
Int. AB	3	0,29	0,10	1,18	0,32
Error	113	9,26	0,08		
CV %			18,09		
Media			1,58		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	1,49	a
Calpi	1,57	a
Licto	1,69	a
San Juan	1,63	a

Sexo	Media	Grupo
Hembra	1,56	a
Macho	1,63	a

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	1,40	a
A1B2	1,61	a
A2B1	1,60	a
A2B2	1,53	a
A3B1	1,55	a
A3B2	1,73	a
A4B1	1,63	a
A4B2	1,63	a

Anexo 4. Nivel de urea de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA					
F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	22483,61			
Procedencia	3	692,97	230,99	1,24	0,30
Sexo	1	140,78	140,78	0,76	0,39
Int. AB	3	848,08	282,69	1,52	0,21
Error	113	21030,76	186,11		
CV %			28,83		
Media			47,31		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	47,39	a
Calpi	45,03	a
Licto	52,85	a
San Juan	46,79	a

Sexo	Media	Grupo
Hembra	47,84	a
Macho	46,26	a

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	50,50	a
A1B2	43,19	a
A2B1	40,70	a
A2B2	49,37	a
A3B1	64,15	a
A3B2	50,03	a
A4B1	46,82	a
A4B2	46,63	a

Anexo 5. Nivel de TGO de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA					
F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	601518,17			
Procedencia	3	263815,87	87938,62	34,89	0,00
Sexo	1	14474,19	14474,19	5,74	0,02
Int. AB	3	34709,02	11569,67	4,59	0,00
Error	113	284846,42	2520,76		
CV %			26,55		
Media			189,07		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	128,43	d
Calpi	167,03	c
Licto	190,18	b
San Juan	234,48	a

Sexo	Media	Grupo
Hembra	193,31	a
Macho	180,49	b

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	130,93	d
A1B2	125,05	d
A2B1	181,33	b
A2B2	152,73	c
A3B1	94,75	e
A3B2	214,04	b
A4B1	227,38	a
A4B2	273,91	a

Anexo 6. Nivel de TGP de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA					
F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	5700,12			
Procedencia	3	286,96	95,65	2,10	0,10
Sexo	1	12,20	12,20	0,27	0,61
Int. AB	3	250,74	83,58	1,83	0,15
Error	113	5154,24	45,61		
CV %			52,50		
Media			12,86		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	11,41	a
Calpi	14,37	a
Licto	9,76	a
San Juan	14,07	a

Sexo	Media	Grupo
Hembra	13,31	a
Macho	11,96	a

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	11,18	a
A1B2	11,72	a
A2B1	18,68	a
A2B2	10,05	a
A3B1	7,30	a
A3B2	10,38	a
A4B1	13,88	a
A4B2	15,09	a

Anexo 7. Nivel de FA de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA					
F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	98,19			
Procedencia	3	3,35	1,12	1,38	0,25
Sexo	1	0,07	0,07	0,09	0,77
Int. AB	3	1,13	0,38	0,46	0,71
Error	113	91,73	0,81		
CV %			211,69		
Media			0,43		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	0,29	a
Calpi	0,09	a
Licto	0,27	a
San Juan	0,62	a

Sexo	Media	Grupo
Hembra	0,53	a
Macho	0,22	a

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	0,46	a
A1B2	0,05	a
A2B1	0,18	a
A2B2	0,00	a
A3B1	0,00	a
A3B2	0,34	a
A4B1	0,62	a
A4B2	0,59	a

Anexo 8. Nivel de GGT de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA					
F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	20561,74			
Procedencia	3	6045,66	2015,22	21,11	0,00
Sexo	1	32,83	32,83	0,34	0,56
Int. AB	3	1517,60	505,87	5,30	0,00
Error	113	10787,60	95,47		
CV %			45,61		
Media			21,42		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	32,91	a
Calpi	11,91	b
Licto	14,25	b
San Juan	16,79	b

Sexo	Media	Grupo
Hembra	21,57	a
Macho	21,13	a

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	36,38	a
A1B2	28,21	ab
A2B1	4,45	d
A2B2	19,37	bc
A3B1	25,35	ab
A3B2	11,48	cd
A4B1	16,66	bcd
A4B2	17,53	bcd

Anexo 9. Nivel de PT de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA					
F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	64,98			
Procedencia	3	4,43	1,48	2,98	0,03
Sexo	1	0,77	0,77	1,55	0,22
Int. AB	3	3,18	1,06	2,14	0,10
Error	113	55,99	0,50		
CV %			11,16		
Media			6,31		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	6,61	a
Calpi	6,35	ab
Licto	6,10	b
San Juan	6,13	b

Sexo	Media	Grupo
Hembra	6,28	a
Macho	6,36	a

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	6,77	a
A1B2	6,38	a
A2B1	6,20	a
A2B2	6,50	a
A3B1	5,40	a
A3B2	6,28	a
A4B1	6,11	a
A4B2	6,28	a

Anexo 10. Nivel de albúmina de alpacas de diferentes procedencias de la serranía del Ecuador.

ADEVA					
F. Var	gl	S. Cuad.	C. Medio	Fisher	P. Fisher
Total	120	29,52			
Procedencia	3	2,65	0,88	4,31	0,01
Sexo	1	0,20	0,20	0,98	0,33
Int. AB	3	1,57	0,52	2,55	0,06
Error	113	23,15	0,20		
CV %			12,01		
Media			3,77		

Separación de medias según Tukey (P < 0.05)

Procedencia	Media	Grupo
Palmira	3,50	b
Calpi	3,83	a
Licto	3,90	a
San Juan	3,92	a

Sexo	Media	Grupo
Hembra	3,75	a
Macho	3,80	a

Int. AB	Media	Grupo
A1B1	3,35	a
A1B2	3,71	a
A2B1	4,00	a
A2B2	3,67	a
A3B1	3,50	a
A3B2	4,00	a
A4B1	3,92	a
A4B2	3,89	a