



ESPE
UNIVERSIDAD DE LAS FUERZAS ARMADAS
INNOVACIÓN PARA LA EXCELENCIA

**DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA
AGRICULTURA**

CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

**TRABAJO DE TITULACIÓN, PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO
DE INGENIERO AGROPECUARIO**

**TEMA: DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS FISIOLÓGICOS,
HEMATOLÓGICOS, BIOQUÍMICOS Y TRACCIÓN ANIMAL DE
CAMÉLIDOS Y MULARES, EN LA PARROQUIA SALINAS, PROVINCIA
BOLÍVAR – ECUADOR.**

**AUTORES: CUICHÁN BRAVO, ELIANA MARCELA
PINZÓN OÑA, MARICELA ESTEFANÍA**

DIRECTOR: DR. RON ROMÁN, JORGE WASHINTON Ph.D

SANGOLQUÍ

2019



ESPE

UNIVERSIDAD DE LAS FUERZAS ARMADAS
INNOVACIÓN PARA LA EXCELENCIA

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

CERTIFICACIÓN

Certifico que el trabajo de titulación, *“DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS FISIOLÓGICOS, HEMATOLÓGICOS, BIOQUÍMICOS Y TRACCIÓN ANIMAL DE CAMÉLIDOS Y MULARES, EN LA PARROQUIA SALINAS, PROVINCIA BOLÍVAR – ECUADOR”*, fue realizado por las señoritas *Cuichán Bravo, Eliana Marcela y Pinzón Oña, Maricela Estefania*, el mismo que ha sido revisado en su totalidad, analizado por la herramienta de verificación de similitud de contenido; por lo tanto cumple con los requisitos teóricos, científicos, técnicos, metodológicos y legales establecidos por la Universidad de Fuerzas Armadas ESPE, razón por la cual me permito acreditar y autorizar para que lo sustente públicamente.

Sangolquí, 11 de enero del 2019

Dr. JORGE WASHINGTON RON ROMÁN Ph.D.

C.I. 1709505125



**DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA**

AUTORÍA DE RESPONSABILIDAD

Nosotras, *Cuichán Bravo, Eliana Marcela y Pinzón Oña, Maricela Estefania*, declaramos que el contenido, ideas y criterios del trabajo de titulación, *Determinación de parámetros fisiológicos, hematológicos, bioquímicos y tracción animal de camélidos y mulares, en la parroquia Salinas, provincia Bolívar – Ecuador*, es de nuestra autoría y responsabilidad, cumpliendo con los requisitos teóricos, científicos, técnicos, metodológicos y legales establecidos por la Universidad de Fuerzas Armadas ESPE, respetando los derechos intelectuales de terceros y referenciando las citas bibliográficas.

Consecuentemente el contenido de la investigación mencionada es veraz.

Sangolquí, 11 de enero del 2019

Cuichán Bravo Eliana Marcela

C.I. 1726517467

Pinzón Oña Maricela Estefania

C.I. 1725914145



ESPE
UNIVERSIDAD DE LAS FUERZAS ARMADAS
INNOVACIÓN PARA LA EXCELENCIA

**DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA**

AUTORIZACIÓN

Nosotras, *Cuichán Bravo, Eliana Marcela y Pinzón Oña, Maricela Estefania*, autorizamos a la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE publicar el trabajo de titulación: *Determinación de parámetros fisiológicos, hematológicos, bioquímicos y tracción animal de camélidos y mulares, en la parroquia Salinas, provincia Bolívar – Ecuador*, en el Repositorio Institucional, cuyo contenido, ideas y criterios son de nuestra responsabilidad.

Sangolquí, 11 de enero del 2019

Cuichán Bravo Eliana Marcela

C.I. 1726517467

Pinzón Oña Maricela Estefania

C.I. 1725914145

DEDICATORIA

A:

Dios, por bendecirme y ser una fortaleza en momentos de debilidad.

Mis padres Marcelo y Encarnación, por brindarme todo su amor y apoyo en cada momento, por sus consejos, sus valores, por ser mi pilar fundamental.

Mis hermanas Dennisse y Gabriela, por su paciencia y ayuda brindada para concluir mis estudios.

Omar Armas, por alentarme a continuar, siendo parte importante en el logro de mis metas profesionales, por su apoyo y todo el amor brindado en esta nueva etapa juntos.

A mi hijo Samuel, por ser la razón de que día a día siga esforzándome, por ser mi principal motivación para concluir con éxito este trabajo.

A mis abuelitos Amada y Segundo.

A Maricela por su dedicación, predisposición y amistad a lo largo de nuestra Carrera.

Eliana

A:

Dios y a mi madre espiritual María por sus bendiciones.

Mis padres Aida Oña y José Pinzón, especialmente a mí madre por ser un ejemplo de perseverancia, amor y apoyo incondicional durante mi formación académica y personal.

Mis hermanas María de los Ángeles y Dayana por sus consejos, reprimendas y por apoyarme siempre.

Mis sobrinas Kelly y Lucero quienes llenan de alegría mis días.

A mis tíos y primos maternos, por estar pendientes de mí en todo momento.

Mis abuelitos María M. Paucar[†] y Cesar A. Oña[†]; Alcira Ontaneda y Fernando Pinzón.

A Eliana por formar parte de este logro profesional.

Maricela

AGRADECIMIENTOS

A la Cooperativa de Producción Agropecuaria “El Salinerito” por dar apertura a la ejecución de nuestro trabajo de Investigación.

A la Carrera de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y la Carrera de Ingeniería en Biotecnología de la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, por permitirnos hacer uso de las instalaciones, equipos, materiales y reactivos.

Al Dr. Jorge Ron Román PhD., maestro, profesional y excelente persona, quien nos guió y motivo para culminar nuestro trabajo de titulación.

A la Dr. María Augusta Chávez MSc, por su rigor, tolerancia y apoyo demostrado hacia nosotras.

A la Lcda. Silvana Granda Albuja MSc, por compartir sus conocimientos y por la colaboración que nos ha brindado.

A nuestros amigos con quienes compartimos momentos especiales durante toda la Carrera.

A nuestras familias por sus consejos y apoyo incondicional en nuestro periodo universitario.

ÍNDICE DE CONTENIDO**CARÁTULA****CERTIFICACIÓN**i**AUTORÍA DE RESPONSABILIDAD** ii**AUTORIZACIÓN** iii**DEDICATORIA**iv**AGRADECIMIENTOS**v**ÍNDICE DE CONTENIDO**vi**ÍNDICE DE TABLAS** xii**RESUMEN...**xvi**ABSTRACT...** xvii**CAPÍTULO I****INTRODUCCIÓN**

1.1 Antecedentes 1

1.2 Justificación3

1.3 El problema4

1.3.1 Los Efectos.....4

1.3.2 Las Causas.....5

1.4 Objetivos5

1.4.1 Objetivo general5

1.4.2 Objetivos específicos5

1.5 Hipótesis.....6

CAPÍTULO II**REVISIÓN DE LITERATURA**

2.1 Parámetros fisiológicos7

2.1.1 Frecuencia cardíaca.....7

2.1.2 Frecuencia respiratoria.....7

2.1.3 Temperatura rectal7

2.1.4 Parámetros fisiológicos de camélidos y équidos.....8

2.2 Parámetros hematológicos9

2.2.1 Índices eritrocitarios.....9

2.2.1.1 Hematocrito.....9

2.2.1.2 Hemoglobina.....10

2.2.2 Índices leucocitarios.....10

		vii
2.2.2.1	Neutrófilos	10
2.2.2.2	Eosinófilos	10
2.2.2.3	Basófilos.....	11
2.2.2.4	Linfocitos	11
2.2.2.5	Monocitos.....	12
2.3	Parámetros bioquímicos sanguíneos	14
2.3.1	Proteínas totales (PT).....	14
2.3.2	Glucosa.....	14
2.3.3	Urea.....	15
2.3.4	Creatinina	15
2.3.5	Colesterol	15
2.3.6	Triglicéridos	16
2.3.7	Bilirrubina total (T- BIL) y Bilirrubina directa (D- BIL)	16
2.3.8	Glutamato oxalacetato transaminasa (GOT).....	16
2.3.9	Glutamato piruvato transaminasa (GPT)	17
2.3.10	Lactato deshidrogenasa (LDH)	17
2.3.11	Creatina quinasa.....	17
2.4	Enfermedades en camélidos y mulares	21
2.4.1	Ectoparasitarias	21
2.4.1.1	Sarna.....	21
2.4.1.2	Garrapatosis	22
2.4.1.3	Pediculosis	22
2.4.2	Endoparasitarias	22
2.4.2.1	Nemátodos	22
2.4.2.2	Tremátodos.....	23
2.4.2.3	Céstodos	24
2.4.2.4	Protozoarios	24
2.4.2.5	Sarcocistiosis.....	25
2.4.3	Brucelosis.....	25
2.4.3.1	Generalidades.....	25
2.4.3.2	Brucelosis en camélidos.....	26
2.4.3.3	Métodos de diagnóstico indirectos.....	26
2.4.3.4	Prueba de aglutinación Rosa de Bengala (RB)	26
2.5	Tracción animal.....	26

		viii
2.5.1	Camélidos sudamericanos.....	26
2.5.1.1	Características generales de los camélidos sudamericanos.....	26
2.5.1.2	Camélidos sudamericanos como animales de trabajo.....	27
2.5.1.3	Camélidos sudamericanos en Ecuador.....	27
2.5.2	Mulares.....	28
2.5.2.1	Características generales de los mulares.....	28
2.5.2.2	Mulares como animal de trabajo.....	28
2.5.2.3	Mulares en Ecuador.....	29

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

3.1	Ubicación del lugar de investigación.....	30
3.1.1	Trabajo de campo.....	30
3.1.1.1	Ubicación geográfica.....	30
3.1.1.2	Ubicación ecológica.....	30
3.1.2	Trabajo de laboratorio.....	31
3.2	Materiales.....	31
3.3	Métodos.....	31
3.3.1	Estimación de la muestra.....	31
3.3.2	Encuestas y registros.....	32
3.3.3	Materiales biológicos.....	33
3.3.4	Equipo de protección personal.....	33
3.3.5	Constantes fisiológicas.....	33
3.3.5.1	Materiales y reactivos.....	33
3.3.5.2	Procedimiento.....	33
3.3.5.2.1	Frecuencia cardíaca.....	33
3.3.5.2.2	Frecuencia respiratoria.....	34
3.3.5.2.3	Temperatura rectal.....	34
3.3.6	Recolección de muestras de sangre.....	34
3.3.6.1	Materiales y reactivos.....	34
3.3.6.2	Procedimiento.....	35
3.3.6.2.1	Camélidos.....	35
3.3.7	Obtención de suero.....	36
3.3.7.1	Materiales y reactivos.....	36
3.3.7.2	Procedimiento.....	36

3.3.8	Hematocrito.....	37
3.3.8.1	Materiales y reactivos	37
3.3.8.2	Procedimiento	37
3.3.8.3	Interpretación	38
3.3.9	Recuento de leucocitos.....	38
3.3.9.1	Materiales y reactivos	38
3.3.9.2	Procedimiento	39
3.3.9.2.1	Frotis sanguíneo	39
3.3.9.2.2	Tinción	40
3.3.10	Bioquímica sanguínea.....	41
3.3.10.1	Materiales.....	41
3.3.10.2	Proteínas totales	42
3.3.10.3	Interpretación	42
3.3.10.4	Glucosa.....	42
3.3.10.5	Urea.....	43
3.3.10.6	Creatinina.....	45
3.3.10.7	Colesterol	46
3.3.10.8	Bilirrubina total y directa	47
3.3.10.9	Glutamato Oxalacetato transaminasa (GOT).....	49
3.3.10.10	Glutamato piruvato transaminasa (TGP)	51
3.3.11	Determinación de brucelosis.....	52
3.3.11.1	Prueba de Rosa de Bengala.....	52
3.3.11.1.1	Materiales y reactivos	52
3.3.11.1.2	Procedimiento	53
3.3.12	Recolección muestras de heces y coprológica	53
3.3.12.1	Materiales y reactivos	53
3.3.12.2	Procedimiento	54
3.3.13	Tracción animal.....	54
3.3.13.1	Recolección muestras de sangre y obtención de suero	54
3.3.13.1.1	Procedimiento	54
3.3.13.2	Valoración tracción animal en camélidos y mulares	55
3.3.13.2.1	Materiales y reactivos	55
3.3.13.2.2	Lactato deshidrogenasa	56
3.3.13.2.3	Creatina quinasa (CK).....	56

	x
3.3.13.3	Capacidad de carga58
3.3.13.3.1	Materiales y reactivos58
3.3.13.3.2	Procedimiento58
3.3.13.4	Distancia recorrida58
3.3.13.4.1	Materiales y reactivos58
3.3.13.4.2	Procedimiento58
3.3.13.4.3	Interpretación59
3.3.14	Análisis estadístico y pruebas de significancia59
3.3.14.1	Estadística descriptiva e inferencial59

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

4.1	Estadística descriptiva de la muestra61
4.1.1	Distribución de animales muestreados61
4.1.2	Camélidos procedentes de la Hacienda el Prado62
4.1.2.1	Parámetros fisiológicos62
4.1.2.2	Parámetros hematológicos62
4.1.2.2.1	Hematocrito62
4.1.2.2.2	Leucograma63
4.1.2.3	Parámetros bioquímicos sanguíneos63
4.1.3	Equinos procedentes de la Hacienda los Pardos64
4.1.3.1	Parámetros hematológicos64
4.1.3.1.1	Hematocrito64
4.1.3.1.2	Leucograma64
4.1.3.2	Parámetros bioquímicos sanguíneos64
4.1.4	Camélidos y équidos procedentes de Salinas de Guaranda65
4.1.4.1	Datos generales de los animales muestreados65
4.1.4.2	Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por especie67
4.1.4.3	Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por sexo y especie ..67
4.1.4.4	Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por edad y especie ..68
4.1.4.5	Parámetros fisiológicos68
4.1.4.6	Parámetros hematológicos69
4.1.4.6.1	Hematocrito69
4.1.4.6.2	Leucograma71
4.1.4.7	Parámetros bioquímicos sanguíneos73

	xi
4.1.4.8	Enfermedades en camélidos y mulares76
4.1.4.8.1	Prevalencia de brucelosis en camélidos y mulares76
4.1.4.8.2	Enfermedades parasitarias en camélidos y mulares76
4.1.4.8.2.1	Ectoparásitos en camélidos y mulares76
4.1.4.8.2.2	Endoparásitos en camélidos y mulares76
4.1.4.8.2.3	Prevalencia de endoparásitos por especie77
4.1.4.8.2.3.1	Prevalencia de endoparásitos en camélidos77
4.1.4.8.2.3.2	Prevalencia de endoparásitos en asnos.....79
4.1.4.8.2.3.3	Prevalencia de endoparásitos en equinos80
4.1.4.8.2.3.4	Prevalencia de endoparásitos en mulas82
4.1.4.8.3	Prevalencia de endoparásitos por sexo.....84
4.1.4.8.4	Prevalencia de endoparásitos por edad84
4.1.5	Tracción animal.....85
4.1.5.1	Tipo de carga.....85
4.1.5.2	Material del bidón85
4.1.5.3	Total peso de carga86
4.1.5.4	Parámetros fisiológicos, enzimáticos y trayectoria de animales de tracción87
4.1.5.5	Georreferenciación de trayectoria de los animales en estudio87
4.1.5.6	Determinación de variables del trabajo realizado por animal88
4.1.5.7	Parámetros fisiológicos89
4.1.5.8	Enzimas musculares en animales de tracción90
4.1.6	Guía de información.....90

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1	Conclusiones106
6.2	Recomendaciones.....107
6.3	Bibliografía109

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1	<i>Constantes fisiológicas de camélidos sudamericanos según la zona</i>	8
Tabla 2	<i>Intervalos de referencia para constantes fisiológicas équidos</i>	8
Tabla 3	<i>Intervalos de referencia para caracterización de valores hemáticos en camélidos sudamericanos</i>	12
Tabla 4	<i>Intervalos de referencia para caracterización de valores hemáticos en équidos</i>	13
Tabla 5	<i>Intervalos de referencia de parámetros bioquímicos en camélidos</i>	18
Tabla 6	<i>Intervalos de referencia de parámetros bioquímicos en equinos</i>	19
Tabla 7	<i>Intervalos de referencia de parámetros bioquímicos en asnos</i>	20
Tabla 8	<i>Intervalos de referencia de parámetros bioquímicos en mulas</i>	21
Tabla 9	<i>Estimaciones de las capacidades de carga de varias especies en un periodo de 6 a 8 horas por día</i>	29
Tabla 10	<i>Coordenadas geográficas donde se desarrolló la fase de campo</i>	30
Tabla 11	<i>Constantes fisiológicas de camélidos procedente de la Hacienda el Prado</i>	62
Tabla 12	<i>Hematocrito de camélidos procedentes de la Hacienda el Prado</i>	62
Tabla 13	<i>Leucograma de camélidos procedentes de la Hacienda el Prado</i>	63
Tabla 14	<i>Perfil bioquímico sanguíneo en camélidos procedentes de la Hacienda el Prado</i>	63
Tabla 15	<i>Hematocrito de equinos procedentes de la Hacienda los Pardos</i>	64
Tabla 16	<i>Leucograma de camélidos procedentes de la Hacienda los Pardos</i>	64
Tabla 17	<i>Perfil bioquímico sanguíneo de equinos procedentes de la Hacienda Los Pardos</i>	65
Tabla 18	<i>Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por especie</i>	67
Tabla 19	<i>Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por sexo y por especie</i>	67
Tabla 20	<i>Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por edad y por especie</i>	68
Tabla 21	<i>Contantes fisiológicas de camélidos procedente de Salinas</i>	68
Tabla 22	<i>Contantes fisiológicas de équidos procedente de Salinas</i>	69
Tabla 23	<i>Hematocrito de camélidos procedentes de Salinas</i>	69
Tabla 24	<i>Porcentaje de hematocrito en camélidos procedentes de Salinas</i>	70
Tabla 25	<i>Porcentaje de hematocrito en camélidos por sexo procedentes de Salinas</i>	70

Tabla 26	<i>Hematocrito de équidos procedentes de Salinas.....</i>	70
Tabla 27	<i>Porcentaje de hematocrito en équidos procedentes de Salinas.</i>	71
Tabla 28	<i>Porcentaje de hematocrito en équidos por sexo procedentes de Salinas.....</i>	71
Tabla 29	<i>Leucograma de camélidos procedentes de Salinas.....</i>	72
Tabla 30	<i>Leucograma de équidos procedentes de Salinas.....</i>	72
Tabla 31	<i>Perfil bioquímico sanguíneo de camélidos procedentes Salinas</i>	73
Tabla 32	<i>Perfil bioquímico sanguíneo de équidos procedentes de Salinas de Guaranda</i>	74
Tabla 33	<i>Perfil hematológico y bioquímico sanguíneo de camélidos y équidos procedentes de Salinas, debidas al factor sexo.....</i>	75
Tabla 34	<i>Prevalencia de brucelosis en camélidos y équidos, mediante prueba rosa de bengala</i>	76
Tabla 35	<i>Análisis coprológico de camélidos y mulares procedentes de Salinas</i>	76
Tabla 36	<i>Prevalencia por clase de endoparásitos en camélidos y mulares.....</i>	77
Tabla 37	<i>Distribución de nemátodos en camélidos.....</i>	77
Tabla 38	<i>Distribución de tremátodos en camélidos</i>	78
Tabla 39	<i>Distribución de céstodos en camélidos</i>	78
Tabla 40	<i>Distribución de protozoarios en camélidos.....</i>	78
Tabla 41	<i>Distribución de nemátodos en asnos.....</i>	79
Tabla 42	<i>Distribución de tremátodos en asnos</i>	79
Tabla 43	<i>Distribución de céstodos en asnos</i>	80
Tabla 44	<i>Distribución de protozoarios en asnos.....</i>	80
Tabla 45	<i>Distribución de nemátodos en equinos</i>	80
Tabla 46	<i>Distribución de tremátodos en equinos.....</i>	81
Tabla 47	<i>Distribución de céstodos en equinos</i>	81
Tabla 48	<i>Distribución de protozoarios en equinos</i>	81
Tabla 49	<i>Distribución de nemátodos en mulas</i>	82
Tabla 50	<i>Distribución de tremátodos en mulas.....</i>	82
Tabla 51	<i>Distribución de céstodos en mulas.....</i>	83
Tabla 52	<i>Distribución de protozoarios en mulas</i>	83
Tabla 53	<i>Distribución de endoparásitos entre Camélidos y Équidos</i>	83
Tabla 54	<i>Prevalencia de endoparásitos por sexo.....</i>	84

Tabla 55 <i>Prevalencia de endoparásitos por la edad</i>	85
Tabla 56 <i>Tipo de producto</i>	85
Tabla 57 <i>Material de bidones</i>	86
Tabla 58 <i>Peso de carga por especie</i>	86
Tabla 59 <i>Codificación de animales muestreados por propietario</i>	87
Tabla 60 <i>Estimación de recorrido, tiempo y velocidad de trabajo por animal</i>	89
Tabla 61 <i>Parámetros fisiológicos en animales de tracción</i>	89
Tabla 62 <i>Perfil enzimático en animales de tracción</i>	90

ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1</i> Extracción sangre vena yugular (A) y extracción sangre vena femoral (B)	36
<i>Figura 2</i> Pesuña larga en camélido (A) y casco con rajadura en asno (B)	66
<i>Figura 3</i> Geo referenciación de las rutas de los animales en estudio	88

RESUMEN

El área de bioquímica sanguínea y hematología son áreas de gran interés para la observación clínica de patologías, permitiendo obtener información relevante para realizar diagnósticos y tratamientos adecuados, sin embargo, la información en camélidos y mulares en Ecuador es escasa. Por tal motivo en el presente estudio se realizó una evaluación nutricional, sanitaria y productiva en 86 animales utilizados como medio de transporte con el objetivo principal de determinar parámetros fisiológicos, hematológicos, bioquímicos y la tracción animal de camélidos y mulares en la parroquia Salinas, provincia de Bolívar - Ecuador, a través de pruebas sanguíneas como hematocrito, frotis sanguíneo y pruebas bioquímicas. Para la determinación del estatus sanitario en los animales de carga se tomaron constantes fisiológicas, muestras de sangre y heces. Los valores promedio obtenido en camélidos (**C**) y mulares (**M**) respectivamente fueron: temperatura rectal (**C**=37,26°C; **M**=36,71°C), frecuencia cardíaca (**C**=60 lpm; **M**=57 lpm), frecuencia respiratoria (**C**=26 rpm; **M**= 37 rpm); hematocrito (**C**=34,61%; **M**=40,42%); fórmula leucocitaria: neutrófilos (**C**=58,75±12,44%; **M**=54,67±13,62%), eosinófilos (**C**=2,56±2,21%; **M**=2,33±1,94%), basófilos (**C**=3,32±2,25%; **M**=3,00±2,38%), monocitos (**C**=9,10±5,35%; **M**=10,22±7,01%), linfocitos (**C**=24,84±8,99%; **M**=25,11±12,05%); bioquímica sanguínea: Proteínas totales (PT) (**C**=6.70±0.64g/dl; **M**= 7,36±0,45g/dl), colesterol (**C**=34.57±11.90mg/dl; **M**=87,34±17,16mg/dl), bilirrubina total (**C**=0.13±0.10mg/dl; **M**=0,12±0,07mg/dl), bilirrubina directa. (**C**=0,21±0,16mg/dl; **M**=0,19±0,16mg/dl), ALT (**C**=4,53 ±1,82U/I; **M**=7,34±1.78U/I), AST (**C**=85,30±20,67U/I; **M**=98.54±15,87U/I), urea (**C**=25,19±13,02mg/dl; **M**=18,65±7,13mg/dl), creatinina (**C**=1,84±0,46md/dl; **M**=1,36±0,49mg/dl), glucosa (**C**=79,57±14,51mg/dl; **M**=58.62±5.83mg/dl). Para tracción animal se realizaron pruebas enzimáticas pre y post ejercicio Lactato Deshidrogenasa LDH (**C**= (285.53U/I; 338.58U/I); **M**= (252.7U/I; 263.88U/I)) y creatinina quinasa CK (**C**= (69.83U/I; 213.59U/I); **M**= (86.14U/I; 150.82U/I)) presentado diferencia significativa ($p < 0,05$).

Palabras clave:

- **HEMATOLOGÍA**
- **BIOQUÍMICA SANGUÍNEA**
- **COPROLOGÍA**
- **TRACCIÓN ANIMAL**

ABSTRACT

The area of blood biochemistry and hematology are areas of great interest for the clinical observation of pathologies, allowing to obtain relevant information to make adequate diagnoses and treatments, however, information on camelids and mules in Ecuador is scarce. For this reason in the present study a nutritional, sanitary and productive evaluation was carried out in 86 animals used as a means of transport with the main objective of determining physiological, hematological, biochemical parameters and the animal traction of camelids and mules in the Salinas parish, province de Bolívar - Ecuador, through blood tests such as hematocrit, blood smear and biochemical tests. For the determination of the sanitary status in the animals of charge, physiological constants, blood samples and feces were taken. The average values obtained in camelids (C) and mules (M) respectively were: rectal temperature (C= 37.26°C, M = 36.71°C), heart rate (C= 60 bpm, M= 57 bpm), respiratory rate (C= 26 rpm, M= 37 rpm); hematocrit (C= 34.61%; M= 40.42%); leukocyte formula: neutrophils (C= 58.75±12.44%, M= 54.67±13.62%), eosinophils (C= 2.56±2.21%, M= 2.33±1.94%), basophils (C= 3.32±2.25%, M= 3.00±2.38%), monocytes (C= 9.10±5.35%, M= 10.22±7.01%), lymphocytes (C= 24.84±8.99%; M= 25.11±12.05%); blood biochemistry: Total protein (PT) (C= 6.70±0.64g/dl, M= 7.36±0.45g/dl), cholesterol (C= 34.57±11.90mg/dl, M= 87.34±17,16mg/dl), total bilirubin (C= 0.13±0.10mg/dl, M= 0.12±0.07mg/dl), direct bilirubin (C= 0.21±0.16mg/dl, M= 0.19±0.16mg/dl), ALT (C= 4.53±1.82U/l, M= 7.34±1.78U/l), AST (C= 85.30±20.67U/l, M= 98.54±15.87U/l), urea (C = 25.19±13.02mg/dl, M= 18.65±7.13mg/dl), creatinine (C= 1.84±0.46md/dl, M= 1.36±0.49mg / dl), glucose (C= 79.57±14.51mg/dl, M= 58.62±5.83 mg/dl). For animal traction, enzymatic tests were performed before and after exercise using Lactate Dehydrogenase LDH (C= (285.53U/l, 338.58U/l), M= (252.7U/l; 263.88U/l)) and creatine kinase CK (C= (69.83 U/l; 213.59U/l); M= (86.14U/l; 150.82U/l)) presenting a significant difference (p <0.05).

Keywords:

- HEMATOLOGY
- BLOODY BIOCHEMISTRY
- COPROLOGY
- ANIMAL TRACTION

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

1.1 Antecedentes

La población indígena en Ecuador es aproximadamente de 2.634.494 millones de habitantes, representando el 24,9% con respecto a la población nacional. Esta se encuentra distribuida en las diferentes regiones naturales del país de la siguiente manera: el 71,7% en la Sierra, concentrándose el mayor porcentaje de la población en las provincias de Chimborazo, Pichincha, Cotopaxi y Bolívar, el 19,6% en la Amazonia, 8,5% en la Costa y el 0,1% en la región Insular (Chisaguano, 2006). Cada población indígena mantiene su identidad conforme a sus costumbres, dialecto y sus actividades económicas de acuerdo a su ubicación geográfica.

Según el Instituto Nacional de Estadísticas y Censos (INEC), la provincia de Bolívar en el año 2010 estaba constituida por 183.641 habitantes, de los cuales la población mestiza representa el 69,6%, indígena 25,4%, blanca 2,7%, montubia 1,1%, afroecuatoriana 1,1% y el 0,1% otros. Las principales actividades económicas se relacionan con la producción agropecuaria. En la agricultura, gracias a los diferentes pisos ecológicos, presenta una gran variedad de productos, de igual manera la ganadería por la producción de leche tiene creciente importancia en la provincia, principalmente en las partes altas, donde se destaca la elaboración de quesos y otros derivados lácteos, que se destinan a la exportación (Salazar, 2014).

La parroquia Salinas de Guaranda cuenta con 5,821 habitantes, localizándose entre 420 a 4440 m.s.n.m. y su desarrollo económico está enfocado en tres aspectos: La actividad pecuaria enfocada a la producción de ganado orientado a la producción lechera, carne y en menor

proporción de lana. La producción agroindustrial con énfasis en productos lácteos y finalmente la producción agrícola en un alto porcentaje, orientada al autoconsumo (GAD Salinas, 2018).

La actividad pecuaria constituye la base de la economía de la parroquia Salinas. El ganado existente es vacuno, equino y camélido; el vacuno corresponde al 71,2% del total (4.917 cabezas), el 14,9% corresponde a ganado equino (1.030 cabezas) y 13,9% del total son camélidos (961 cabezas); siendo la población de ganado vacuno la más representativa en la economía de los habitantes (GAD Salinas, 2018).

La mayor red de acopio y procesamiento a partir de la producción pecuaria la constituye la red de queseras comunitarias, en un número de 22, en igual cantidad de comunidades a las cuales están afiliadas 812 productores y 1.075 familias (GAD Salinas, 2018).

La producción lechera es la actividad que genera el principal ingreso monetario para la población el cual día a día llevan su producto a los centros de acopio, sin embargo esta actividad presenta limitaciones a nivel de movilidad debido que no cuentan con las disponibilidad económica para adquirir transporte mecanizado, lo cual les obliga a utilizar camélidos, equinos, asno y mulares como medio de transporte para lograr entregar su producto a las queseras de su localidad.

La energía animal desempeña un papel fundamental en las economías campesinas de la región andina, donde conjuntamente con la energía de origen humano, representa el único tipo de energía disponible para el cultivo de la tierra, el laboreo agrícola y el transporte de productos. Estos animales cuentan fundamentalmente con pradera nativa como su único medio alimenticio, la escasa producción de biomasa y pobre en nutrientes ofrece una baja fuente de ingesta energética para cubrir los requerimientos nutricionales de los animales (Iñiguez & Alem, 2005).

Esta investigación realizó una evaluación del manejo nutricional, sanitario, reproductivo y productivo de las especies utilizadas como medio de transporte, de igual manera verificó si los propietarios cumplen con las adecuadas prácticas de bienestar animal, y a su vez establecer parámetros zootécnicos de camélidos y mulares.

El presente estudio tuvo como referencia, para el cálculo de la muestra, los resultados del estudio poblacional de especies de la parroquia Salinas de Guaranda realizado en el año 2017 por (Balarezo & Poveda, 2018).

1.2 Justificación

Los animales de trabajo, contribuyen de manera significativa a la seguridad alimentaria en los hogares de las personas de bajos recursos económicos. Los animales de tracción y transporte se encuentran en entornos más variados que cualquier otro ganado, siendo utilizado para transportar personas y paquetes en regiones montañosas y desérticas, arar, rastrillar, sembrar y deshierbar tierras de cultivo, hasta mover todo tipo de cargas imaginables (Pritchard, 2010).

Los animales extraen y distribuyen agua, transportan leña para el hogar, forraje para el ganado, productos agrícolas hacia y desde los mercados, trillan maíz, arrastran arena de los ríos, extraen minerales de las minas, transportan ladrillos y metales para construir, desplazan a turistas. Sin embargo, a todos los efectos, están ausentes de la política, la investigación y la educación en materia de sanidad agropecuaria, a pesar de que desempeñan funciones esenciales en las vidas de las poblaciones rurales y urbanas (Pritchard, 2010).

Los esfuerzos para maximizar la aplicación de prácticas de bienestar a los animales que trabajan en los últimos años han sido afectados por dos problemas principales. En primera

instancia y relevante, es la falta de reconocimiento del valor de estos animales, tanto dentro de los países como tristemente en el ámbito internacional. El segundo factor es la alta prevalencia de problemas de salud, bienestar y la necesidad de un mayor desarrollo de buenas prácticas para proporcionar atención veterinaria y servicios de sanidad animal primaria (Pritchard, 2010).

1.3 El problema

La falta de conocimientos sobre las normas de bienestar animal, el escaso control veterinario y la escasa información de parámetros zootécnicos ha conllevado que camélidos y mulares sean sobreexplotados, disminuyendo su capacidad de resistencia, generando así problemas físicos que a simple vista se pueden observar siendo un inconveniente para los propietarios, al no reconocer el valor que estos animales representan para la subsistencia económica diaria de sus familias.

1.3.1 Los Efectos

Animales con sobre carga pueden presentar malformación a nivel óseo, presencia de cogerás, e inclusive heridas en la piel por la inadecuada ubicación de la montura o angarilla que afectando su salud, e inclusive disminuye el promedio de vida del animal.

La alimentación con déficit de nutrientes, la indisponibilidad de lugares para hidratación provoca estrés en los animales, perjudicando los procesos reproductivos impidiendo tener a corto plazo animales de reemplazo.

La falta de rotación de pastos, el manejo ineficiente al tener contacto con otros animales los hace propensos a ser contagiados con enfermedades, e implícitamente ser huésped para el

desarrollo de parásitos internos y posteriormente ser una vía de transmisión de enfermedades para animales de interés productivo.

1.3.2 Las Causas

La falta de información con respecto a parámetros zootécnicos influye al momento de generar un diagnóstico, ya que impide establecer si los animales presentan alguna afección en su organismo al no tener información referencial a nivel nacional, incluyendo la falta de capacitación a las familias sobre las adecuadas normas para realizar un adecuado manejo, fomenta a la falta de interés por parte de los propietarios al no tener consideración sanitaria por los animales que utilizan como medio de transporte diario.

1.4 Objetivos

1.4.1 Objetivo general

Determinar los parámetros fisiológicos, hematológicos, bioquímicos y tracción animal de camélidos y mulares, en la parroquia Salinas, provincia Bolívar – Ecuador.

1.4.2 Objetivos específicos

Establecer una base de datos de cada unidad productiva mediante la utilización de encuestas epidemiológicas y registros, para la evaluación del manejo actual de cada especie animal en estudio.

Determinar el status sanitario de camélidos y mulares mediante análisis coprológicos, hematológicos, bioquímica sanguínea y parámetros fisiológicos.

Valorar el trabajo físico de la tracción animal a nivel enzimático muscular, mediante la determinación de la presencia de Lactato deshidrogenasa y Creatinina quinasa.

Desarrollar una guía de recomendaciones que favorezcan al bienestar de los animales empleados para tracción animal.

1.5 Hipótesis

Ho: Los camélidos y mulares del cantón salinas no están siendo sobreexplotados y mantienen un adecuado manejo para preservar su bienestar.

Hi: Los camélidos y mulares del cantón salinas están siendo sobreexplotados y no mantienen un adecuado manejo para preservar su bienestar.

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Parámetros fisiológicos

Los parámetros fisiológicos se presentan en valores que son indicadores del estado de salud del animal. Al presentarse alteraciones en las constantes se puede sospechar de un mal funcionamiento del organismo.

2.1.1 Frecuencia cardíaca

El registro de dicha frecuencia se obtiene con la ayuda del estetoscopio, colocándolo al lado izquierdo del animal. Se define como el número de ciclos cardíacos que se producen en un minuto y esto varía de acuerdo a la especie animal. El aumento de la frecuencia cardíaca se denomina taquicardia y su disminución bradicardia (Cunningham & Klein, 2009).

2.1.2 Frecuencia respiratoria

La frecuencia respiratoria es un parámetro muy variable que se ve afectado fácilmente por el medio y esto puede deberse al estrés o nerviosismo del animal, se lo valora mediante la observación de los movimientos del tórax y/o abdomen en cada ciclo respiratorio.

2.1.3 Temperatura rectal

La obtención de este parámetro es el más importante para determinar si el animal se encuentra sano o enfermo. En los animales se utiliza la termometría rectal indicando el grado de calor en el cuerpo.

La temperatura corporal de los animales es el resultado del metabolismo donde transforma los alimentos en proteínas, hidratos de carbono en grasas y los libera en forma de calor (Frandsen, Spurgeon, & Fuentes, 2001).

2.1.4 Parámetros fisiológicos de camélidos y équidos

En las Tablas 1 y 2 se detalla los rangos para las variables frecuencia cardiaca (FC), frecuencia respiratoria (FR) y Temperatura rectal (T°) para camélidos y équidos.

Tabla 1

Constantes fisiológicas de camélidos sudamericanos según la zona

Variable	Estudio a		Estudio b	
	Mín.	Máx.	Mín.	Máx.
Frecuencia cardiaca (lpm)	55.0	80.0	60	81
Frecuencia respiratoria (rpm)	25.00	37.0	18	34
Temperatura (°C)	38.3	39.0	37.43	38.91

lpm: latido por minuto; rpm: respiraciones por minuto; °C: grados centígrados; Mín: mínimo; Máx: máximo

Fuente: Adaptado de Amador (2016); Manani (2017)

Las constantes fisiológicas de cualquier especie, especialmente en camélidos varía de acuerdo a la zona de estancia, cambio de habitat, temperatura ambiental o rutina del animal (Amador, 2016).

Tabla 2

Intervalos de referencia para constantes fisiológicas équidos

Variable	Media ± D.E.		
	Asnos	Equinos	Mulas
Frecuencia cardiaca (lpm)	36 – 68	28 – 52	43 – 45
Frecuencia respiratoria (rpm)	12 – 44	12 – 20	19 – 21
Temperatura (°C)	36.20 – 37.35	37.24 – 37.97	37.91 – 38.05

lpm: latido por minuto; rpm: respiraciones por minuto; °C: grados centígrados; D.E: desviación estándar

Fuente: Adaptado de Adamu, Adzahan, Rasedee, & Bashir (2013);

McLean, Wang, Navas-Gonzalez, & Rodrigues (2016); Svendsen (1999)

2.2 Parámetros hematológicos

2.2.1 Índices eritrocitarios

Los eritrocitos son el componente principal de la sangre siendo las células más numerosas. En los camélidos son de forma elíptica y facilitan su movimiento dentro de las paredes de los capilares, su tamaño es pequeño y en altas cantidades por lo que permite tener mayor superficie de contacto con el oxígeno en los pulmones (Quispe Peña & Departamento, 1998). En mulares los eritrocitos son bicóncavos en forma de disco, anucleados, presentan una sedimentación rápida dando como resultado que los eritrocitos se encadenen unos con otros, tomando la apariencia de pilas de moneda (Cowell & Tyler, 2002).

2.2.1.1 Hematocrito

El hematocrito se presenta en porcentaje y éste corresponde a los eritrocitos circulantes obtenidos tras centrifugar la misma, es decir, es la fracción de la sangre ocupada por los glóbulos rojos (GR). Los GR al encontrarse maduros presentan mayor densidad al compararse con leucocitos o plaquetas por lo que se aglomeran al fondo del envase. Sus niveles bajos son indicadores de anemia, aunque también presentarse al término de la gestación, o por hemólisis al momento de la extracción de muestras (Hutchison, McPherson, Schexneider, & MedlinePlus, 2011).

Los rangos en porcentaje para camélidos en hematocrito corresponden a 35,5 – 38% (Reynafarje et al., 1975) y en équidos entre 33,3 – 52% (Díaz, Gavidia, Li, & Tió, 2011).

2.2.1.2 Hemoglobina

Es una proteína que mantiene relación con los eritrocitos, su función es el transporte de oxígeno de los pulmones a los tejidos del organismo. Los eritrocitos presentan una composición de 60 – 65% de agua y 30 – 35% de hemoglobina (Sala, Blanco, & Pérez, 2012).

2.2.2 Índices leucocitarios

2.2.2.1 Neutrófilos

Son los glóbulos blancos más comunes y mayoritarios en sangre circulante encontrándose alrededor del 70%. Son las primeras células inmunes cuando se presenta una infección. Son la defensa del cuerpo ante infecciones bacterianas y micóticas debido a su facultad de trasladarse rápidamente a zonas invadidas y de englobar a agentes extraños hasta destruirlos por completos. Su tiempo de vida útil es muy corto, no supera los tres días (Frandsen et al., 2001).

2.2.2.2 Eosinófilos

Conocidos también como acidófilos, presentan cromatina poco compacta y citoplasma que después de la tinción adopta una coloración azulada que presenta gránulos llamativamente rosáceos, el núcleo se encuentra segmentado y se divide en pocos lóbulos (Bush, 2000).

Pueden ser de mayor tamaño que los neutrófilos y se encuentran en bajas cantidades cuando el animal goza de buen estado de salud. Interviene fundamentalmente en los procesos de inflamación, alergias, infecciones parasitarias o bacterianas. La función principal es de eliminar cuerpos extraños que ingresan al organismo por vías respiratorias o por el conducto gastrointestinal (Campuzano, 2007).

2.2.2.3 Basófilos

Han sido denominados así ya que presentan gránulos, los mismos que se tiñen de color azul debido al uso de colorantes básicos, no se presentan en mayor número, es decir son escasos en sangre circulante en animales sanos y se puede observar su presencia debido a inflamaciones o infecciones. En su composición presentan heparina (anticoagulante) de modo que es liberada en sitios de inflamación previniendo la coagulación (Juste de Santa-Ana & Carretón Gómez, 2015). Su función principal es evitar alergias y problemas respiratorios.

2.2.2.4 Linfocitos

Su aspecto y tamaño presenta variabilidad, ejerce funciones de defensa para el organismo y conforman el sistema inmunológico. Son la principal línea de defensa para combatir infecciones provocadas por virus. Su número varía de acuerdo con el estado de salud del animal (Hoffbrand, Moss, & Pettit, 2008).

Son de dos tipos:

Linfocitos B: responsables de la inmunidad humoral, producen anticuerpos y proteínas (gamma – globulinas). Permanecen en la médula ósea hasta su maduración y una vez concluida circulan en todo el cuerpo para concentrarse en el bazo y ganglios linfáticos.

Linfocitos T: son la base de la inmunidad celular, denominadas células T por madurar en el Timo, tienen la capacidad de reconocer y recordar antígenos (Hoffbrand et al., 2008).

2.2.2.5 Monocitos

Llamados así debido a su tamaño, son los glóbulos blancos de mayor magnitud. Su función principal es de fagocitar, debido a que presentan la capacidad de envolver cuerpos extraños principalmente bacterias. A diferencia de los neutrófilos, estos se presentan en infecciones menores o menos agudas. Tienden a aumentar de tamaño convirtiéndose en fagocitos y tomando el nombre de macrófagos, esto se ocurre cuando ingresan a los tejidos (Campuzano, 2007).

En las Tablas 3 y 4 se detalla algunos niveles hematológicos descritos por diferentes autores.

Tabla 3

Intervalos de referencia para caracterización de valores hemáticos en camélidos sudamericanos

Leucocitos	Estudio a		Estudio b			Estudio c	
	<i>Lama guanicoe</i>	<i>Lama glama</i>	<i>Vicugna pacos</i>	<i>Lama guanicoe</i>	<i>Vicugna vicugna</i>	<i>Vicugna pacos</i>	
	Min.	Máx	Media ± D.E.			Rangos	
Neutrófilos (%)	24	87	52.0 ± 20.9	49.73 ± 31.7	48.43 ± 10.8	46.8 ± 13.4	38.8
Eosinófilos (%)	0	12	10.3 ± 2.9	4.43 ± 2.4	3.85 ± 1.95	14.6 ± 4.9	5.7
Basófilos (%)	0	4	1.0 ± 0.9	0	0	0	0 - 1
Monocitos (%)	0	13	7.0 ± 2.9	10.40 ± 9.1	10.8 ± 0.9	9.6 ± 2.5	2.3
Linfocitos (%)	8	48	22 ± 2.9	36.0 ± 10	44.8 ± 19.4	33.8 ± 13.8	52

Min: valor mínimo; Máx: valor máximo; %: porcentaje; D.E: desviación estándar

Fuente: adaptado de a) Zapata et al. (2003); b) Troiano (2013); c) Montes, Stutzin, Correa, & Glade (1983)

Tabla 4*Intervalos de referencia para caracterización de valores hemáticos en équidos*

Leucocitos	Estudio a			Estudio b		Estudio c			Estudio d		
	Asnos sanos			Asnos		Caballos			Caballos		
	Media	Min.	Máx	M.	H.	Media	Min.	Max.	Media	Min.	Max.
Neutrófilos (%)	49.9	35.9	68.2	21-70	40-70	49	70.25	79	50.85	41	79
Eosinófilos (%)	5.8	0.4	15.0	0-9	0-6	0	1.9	7	2.40	0	12
Basófilos (%)	0.1	0.001	0.9	0-4	0-4	0	1	2	0	0	4
Monocitos (%)	8.0	2,9	14.5	2-15	2-12	0	2.1	5	2.05	0	10
Linfocitos (%)	36.1	17.8	50.7	20-80	27-95	13	25.25	41	44.77	20.04	64.60

Min: valor mínimo; máx: valor máximo; M: machos; H: hembras; %: porcentaje

Fuente: adaptado de a) González (2017); b) Yakubu & Chafe (2008); c) Rojas (2016); d) Á. Hernández (2008)

2.3 Parámetros bioquímicos sanguíneos

2.3.1 Proteínas totales (PT)

Las proteínas totales se encuentran constituidas por albúmina, globulinas y fibrinógeno, presentan alto peso molecular, y son sintetizadas en el hígado, células plasmáticas, bazo, médula espinal y ganglios linfáticos. Constituyen aproximadamente 7 – 9 % de solutos presentes en el plasma (Peretó, Sendra, Pamblanco, & Bañó, 2007).

Su función es de mantener en equilibrio la presión osmótica coloidal en el plasma para evitar perder líquidos hacia los tejidos. El contenido de PT en el suero es proporcional al estado nutricional, buen funcionamiento hepático y renal. La deshidratación provoca aumento de PT debido al descenso en el consumo o pérdida de líquidos en enfermedades provocadas por una malabsorción o exposición a temperaturas altas (Matamoros, 2004).

2.3.2 Glucosa

Constituye el carbohidrato más frecuente en la sangre. La glucosa se obtiene a través de la alimentación. Tras la ingesta, la glucosa se almacena como glicógeno en el hígado y músculos. Es de importancia fisiológica ya que es una reserva energético (Juste de Santa-Ana & Carretón Gómez, 2015). La glucosa que procede de la nutrición es convertida en glucógeno y es almacenada en el hígado o en ácidos grasos para ser depositados en el tejido adiposo. Sus niveles sanguíneos son regulados por una serie de hormonas siendo las más importantes las que se producen en el páncreas. La insulina promueve el uso de la glucosa, facilita el transporte de células, fosforilación y polimerización a glicógeno (Delgado, 2014).

2.3.3 Urea

La urea es el producto final nitrogenado más importante del catabolismo de las proteínas o aminoácidos y es sintetizado principalmente en el hígado a partir del amoniaco que proviene del intestino (Peretó et al., 2007). El amoniaco, la urea y el ácido úrico son productos de excreción debido al exceso de nitrógeno que resulta de la degradación metálica. La urea es altamente soluble, aproximadamente el 90% es secretada por los túbulos renales y el 10% por vía extrarenal como heces o sudor (Latimer, Prasse, & Mahaffey, 2005).

2.3.4 Creatinina

La creatinina es el resultado único del catabolismo de la creatina que se encuentra presente en el tejido muscular. También es sintetizada de la arginina y glicina por varias transformaciones en el intestino delgado, páncreas y riñón con una metilación final por la presencia de la metionina hepática. La creatinina es excretada a nivel renal por lo que tiende a ser un buen indicador del funcionamiento renal. Su alteración está relacionada principalmente por problemas del filtrado glomerular (Kaneko, Harvey, & Bruss, 2008).

2.3.5 Colesterol

Lípido que se encuentra presente en personas y animales, ausente en microorganismos y plantas, tiene su origen en ácidos biliares y forma parte de membranas celulares. El colesterol se obtiene a través de los alimentos o productos de origen animal. El órgano principal para su síntesis y catabolismo es el hígado, sin embargo, también puede ser sintetizado en pequeñas cantidades en el ovario, testículos y placenta (Kaneko et al., 2008).

2.3.6 Triglicéridos

Los triglicéridos son los lípidos que se presentan en mayor cantidad, de gran importancia ya que almacenan energía química para todo el organismo, el aporte de estos provienen directamente de los alimentos y de su formación a partir de los componentes de una nutrición adecuada. Se sintetizan en el hígado, tejido adiposo, glándula mamaria e intestino delgado (Delgado, 2014).

Conocidos principalmente por ser lípidos de reserva en gran número ubicados en células grasas bajo la piel, glándulas mamarias y cavidad abdominal.

La alteración de los lípidos es denominada hiperlipemia que corresponde a un desorden metabólico asociado a una malnutrición, obesidad, anorexia, estrés, estado gestacional o lactancia (Álvarez, 2016).

2.3.7 Bilirrubina total (T- BIL) y Bilirrubina directa (D- BIL)

Pigmento derivado del grupo hemo de los hematíes, se destruyen en el bazo y el hierro contenido en la hemoglobina es reabsorbido y el resto es destinado a la formación de bilirrubina la misma que es llevada al hígado en unión con la albúmina (bilirrubina indirecta) ésta no es filtrada en los glomérulos renales, sin embargo aquí se conjuga con el ácido glucurónico y de esta manera forma la bilirrubina conjugada o directa la cuál es eliminada por la orina.

2.3.8 Glutamato oxalacetato transaminasa (GOT)

Denominada también Aspartato aminotransferasa (AST), es una enzima hepatoespecífica, se encuentra en el hígado, músculo, cerebro y riñón.

Se localiza en las mitocondrias y citoplasmas de los hepatocitos.

Un aumento de su actividad puede indicar lesiones musculares (Juste de Santa-Ana & Carretón Gómez, 2015).

2.3.9 Glutamato piruvato transaminasa (GPT)

También llamado Alanina aminotransferasa (ALT). Enzimas que logran catalizar la transformación de aminoácidos en alfacetoácidos por medio de la transferencia del grupo amino o viceversa. Se encuentra en elevadas concentraciones en el hígado y en bajas cantidades en riñón y corazón. Los niveles altos de esta enzima representa lesiones en el hígado (Juste de Santa-Ana & Carretón Gómez, 2015).

2.3.10 Lactato deshidrogenasa (LDH)

Conocida también Deshidrogenasa del ácido láctico. Enzima presente en todos los tejidos del organismo, se encuentra en concentraciones altas en gran cantidad de órganos especialmente en el hígado, corazón, músculos y riñones. Al presentarse trastornos musculares ocurre un aumento moderado, en casos de leucemia, hepatitis, anemia e infarto pulmonar y miocardio la actividad de lactato deshidrogenasa se encuentra ligeramente elevada (Álvarez, 2016).

2.3.11 Creatina quinasa

Se lo conoce también con el nombre de Creatinín fosfoquinasa (CPK), posee tres isoenzimas que se localizan principalmente en el musculo esquelético, en el miocardio y cerebro por lo que alteraciones en estos órganos provocarán elevaciones de su actividad plasmática (Gaw, Cowan, & Murphy, 2015).

Esta enzima es buen indicador de daño cardiaco y muscular sin embargo solo niveles muy elevados presentan una significación clínica.

En las Tablas 5, 6, 7 y 8 se detallan los intervalos de referencia reportados por algunos autores, sobre los estudios realizados en bioquímica sanguínea en camélidos y équidos.

Tabla 5

Intervalos de referencia de parámetros bioquímicos en camélidos.

Variable	Información estudio			
	Estudio a	Estudio b	Estudio c	Estudio d
	n=54 1343 msnm	n= 311 1602 msnm	n= 54 <1000 msnm	n= 73 2754 msnm
Proteína total (g/dl)	4.70 – 7.3	5.25 – 7.57	4.70 – 7.3	5.85 – 7.30
Colesterol (mg/dl)	13.14 – 88.8	11.60 – 61.87	0.0 – 128	29.18 – 44.11
Bilirrubina total (mg/dl)	0.0 – 0.7	0.0 – 0.23	0.0 – 0.8	
Bilirrubina directa (mg/dl)				
ALT (U/l)	0.0 – 14	6.0 – 36	0.0 – 14	4.25 – 10.96
AST (U/l)	128.0 – 450	120.0 – 306	128.0 – 450	122.25 – 157.86
Triglicéridos (mg/dl)	0.0 – 23.89	0.0 – 43.37	0.0 – 23.9	
Urea (mg/dl)	19.23 – 76.88	14.41 – 67.88	9.0 – 36	37.07 – 52.65
Creatinina (mg/dl)	0.90 – 2.8	0.66 – 2.17	0.90 – 2.8	1.40 – 1.92
Glucosa (mg/dl)	77.48 – 178.38		76.0 – 176	59.52 – 100.55

g/dl: gramo/decilitro; mg/dl: miligramo/decilitro; U/l: unidades internacionales/litro; n: número de animales; msnm: metros sobre el nivel del mar; <: menor.

Fuente: adaptado de a) Foster, Bidewell, Barnett, & Sayers (2009); b) Husakova et al., (2014); c) Fowler (2011); d) Ramírez (2018)

Tabla 6*Intervalos de referencia de parámetros bioquímicos en equinos.*

Variable	Información estudio			Fuente bibliográfica
	Intervalo	n	Altura (msnm)	
Proteína total (g/dl)	6.35 – 7.89a	74a	<1000a	Niedźwiedz et al., (2013) a Leidinger, Leidinger, Figl, Rumpler, & Schwendenwein (2015) b Sample, Fox, Wunn, Roth, & Friedrichs (2015) c McLean et al., (2016) d Gul S T & Khan A (2007) e
	5.44 – 7.29b	142b	3000b	
	5.70 – 7.4c	123c	>1000c	
	7.68 – 9.58e	11d	<1000d	
		242e	<1000e	
Colesterol (mg/dl)	81.20 – 131.46a	74a	<1000a	
	67.66 – 112.13b	142b	3000b	
	70.0 – 127 c	123c	>1000c	
Bilirrubina total (mg/dl)	0.46 – 0.94a	74a	<1000a	
	0.31 – 0.82b	142b	3000b	
	0.50 – 1.4c	123c	>1000c	
	0.70 – 1.20d	11d	<1000d	
Bilirrubina directa (mg/dl)	0.3 – 0.7c	123c	>1000c	
	0.30 – 0.45d	11d	<1000d	
ALT (U/l)	6 – 33a	74a	<1000a	
	19.40 – 31.08e	242e	<1000e	
AST (U/l)	300.0 – 566a	74a	<1000a	
	271.2 – 528b	142b	3000b	
	236.0 – 474c	123c	>1000c	
	111 – 224d	11d	<1000d	
	182.86 – 276.48e	242e	<1000e	
Triglicéridos (mg/dl)	0.0 – 26.55a	74a	<1000a	
	2.66 – 38.94b	142b	3000b	
	41 – 66d	11d	<1000d	
Urea (mg/dl)	13.21 – 43.84a	74a	<1000a	
	19.22 – 38.44b	142b	3000b	
	8.0 – 23c	123c	>1000c	
		11d	<1000d	
		242e	<1000e	
Creatinina (mg/dl)	1.14 – 1.92a	74a	<1000a	
	0.9 – 1.60b	142b	3000b	
	0.8 – 1.6c	123c	>1000c	
	1.10 – 1.20d	11d	<1000d	
Glucosa (mg/dl)	48.64 – 95.48a	74a	<1000a	
	72.06 – 102.70b	142b	3000b	
	79.5 – 101.5d	11d	<1000d	

g/dl: gramo/decilitro; mg/dl: miligramo/decilitro; U/l: unidades internacionales/litro; n: número de animales
msnm: metros sobre el nivel del mar; <: menor; >: mayor

Tabla 7*Intervalos de referencia de parámetros bioquímicos en asnos*

Variable	Información estudio			Fuente bibliográfica
	Intervalo	n	Altura (msnm)	
Proteína total (g/dl)	5.8 – 7.6a	138a	<1000a	
	5.8 – 8.2b	Nd b	<1000b	
	5.4 – 7.8c	189c	>1000c	
	7.53 – 8.69e	153e	<1000e	
Colesterol (mg/dl)	54.13 – 112.13a	138a	<1000a	
	47.00 – 105c	189c	>1000c	
Bilirrubina total (mg/dl)	0.01 – 0.22 ^a	138a	<1000a	
	0.08 – 0.45b	Nd b	<1000b	
	0.10 – 2.1c	189c	>1000c	
	0.20 – 0.30d	20d	<1000d	
Bilirrubina directa (mg/dl)	0.1 – 1.2c	189c	>1000c	
	0.15 – 0.25d	20d	<1000d	
ALT (U/l)	2 – 18c	189c	>1000c	Burden et al., (2016) a
	24.86 – 27.66e	153e	<1000e	
AST (U/l)	238 – 536a	138a	<1000a	Svendsen (1999) b Laus et al., (2015) c McLean et al., (2016) d Gul S T & Khan A (2007) e
	109 – 199b	Nd b	<1000b	
	251 – 424c	189c	>1000c	
	116 – 161d	20d	<1000d	
	190.52 – 256.08e	153e	<1000e	
Triglicéridos (mg/dl)	53.1 – 247.8a	138a	<1000a	
	17.7 – 380.55b	Nd b	<1000b	
	5.0 – 127c	189c	>1000c	
	77 – 132d	20d	<1000d	
Urea (mg/dl)	9.01 – 31.23a	138a	<1000a	
	11.41 – 45.65b	Nd b	<1000b	
	15.50 – 46.5c	189c	>1000c	
Creatinina (mg/dl)	0.61 – 1.34a	138a	<1000a	
	0.61 – 1.61b	Nd b	<1000b	
	0.80 – 2.1c	189c	>1000c	
	0.90 – 1.12d	20d	<1000d	
Glucosa (mg/dl)	64 – 102c	189c	>1000c	
	78.5 – 85.8d	20d	<1000d	

g/dl: gramo/decilitro; mg/dl: miligramo/decilitro; U/l: unidades internacionales/litro; n: número de animales
msnm: metros sobre el nivel del mar; <: menor; >: mayor; Nd: no definido

Tabla 8*Intervalos de referencia de parámetros bioquímicos en mulas*

Variable	Información estudio			Fuente bibliográfica
	Intervalo	n	Altura (msnm)	
Proteína total (g/dl)	7.73 – 9.27b	20b	<1000b	
Colesterol (mg/dl)	-	-	-	
Bilirrubina total (mg/dl)	0.67 – 1.10a	20a	<1000a	
Bilirrubina directa (mg/dl)	0.30 – 0.40a	20a	<1000a	
ALT (U/l)	25.53 – 28.23b	20b	<1000b	McLean et al., (2016) a
AST (U/l)	152 – 204a	20a	<1000a	Gul S T & Khan A (2007) b
	178.14 – 262.14b	20b	<1000b	
Triglicéridos (mg/dl)	40 – 62a	20a	<1000a	
Urea (mg/dl)	-	-	-	
Creatinina (mg/dl)	0.88 – 1.20a	20a	<1000a	
Glucosa (mg/dl)	80.8 – 91.2a	20a	<1000a	

g/dl: gramo/decilitro; mg/dl: miligramo/decilitro; U/l: unidades internacionales/litro; n: número de animales
msnm: metros sobre el nivel del mar; <: menor; >: mayor

2.4 Enfermedades en camélidos y mulares

2.4.1 Ectoparásitarias

2.4.1.1 Sarna

Existen dos tipos bien definidos de sarna en los camélidos: el primero afecta a las partes desprovistas de fibra (sarcóptica), causada por el ácaro *Surcoptes* y la segunda es *Psoroptes*. La sarcóptica es la más patógena y de mayor importancia económica que la psoróptica (Gavilanes, 2016).

El ácaro provoca picazón en las zonas del pecho, abdomen, axilas, perianal, pabellón auricular de la oreja, haciendo que el animal deje de alimentarse (Llanos & Morales, 2012). La desnutrición y las carencias, especialmente en vitamina A, son factores que favorecen el desarrollo de este parásito en los animales (Fassi-Fehri, 1987).

2.4.1.2 Garrapatosis

Causada por *Amblyoma parvitarsum*. Se localiza en la región perineal, debajo de la cola. Este parásito requiere de hospederos, como roedores, aves, venados, entre otras especies. Las garrapatas se alimentan de sangre, perforan la piel y ocasionan heridas e intensa irritación. Por el grado de infestación, el animal puede presentar anemias, disminución del apetito, complicaciones bacterianas secundarias a las zonas lesionadas de la piel (Gavilanes, 2016).

Las garrapatas que más se suelen encontrar son: *Hyalomma dromedarii*, *H. rufipes*, *Rhipicephalus pulchellus*. Estas garrapatas pueden ser transmisoras de virus (Bunyavirus) o rickettsias (Fassi-Fehri, 1987).

2.4.1.3 Pediculosis

Causada por parásitos externos como *Microtoracius proenlogiceps*, *M. Minor* (piojos suctopíedadores), *Damalinea aucheniae* (piojo masticadores), *Amblioma* (garrapatas). Causan irritación y escozor en la piel y los animales no descansan ni se alimentan bien (Gavilanes, 2016).

2.4.2 Endoparásitarias

2.4.2.1 Nemátodos

El phylum *Nematelmintos* incluye el grupo más numeroso de parásitos presente en animales, se encuentran distribuidos extensamente en una gran variedad de hábitats donde la influencia del medio ambiente es un factor crucial para su ciclo evolutivo. Pueden ser de vida libre o necesitar hospederos como plantas, animales vertebrados o invertebrados. Se los considera como parásitos de importancia económica, debido a la elevada morbilidad con que se presentan en las diferentes especies. Pueden desarrollarse en los órganos, sin embargo la mayoría de las especies se encuentran en el tracto digestivo e inclusive tienen un importante papel como zoonosis (Quiroz, 1999).

Los ciclos evolutivos varían considerablemente al dividirse en directos o monoxenos con un solo tipo de huésped, infestando generalmente por vía oral por ingesta de huevos o larvas y los indirectos o heteroxenos con uno o más huéspedes intermediarios, pueden infestar por vía oral por la ingesta del huésped intermediario, o por la picadura de artrópodos hematófagos (Quiroz, 1999).

2.4.2.2 Tremátodos

La clase trematoda pertenece al phylum *Platyhelminthes* se caracterizan por ser gusanos aplanados dorsoventralmente, de cuerpo insegmentado, de forma foliácea, lanceolada, conoide, ovoide, cilindroforme o filiforme. El orden *Digenea* se considera como el de mayor importancia por parasitar gran parte de las vísceras de la especie infectada (Quiroz, 1999).

El ciclo evolutivo de los tremátodos digineicos en estado adulto se localiza en un huésped definitivo, estos parásitos presentan etapas marcadas como lo es huevos, miracidio que necesita huésped o caracol para convertirse en esporoquistes los cuales pueden llegar a ser redias, redias

hijas y cercarías, y en otros casos los esporoquistes dar lugar a cercarías. Las cercarías abandonan al caracol y se hospedan en el huésped definitivo de forma directa como lo es *Schistosoma*. Otras especies enquistan en moluscos, crustáceos, insectos adultos, peces, anfibios, mamíferos, reptiles y hierba, y se transforman en metacercaria, por ejemplo *Fasciola*. Para infestar al huésped definitivo se realiza por la boca al ingerir al intermediario como las cercarías enquistadas o metacercarias las cuales se localizan en diferentes tejidos como el hígado, rumen o pulmones hasta alcanzar su madurez sexual y la infestación por la piel al penetrar por vía cutánea se establecen en los vasos sanguíneos (Quiroz, 1999).

2.4.2.3 Céstodos

Los céstodos al igual que los tremátodos pertenecen al phylum *Platyhelminthes*, y representan un grupo importante de parásitos internos; en estado adulto se localizan en el tracto digestivo. Durante el desarrollo del ciclo evolutivo requieren uno o más huéspedes intermediarios que pueden ser mamífero domésticos y una serie de insectos.

Estos parásitos en estado adulto tienen cuerpo aplanado dorsoventralmente, de color blanco, amarillento o gris claro, generalmente segmentado y se divide en tres regiones: escólex, cuello y la tercera región está formada por los proglótidos (Quiroz, 1999).

2.4.2.4 Protozoarios

Los protozoarios pertenecen al phylum *Protozoa*; generalmente son microscópicos, en su ciclo vital tienen un estado en el cual el núcleo no tiene membrana; algunos quistes tienen varios núcleos y algunas especies forman colonias las cuales viven como una unidad siendo una parte reproductiva y otra somática. Se han descrito alrededor de 45.000 especies, que se encuentran

prácticamente en todos los hábitats donde hay vida, formando parte de las cadenas alimenticias. Tienen un papel importante en la salud animal como humana por generar enfermedades como paludismo, piroplasmosis, amibiasis y coccidiosis a nivel mundial (Quiroz, 1999).

2.4.2.5 Sarcocistiosis

Es una infección parasitaria causada por varias especies de protozoarios del género *Sarcocystis*, el parásito evoluciona en el endotelio y fibras musculares de sus huéspedes intermediarios. Algunas especies son muy patógenas, causando la muerte. La transmisión del huésped definitivo se realiza por la ingesta de carne infectada y el huésped intermediario por ingerir ooquistes eliminados en las heces del huésped definitivo.

El diagnóstico presuntivo se puede establecer por medio de manifestaciones clínicas, es decir, anemia, adenitis, salivación, abortos y pérdida de pelo en la punta de la cola; de igual manera al realizarse biometría hemática y bioquímica sanguínea se observara desviación izquierda de la cuenta leucocitaria y elevación de Transaminasa glutámica oxalocética (TGO), deshidrogenasa láctica (DL) y creatinina fosfoquinasa (CF) (Héctor. Quiroz, 1999).

2.4.3 Brucelosis

2.4.3.1 Generalidades

La brucelosis es una enfermedad zoonótica que tiene importantes consecuencias económicas. Es causada por bacterias de la familia *Brucella*, a la cual se la ha nombrado de acuerdo a la especie animal que ha infectado.

Se ha reportado que la brucelosis puede afectar a bovinos, porcinos, ovinos, caprinos, equinos, camélidos y caninos, incluso a mamíferos marinos, rumiantes y al ser humano (OIE, 2011).

2.4.3.2 Brucelosis en camélidos

La brucelosis de los camélidos es causada por *B. abortus* y *B. melitensis*, relacionándola al tener contacto con grandes y pequeños rumiantes infectados por *B. abortus* y *B. melitensis* (OIE, 2016).

Sin embargo, esta enfermedad en los camélidos sólo ha sido objeto de pocas observaciones clínicas. Las manifestaciones habitualmente señaladas son el aborto y las lesiones articulares. Por el contrario, se han realizado numerosas encuestas serológicas, muchas veces a partir del estudio de esta enfermedad en los bovinos y los pequeños rumiantes, justificando los riesgos de contaminación a otras especies (Fassi-Fehri, 1987).

2.4.3.3 Métodos de diagnóstico indirectos

2.4.3.4 Prueba de aglutinación Rosa de Bengala (RB)

La prueba de RB es una de las más comúnmente usada para el diagnóstico de la brucelosis bovina, utiliza células completas de *B. abortus* cepa 19 o cepa 1199.3 coloreadas con Rosa de Bengala a un pH de 3.65. El pH bajo previene alguna aglutinación por IgM, y estimula la aglutinación por IgG1, reduciendo así alteraciones no específicas. Se considera útil para el tamizaje individual de animales, aunque pueden aparecer falsos positivos (Mainato, 2017).

2.5 Tracción animal

2.5.1 Camélidos sudamericanos

2.5.1.1 Características generales de los camélidos sudamericanos

Los camélidos pertenecen a la familia de mamíferos tetrápodos, orden Artiodactyla cuya principal característica se evidencia en la evolución de dos dedos en las patas sobre los cuales

recarga el peso completo del cuerpo. Otra característica de la familia *Camélidae* es la presencia de uñas almohadilladas. A esta familia pertenecen dos géneros: *Lama* y *Vicugna*. Perteneciendo al primero, la especie silvestre *Lama guanicoe* comúnmente llamada guanaco, y dos especies domesticadas *Lama glama* o llama, y *Lama pacos* o alpaca. El segundo género tiene una sola especie de vida silvestre, la vicuña *Vicugna vicugna* (Eisenberg & Redford, 1999).

2.5.1.2 Camélidos sudamericanos como animales de trabajo

De acuerdo al aprovechamiento de la fibra de estos animales, las alpacas son consideradas como animales de importancia económica por la calidad de su lana. En cambio, las llamas (*Lama glama*) son aprovechadas para producción de carne y también es empleada como animal de carga.

La llama (*Lama glama*) es la más grande de las cuatro especies, con 1 a 1,2 m hasta la crucera, llega a pesar 110 a 150 kg. La llama patea y ramonea lo que le permite adaptarse a condiciones ecológicas muy variadas; en su dieta prefiere los forrajes secos, altos y fibrosos. Tiene una adaptación respiratoria eficiente al estrés de calor y a la deshidratación. En condiciones de escasez de agua produce menos orina, en tanto que en condiciones de escasez de comida es capaz de reducir su tasa metabólica. Fue y es utilizada como animal de carga en las grandes alturas a las que está bien adaptada, vive en ecosistemas sobre los 3.000 m.s.n.m. (Baptista, 2009).

Los camélidos son capaces de transportar cargas de 25 a 50 kg para una distancia de 40 km por día, durante un período de 20 a 30 días (James, Krecek, Goe, & McDowell, 1980).

2.5.1.3 Camélidos sudamericanos en Ecuador

El Instituto Ecuatoriano de Estadísticas y Censos (INEC), para el 2002 reportó que en Ecuador existían 2.024 alpacas y 21.662 llamas. Para el 2005 se reportó la existencia de alrededor de

6.595 alpacas, 10.286 llamas, 2.455 vicuñas, 407 huarizos y 20 mistis. La mayor población de alpacas se encuentra en Cotopaxi (3.402 animales) y la menor en Loja (30 animales); la provincia de mayor población de llamas es Bolívar (2.750 animales) y la de menor Azuay (32 animales). Las vicuñas solamente están en la Provincia Chimborazo (FAO, 2005).

2.5.2 Mulares

2.5.2.1 Características generales de los mulares

La mula o mulo es el resultado del cruce entre el asno (*Equus africanus asinus*) y yegua (*Equus ferus caballus*), pertenecen a la familia *Equidae*, orden *Perissodactyla* y su denominación científica es mula. El término proviene del latín, y era empleado para describir a los descendientes de especies distintas.

2.5.2.2 Mulares como animal de trabajo

Los mulares así como los asnos y equinos son empleados en la agricultura como animales de trabajo, aprovechando su fuerza y resistencia.

La cantidad de peso transportada por un asno o mula dependerá del tamaño del animal, el tipo de silla de montar usada y la ruta recorrida. Los asnos de montar son aproximadamente de 100 a 120 cm de altura a la cruz. Estos animales se utilizan para transportar cargas más ligeras a un ritmo más rápido. Las mulas de carga son animales seguros, son preferidos a los caballos en viajes por terreno accidentado debido a su disposición más tranquila. Las mulas maduras pueden viajar 40 km por día llevando 112 kg por hasta 30 días (James et al., 1980).

En la Tabla 9 se describe las capacidades de carga de diferentes especies animales.

Tabla 9

Estimaciones de las capacidades de carga de varias especies en un periodo de 6 a 8 horas por día.

Tipo de animal	Peso maduro (kg)	Velocidad (km/h)	Carga (kg)	
			Promedio	Máximo
Caballo				
Ligero	350	5.6	40	55
Medio	500	5.6	60	75
Pesado	635	5.6	75	95
Mula				
Ligero	270	7.2	34	50
Medio	500	7.2	63	90
Pesado	650	7.2	82	115
Camélido				
Ligero	85	4.5	25	35
Pesado	120	4.5	40	50

Fuente: (James et al., 1980)

2.5.2.3 Mulares en Ecuador

El ganado mular, asnal y caballar para el 2008 presenta un registro a nivel nacional de 111.929, 145.139 y 363.886 miles de cabezas respectivamente (Holguín, 2011). En cuanto a la existencia de cabezas de ganado a nivel nacional, el año 2013 se registraron 5.2 millones de vacunos; 1.2 millones de porcino; 7.11 miles de ovino, 121 miles de asnal, 338 miles de caballar y 120 miles de mular (Moreno & Pazmiño, 2016).

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

3.1 Ubicación del lugar de investigación

3.1.1 Trabajo de campo

La investigación se realizó en las comunidades de la parroquia Salinas, cantón Guaranda, provincia Bolívar.

3.1.1.1 Ubicación geográfica

Los puntos de referencia (coordenadas geográficas) de la fase de campo se muestran en la Tabla 10

Tabla 10

Coordenadas geográficas donde se desarrolló la fase de campo

Parámetro	Altitud (m.s.n.m.)	Latitud	Longitud
Parroquia Salinas	3600	1°23'01.7"S	79°02'29.8"O

m.s.n.m.: metros sobre el nivel del mar; °: grados; ': minutos; "": segundos

3.1.1.2 Ubicación ecológica

Precipitación: 845 mm/año

Temperatura promedio anual: 13.5 °C

Humedad relativa: 90%

Región latitudinal: Templada

Zona de vida: Páramo herbáceo

Clasificación bioclimática: Frio-templado

3.1.2 Trabajo de laboratorio

Se desarrolló en el laboratorio de Sanidad Animal de la Carrera de Ingeniería Agropecuaria y laboratorio de Docencia de la Carrera de Ingeniería en Biotecnología del Departamento de Ciencias de la Vida y la Agricultura de la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, sede Sangolquí.

3.2 Materiales

Los materiales reactivos y equipos son descritos en la metodología de cada fase de la investigación.

3.3 Métodos

3.3.1 Estimación de la muestra

La metodología para valorar el estado sanitario y tracción en camélidos y mulares, en la parroquia salinas de Guaranda se describirá a continuación.

El estudio se lo realizó con (n=91) animales, muestra obtenida mediante análisis estadístico de una población total de camélidos y mulares (N=120) obtenido por levantamiento de información mediante encuestas, de acuerdo a un estudio previo realizado en la misma localidad por (Balarezo & Poveda, 2018).

Para la obtención de valores de referencia para las pruebas bioquímicas, se incluyó en el estudio animales “control”, que no fueron sometidos a esfuerzo físico frecuente, y con aparente buen estado de salud. Los animales se obtuvieron de la Hacienda El Prado (IASA) para el caso de

los camélidos (n=17) y de la finca Los Pardos propiedad del Sr. Iván Pazmiño localizada en Tulcán, para el caso de equinos (n=10).

Para la obtención del número de camélidos y mulares con respecto a tracción animal se tomó en cuenta el 25% de los animales muestreados en la primera etapa del trabajo de investigación (n=91), es decir se realizó un muestreo aproximadamente a 22 animales de forma estratificada al azar en función del sexo, edad y especie. Se utilizó este tipo de muestreo ya que nos presenta menor error muestral siendo más preciso. Para determinar el número de unidades de muestreo requeridas para tracción animal dentro de cada estrato, se aplicó la siguiente fórmula:

$$n = \frac{t_{gl}^2 \times CV\%^2}{E\%^2 + \frac{t_{gl}^2 \times CV\%^2}{N}}$$

Dónde:

n= N° de unidades de muestreo requeridas

t_{gl}= Grados de libertad de la tabla de distribución de t de student

CV%= Coeficiente de variación

E%= Error de muestreo

N= Tamaño de la muestra

3.3.2 Encuestas y registros

Las encuestas se aplicaron para obtener información del estado sanitario, nutricional y tracción animal de cada Unidad Productiva Agropecuaria (UPA), los registros se emplearon para elaborar una base de datos física por animal de todas las pruebas que se realizó en el estudio.

3.3.3 Materiales biológicos

- Muestras de sangre
- Muestras de heces

3.3.4 Equipo de protección personal

- Overol
- Guantes de lana, para manejo de animales
- Gafas de protección

3.3.5 Constantes fisiológicas

La frecuencia cardiaca, respiratoria y temperatura rectal fueron valoradas una vez que los animales llegaron al Centro de acopio PRODUCCOOP localizada a 10min del centro de la ciudad, donde llegan a entregar el producto que transportan.

3.3.5.1 Materiales y reactivos

- Estetoscopio
- Termómetro digital
- Cronómetro

3.3.5.2 Procedimiento

3.3.5.2.1 Frecuencia cardíaca

Se colocó el estetoscopio cerca de la axila de la pata delantera izquierda del animal, se contó los ciclos cardiacos durante 30 segundos y se multiplicó por 2 para obtener el número total de pulsaciones por minuto.

3.3.5.2.2 Frecuencia respiratoria

Para el conteo de ciclos respiratorios se esperó a que el animal se tranquilice, seguidamente se observó la zona torácico abdominal y se contó los movimientos del abdomen durante 1 minuto para obtener el número total de respiraciones.

3.3.5.2.3 Temperatura rectal

Se encendió el termómetro, se aguardó aproximadamente 1 minuto hasta que se estabilice, se lo lubricó e ingresó al ano de forma lateral para evitar contacto con las heces, posteriormente previa señal automática del termómetro se tomó lectura.

3.3.6 Recolección de muestras de sangre

Las muestras de sangre fueron colectadas en total de 91 animales entre camélidos (n= 50) y mulares (n= 36), al momento de llegar al Centro de acopio PRODUCOOP. Las muestras fueron procesadas y analizadas en el laboratorio de Sanidad Animal localizado en la Carrera de Ingeniería Agropecuaria IASA - I.

3.3.6.1 Materiales y reactivos

- Jeringuillas descartables de 20 ml
- Tubos sin anticoagulante (tapa roja)
- Tubos con EDTA (tapa lila / tapa azul)
- Agujas de 1 ½ pulgada, calibre 20
- Guantes de latex
- Envase para desechos cortopunzantes

- Gradilla
- Caja térmica para almacenaje de tubos
- Etiquetas

3.3.6.2 Procedimiento

3.3.6.2.1 Camélidos

a) Extracción vena yugular

Para la extracción de muestras de sangre en camélidos primeramente se inmovilizó al animal, posterior se ubicó la parte media de cuello, se ingresó la aguja con el bisel hacia arriba formando un ángulo de 45° aproximadamente a dos centímetros de la línea central (Figura 1A). Extraída la sangre, se retiró la aguja y se procedió a trasvasarla de forma constante, en porcentajes iguales a los tubos de tapa roja y lila, en este último para que el anticoagulante haga efecto el tubo previamente tapado se homogenizo lentamente. Los tubos fueron etiquetados para posterior identificación y se los almacenó en una caja termina.

b) Extracción vena femoral

Previamente se debe realizar sujeción y tumbado del animal, inmediatamente se localiza en la pata izquierda o derecha la vena femoral, luego se realiza presión para provocar llenado de la vena e ingresar el bisel de la aguja formando un ángulo de 45°(Figura 1B). Extraída la sangre, se retiró la aguja y se procedió a trasvasarla de forma constante, en porcentajes iguales a los tubos de tapa roja y lila, en este último para que el anticoagulante haga efecto el tubo previamente tapado se homogenizo lentamente. Los tubos fueron etiquetados para posterior identificación y se los almacenó en una caja termina.



Figura 1 Extracción sangre vena yugular (A) y extracción sangre vena femoral (B)

3.3.6.2.2 Mulares

La extracción de sangre en mulares fue similar que en camélidos, con la sola diferencia que se basó en la localización del canal de la vena yugular.

3.3.7 Obtención de suero

3.3.7.1 Materiales y reactivos

- Tubos tapa roja con muestra de sangre
- Microcentrifuga marca: TRIAC, modelo: 420200
- Tubos eppendorf de 1.5 - 2 ml
- Pipetas plástica
- Gradilla
- Etiquetas
- Cinta adhesiva

3.3.7.2 Procedimiento

Todas las muestras de sangre de tubo tapa roja con su respectiva identificación se los organizó según su peso y material de fabricación, una vez clasificados se los colocó en la centrífuga de tal forma que queden equilibrados. Las muestras fueron centrifugadas por 3 minutos a 5000 rpm (revoluciones por minuto), botón BLOOD

Una vez transcurrido el tiempo de centrifugación, se retiró las muestras y se las colocó en la gradilla, con pipetas plásticas nuevas se absorbió cuidadosamente el suero y se trasvasó a tubos eppendorf previamente etiquetados y se los colocó en refrigeración 8°C para evitar una degradación prematura.

3.3.8 Hematocrito

3.3.8.1 Materiales y reactivos

- Tubos tapa lila con muestra de sangre
- Tubos capilares para micro hematocrito sin EDTA (azules)
- Microcentrifuga marca: TRIAC, modelo: 420200
- Lector de hematocrito
- Plastilina
- Lupa (10x)

3.3.8.2 Procedimiento

La sangre contenida en los tubos con EDTA (tapa lila) se las homogenizó previo a realizar el análisis, se colocó el tubo aproximadamente a 180°, es decir, hasta que la muestra llegue al borde del tubo, seguido se introdujo el capilar hasta hacer contacto con la sangre y por gravedad se dejó

que suba hasta las tres cuartas partes del capilar (80%), y se selló con plastilina la parte inferior para evitar fugas.

Se realizó dos repeticiones por muestras para evitar inconvenientes, por fuga o ruptura del capilar, se llevó a la microcentrifuga colocando cada capilar en el canal respectivo, se determinó el tipo de muestra presionando el botón microhematocrito (MHTC), seguidamente se marcó el tiempo de 3 minutos aproximadamente a 20000 rpm. Al finalizar el tiempo establecido se retiró los capilares en el orden establecido por muestra y se realizó la lectura con la ayuda del lector de microhematocrito.

3.3.8.3 Interpretación

Cuando la concentración de los glóbulos rojos sobrepasa el 30% del valor normal se denomina policitemia. Si el hematocrito se encuentra aumentado puede ser a causa de deshidratación, hipoxia, eritrocitosis. En cambio si el hematocrito se encuentra bajo los niveles normales el animal puede presentar: anemia, leucemia, deficiencias de vitaminas y minerales.

3.3.9 Recuento de leucocitos

3.3.9.1 Materiales y reactivos

- Tubos con muestra de sangre en EDTA (Tapa lila)
- Alcohol
- Porta objetos
- Bandeja de tinción
- Colorante Wright
- Frasco lavador

- Agua destilada
- Cronómetro
- Aceite de inmersión
- Pipeta automática de 10 – 100 µl marca: Boeco
- Puntas descartables para pipetas automáticas de 10 - 100 µl
- Microscopio marca: OLYMPUS, modelo: CX31

3.3.9.2 Procedimiento

3.3.9.2.1 Frotis sanguíneo

Se limpiaron los porta-objetos con alcohol eliminando todo tipo de residuos que alteren el procedimiento y se los rotuló respectivamente.

Se homogenizo suavemente el tubo con EDTA para distribuir las células.

Con la pipeta automática de (10 a 100 µl), se tomó 20 µl de sangre y se la colocó en un extremo del portaobjetos limpio, utilizando un segundo portaobjetos sobre la muestra de sangre con un ángulo de 30 - 45° se extendió la muestra en el portaobjetos formando una película fina de sangre bien distribuida sin agujeros ni surcos.

La extensión sanguínea presenta tres zonas claramente diferenciadas:

- Cabeza: zona inicial de la tinción de mayor grosor.
- Cuerpo: zona intermedia de la extensión sanguínea, presenta una adecuada proporción de leucocitos.

- Cola: zona final del frotis, los eritrocitos son claramente visibles, bien distribuidos y homogéneamente coloreados. Los leucocitos en esta zona suelen ser las más grandes (monocitos, eosinófilos, basófilos).

3.3.9.2.2 Tinción

Esta técnica se la realizó después de haber preparado el frotis sanguíneo y dejarlo secar durante 24 horas. Se colocó los porta objetos sobre la bandeja de tinción, y sobre ésta se añadió el colorante Wright cubriendo toda la superficie y dejándola actuar durante 7 minutos, al término del tiempo se añadió agua destilada sobre la muestra evitando que el colorante se esparza o riegue formando una capa metálica y se dejó reposar durante 3 minutos, transcurrido este periodo, se procedió a eliminar con agua los restos de colorante evitando dañar la muestra.

La finalidad de este método es hallar el número de células de cada tipo. Existen 5 tipos básicos:

- Polimorfo nucleares: neutrófilos, basófilos, eosinófilos
- Mononucleares: linfocitos, monocitos

Con la placa completamente seca se realizó la observación con el microscopio enfocando con el lente (10X), luego a (40X) y se diferenció los distintos tipos celulares, para el conteo se utilizó el lente de inmersión de (100X), se dio inició al recuento diferencial sobre un total de 100 células.

3.3.10 Bioquímica sanguínea

Las pruebas bioquímicas se realizaron a partir de suero sanguíneo, siguiendo las recomendaciones del protocolo de cada kit. Para la determinación precisa de resultados se emplearon los reactivos específicos para cada una de los parámetros.

3.3.10.1 Materiales

- Muestras de suero de cada animal
- Kits marca HUMAN para: glucosa, urea, creatinina, colesterol, bilirrubina total (T-BIL), bilirrubina directa (D-BIL), glutamato oxalacetato transaminasa (GOT), glutamato pirubato transaminasa (GPT).
- Tubos de ensayo de 5 ml
- Gradilla
- Puntas descartables para pipetas automáticas (0,5-10 μ l; 10-100 μ l; 100-1000 μ l)
- Juego de pipetas (0,5-10 μ l; 10-100 μ l; 100-1000 μ l) marca: Boeco
- Guantes de látex
- Cronómetro
- Estufa marca: Shell Lab. VNR, modelo: 1545
- Espectrofotómetro marca: RHC, modelo: 300 ATC
- Refractómetro
- Agua destilada
- Papel toalla

3.3.10.2 Proteínas totales

En el refractómetro limpio y calibrado correctamente se colocó 30 µl de suero.

Se observó la escala a través del refractómetro dirigido hacia la luz y se registró el valor de la proteína total en gramos/100 ml y se restó dos unidades al valor total.

Una vez tomado el primer dato se limpió la muestra (suero) colocada en la cámara y se procedió a secar con una toalla. Se aseguró que no existen residuos de suero en cámara o la tapa antes de realizar el análisis de una nueva muestra.

3.3.10.3 Interpretación

Hiperproteinemia: causada por deshidratación, hemoconcentración o aumento en la concentración de proteínas específicas.

Hipoproteinemia: por hemodilución producida por un defecto en la realización de la síntesis proteica, catabolismo proteico excesivo o pérdidas excesivas (hemorragias).

3.3.10.4 Glucosa

Principio:

La glucosa se determina después de la oxidación enzimática en presencia de glucosa oxidasa. Donde el peróxido de hidrógeno formado reaccionara bajo la catálisis de peroxidasa con fenol y 4-aminofenazona formándose un complejo rojo-violeta usando como indicador la quinoneimina.

Reactivos:

- Reactivo 1: Buffer fosfato (pH 7.5) 0.1 mol/l, 4-aminofenazona 0.25 mmol/l, fenol 0,75 mmol/l, glucosa oxidasa > 15 KU/l, peroxidasa > 1,5 KU/l, mutarotasa > 2,0 KU/l y estabilizantes.
- Estándar: Glucosa 100 mg/dl ó 5,55 mmol/l

Procedimiento:

A través el kit de Glucosa liquicolor (HUMAN) con su respectivo protocolo, se determinaron valores respectivos realizando el siguiente procedimiento:

El reactivo o blanco (RGT) vino listo para su uso. En un tubo de ensayo se colocó 1000 µl de reactivo (RGT) que se usó como blanco por serie.

Para las muestras se preparó individualmente en otro tubo de ensayo 1000 µl de reactivo (RGT) más 10 µl de muestra (suero), se mezcló e incubó por 10 minutos de 20 - 25°C.

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras frente al blanco o reactivo (RGT) y el resultado se lo obtuvo multiplicando la absorbancia de la muestra por el factor 315.45 a una longitud de onda de 546 nm.

3.3.10.5 Urea

Principio:

La urea se hidroliza en presencia de agua y ureasa para producir amoníaco y dióxido de carbono. En una reacción de Berthelot modificada, los iones de amonio reaccionan con hipoclorito y salicilato para formar un colorante verde. El aumento de la absorbancia a 578 nm es proporcional a la concentración de urea en la muestra.

Reactivos:

- Reactivo 1 o RGT1: Tampón fosfato (pH 7.0) 120 mmol / l, salicilato de sodio 60 mmol / l, nitroprusiato de sodio EDTA 5 mmol / l; 1 mmol / l.
- Reactivo 2 o RGT2: Tampón de fosfato (pH <13) 120 mmol / l, hipoclorito \approx 0,6 g/l de Cl.
- Enzima: > 500 KU / l
- Estándar: Urea 80 mg / dl o 13.3 mmol / l, equivalente a BUN 37.28 mg / dl o 6.2 mmol / l, Azida sódica 0.095%

Procedimiento:

A través el kit de Urea liquicolor (HUMAN) con su respectivo protocolo, se determinaron valores respectivos realizando el siguiente procedimiento:

En un tubo de ensayo se colocó 1000 μ l de reactivo enzimático 1^a más 1000 μ l de reactivo 2 (RGT) que se usó como blanco por serie.

Para las muestras se preparó individualmente en otro tubo de ensayo 1000 μ l de reactivo enzimático más 10 μ l de muestra (Suero), se mezcló e incubó durante 5 minutos de 20 - 25°C,

transcurrido el tiempo se añadió 1000 µl de (RGT2), mezcló e incubó por 10 minutos de 20 - 25°C.

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras frente al blanco o reactivo (RGT) y el resultado se lo obtuvo multiplicando la absorbancia de la muestra por el factor 80.00 a una longitud de onda de 578 nm.

3.3.10.6 Creatinina**Principio:**

La creatinina en solución alcalina forma un complejo de color rojo-naranja con ácido pícrico. La absorbancia de este complejo es directamente proporcional a la concentración de creatinina en la muestra.

Reactivos:

- PIC: Acido pícrico 26 mmol/l
- NaOH: Hidróxido de sodio 1,6 mol/l
- Estándar: creatinina 2 mg/dl ó 176,8 mmol/l

Procedimiento:

A través el kit de Creatinina liquicolor (HUMAN) con su respectivo protocolo, se determinaron valores respectivos realizando el siguiente procedimiento:

En un tubo de ensayo se colocó 1000 µl de reactivo de trabajo más 100 µl de estándar (STD) que se usó una por serie

Para las muestras se preparó individualmente en un tubo de ensayo 1000 µl de reactivo de trabajo más 100 µl de muestra (suero) y se homogenizó.

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras a los 30 segundos post preparación y luego a los dos minutos contra aire.

El resultado definitivo se lo obtuvo mediante la siguiente formula:

$$C = 2,0 \times \frac{A_2 - A_1}{A_{STD}} [mg/dl]$$

Dónde:

- C: Concentración de creatinina.
- A₂: Absorbancia de la muestra exactamente después de 2 minutos.
- A₁: Absorbancia de la muestra exactamente después de 30 segundos.
- A_{STD}: Absorbancia del reactivo estándar.

3.3.10.7 Colesterol

Principio:

El colesterol se determina después de la hidrólisis enzimática y la oxidación. El indicador es la quinoneimina formada por el peróxido de hidrógeno y 4-aminoantipirina en presencia de fenol y peroxidasa.

Reactivos:

- Reactivo: Buffer fosfato (pH 6,5) 100 mmol/l, 4-aminoantipirina 0,3 mmol/l, fenol 5 mmol/l, peroxidasa > 5 KU/l, colesteroesterasa > 150 U/l, colesterooxidasa > 100 U/l, azida de sodio 0,05 %
- Estándar: colesterol 200 mg/dl ó 5,17 mmol/l.

Procedimiento:

A través el kit de Colesterol liquicolor (HUMAN) con su respectivo protocolo, se determinaron valores respectivos realizando el siguiente procedimiento:

El reactivo o blanco (RGT) viene listo para su uso. En un tubo de ensayo se colocó 1000 µl de reactivo (RGT) que se usó como blanco por serie.

Para las muestras se preparó individualmente en otro tubo de ensayo 1000 µl de reactivo (RGT) más 10 µl de muestra (suero) se mezcló e incubó por 10 minutos de 20 - 25°C.

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras frente al blanco o reactivo (RGT) y el resultado se lo obtuvo multiplicando la absorbancia de la muestra por el factor 840.00 a una longitud de onda de 546 nm.

3.3.10.8 Bilirrubina total y directa

Principio:

Prueba fotométrica que consiste en la reacción de la bilirrubina con el ácido sulfanílico diazotado (DSA) adoptando el color rojo. La absorbancia adecuada de este color es 546 nm siendo directamente proporcional a la concentración de bilirrubina contenida en la muestra.

Reactivos:

- Reactivo 1 o TBR: Ácido sulfanílico 14 mmol/l, ácido clorhídrico 300 mmol/l, cafeína (acelerador) 200 mmol/l, benzoato de sodio 420 mmol/l.
- Reactivo 2 o TNR: Para determinar bilirrubina total, nitrito de sodio 390 mmol/l.
- Reactivo 3 o DBR: Ácido sulfanílico 14 mmol/l, ácido clorhídrico 300 mmol/l.
- Reactivo 4 o DNR: Para determinar bilirrubina directa, nitrito de sodio 25 mmol/l.

Procedimiento:

A través el kit de Bilirubina D+T liquicolor (HUMAN) con su respectivo protocolo, se determinaron valores respectivos realizando el siguiente procedimiento:

Para bilirrubina total

Los reactivos y soluciones de nitrito vienen listos para usar. El número de tubos a utilizar depende del total de muestras ya que se requiere un blanco reactivo por muestras. Para la obtención del blanco reactivo se pipeteó en todos los tubos 1000 ul de TBR, se dejó incubar cuidadosamente durante 5 minutos y se añadió en cada tubo 100 ul de muestra. En tubos limpios se obtuvo las muestras en donde se pipeteó 1000 ul de TBR, 1 gota (30 ul) de TNR, se dejó incubar durante 5 minutos y se añadió 100 ul de muestra.

Se mezcló e incubó a temperatura ambiente entre 1 a 30 minutos.

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras frente al blanco o reactivo (RGT) y el resultado se lo obtuvo multiplicando la absorbancia de la muestra por el factor 13.00 a una longitud de onda de 546 nm.

Para bilirrubina directa

Se requirió preparar un blanco para cada muestra. Para la obtención del blanco reactivo se pipeteó en todos los tubos 1000 ul de DBR, se dejó incubar cuidadosamente durante 2 minutos y se añadió en cada tubo 100 ul de muestra.

En tubos limpios se obtuvieron las muestras, se pipeteó 1000 ul de DBR, 1 gota (30 ul) de DNR, se dejó incubar durante 2 minutos y se añadió 100 ul de muestra.

Se mezcló e incubó a temperatura ambiente exactamente 5 minutos.

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras frente al blanco o reactivo (RGT) y el resultado se lo obtuvo multiplicando la absorbancia de la muestra por el factor 13.00 a una longitud de onda de 546 nm.

3.3.10.9 Glutamato Oxalacetato transaminasa (GOT)

Principio:

El glutamato oxalacetato transaminasa o también llamado AST (Aspartato aminotransferasa) es una enzima la cual se mide su actividad mediando el método cinético enzimático. La reacción es catalizada por AST de la muestra mediante la transferencia entre el L-aspartato y 2-oxoglutarato para la obtención del oxalacetato y L-glutamato. El oxalacetato tiende a reducirse a malato y NADH debido a la presencia de malato deshidrogenasa (MDH), por lo tanto, la velocidad de oxidación de NADH es directamente proporcional a actividad de GOT contenido en la muestra.

Reactivos:

- Reactivo 1 o BUF: Buffer TRIS (pH 7,8) 100 mmol/l, L-aspartato 300 mmol/l, LDH $\geq 0,9$ kU/l, MDH $\geq 0,6$ kU/l.
- Reactivo 2 o SUB: 2 – oxoglutarato 60 mmol/l, NADH 0,9 mmol/l.

Procedimiento:

A través el kit de GOT (ASAT) IFCC mod. Liquicolor (HUMAN) con su respectivo protocolo, se determinaron valores respectivos realizando el siguiente procedimiento:

Los reactivos se encuentran listos para usar. Se requirieron dos tubos limpios, en el primero se pipeteó 200 ul de muestra, se incubó durante 5 minutos y se añadió 250 ul de reactivo SUB. En el segundo tubo se pipeteó 1000 ul de reactivo BUF e incubó durante 5 minutos y añadir 250 ul de reactivo SUB.

Se mezcló y leyó la absorbancia transcurrido 1 minuto y al mismo tiempo fue necesario activar el cronómetro, la lectura se realizó nuevamente en diferentes tiempos, después de 1, 2 y 3 minutos.

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras frente al aire y el resultado se lo obtuvo multiplicando la absorbancia de la muestra por el factor 952.00 a una longitud de onda de 340 nm.

3.3.10.10 Glutamato piruvato transaminasa (TGP)**Principio:**

El glutamato piruvato transaminasa o también llamado ALT (Alanina aminotransferasa). La reacción es catalizada por ALT permitiendo la formación de piruvato siendo este reducido por NADH al reaccionar inmediatamente con LDH, por lo tanto, la velocidad de oxidación del NADH a NAD⁺ se mide a 340 nm su reducción y es proporcional a la actividad de ALT en la muestra.

Reactivos:

- Reactivo 1 o BUF: Buffer TRIS (pH 7,5) 150 mmol/l, L-alanina 750 mmol/l, LDH $\geq 1,2$ kU/l.
- Reactivo 2 o SUF: 2 – oxoglutarato 90 mmol/l, NADH 0,9 mmol/l.

Procedimiento:

A través el kit de GPT (ALAT) IFCC mod. liquicolor (HUMAN) con su respectivo protocolo, se determinaron valores respectivos realizando el siguiente procedimiento:

Los reactivos vienen listos para su uso. El procedimiento fue realizado a temperatura ambiente y constante. Se requirieron dos tubos limpios, en el primero se pipeteó 200 ul de muestra e

incubar durante 5 minutos y se añadió 250 μ l de reactivo SUB. En el segundo tubo se pipeteó 1000 μ l de reactivo BUF e incubar durante 5 minutos y se añadió 250 μ l de reactivo SUB.

Se mezcló y leyó la absorbancia transcurrido 1 minuto y al mismo tiempo fue necesario activar el cronómetro, la lectura se realizó nuevamente en diferentes tiempos, después de 1, 2 y 3 minutos.

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras frente al aire y el resultado se lo obtuvo multiplicando la absorbancia de la muestra por el factor 952.00 a una longitud de onda de 340 nm.

3.3.11 Determinación de brucelosis

3.3.11.1 Prueba de Rosa de Bengala

3.3.11.1.1 Materiales y reactivos

- Suero sanguíneo previamente etiquetado
- Puntas descartables para pipetas automáticas (10-100 μ l)
- Pipeta automática (10-100 μ l) de marca: Boeco
- Placa de vidrio con cuadrícula
- Lámpara
- Palillos
- Colorante (Antígeno de Rosa de Bengala)

3.3.11.1.2 Procedimiento

En la placa de vidrio se pipeteó 30 μ l de suero de forma ordenada en cada cuadrícula seguidamente se aplicó una gota (30 μ l) del antígeno de Rosa de Bengala para brucelosis, con el palillo de madera se mezcló la muestras y el antígeno seguidamente se procedió a homogenizar la placa durante 4 min, finalmente se llevó la placa frente a luz y se observó si hubo reacción.

3.3.12 Recolección muestras de heces y coprológica

3.3.12.1 Materiales y reactivos

- Fundas plásticas
- Caja térmica para muestras de heces
- Revolvedor de madera de 10 cm
- Frascos de 125 ml
- Solución salina saturada
- Colador
- Pipetas de vidrio
- Porta objetos
- Láminas cubre objetos
- Lugol
- Formol
- Microscopio marca: OLYMPUS, modelo: CX31

3.3.12.2 Procedimiento

Se colocó la funda plástica en la mano del operario, se lubricó e ingresó suavemente en el ano del animal para evitar lesiones y se extrajo las excretas, cerrando, etiquetando y colocando en la caja térmica.

El método que se empleó para la observación de endoparásitos fue por medio de sedimentación, técnica denominada Ritchie modificada (Navone et al., 2005).

Se preparó la solución a base de formaldehído y se preparó dos frascos por muestra, en el primero se colocó aproximadamente 5 gr de heces y se añadió 10 ml de solución o hasta cubrir las, con una paleta de madera se procedió a revolver hasta disgregarla y obtener una mezcla homogénea.

La muestra fue filtrada a otro envase con la ayuda de un colador buscando retener los residuos más voluminosos. Se trasvasó aproximadamente 10 ml en un tubo de ensayo y se etiquetó respectivamente.

Con la ayuda de la centrifuga a 3000 r.p.m. durante 3 minutos se obtuvo la parte sólida que es el precipitado y la líquida, esta fue eliminada en su 99%, el líquido sobrante se agitó suavemente y con la pipeta se tomó una pequeña gota del precipitado, se colocó sobre un porta - objetos y se añadió 30 μ l de lugol, se cubrió la muestra con una lámina cubre objetos y se observó toda la placa en el microscopio a bajo aumento (10x).

3.3.13 Tracción animal

3.3.13.1 Recolección muestras de sangre y obtención de suero

3.3.13.1.1 Procedimiento

El procedimiento descrito en los numerales 3.4.6 y 3.4.7, fue aplicado en este procedimiento, la diferencia se presentó al momento del muestreo, donde las muestras de sangre fueron tomadas al inicio de la jornada de trabajo y a su término. El suero que se obtuvo sirvió para realizar análisis enzimáticos.

3.3.13.2 Valoración tracción animal en camélidos y mulares

3.3.13.2.1 Materiales y reactivos

- Muestras de suero de cada animal
- Kits marca HUMAN para las pruebas de Lactato deshidrogenasa (LDH) y creatinina quinasa (CK)
- Tubos de ensayo de 5 ml
- Gradilla
- Puntas descartables para pipetas automáticas (0,5-10 µl; 10-100 µl; 100-1000 µl)
- Juego de pipetas (0,5-10 µl; 10-100 µl; 100-1000 µl) de marca: Boeco
- Guantes de látex
- Cronómetro
- Estufa marca Shell Lab. VER, modelo: 1545
- Espectrofotómetro marca: RHC, modelo: 300 ATC

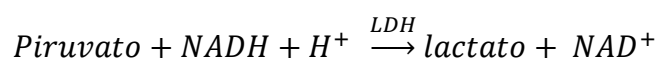
Reactivos para las pruebas:

- Lactato deshidrogenasa (LDH)
- Creatinina quinasa (CK)

3.3.13.2.2 Lactato deshidrogenasa

Principio:

El lactato deshidrogenasa (LDH) es una enzima la cual se obtiene sus valores a través del método modificado que ha sido basado en las recomendaciones de Comité Escandinavo de Enzimas.



Reactivos:

- Reactivo 1 o BUF: Buffer Tris (pH 7,4) 50 mmol/l, piruvato 1,5 mmol/l
- Reactivo 2 o SUB: NADH 0,8 mmol/l

Procedimiento:

Los reactivos vienen listos para su uso. El procedimiento se realizó a temperatura ambiente. Se requirió el uso de dos tubos limpios, en el primero se pipeteó 20 ul de muestra, en el segundo se pipeteó 1000 ul de reactivo BUF, se mezcló e incubó por 5 minutos a temperatura ambiente, transcurrido ese periodo se añadió 250 ul de reactivo SUB.

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras frente al aire y el resultado se lo obtuvo multiplicando la absorbancia de la muestra por el factor 8095.0 a una longitud de onda de 340 nm.

3.3.13.2.3 Creatina quinasa (CK)

Principio:

La CK es una enzima que es obtenida a través de una determinación enzimática junto a un método de inhibición. Permite que un anticuerpo se incorpore al reactivo para unirse a una subunidad M de forma específica, inhibe la actividad enzimática de ésta subunidad dando como resultado la actividad de la subunidad B.

Reactivos:

- Reactivo 1 o BUF: Buffer imidazol (pU 6,7) 0,10 mol/l, glucosa 20 mmol/l, Acetato de magnesio 10 mmol/l, EDTA 2 mmol/l.
- Reactivo 2 o ENZ: ADP 2 mmol/l, AMP 5 mmol/l, Pentafofato de dianenosina 10 mmol/l, NADP 3 mmol/l, HK > 2,50 U/ml, G&P – DH > 1,50 U/ml, N – acetilcisteina 20 mmol/l, creatina fosfato 30 mmol/l, anticuerpo contra la subunidad CK (cabra).

Procedimiento:

Se utilizaron tubos limpios de 5 ml, se pipetó 3 ml del reactivo de trabajo previamente preparado, a continuación se añadió 100 ul de muestra.

Se mezcló y fue transferido a las cubetas para espectrofotómetro, se incubó a temperatura ambiente durante 10 minutos, y la absorbancia fue leída al primer minuto A_1 y 5 minutos después A_2 .

Interpretación:

La lectura se realizó midiendo la absorbancia de las muestras frente al aire y el resultado se lo obtuvo multiplicando la absorbancia de la muestra por el factor 3333.0 a una longitud de onda de 340 nm.

3.3.13.3 Capacidad de carga

3.3.13.3.1 Materiales y reactivos

- Registro de campo (Anexo 1)
- Romanilla
- Balanza marca: PCE-BSH, modelo: 10000

3.3.13.3.2 Procedimiento

Se sujetó al animal para evitar inconvenientes en el manejo, se retiraron todos los implementos que este cargando y posteriormente se registró su peso, material y producto. En el caso de ser líquido se registraron los litros y número de bidones. Al finalizar el pesaje se dejó al animal en la misma condición que fue recibido.

3.3.13.4 Distancia recorrida

3.3.13.4.1 Materiales y reactivos

- GPS marca: Garmin, modelo: 64s
- Cronómetro

3.3.13.4.2 Procedimiento

Se reconoció el lugar de procedencia del animal, con el GPS se marcó el punto de partida, es decir, desde donde inició el recorrido y se activó el cronómetro, se realizó el seguimiento de su ruta de movilización hasta llegar al lugar de destino.

3.3.13.4.3 Interpretación

Con los puntos marcados en el GPS se realizó el perfil del camino que diariamente recorren los animales y se determinó el tiempo en el que los animales realizan el recorrido completo.

3.3.14 Análisis estadístico y pruebas de significancia

3.3.14.1 Estadística descriptiva e inferencial

Los resultados obtenidos en hematología, bioquímica y coproparasitarios de los animales fueron evaluados mediante estadística descriptiva debido a que se requiere encontrar un patrón de comportamiento general. Se procedió a la tabulación, orden y procesamiento de datos (Hernández, Fernández, & Baptista, 2010).

Para su análisis y obtención de resultados se empleó el uso de tablas por su rápida interpretación, se resumió la información cualitativa y cuantitativa también se agruparon los datos en categorías que indicaron su fidelidad resaltando datos importantes y características sobresalientes (R. Hernández et al., 2010).

Se clasificaron en categorías como sexo, edad y especie; de esta forma la información obtenida respaldó el cumplimiento de los objetivos planteados (Méndez, 2001).

Los valores de referencia, sobre los cuales se analizaron los resultados de las pruebas diagnósticas, fueron determinados en función de los datos de reportes internacionales así como de los datos obtenidos de los animales incluidos como “control” en el estudio.

Para la determinación de estadística descriptiva e inferencial de la muestra se empleó las siguientes pruebas:

Moda: en el presente estudio la moda se utilizó como un indicador de tendencia central, para analizar cuáles son los parásitos que se encuentran en mayor frecuencia en camélidos y mulares

Frecuencias absolutas: se lo conoce como el número de veces que aparece un determinado valor en un estudio, se la utilizó para determinar características como: sexo, edad y especie de los animales muestreados.

Media: valor característico de la serie de datos resultado de la suma de todas las observaciones dividido por el número total de datos, se empleó para obtener los valores promedio de las pruebas fisiológicas, hematológicas y bioquímicas de camélidos y mulares.

Prueba de tukey: se empleó para determinar diferencia significativa con un nivel de significancia de 0.05, entre las medias de parámetros bioquímicos y fisiológicos de camélidos y mulares.

Adicionalmente para la presentación de datos se elaboraron tablas, para facilitar la comprensión de la información obtenida de las diferentes variables analizadas en este estudio.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

4.1 Estadística descriptiva de la muestra

4.1.1 Distribución de animales muestreados

Las muestras obtenidas (n= 86) corresponde al 71% (86/121) del total de animales que están dentro de la comunidad Salinas, cantón Guaranda, provincia Bolívar - Ecuador, información obtenida mediante encuestas del trabajo realizado en la misma localidad por Balarezo & Poveda, (2018). Se obtuvieron parámetros fisiológicos y dos tipos de muestra biológica (sangre y heces), las cuales fueron procesadas en el laboratorio de Sanidad Animal. Del total de animales muestreados (n=91), se descartaron del estudio a 5 animales, debido a que sus muestras biológicas estaban incompletas, impidiendo realizar el correcto análisis de las variables definidas en el presente estudio.

Para el análisis sobre tracción se empleó el 20.93% (18/86) del total de animales muestreados, obteniendo muestras de sangre al inicio y al final del trabajo para valorar el esfuerzo físico mediante dos enzimas musculares: lactato deshidrogenasa (LDH) y creatinina quinasa (CK).

Los controles fueron animales aparentemente sanos, camélidos (n= 17) procedentes de la Hacienda el Prado, localizada en la parroquia San Fernando del cantón Rumiñahui, y equinos (n= 10) procedentes de la Hacienda los Pardos, localizada en la ciudad de Tulcán.

Los resultados obtenidos de estos animales fueron considerados como referencia al ser animales que no están sometidos a trabajo físico y reciben un adecuado control veterinario y nutricional.

4.1.2 Camélidos procedentes de la Hacienda el Prado

4.1.2.1 Parámetros fisiológicos

El estudio se realizó en animales aparentemente sanos (n=17), obteniendo los siguientes resultados para las variables: frecuencia cardíaca con una media de 67 lpm y un rango de 58 – 80 lpm; frecuencia respiratoria con una media 30 rpm y un rango de 24 - 34 rpm y temperatura corporal de 38.21°C con un rango de 37.20 – 39.50 °C (Ver Tabla 11).

Tabla 11

Constantes fisiológicas de camélidos procedente de la Hacienda el Prado

Variable	n	Media ± D.E.	Mín.	Máx.
Frecuencia cardíaca (lpm)	17	67 ± 7	58.00	80.00
Frecuencia respiratoria (rpm)	17	30 ± 3	24.00	34.00
Temperatura (°C)	17	38.21 ± 0.60	37.20	39.50

lpm: latidos por minuto; rpm: respiraciones por minuto;

°C: grados centígrados; n: número de animales; Mín.: valor mínimo;

Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

4.1.2.2 Parámetros hematológicos

4.1.2.2.1 Hematocrito

En cuanto al hematocrito el valor obteniendo fue 36.70% con un rango de 34 – 39.00% (Ver tabla 12).

Tabla 12

Hematocrito de camélidos procedentes de la Hacienda el Prado

Variable	n	Media ± D.E.	Mín.	Máx.
Hematocrito (%)	17	36.70 ± 1.81	34.00	39.00

%: porcentaje; n: número de animales; Mín.: valor mínimo;

Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

4.1.2.2 Leucograma

En la Tabla 13 se detalla los resultados del leucograma realizado por conteo diferencial a los camélidos considerados como controles, los valores obtenidos fueron: neutrófilos 55.76%, eosinófilos 2.94%, basófilos 0.59%, monocitos 1.94% y linfocitos 29.06%.

Tabla 13

Leucograma de camélidos procedentes de la Hacienda el Prado.

Leucocitos	n	Media ± D.E.	Min.	Max.
Neutrófilos (%)	17	55.76 ± 13.22	30	78
Eosinófilos (%)	17	2.94 ± 2.90	0	9
Basófilos (%)	17	0.59 ± 1.00	0	3
Monocitos (%)	17	1.94 ± 2.46	0	7
Linfocitos (%)	17	29.06 ± 9.11	16	48

%; porcentaje; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

4.1.2.3 Parámetros bioquímicos sanguíneos

Los resultados obtenidos del perfil bioquímico sanguíneo realizado en camélidos se detallan en la Tabla 14. Los valores fueron: proteína total 5.90 – 6.90g/dl, colesterol 23.86 – 64.64 mg/dl, bilirrubina total 0.03 – 0.49mg/dl, bilirrubina directa 0.0 – 0.36 mg/dl, alanina aminotransferasa 1.43 – 6.19U/l, aspartato aminotransferasa 119.98 – 158.03U/l, urea 42.30 – 56.33mg/dl, creatinina 1.86 – 2.67mg/dl y glucosa 76.13 – 115.14 mg/dl.

Tabla 14

Perfil bioquímico sanguíneo en camélidos procedentes de la Hacienda el Prado

Variable	n	Media ± D.E.	Mín.	Máx.
Proteína total (g/dl)	17	6.61 ± 0.30	5.90	6.90
Colesterol (mg/dl)	17	36.10 ± 12.84	23.86	64.64
Bilirrubina total (mg/dl)	17	0.21 ± 0.13	0.03	0.49
Bilirrubina directa (mg/dl)	17	0.14 ± 0.11	0.00	0.36
ALT (U/l)	17	2.89 ± 1.10	1.43	6.19
AST (U/l)	17	134.05 ± 13.39	119.98	158.03
Urea (mg/dl)	17	49.99 ± 4.26	42.30	56.33
Creatinina (mg/dl)	17	2.27 ± 0.23	1.86	2.67
Glucosa (mg/dl)	17	84.60 ± 7.76	76.13	115.14

g/dl: gramo/decilitro; mg/dl: miligramo/decilitro; U/l: unidades internacionales/litro; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

4.1.3 Equinos procedentes de la Hacienda los Pardos

4.1.3.1 Parámetros hematológicos

4.1.3.1.1 Hematocrito

En equinos procedentes de la Hacienda los Pardos, que fueron considerados como controles (n= 10) el valor obtenido para el hematocrito fue de 40.05% con un rango de 31 - 52% (Ver Tabla 15).

Tabla 15

Hematocrito de equinos procedentes de la Hacienda los Pardos

Variable	n	Media ± D.E.	Mín.	Máx.
Hematocrito (%)	10	40.05 ± 6.46	31.00	52.00

%; porcentaje; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

4.1.3.1.2 Leucograma

Del leucograma realizado a equinos se obtuvo los siguientes resultados: neutrófilos 68.10%, eosinófilos 4.70%, basófilos 4.00%, monocitos 5.40% y linfocitos 17.80% (Ver Tabla 16)

Tabla 16

Leucograma de camélidos procedentes de la Hacienda los Pardos.

Leucocitos	N	Media ± D.E.	Mín.	Max.
Neutrófilos (%)	10	68.10 ± 5.17	60	78
Eosinófilos (%)	10	4.70 ± 2.00	2	8
Basófilos (%)	10	4.00 ± 1.41	1	6
Monocitos (%)	10	5.40 ± 2.84	2	10
Linfocitos (%)	10	17.80 ± 3.26	12	23

%; porcentaje; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

4.1.3.2 Parámetros bioquímicos sanguíneos

Los resultados obtenidos del perfil bioquímico sanguíneo realizado a equinos considerados como controles se detallan en la Tabla 17. Los valores fueron: proteína total 6.52 – 7.80 g/dl,

colesterol 72.40 – 122.40 mg/dl, bilirrubina total 1.07 – 1.87 mg/dl, bilirrubina directa 0.37 – 0.78 mg/dl, alanina aminotransferasa 11.90 – 18.80 U/l, aspartato aminotransferasa 163.37–236.07 U/l, urea 29.22 – 48.57 mg/dl, creatinina 1.25 – 1.89 mg/dl y glucosa 72.23 -99.53 mg/dl (Ver Tabla 17).

Tabla 17

Perfil bioquímico sanguíneo de equinos procedentes de la Hacienda Los Pardos

Variable	n	Media ± D.E.	Mín.	Máx.
Proteína total (g/dl)	10	7.20 ± 0.45	6.52	7.80
Colesterol (mg/dl)	10	91.02 ± 17.08	72.40	122.40
Bilirrubina total (mg/dl)	10	1.41 ± 0.31	1.07	1.87
Bilirrubina directa (mg/dl)	10	0.65 ± 0.14	0.37	0.78
ALT (U/l)	10	15.07 ± 2.25	11.90	18.80
AST (U/l)	10	189.21 ± 23.21	163.37	236.07
Urea (mg/dl)	10	38.86 ± 6.71	29.22	48.57
Creatinina (mg/dl)	10	1.58 ± 0.20	1.25	1.89
Glucosa (mg/dl)	10	81.77 ± 9.33	72.23	99.53

g/dl: gramo/decilitro; mg/dl: miligramo/decilitro; U/l: unidades internacionales/litro; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

4.1.4 Camélidos y équidos procedentes de Salinas de Guaranda

4.1.4.1 Datos generales de los animales muestreados

Mediante el levantamiento de información por encuesta epidemiológica (Anexo 3), se obtuvo información relevante sobre los animales muestreados en este estudio, que se detalla a continuación.

Sanidad: son animales que reciben escaso control veterinario, el 66.67% (50/75) de las personas encuestadas no disponían calendario de vacunación y desparasitación. En cuanto a problemas pódales; el 94.67% (71/75) respondieron que no realizan mantenimiento a los cascos,

de igual manera se evidenció lesiones cutáneas producidas por el roce con la silla o montura de carga (Angarilla), la cual es de peso considerable por el material de fabricación.



Figura 2 Pesuña larga en camélido (A) y casco con rajadura en asno (B)

Alimentación: la principal fuente de alimento es pradera nativa propia del lugar, que está constituida en su mayoría de paja, kikuyo y en menor cantidad de leguminosas. El pastoreo se realiza de forma extensiva y en compañía de otros animales. Las praderas son fertilizadas con las heces de los animales que pastorean.

Agua: en cuanto a la forma de hidratación, estos animales beben agua procedente: de río 48.0% (36/75); ojo de agua 16.0% (12/75); acequia 33.33% (25/75); vertiente 5.33% (4/75) y el 10.67% (8/75) de personas encuestadas respondieron que suministran agua de otras fuentes.

Los animales son empleados para el transporte de productos de primera necesidad, luego del trabajo se los traslada al hogar de su dueño, para finalmente ser llevados a la pradera, lugar donde soportan condiciones ambientales adversas.

4.1.4.2 Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por especie

En la Tabla 18 se observa el total de animales muestreados (n= 86), del cual el mayor porcentaje de animales corresponde a camélidos con el 58.14% (50/86), siendo el 98.04% (50/51) de camélidos existentes en la comunidad, en asnos fue el 19.77% (17/86), el 11.63% (9/86) fueron equinos y la especie con menor porcentaje fue en mulas con 10.46% (9/86).

Tabla 18

Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por especie

Especie	Muestreados		Existentes	
	N	%	n	%
Camélidos	50	58.14	51	42.15
Asnos	17	19.77	22	18.18
Equinos	10	11.63	48	39.67
Mulas	9	10.46	ND	ND
Total	86	100	121	100

n: número de animales; %: porcentaje; ND: no determinado

4.1.4.3 Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por sexo y especie

En la Tabla 19 se observa la distribución por sexo y por especie de los animales muestreados, siendo camélidos y equinos las especies que presentaron el mayor porcentaje de machos con el 62% (31/50) y 70% (7/10) respectivamente, en asnos las hembras fueron el 82% (14/17) y en mulas el 78% (7/9) fueron hembras.

Tabla 19

Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por sexo y por especie

Sexo	Camélidos		Asnos		Equinos		Mulas	
	N	%	n	%	N	%	N	%
Machos	31	62	3	18	7	70	2	22
Hembras	19	38	14	82	3	30	7	78
Total	50	100	17	100	10	100	9	100

n: número de animales; %: porcentaje

4.1.4.4 Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por edad y especie

En la Tabla 20 se observa la distribución de los animales muestreados por edad y por especie, siendo en los camélidos y asnos de 25 a 52 meses la edad de trabajo; en equinos y mulares la edad fue en un intervalo de 53 a 96 meses. Sin embargo en camélidos, equinos y mulas se observa la presencia de animales en el periodo de 0 a 24 meses de edad, es decir inician su vida productiva a temprana edad.

Tabla 20

Distribución de animales procedentes de Salinas muestreados por edad y por especie.

Edad (Meses)	Camélidos		Asnos		Equinos		Mulas	
	n	%	n	%	n	%	n	%
ND	10	20.83	2	11.76	1	10	1	11.11
0-24	1	2.08	0	0	1	10	1	11.11
25-52	20	41.67	7	41.18	1	10	1	11.11
53-96	16	33.33	5	29.41	5	50	4	44.45
> 96	1	2.08	3	17.65	2	20	2	22.22
Total	48	100	17	100	10	100	9	100

n=número de animales, %=porcentaje

4.1.4.5 Parámetros fisiológicos

En la Tabla 21 se observa los resultados de las constantes fisiológicas obtenidas de camélidos procedentes de Salinas, reportando valores promedio de: frecuencia cardíaca 60.0 lpm, frecuencia respiratoria 26.0 rpm y temperatura rectal 37.26°C.

Tabla 21

Contantes fisiológicas de camélidos procedente de Salinas

Variable	n	Media ± D.E.	Mín.	Máx.
Frecuencia cardíaca (lpm)	50	60 ± 9	44	78
Frecuencia respiratoria (rpm)	50	26 ± 6	18	37
Temperatura (°C)	50	37.26 ± 0.69	35.40	38.50

lpm: latidos por minuto; rpm: respiraciones por minuto;

°C: grados centígrados; n: número de animales; Mín.: valor mínimo;

Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

En la Tabla 22 se observa los resultados de frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria y temperatura rectal en équidos. Los valores fueron: asnos 49 lpm, 23 rpm y 37.34 °C; equinos 49 lpm, 23 rpm y 37.16 °C y en mulas 57 lpm, 37 rpm y 36.71, respectivamente.

Tabla 22
Contantes fisiológicas de équidos procedente de Salinas

Variable	Especie	n	Media ± D.E.	Mín.	Máx.
Frecuencia cardíaca (lpm)	Asnos	17	49.0 ± 8	32	58
	Equinos	10	49.0 ± 10	38	64
	Mulas	9	57.0 ± 5	51	62
Frecuencia respiratoria (rpm)	Asnos	17	23 ± 8	14	42
	Equinos	10	23.0 ± 9	11	35
	Mulas	9	37.0 ± 5	30	44
Temperatura (°C)	Asnos	17	37.34 ± 0.64	36.00	38.40
	Equinos	10	37.16 ± 0.72	35.70	38.00
	Mulas	9	36.71 ± 1.42	34.30	38.60

lpm: latidos por minuto; rpm: respiraciones por minuto; °C: grados centígrados; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

4.1.4.6 Parámetros hematológicos

4.1.4.6.1 Hematocrito

En cuanto a los camélidos muestreados en Salinas, el valor promedio del hematocrito fue 34.61% (Ver Tabla 23).

Tabla 23
Hematocrito de camélidos procedentes de Salinas

Variable	n	Media ± D.E.	Mín.	Máx.
Hematocrito (%)	50	34.61 ± 5.78	25.00	49.00

%; porcentaje; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

De todos los camélidos analizados (n= 50), el 60% (30/50) presenta valores de hematocrito inferiores a 34.83%, el 16% (8/50) se encuentra en el rango considerado como normal para la especie y el 24% (12/50) presentan valores superiores a 38.44% (Ver Tabla 24).

Tabla 24*Porcentaje de hematocrito en camélidos procedentes de Salinas*

Rango de porcentaje de hematocrito	N	%
Menor a 34.83%	30	60
34.83% a 38.44%	8	16
Mayor a 38.44%	12	24
Total	50	100

%; porcentaje; n: número de animales

En la Tabla 25 se observa el porcentaje de hematocrito por sexo realizado en camélidos, siendo en hembras el 68% (13/19) y machos el 56.67% (17/31) de animales que presentan valores de hematocrito inferiores a 34.83%, mientras que el 30.43% (10/31) de machos presentan valores de hematocrito superiores a 38.44%.

Tabla 25*Porcentaje de hematocrito en camélidos por sexo procedentes de Salinas*

Sexo	Rango de % de hematocrito	n	%
Hembra	Menor a 34.83%	13	68.42
	34.83% a 38.44%	4	21.05
	Mayor a 38.44%	2	10.53
Total		19	100
Macho	Menor a 34.83%	17	56.67
	34.83% a 38.44%	4	12.90
	Mayor a 38.44%	10	30.43
Total		31	100

%; porcentaje; n: número de animales

En la Tabla 26 se observa el resultado del hematocrito realizado en asnos, equinos y mulas, estos presentan valores de 38.52%, 36.60% y 40.42% respectivamente.

Tabla 26*Hematocrito de équidos procedentes de Salinas*

Variable	Especie	n	Media \pm D.E.	Mín.	Máx.
Hematocrito (%)	Asnos	17	38.52 \pm 4.46	30.00	48.00
	Equinos	10	36.60 \pm 3.44	32.00	42.00
	Mulas	9	40.42 \pm 4.66	32.00	47.90

%; porcentaje; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

En cuanto a los équidos muestreados en Salinas, el 86.11% (31/36) de animales presentan valores de hematocrito que se encuentran dentro del rango de 32.2 – 52.16% considerado normal para las especies en estudio (Ver Tabla 27).

Tabla 27

Porcentaje de hematocrito en équidos procedentes de Salinas.

Rango de porcentaje de hematocrito	n	%
Menor a 32.2%	5	13.89
32.2% a 52.16%	31	86.11
Mayor a 52.16%	0	0
Total	36	100

%; porcentaje; n: número de animales

En la Tabla 28 se observa la presencia de un reducido número de animales entre hembras y machos con el 12.5% (3/24) y 16.67 (2/12) respectivamente, que presentan valores de hematocrito inferiores a 32.2%.

Tabla 28

Porcentaje de hematocrito en équidos por sexo procedentes de Salinas

Sexo	Rango de % de hematocrito	n	%
Hembra	Menor a 32.2%	3	12.5
	32.2% a 52.16%	21	87.5
	Mayor a 52.16%	0	0
Total		24	100
Macho	Menor a 32.2%	2	16.67
	32.2% a 52.16%	10	83.33
	Mayor a 52.16%	0	0
Total		12	100

%; porcentaje; n: número de animales

4.1.4.6.2 Leucograma

En la Tabla 29 se observa el resultado del leucograma realizado a los camélidos muestreados en salinas, los valores fueron: neutrófilos 58.75%, eosinófilos 2.56%, basófilos 3.32%, monocitos 9.10% y linfocitos 24.84%.

Tabla 29*Leucograma de camélidos procedentes de Salinas.*

Leucocitos	N	Media ± D.E.	Min.	Max.
Neutrófilos (%)	50	58.75 ± 12.44	30	79
Eosinófilos (%)	50	2.56 ± 2.21	0	7
Basófilos (%)	50	3.32 ± 2.26	0	7
Monocitos (%)	50	9.10 ± 5.35	0	21
Linfocitos (%)	50	24.84 ± 8.99	11	45

%; porcentaje; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

Los valores obtenidos como resultado del leucograma realizado a équidos fueron los siguientes: asnos: neutrófilos 45.12%, eosinófilos 4.94%, basófilos 4.07%, monocitos 6.59% y linfocitos 37.94%; equinos: neutrófilos 52.80%, eosinófilos 3.80%, basófilos 3.00%, monocitos 8.80% y linfocitos 28.00%; mulas: neutrófilos 54.67%, eosinófilos 2.33%, basófilos 3.00%, monocitos 10.22% y linfocitos 25.11% (Ver Tabla 30).

Tabla 30*Leucograma de équidos procedentes de Salinas*

Équido	Leucocitos	n	Media ± D.E	Min.	Max.
Asnos	Neutrófilos	17	45.12 ± 16.61	26	75
	Eosinófilos	17	4.94 ± 3.94	1	14
	Basófilos	17	4.07 ± 1.49	2	7
	Monocitos	17	6.59 ± 5.65	0	16
	Linfocitos	17	37.94 ± 17.58	6	67
Equinos	Neutrófilos	10	52.80 ± 13.11	33	72
	Eosinófilos	10	3.80 ± 2.97	1	9
	Basófilos	10	3.00 ± 1.91	1	6
	Monocitos	10	8.80 ± 5.07	2	19
	Linfocitos	10	28.00 ± 14.34	12	53
Mulas	Neutrófilos	9	54.67 ± 13.62	32	72
	Eosinófilos	9	2.33 ± 1.94	1	7
	Basófilos	9	3.00 ± 2.28	1	7
	Monocitos	9	10.22 ± 7.01	2	22
	Linfocitos	9	25.11 ± 12.05	9	46

%; porcentaje; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

4.1.4.7 Parámetros bioquímicos sanguíneos

En la Tabla 31 se observa el resultado del análisis bioquímico sanguíneo de los camélidos en estudio, los valores para cada variable fueron: proteína total 6.70 g/dl, colesterol 34.57 mg/dl, bilirrubina total 0.13 mg/dl, bilirrubina directa 0.21 mg/dl, ALT 4.53 U/l, AST 85.30 U/l, urea 23.93 mg/dl, creatinina 1.80 mg/dl y glucosa 79.57 mg/dl.

Tabla 31

Perfil bioquímico sanguíneo de camélidos procedentes Salinas

Variable	n	Media ± D.E.	Min.	Max.
Proteína total (g/dl)	50	6.70 ± 0.64	5.40	8.20
Colesterol (mg/dl)	50	34.57 ± 11.90	10.08	57.96
Bilirrubina total (mg/dl)	50	0.13 ± 0.10	0.01	0.44
Bilirrubina directa (mg/dl)	50	0.21 ± 0.16	0.01	0.37
ALT (U/l)	50	4.53 ± 1.82	1.43	10.60
AST (U/l)	50	85.30 ± 20.67	43.93	128.58
Urea (mg/dl)	50	25.19 ± 13.02	12.06	62.05
Creatinina (mg/dl)	50	1.84 ± 0.46	1.06	2.89
Glucosa (mg/dl)	50	79.57 ± 14.51	47.38	113.73

g/dl: gramo/decilitro; mg/dl: miligramo/decilitro; U/l: unidades internacionales/litro; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

En cuanto a los équidos [asnos (A), equinos (E) y mulas (M)] muestreados en Salinas, estos presentan valores para proteína total: 7.69 g/dl (A), 7.47 g/dl (E), 7.36 g/dl (M); colesterol: 81.78 mg/dl (A), 88.14 mg/dl (E), 87.34 mg/dl (M); bilirrubina total: 0.14 mg/dl (A), 0.61mg/dl(E), 0.12 mg/dl (M); bilirrubina directa: 0.14 mg/dl (A), 0.14 mg/dl (E), 0.19 mg/dl; ALT: 8.23 U/l (A), 7.96 U/l (E), 7.34 U/l; AST: 103.89 U/l (A), 91.64 U/l (E), 98.54U/l; urea: 15.45 mg/dl (A), 25.51 mg/dl (E), 18.65 mg/dl (M); creatinina: 1.19 mg/dl ((A), 0.91 mg/dl (E), 1.36 mg/dl (M) y glucosa de 60.77 mg/dl (A), 64.62 mg/dl (E), 58.62 mg/dl (M), respectivamente para cada especie (Ver Tabla 32).

Tabla 32

Perfil bioquímico sanguíneo de équidos procedentes de Salinas de Guaranda

Variable	Especie	n	Media ± D.E.	Min.	Max.
Proteína total (g/dl)	Asnos	17	7.69 ± 0.48	7.00	8.80
	Equinos	10	7.47 ± 0.59	6.10	8.30
	Mulas	9	7.36 ± 0.45	6.50	8.00
Colesterol (mg/dl)	Asnos	17	81.78 ± 14.23	67.69	105.93
	Equinos	10	88.14 ± 9.30	74.59	99.96
	Mulas	9	87.34 ± 17.16	65.05	110.88
Bilirrubina total (mg/dl)	Asnos	17	0.14 ± 0.09	0.02	0.29
	Equinos	10	0.61 ± 0.36	0.22	1.20
	Mulas	9	0.12 ± 0.07	0.05	0.21
Bilirrubina directa (mg/dl)	Asnos	17	0.14 ± 0.10	0.01	0.35
	Equinos	10	0.14 ± 0.10	0.07	0.33
	Mulas	9	0.19 ± 0.16	0.01	0.44
ALT (U/l)	Asnos	17	8.23 ± 3.69	3.81	14.76
	Equinos	10	7.96 ± 2.19	4.76	11.42
	Mulas	9	7.34 ± 1.78	4.75	9.52
AST (U/l)	Asnos	17	103.89 ± 23.38	63.21	133.98
	Equinos	10	91.64 ± 26.53	55.69	121.07
	Mulas	9	98.54 ± 15.87	78.54	122.33
Urea (mg/dl)	Asnos	17	15.45 ± 3.98	6.33	21.35
	Equinos	10	25.51 ± 8.36	17.18	38.37
	Mulas	9	18.65 ± 7.13	6.40	30.57
Creatinina (mg/dl)	Asnos	17	1.19 ± 0.33	0.40	1.71
	Equinos	10	0.91 ± 0.28	0.29	1.14
	Mulas	9	1.36 ± 0.49	0.40	2.00
Glucosa (mg/dl)	Asnos	17	60.77 ± 12.32	40.00	88.27
	Equinos	10	64.62 ± 16.92	35.85	83.47
	Mulas	9	58.62 ± 5.83	47.84	66.12

g/dl: gramo/decilitro; mg/dl: miligramo/decilitro; U/l: unidades internacionales/litro; n: número de animales; Mín.: valor mínimo; Máx.: valor máximo; D.E: desviación estándar.

Los diferentes parámetros hematológicos como: hematocrito, neutrófilos, eosinófilos, basófilos, monocitos y linfocitos, así como parámetros sanguíneos evaluados, entre ellos: proteínas totales, bilirrubina total, bilirrubina directa, triglicéridos, creatinina glucosa, enzimas como: Alanina Aminotransferasa y Aspartato Aminotransferasa, no presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$), en cuanto al factor sexo, sin embargo en el caso de camélidos, el colesterol sí presentó diferencias significativas ($p < 0.05$), debidas al factor sexo. Los animales que presentaron un valor superior fueron hembras 39.57mg/dl, e inferior para los machos 31.83mg/dl, en el caso de equinos la urea presento diferencias altamente significativas ($p < 0.01$), siendo en hembras 37.48mg/dl y en machos 20.73mg/dl (Ver Tabla 33).

Tabla 33

Perfil hematológico y bioquímico sanguíneo de camélidos y équidos procedentes de Salinas, debidas al factor sexo.

Hematología	Camélidos		Asnos		Equinos		Mula		E.E	Prob.
	Hembra	Macho	Hembra	Macho	Hembra	Macho	Hembra	Macho		
Hematocrito (%)	33.39a	35.37a	39.25a	37.74a	33.47a	37.4a	40.05a	38a	1.67	0.46
Neutrófilos (%)	61.83a	56.9a	48.07a	31.33a	54.33a	52.14a	50.43a	69.5a	5.52	0.33
Eosinófilos (%)	1.95a	2.94a	4.86a	5.33a	2.00a	4.57a	2.43a	2.00a	1.04	0.59
Basófilos (%)	3.47a	3.31a	4.93a	7.67a	2.67 ^a	8.29a	9.29a	2.00a	2.25	0.39
Monocitos (%)	9.47a	9.3 ^a	6.71a	6.00a	11.67a	7.57a	10.29a	10.00a	2.49	0.68
Linfocitos (%)	24a	25.32a	35.43a	49.67a	29.33a	27.43a	27.57a	16.5a	5.70	0.52
Bioquímica sanguínea										
Proteína total (g/dl)	6.67a	6.73a	7.79a	7.27a	7.43 ^a	7.49a	7.36a	7.35a	0.22	0.73
Colesterol (mg/dl)	39.57a	31.83*	83.08a	76.16a	93.91a	87.32a	85.32a	101.53a	6.83	0.00
Bilirrubina total (mg/dl)	0.14a	0.12a	0.15a	0.09a	0.38 ^a	0.73a	0.1a	0.16a	0.07	0.46
Bilirrubina directa (mg/dl)	0.22a	0.2a	0.13a	0.15a	0.12 ^a	0.15a	0.18a	0.23a	0.06	0.95
ALT (U/l)	4.13a	4.77a	9.00a	5.39a	7.62 ^a	8.09a	6.98a	9.52a	1.35	0.46
AST (U/l)	89.1a	83.01a	105.53a	93.22a	92.58a	91.27a	102.59a	90.44a	10.66	0.67
Urea (mg/dl)	22.28a	25.04a	15.77a	14.36a	37.48a	20.73b	20.4a	6.4a	2.26	0.00
Creatinina (mg/dl)	1.77a	1.82a	1.22a	1.07a	0.89 ^a	0.91a	1.28a	1.6a	0.17	0.64
Glucosa (mg/dl)	79.85a	79.4a	59.75a	66.95a	59.66a	66.28a	59.52a	52.32a	5.82	0.70

%; porcentaje; g/dl: gramo/decilitro; mg/dl: miligramo/decilitro; U/l: unidades internacionales/litro; 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 con la prueba de Tukey (P > 0.05).

4.1.4.8 Enfermedades en camélidos y mulares

4.1.4.8.1 Prevalencia de brucelosis en camélidos y mulares

La prueba de brucelosis, se realizó en sueros procedentes de camélidos (n= 50) y équidos (n= 36) mediante el ensayo de aglutinación empleando el reactivo rosa de bengala (RB), obteniendo un 100% (86/86) de casos negativos para las especies analizadas en este estudio (Ver Tabla 34).

Tabla 34

Prevalencia de brucelosis en camélidos y équidos, mediante prueba rosa de bengala

Variable	Resultado		Total		
	Positivos	%	Negativos	%	
Camélidos	0	0	50	100	50
Équidos	0	0	36	100	36

%; porcentaje

4.1.4.8.2 Enfermedades parasitarias en camélidos y mulares

4.1.4.8.2.1 Ectoparásitos en camélidos y mulares

El examen visual realizado a los animales (n= 86) muestreados no reveló la presencia de piojos y garrapatas, causantes de pediculosis y garrapatoxis, de igual manera no se evidenció presencia de sarna.

4.1.4.8.2.2 Endoparásitos en camélidos y mulares

Las 86 muestras fecales obtenidos entre camélidos (50/86) y mulares (36/86), fueron analizados por el método de sedimentación, donde el 73 (84.88%) presentaron infestación con al menos un tipo de endoparásito (Ver Tabla 35).

Tabla 35

Análisis coprológico de camélidos y mulares procedentes de Salinas

Resultado	n	%
Negativo	13	15.12
Positivo	73	84.88
Total	86	100

n: número de animales; %: porcentaje

En el análisis coprológico se evidenció 4 clases de endoparásitos nemátodos 76.74% (66/86), tremátodos 36.05% (31/86), céstodos 31.40% (27/86) y protozoarios 52.33% (45/86) (Ver Tabla 36).

Tabla 36
Prevalencia por clase de endoparásitos en camélidos y mulares

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Nemátodo	66	76.74	20	33.26	86
Tremátodo	31	36.05	55	63.95	86
Céstodo	27	31.40	59	68.60	86
Protozoario	45	52.33	41	47.67	86

%; porcentaje


4.1.4.8.2.3 Prevalencia de endoparásitos por especie

4.1.4.8.2.3.1 Prevalencia de endoparásitos en camélidos

En camélidos se evidenció mayor prevalencia de *Ascaris* sp. 46.0% (23/50), seguido de *Toxocara* sp. con el 34.0% (17/50), *Trichuris* sp. 28.8% (14/50), *Strongyloides* sp. 20.0%, (10/50), *Capillaria* sp. 16.0% (8/50), *Haemonchus* sp. y *Trichostrongylus* sp. 12.0% (6/50), *Chabertia* sp. 8.0% (4/50), *Cooperia* sp. y *Nematodirus* sp. 6.0% (3/50), *Dictyocaulus* sp. y *Trichonema* sp. 4.0% (2/50) respectivamente (Ver Tabla 37).

Tabla 37
Distribución de nemátodos en camélidos

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Nemátodo					
<i>Ascaris</i> sp.	23	46.0	27	54.0	50
<i>Capillaria</i> sp.	8	16.0	42	84.0	50
<i>Chabertia</i> sp.	4	8.0	46	92.0	50
<i>Cooperia</i> sp.	3	6.0	47	94.0	50
<i>Dictyocaulus</i> sp.	2	4.0	48	96.0	50
<i>Haemonchus</i> sp.	6	12.0	44	88.0	50
<i>Nematodirus</i> sp.	3	6.0	47	94.0	50
<i>Ostertagia</i> sp.	5	10.0	45	90.0	50

CONTINÚA 

<i>Strongyloides</i> sp.	10	20.0	40	80.0	50
<i>Toxocara</i> sp.	17	34.0	33	66.0	50
<i>Trichonema</i> sp.	2	4.0	48	96.0	50
<i>Trichostrongylus</i> sp.	6	12.0	44	88.0	50
<i>Trichuris</i> sp.	14	28.0	36	72.0	50

=: porcentaje

Para trematodos, se observó mayor prevalencia de *Dicrocoelium* sp. con el 26.0% (13/50), *Fasciola* hepática 12.0% (6/50) y *Paramphistomum* sp. 4.0% (2/50) (Ver Tabla 38).

Tabla 38

Distribución de tremátodos en camélidos

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Tremátodo					
<i>Dicrocoelium</i> sp.	13	26.0	37	74.0	50
<i>Fasciola</i> hepática	6	12.0	44	88.0	50
<i>Paramphistomum</i> sp.	2	4.0	48	96.0	50

=: porcentaje

En cuanto a la presencia de céstodos para esta especie fue únicamente *Moniezia* sp. con el 38.0% (19/50) (Ver Tabla 39).

Tabla 39

Distribución de céstodos en camélidos

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Céstodo					
<i>Moniezia</i> sp.	19	38.0	31	62.0	50

=: porcentaje

Dos géneros de protozoarios fueron claramente identificados en muestras fecales de camélidos; *Coccidia* con el 60.0% (30/50) e *Isospora* 2.0% (1/50). (Ver Tabla 40).

Tabla 40

Distribución de protozoarios en camélidos

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Protozoarios					
<i>Coccidias</i>	30	60.0	20	40.0	50
<i>Isospora</i>	1	2.0	49	98.0	50

=: porcentaje

4.1.4.8.2.3.2 Prevalencia de endoparásitos en asnos

La mayor prevalencia de nemátodos en asnos fue *Ascaris* sp. y *Strongyloides* sp. con el 37.5% (6/16), seguido de *Oxyuris* sp., *Trichonema* sp. y *Trichostrongylus* sp. con el 18.75% (3/16), *Dictyocaulus* sp., *Trichuris* sp. con el 12.5% (2/16), finalmente *Habronema* sp. y *Ostertagia* sp. presentaron menor prevalencia 6.25% (1/16) (Ver Tabla 41).

Tabla 41

Distribución de nemátodos en asnos

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Nemátodos					
<i>Ascaris</i> sp.	6	37.5	10	62.5	16
<i>Dictyocaulus</i> sp.	2	12.5	14	87.5	16
<i>Habronema</i> sp.	1	6.25	15	93.75	16
<i>Ostertagia</i> sp.	1	6.25	15	93.75	16
<i>Oxyuris</i> sp.	3	18.75	13	81.25	16
<i>Strongyloides</i> sp.	6	37.5	10	62.5	16
<i>Trichonema</i> sp.	3	18.75	13	81.25	16
<i>Trichostrongylus</i> sp.	3	18.75	13	81.25	16
<i>Trichuris</i> sp.	2	12.5	14	87.5	16

#: porcentaje

En cuanto a tremátodos, *Fasciola hepática* con el 25.0% (4/16) presentó mayor prevalencia, seguido de *Dicrocoelium* sp. con el 6.25% (4/16) (Ver Tabla 42).

Tabla 42

Distribución de tremátodos en asnos

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Tremátodos					
<i>Dicrocoelium</i> sp.	1	6.25	15	93.75	16
<i>Fasciola hepática</i>	4	25.0	12	75.0	16

#: porcentaje

En el análisis coprológico de muestras fecales de asno se evidenció dos géneros de céstodos *Anoplocephala* sp. y *Moniezia* con el 12.5% (2/16) y 6.25% (1/16) respectivamente (Ver Tabla 43).

Tabla 43*Distribución de céstodos en asnos*

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
<i>Anoplocephala</i> sp.	2	12.5	14	87.5	16
<i>Moniezia</i>	1	6.25	15	93.75	16

%: porcentaje

Coccidias presentó mayor prevalencia con el 43.75% (7/16) e *Isospora* con el 18.75% (3/16) en muestras fecales de asnos (Ver Tabla 44).

Tabla 44*Distribución de protozoarios en asnos*

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
<i>Coccidias</i>	7	43.75	9	56.25	16
<i>Isospora</i>	3	18.75	13	81.25	16

%: porcentaje

4.1.4.8.2.3.3 Prevalencia de endoparásitos en equinos

La presencia de nematodos en equinos fue *Ascaris* sp., *Oxyuris* sp. y *Trichostrongylus* sp. presentando mayor prevalencia con el 63.64% (7/11), seguido de *Strongyloides* sp., *Habronema* sp. y *Toxocara* sp. con el 36.37 (4/11), 18.18 (2/11) y 9.09 (1/11) respectivamente (Ver Tabla 45).

Tabla 45*Distribución de nemátodos en equinos*

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
<i>Ascaris</i> sp.	7	63.64	4	36.36	11
<i>Habronema</i> sp.	2	18.18	9	81.82	11
<i>Oxyuris</i> sp.	7	63.64	4	36.36	11
<i>Strongyloides</i> sp.	4	36.37	7	63.64	11
<i>Toxocara</i> sp.	1	9.09	10	90.91	11
<i>Trichostrongylus</i> sp.	7	63.64	4	36.36	11

%: porcentaje

Dicrocoelium sp. con el 36.36% (4/11) y *Fasciola hepática* con el 18.18% (2/11) fueron los únicos géneros de tremátodos evidenciados en el análisis coprológico en muestras fecales de equinos (Ver Tabla 46).

Tabla 46

Distribución de tremátodos en equinos

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Tremátodos					
<i>Dicrocoelium</i> sp.	4	36.36	7	63.64	11
<i>Fasciola hepática</i>	2	18.18	9	81.82	11

%; porcentaje

La prevalencia de céstodos se caracteriza por la presencia de *Anoplocephala* sp. y *Moniezia* sp. con el 27.27% (3/11) y 9.09% (1/11) (Ver Tabla 47).

Tabla 47

Distribución de céstodos en equinos

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Céstodos					
<i>Anoplocephala</i> sp.	3	27.27	8	72.73	11
<i>Moniezia</i> sp.	1	9.09	10	90.91	11

%; porcentaje

El único genero de protozoario hallado en equinos fue *Coccidias* con el 36.36% (4/11) (Ver Tabla 48).

Tabla 48

Distribución de protozoarios en equinos

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Protozoarios					
<i>Coccidias</i>	4	36.36	7	63.64	11

%= porcentaje

4.1.4.8.2.3.4 Prevalencia de endoparásitos en mulas

La mayor prevalencia de nemátodos en mulas fue *Oxyuris* sp. y *Strongyloides* sp. con el 33.33% (3/9), seguido de un 11.11% (1/9) para *Ascaris* sp., *Cooperia* sp., *Dictyocaulus* sp., *Habronema* sp., *Trichonema* sp., *Trichostrongylus* sp. y *Trichuris* sp. (Ver Tabla 49).

Tabla 49
Distribución de nemátodos en mulas

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Nemátodos					
<i>Ascaris</i> sp.	1	11.11	8	88.89	9
<i>Cooperia</i> sp.	1	11.11	8	88.89	9
<i>Dictyocaulus</i> sp.	1	11.11	8	88.89	9
<i>Habronema</i> sp.	1	11.11	8	88.89	9
<i>Oxyuris</i> sp.	3	33.33	6	66.67	9
<i>Strongyloides</i> sp.	3	33.33	6	66.67	9
<i>Trichonema</i> sp.	1	11.11	8	88.89	9
<i>Trichostrongylus</i> sp.	1	11.11	8	88.89	9
<i>Trichuris</i> sp.	1	11.11	8	88.89	9

%; porcentaje

El único tremátodo encontrado para esta especie animal fue *Dicrocoelium* sp. con el 22.22% (2/9) (Ver Tabla 50).

Tabla 50
Distribución de tremátodos en mulas

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
Tremátodos					
<i>Dicrocoelium</i> sp.	2	22.22	7	77.78	9

%; porcentaje

En este estudio, *Anoplocephala* sp. con el 22.22% (2/9) es común para equinos, asnos y mulas (Ver Tabla 51).

Tabla 51*Distribución de céstodos en mulas*

Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
<i>Anoplocephala</i> sp.	2	22.22	7	77.78	9

%= porcentaje

Coccidias presentó el mayor porcentaje de prevalencia con el 44.44% (4/9), seguido de *Isospora* con el 11.11% (1/9) (Ver Tabla 52).

Tabla 52*Distribución de protozoarios en mulas*


Clase	Resultado				Total
	Positivo	%	Negativo	%	
<i>Coccidias</i>	4	44.44	5	55.56	9
<i>Isospora</i>	1	11.11	8	88.89	9

%: porcentaje

En el presente estudio se observó en camélidos, equinos, asnos y mulas la presencia de endoparásitos en común como: *Ascaris* sp., *Strongyloides* sp., *Trichostrongylus* sp. y *Dicrocoelium* sp. en nemátodos, en cuanto a tremátodos lo fué *Dicrocoelium* sp. y para protozoarios *Coccidias* (Ver Tabla 53).

Tabla 53*Distribución de endoparásitos entre Camélidos y Équidos*

Especie	Camélidos		Équidos		
			Equino	Asno	Mula
<i>Ascaris</i> sp.	+		+	+	+
<i>Capillaria</i> sp.	+				
<i>Chabertia</i> sp.	+				
<i>Cooperia</i> sp.	+				+
<i>Dictyocaulus</i> sp.	+			+	+
<i>Habronema</i> sp.			+	+	+
<i>Haemonchus</i> sp.	+				
<i>Nematodirus</i> sp.	+				
<i>Ostertagia</i> sp.	+			+	
<i>Oxyuris</i> sp.			+	+	+
<i>Strongyloides</i> sp.	+		+	+	+
<i>Toxocara</i> sp.	+		+		
<i>Trichonema</i> sp.	+			+	+
<i>Trichostrongylus</i> sp.	+		+	+	+

CONTINÚA 

	<i>Trichuris</i> sp.	+		+	+
Tremátodos	<i>Dicrocoelium</i> sp.	+	+	+	+
	<i>Fasciola hepática</i>	+	+	+	
	<i>Paramphistomum</i> sp.	+			
Céstodos	<i>Anoplocephala</i> sp.		+	+	+
	<i>Moniezia</i> sp.	+	+	+	
Protozoarios	<i>Coccidias</i>	+	+	+	+
	<i>Isospora</i>	+		+	+
	<i>Sarcocystis</i> sp.	+			

4.1.4.8.3 Prevalencia de endoparásitos por sexo

El porcentaje de animales positivos a la presencia de endoparásitos fueron macho con una prevalencia de 57.6% (38/66), 51.6% (16/31), 55.6 (15/27) y 53.3% (24/45) para nemátodos, tremátodos, céstodos y protozoarios respectivamente (Ver Tabla 54).

Tabla 54

Prevalencia de endoparásitos por sexo

Sexo	Nemátodo				Tremátodo				Céstodo				Protozoario			
	(+)	%	(-)	%	(+)	%	(-)	%	(+)	%	(-)	%	(+)	%	(-)	%
Macho	38	57.6	5	25.0	16	51.6	27	49.1	15	55.6	28	47.5	24	53.3	19	46.3
Hembra	28	42.4	15	75.0	15	48.4	28	50.9	12	44.4	31	52.5	21	46.7	22	53.7
Total	66	100	20	100	31	100	55	100	27	100	59	100	45	100	41	100

(+): positivo, (-): negativo, %: porcentaje

4.1.4.8.4 Prevalencia de endoparásitos por edad

Los análisis coprológicos realizados a camélidos y mulares, se demostró mayor presencia de nemátodos y tremátodos en animales de 25 a 52 meses de edad con 36.4% (24/66) y 45.2% (14/31) respectivamente, en cuanto a céstodos y protozoarios animales con edades entre 53 - 96 meses presentaron el 44.4% (12/27) y 33.3 (15/45) (Ver Tabla 55).

Tabla 55
Prevalencia de endoparásitos por la edad

Edad (meses)	Nemátodo				Tremátodo				Céstodo				Protozoario			
	(+)	%	(-)	%	(+)	%	(-)	%	(+)	%	(-)	%	(+)	%	(-)	%
ND	9	13.6	4	20.0	3	9.8	10	18.2	2	7.41	11	21.31	6	13.3	7	17.1
0-24	5	7.6	0	0.0	3	9.8	2	3.6	3	11.1	2	3.28	4	8.89	1	2.44
25-52	24	36.4	6	30.0	14	45.2	16	29.1	9	33.3	21	34.43	15	33.3	15	36.6
53-96	24	36.4	6	30.0	7	22.6	23	41.8	12	44.4	18	29.51	15	33.3	15	36.6
>96	4	6.1	4	20.0	4	12.9	4	7.3	1	3.7	7	11.48	5	11.1	3	7.32
Total	66	100	20	100	31	100	55	100	27	100	59	100	45	100	41	100

ND: no definido; (+): positivo; (-): negativo; %: porcentaje; (>): mayor

4.1.5 Tracción animal

4.1.5.1 Tipo de carga

En la Tabla 56 se detalla los productos que transportan diariamente los animales, siendo el principal, leche con 72.09% (62/86), por ser considerado el producto de mayor redito económico.

Tabla 56
Tipo de producto

Tipo de carga	%
Agua	8.14
Leche	72.09
Madera	10.47
Otros	9.3

%; porcentaje

4.1.5.2 Material del bidón

La leche es transportada en bidones de metal o plástico, una vez llenos son colocados en el lomo del animal sobre la montura (angarilla). El número de bidones corresponde a la cantidad de leche producida en el ordeño que puede ser de 1 a 4 dependiendo su capacidad.

En el Centro de acopio PRODUCCOOP se registró en total 128 bidones de los cuales el 77.34% (99/128) fueron de plástico, esto puede obedecer a que son económicos, livianos y de fácil manipulación en comparación con los bidones de metal que son pesados y más costosos. (Ver Tabla 57).

Tabla 57

Material de bidones

Material bidón	N	%
Metal	29	22.66
Plástico	99	77.34
Total	128	100

n: número de bidones; %: porcentaje

4.1.5.3 Total peso de carga

En cuanto al peso de carga total, se consideró el peso de todo lo que el animal transportaba, en el caso de camélidos se obtuvo una media de 18.93 kg, con una desviación estándar de ± 16.82 kg; con un mínimo de 1.20 kg y un máximo de 62.24 kg. Este valor máximo puede ser debido a que el propietario del animal lo emplea para el transporte de productos de otras personas que no cuentan con animales de carga. En el caso de équidos el peso promedio de carga fue 16.50 kg, con una desviación estándar de ± 16.11 kg; con un mínimo de 2 kg y un máximo de 72 kg. (Ver Tabla 58).

Tabla 58

Peso de carga por especie

Variable	Camélidos			Équidos		
	Media \pm D.E	Min.	Máx.	Media \pm D.E	Min.	Máx.
Carga (kg)	18.93 \pm 16.82	1.20	62.24	16.50 \pm 16.11	2.00	72.00

D.E.: Desviación estándar; Min: valor mínimo; Max: valor máximo; Kg: kilogramo.

4.1.5.4 Parámetros fisiológicos, enzimáticos y trayectoria de animales de tracción

Los animales empleados para determinar las variables fisiológicas y bioquímicas, antes y después del trabajo se detalla en la Tabla 59.

Tabla 59

Codificación de animales muestreados por propietario

Código	Animal	Propietario
P1	Ll	Jorge Pungaña
P2	B	Saúl Chamorro
P3	B	Napoleón Vascones
P4	Ll	Elvia Pungaña
P5	Ll	Fernanda Pungaña
P6	B	Clelia Masabanda
P7	Ll	Orlin Salazar
P8	B	Zenaida Pungaña
P9	B	Hernán Rea
P10	B	Fabiola Cadena
P11	Ll	María Dolores Pungaña
P12	B	Álvaro Senseng
P13	B	Elsa Pungaña
P14	B	Milton Pungaña
P15	B	Edison Manzano
P16	B	Gerardo Pungaña
P17	Ll	Arturo Espinoza
P18	Ll	Gina Espinoza

P: código del animal; Ll: Camélido (llama); B: burro

4.1.5.5 Georreferenciación de trayectoria de los animales en estudio

En la Figura 3 se observa la ruta de cada animal, la cual debe recorrer diariamente para llevar la producción diaria de leche a la quesera PROODUCOOP, debido a que este producto es la principal fuente económica de los habitantes de Salinas de Guaranda.

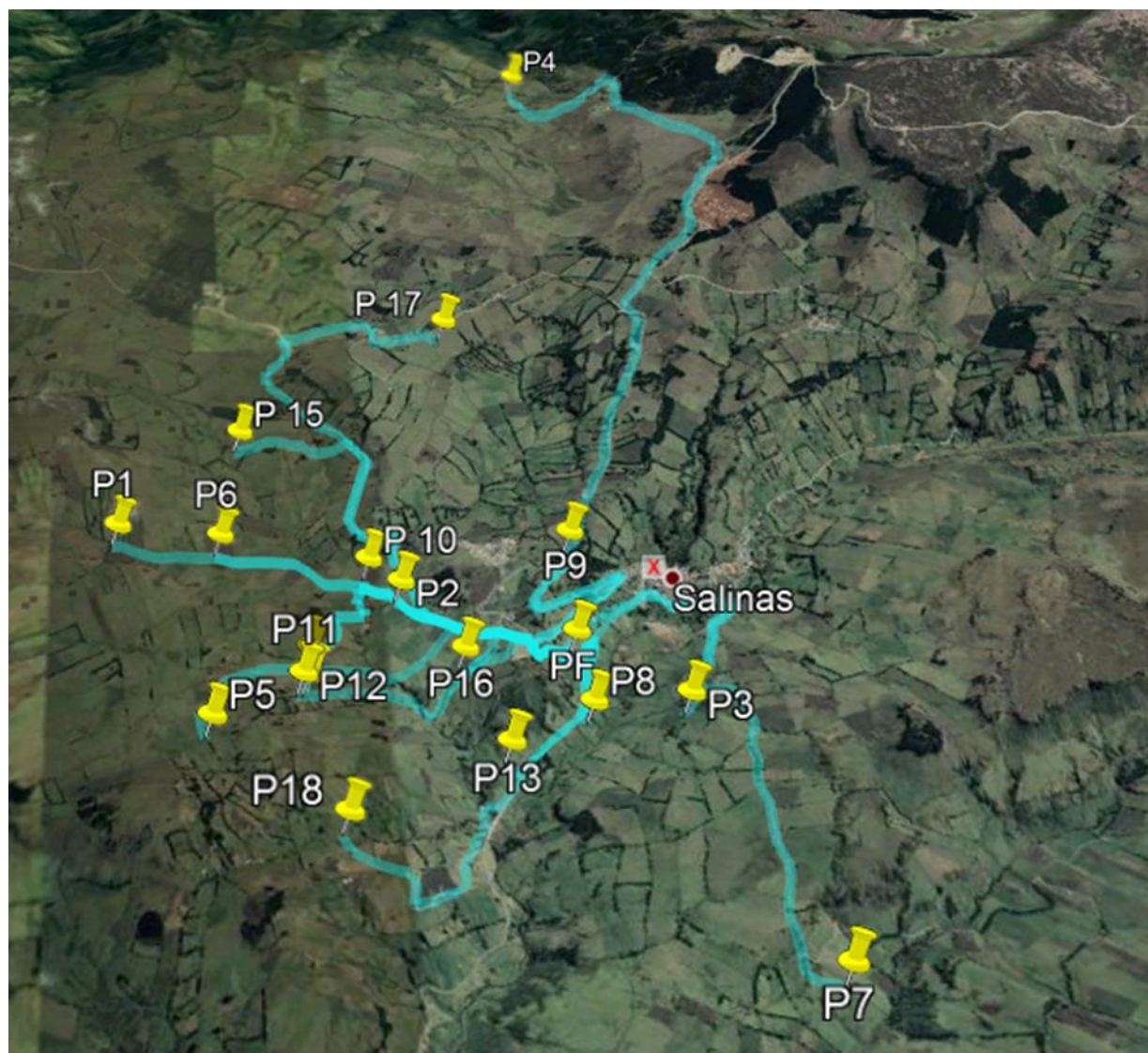


Figura 3 Georeferenciación de las rutas de los animales en estudio
Fuente: Los autores

4.1.5.6 Determinación de variables del trabajo realizado por animal

En la Tabla 60 se detalla la distancia, tiempo y velocidad de trabajo de cada animal desde el lugar de partida hasta llegar al destino final, la quesera PROODUCORP.

Tabla 60*Estimación de recorrido, tiempo y velocidad de trabajo por animal*

Código	Animal	Distancia total (Km)	Tiempo de trabajo(min)	Tiempo de trabajo(hora)	Velocidad animal(Km/h)
P1	Ll	2.62	36	0.60	4.36
P2	B	1.04	16	0.27	3.91
P3	B	2.03	31	0.52	3.92
P4	Ll	1.39	19	0.32	4.39
P5	Ll	2.93	53	0.88	3.31
P6	B	2.03	35	0.58	3.47
P7	Ll	3.86	45	0.75	5.15
P8	B	0.87	15	0.25	3.48
P9	B	1.92	20	0.33	5.77
P10	B	1.24	18	0.30	4.14
P11	Ll	1.71	25	0.42	4.11
P12	B	2.33	37	0.62	3.78
P13	B	1.40	23	0.38	3.65
P14	B	1.57	3.	0.50	3.14
P15	B	3.01	43	0.72	4.20
P16	B	0.78	11	0.18	4.25
P17	Ll	4.52	70	1.17	3.87
P18	Ll	2.88	30	0.50	5.76

Ll: Camélido (llama); B: burro

4.1.5.7 Parámetros fisiológicos

En el caso de asnos y camélidos empleados para transporte, estos presentaron mayor valor promedio de FC, FR y temperatura luego de realizar el trabajo. En el caso del hematocrito se observó una disminución no significativa en camélidos de 33.50 a 32.29%. (Ver Tabla 61).

Tabla 61*Parámetros fisiológicos en animales de tracción*

Variable	Camélidos		Asnos	
	Pre ejercicio Media ± D.E	Post ejercicio Media ± D.E	Pre ejercicio Media ± D.E	Post ejercicio Media ± D.E
Hto (%)	33.50 ± 3.45	32.29 ± 3.41	37.05 ± 11.11	37.09 ± 9.61
Pt	6.44 ± 0.94	6.33 ± 0.96	7.17 ± 0.53	7.22 ± 0.52
FC (lat/min)	51.67 ± 6.65	64.20 ± 12.48	42.91 ± 8.32	70.44 ± 16.19
FR (resp/min)	21.71 ± 4.50	26.20 ± 3.56	20.64 ± 10.40	28.89 ± 11.04
Temperatura (°C)	37.22 ± 1.03	37.83 ± 0.49	37.76 ± 0.18	38.81 ± 0.22

Hto: hematocrito; %: porcentaje; lat/min: latido/minute; resp/min: respiraciones/minuto; D.E.: desviación estándar

4.1.5.8 Enzimas musculares en animales de tracción

En la Tabla 62 se detalla el perfil enzimático de camélidos y asnos, encontrando diferencia significativa ($p < 0.05$) para la enzima creatinina quinasa (CK) antes y después de realizar esfuerzo físico, sin embargo en el caso de lactato deshidrogenasa (LDH) no hubo diferencia significativa ($p > 0.05$) en las dos especies estudiadas.

Tabla 62

Perfil enzimático en animales de tracción

Variable	Camélidos		Asnos	
	Pre ejercicio	Post ejercicio	Pre ejercicio	Post ejercicio
	Media	Media	Media	Media
CK (U/l)	69.83 ^b	213.59 ^a	86.14 ^b	150.82 ^a
LDH (U/l)	285.53 ^a	338.58 ^a	252.71 ^a	263.88 ^a

U/l: unidad/litro; Prob. >0.05 : no existen diferencias estadísticas; Prob. <0.05 : existen diferencias estadísticas; Medias con letras iguales en una misma fila no difieren estadísticamente de acuerdo con la prueba de Tukey ($P > 0.05$).

4.1.6 Guía de información

Con los resultados obtenidos en los animales muestreados se pudo evidenciar que los animales presentaron problemas de salud, por lo cual se elaboró una guía técnico didáctico para los productores donde se manifestó temas acerca de la nutrición, hidratación, desparasitación y bienestar animal de camélidos, mulares y equinos. Dicha guía se encuentra en el anexo 4.

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

Dentro de los objetivos del presente estudio se realizó la valoración del manejo productivo, estado sanitario y tracción animal de camélidos y mulares, en la parroquia Salinas, provincia de Bolívar – Ecuador.

En un total de 86 animales, se realizaron pruebas hematológicas, bioquímica sanguínea y coprológica. También se valoró en el 20.93% (18/86) de animales muestreados, el trabajo físico mediante la valoración de enzimas musculares Lactato Deshidrogenasa (LDH) y Creatina quinasa (CK), en base a los resultados obtenidos se elaboró una guía para procurar el bienestar de estos animales.

Del total de animales muestreados (n=86) empleados para tracción animal, en camélidos y equinos hubo prevaecía de machos con el 62% (31/50) y 70% (7/10) respectivamente en asnos y mulas el 82% (14/17) y 78% (7/9) fueron hembras. Según Iñiguez & Alem (2005) y FAO (2001), en sus estudios sobre tracción en camélidos, mencionan la preferencia de machos castrados por ser más dóciles y presentar mayor resistencia para el trabajo. En el caso de équidos Watson, (1981) en su estudio mencionó que en equinos y asnos se tiene preferencia por machos castrados debido que en presencia de hembras son manejables y resalta que las hembras de asno y mula son casi resistentes como los machos pero son conocidos por su obstinación y estados de ánimo impredecibles.

En cuanto a la distribución etaria camélidos y asnos presentan en un rango de edad de trabajo de 25 a 52 meses, mientras en equinos y mulares la edad fue entre 53 a 96 meses de edad, sin embargo en camélidos y equinos se evidenció el empleo de animales menores a dos años 0 - 24 meses, estos animales al llegar a edad adulta presentarían lesiones en patas y espalda, debido a que siguen desarrollándose hasta los cinco años, por lo que se debe tener en cuenta la edad con relación a la carga de trabajo. En general, la vida útil empieza a los tres años, pero nunca antes de los dos, porque al momento de utilizarlos muy jóvenes reducen su vida productiva (Iñiguez & Alem, 2005), (OIE, 2017).

Los resultados correspondientes a parámetros fisiológicos, FC, FR y temperatura rectal en el caso de camélidos procedentes de Salinas se encontraron dentro de los valores obtenidos en el control y de los parámetros descritos por Amador (2016) y Manani (2017). En cuanto a équidos (asnos, equinos y mular) analizados en el presente estudio los valores de las medias para FC, FR y temperatura rectal se encuentran dentro de los parámetros para cada especie, no obstante los valores máximos para cada variable difieren de los descritos por Adamu, Adzahan, Rasedee, & Bashir (2013) McLean, Wang, Navas-Gonzalez, & Rodrigues (2016), Svendsen (1999). Este incremento es necesario para que la tasa de procesos metabólicos puedan suplir los requerimientos de oxígeno y nutrientes a los músculos cuando el animal realiza trabajo físico, pero este aumento regresa a los límites basales en un periodo de diez minutos posteriores al ejercicio cuando son animales adaptados al trabajo (Buitrago Mejía, Rodríguez Barrera, & Mora, 2018).

Referente a los resultados de hematocrito para équidos el 86.11% (31/36) de los animales presentaron valores normales para la especie, este resultado concuerda con el control y con los

valores descritos por Díaz, Gavidia, Li, Tió, & G (2011), Izurieta, Luna, Cedeño, & Chacha (2016). De igual manera un estudio en équidos que se encontraban a 3000 m.s.n.m realizado por Izurieta et al. (2016), reportaron un rango de 32.3 a 52.5%. En el caso de camélidos de los 50 animales muestreados el 60% (30/50) presento valores inferiores de hematocrito y el 24% (12/24) valores superiores al valor de referencia para la especie, estos resultados difieren del resultado obtenido del control de 34.89 a 38.71% y lo expuesto por Reynafarje et al. (1975) y Quispe (2011). Según McPherson & Pincus (2011), los niveles bajos son indicadores de anemia debida a una mala nutrición, en hembras puede ser debido a condiciones fisiológicas como periodo de gestación y lactancia, deficiencia de vitaminas y minerales o hemólisis al momento de obtener la muestra. Mientras que los valores elevados se deben a una hipoxia lo cual es descartable ya que son animales con gran adaptabilidad a elevadas altitudes, policitemia o deshidratación. Por consiguiente en el presente estudio el elevado hematocrito puede ser debido al constante trabajo al cual están sometidos, por ende adaptaron su fisiología aumentando el hematocrito.

Zapata et al. (2003) mencionan que las mediciones hematológicas son variables dependiendo de diversos factores como: gestación, ejercicio físico, temporada, sexo, edad y el grado de estrés al que ha sido sometido el animal, debido a que se dependen de cada una. Las variaciones del hematocrito son dependientes de las exigencias del organismo para compensar necesidades energéticas y disponibilidad de oxígeno.

En el presente estudio, el conteo leucocitario fue realizado por recuento diferencial, obteniendo en camélidos valores promedio para neutrófilos de 58.75%, eosinófilos 2.56%, basófilos 3.32%, monocitos 9.10% y linfocitos 24.84%, estos valores concuerdan con lo obtenido por Zapata et al. (2003) y Troiano (2013), sin embargo en el caso de basófilos y monocitos los

valores máximos difieren de los valores expuestos por los autores antes mencionados. El aumento de basófilos se encuentra relacionado a la respuesta de reacciones alérgicas o inflamatorias mientras que los altos niveles de monocitos se presentan en defensa del organismo contra microorganismos. Montes, Stutzin, Correa, & Glade (1983) en su estudio reportaron valores de 0 a 1% de basófilos, linfocitos 52%, neutrófilos 38,8%, monocitos 2,3%, eosinófilos 5,7% existiendo una amplia variación con los datos obtenidos en el presente estudio, a pesar que el autor utilizó 30 animales entre machos y hembras, con edades de 6 meses y altitud de 4500 m.s.n.m. En vista de las similitudes paralelas con otras investigaciones, las diferencias existentes puede deberse con mayor probabilidad a datos metodológicos, la hora de reconocimiento de linfocitos en el frotis sanguíneo o a la naturaleza propia de la población estudiada.

De acuerdo al estudio realizado por González (2017), en asnos; los niveles basofílicos tienen un valor extremadamente bajo de 0 a 1 % en relación a los obtenidos en el presente estudio 4.07%, los demás datos obtenidos no difieren con nuestro estudio.

El estudio realizado por Yakubu & Chafe (2008) en asnos, describieron un rango entre: 0 a 4% de basófilos, dicho resultado difiere con el presente estudio debido que para la misma especie el intervalo va de 2 a 7%.

Con respecto a los equinos el estudio que realizó Hernández (2008) presenta diferencia en los basófilos al obtener rangos entre 0 a 4%; caso similar que ocurre con el trabajo que realizó Rojas (2016) obteniendo un rango de 0 a 2% y el resultado del presente estudio reporta una media de 3%. Un elevado número de basófilos se presentan cuando existen problemas inflamatorios como anafilaxis e hipersensibilidad cutánea previniendo diferentes procesos hemostáticos a través de la liberación de heparina, por lo que puede estar relacionado al daño que provoca la montura

(angarilla) y la carga sobre el lomo, al ser esta demasiado pesada en algunos animales se verificó que provocaba daño observando cicatrices o heridas recientes sin ser tratadas. De igual manera la basofilia puede estar asociada a eosinofilia y se puede encontrar en presencia de mastocitosis sistémica que se caracteriza por la acumulación de mastocitos en diferentes órganos como la piel, médula ósea, bazo y tracto gastrointestinal (Fidalgo Álvarez, 2003), (Sociedad Argentina de Hematología, 2017)

Kraft & Dürr (2000) mencionan que cualquier variación en el conteo total de leucocitos puede estar influenciada por la presión sanguínea, respuesta a un estímulo fisiológico, esfuerzo físico, estrés o momento de toma de muestras o algún tipo de patología, provocando alteraciones en los recuentos leucocitarios y hemograma.

Respecto a bioquímica sanguínea Foster, Bidewell, Barnett, & Sayers (2009), Fowler, (2011), Husakova et al., (2014) y Ramírez (2018) realizaron estudios referentes a parámetros sanguíneos en camélidos, reportando para proteínas totales un intervalo de 4.7 a 7.3 g/dl. El valor obtenido para proteínas totales en este estudio se encuentra dentro de los rangos establecidos por el control y los autores antes mencionados.

Los valores obtenidos para proteínas totales en asnos, equinos y mulas se encuentran dentro de los rangos establecidos por Gul & Khan (2007), Laus et al., (2015), Niedźwiedź et al., (2013) para asnos de 5.4 a 7.8g/dl, equinos de 6.39 a 7.89 g/dl y mulares de 7.73 a 9.27 g/dl.

El valor promedio de colesterol en camélidos procedentes de Salinas de Guaranda se encuentran en el rango descrito por Ramírez (2018) quien realizó su estudio en camélidos de la serranía ecuatoriana, reportando un rango de 29.18 a 44.11 mg/dl, a su vez el resultado obtenido del control concuerda con el valor definido por el autor antes mencionado.

El resultado de la variable colesterol obtenida en asnos y caballos se encuentra dentro de los rangos establecidos para cada especie descritos por Burden et al. (2016), Sample, Fox, Wunn, Roth, & Friedrichs (2015), para asnos de 54.13 a 112.13 mg/dl y caballos de 70.0 a 127 mg/dl.

Husakova et al. (2014) reportaron para el caso de bilirrubina total en camélidos un intervalo de 0 a 0.23 mg/dl. El valor promedio obtenido para bilirrubina total en este estudio se encuentra dentro del rango establecido por dicho autor y por los valores obtenidos del control, pero difieren con los valores descritos por Foster et al. (2009) y Fowler (2011). Para bilirrubina directa se obtuvo un valor de 0.21 mg/dl, valor que se encuentra dentro del rango establecido por el control que fue de 0 a 0.36 mg/dl.

Los valores obtenidos en este estudio para bilirrubina total (BT) y directa (BD) en asnos 0.14 mg/dl (BT) , 0.14 mg/dl (BD); caballos 0.61 mg/dl (BT), 0.14 mg/dl (BD) y mulas 0.12mg/dl (BD), 0.19 mg/dl (BD) respectivamente, los cuales se encuentran dentro de los rangos definidos por Laus et al., (2015), Leidinger, Leidinger, Figl, Rumpler, & Schwendenwein (2015), McLean et al. (2016), Svendsen (1999).

El valor obtenido de Alanina Aminotransferasa (ALT) en este estudio fue de 4.53 mg/dl, el cual se encuentran entre el rango establecido por Ramírez (2018), sin embargo difiere de los valores descritos por Husakova et al. (2014).

El análisis de ALT en este estudio presentó valores de 8.23 mg/dl en asnos y 7.96 mg/dl en caballos, los cuales están dentro de los intervalos propuestos por Laus et al. (2015), Niedźwiedź et al. (2013), sin embargo, en mulares fue de 7.30 mg/dl valor inferior a los descritos por McLean et al. (2016).

Evans (2009) mencionó que se observaron niveles reducidos de ALT en un estudio de efectos en ayunas sobre la toxicidad oral de varios xenobióticos. Los cambios de ALT relacionados con la dieta pueden reflejar perturbaciones de la gluconeogénesis. Existen varios ejemplos en los que la ALT plasmática cae después de la administración de xenobióticos debido a los efectos sobre el piridoxal fosfato, que es un cofactor necesario para la acción de las aminotransferasas AST y ALT

Foster et al. (2009), Fowler (2011), Husakova et al. (2014), Ramírez (2018) en diferentes estudios reportaron valores de AST superiores a los obtenidos en camélidos en la presente investigación.

Los resultados obtenidos en équidos, la enzima Aspartato Aminotransferasa (AST) presento valores inferiores a los rangos determinados por McLean et al. (2016), Sample et al., (2015), Svendsen (1999).

Cobos L. (2018) mencionó en su estudio que la disminución de los valores de transaminasas puede corresponder a baja nutrición con piridoxina (vitamina B6). Cabe mencionar que la dieta de estos animales es netamente pastura nativa de páramo sin recibir algún suplemento vitamínico adicional. Mientras García Martín & Zurita Molina, (2010), manifestaron que la ALT es más específica de daño hepático que la AST, debido a que la primera se localiza casi exclusivamente en el citosol del hepatocito, mientras que la AST, además del citosol y mitocondria, se encuentra en el corazón, músculo esquelético, riñones, cerebro, páncreas, pulmón, eritrocitos y leucocitos. Así, pues, se puede considerar la enfermedad hepática como la causa más importante del aumento de la actividad de la ALT y frecuentemente del aumento de la actividad de la AST. De igual manera el aumento o disminución puede ser causado por factores lejanos a presencia de daño

hepático, como lo es momento del día de la extracción, variación entre días, sexo, índice de masa corporal, alimentación, ejercicio, hemólisis, anemias hemolíticas, daño muscular, condiciones de almacenamiento u otras macrotransaminasemia.

Para la variable urea se obtuvo un valor de 25.19mg/ dl valor que se encuentra dentro de los rangos descritos por Foster et al. (2009), Fowler (2011) y Husakova et al. (2014), pero difiere de lo reportado por Ramírez (2018). Según Jiménez Murillo & Montero Pérez (2003) la disminución de urea sérica puede ser causada por insuficiente carga hepática de proteínas o por el aumento de aclaramiento renal de la urea, este a su vez puede ser causado por el síndrome de secreción inadecuada de vasopresina o estado fisiológico reproductivo como la gestación al incrementar el filtrado glomerular.

Laus et al. (2015) reportó en su estudio para la variable urea un intervalo de 9.01 a 31.23mg/dl en asnos y Niedźwiedź et al. (2013) valores de 13.31 a 43.84 mg/dl en el caso de caballos. Los resultados obtenidos en équidos procedentes de salinas se encuentran dentro de los rangos mencionados por los autores.

Foster et al. (2009), Fowler (2011) en su estudio para la variable creatinina reportaron intervalos similares que van de 0.9 a 2.8 mg/dl. El valor obtenido para creatinina en este estudio está dentro de los rangos descritos por los autores.

La creatinina en asnos fue de 1.47 mg/dl, en caballos de 0.94 mg/dl y en mulas 1.61 mg/dl, valores considerados como aceptables al estar dentro de los intervalos establecidos por Laus et al. (2015), McLean et al. (2016), Sample et al. (2015). La creatinina plasmática depende de la masa muscular y puede reducirse en la miopatía grave. Aunque los niveles plasmáticos se

ven menos afectados por la dieta en comparación con la urea, la desnutrición puede disminuir la creatinina plasmática (Evans, 2009)

Para glucosa el valor que se obtuvo fue de 79.57 mg/dl, este resultado está dentro del rangos establecidos por Foster et al. (2009), Fowler (2011), Ramírez (2018).

Los resultados reportados por Laus et al. (2015), Niedźwiedź et al. (2013) de la variable glucosa determinada en équidos fueron de 64 a 102 mg/dl para asnos y 48.64 a 95.48 mg/dl en caballos. Los valores determinados en el presente estudio están dentro de los rangos descritos por los autores. Mientras el valor obtenido en mulares es inferior al determinado por McLean et al. (2016).

Evans (2009), manifiesta que la disminución de glucosa puede deberse a malnutrición, mala absorción, hepatotoxicidad o toxicidad leve a moderada asociada con la pérdida de peso corporal; el aumento de los niveles de glucosa en plasma puede ser causado más comúnmente por excitación, estrés, procedimientos de recolección de sangre o ingesta reciente de alimentos en lugar de efectos tóxicos en el páncreas.

De igual manera Olivencia, Peñalba, Espada, & Ruiz de Gopegui (2004), Palomar, Oihane, Areizaga, & Gumiel (n.d.), manifestaron que la hipoglucemia puede ser causada por múltiples factores y derivadas de problemas endocrinológicos, metabólicos, infecciosos, nutricionales por deshidratación.

Los resultados de bioquímica sanguínea obtenidos para las diferentes variables, se encontraron dentro de los rangos establecidos para cada especie en estudio, a pesar de su pobre y escasa nutrición. Según Svendsen (1999) en su estudio en équidos mencionó que la fisiología metabólica de estos animales presenta mínimas diferencias, las cuales se evidencian en los requerimientos

nutricionales del animal, debido a su evolución para adaptarse al consumo de vegetación seca y escasa, es decir se acoplaron a una dieta rica en fibra. En el caso de camélidos a pesar de considerarse, que por ser un animal pseudorumiante debería tener limitaciones en la digestión, sin embargo, su digestibilidad tiene mayor capacidad que los propios rumiantes, esto se debe a un mayor tiempo de retención del alimento en el tracto digestivo y mayor exposición a la fermentación microbiana, permitiéndole aprovechar los productos de la digestión de forrajes de mala calidad (Huarescallo, 2017).

Con respecto a las diferencias encontradas en los análisis realizados a las especies en estudio con los animales control se debe al manejo zoonosanitario que estos reciben. Según Li E, Navarrete, Chávez R, Santos R, & Barrios-Arpi (2015) en su estudio mencionaron que las diferencias encontradas en análisis bioquímicos sanguíneos puede deberse diferentes factores como puede ser las condiciones climáticas, variaciones estacionales, localización geográfica, variaciones individuales, técnicas de manejo de la muestra y condiciones de la misma.

En cuanto a enfermedades bacterianas Marin (2009) en su estudio a camélidos reportó que al examinar 280 sueros para *Brucella abortus* y *B. mellitensis* y 97 sueros analizados para *Brucella ovis*, el resultado fue negativo, a pesar que estos animales compartían hábitat con otras especies y por ser considerados como animales de baja susceptibilidad.

Otro estudio realizado en Huasillama con 40 animales dio como resultado el 2.5% (1/40) de casos positivos y el 97.5% (39/40) de casos negativos (Guacapiña, 2017). Estos estudios concuerdan con los resultados obtenidos en la presente investigación.

Tique et al. (2016) manifestaron que la seroprevalencia observada en equinos, asnos y mulas posee rangos de 0.0% a 73.7%; desde 0.0% al 7.4% y desde 0.0% al 0.95% respectivamente. En

el mismo estudio para estimar la prevalencia de *Brucella* sp., incluyó 506 équidos: equinos (n=257), asnales (n=130) y mulares (n=119), obteniendo un resultado de seroprevalencia del 4.5% (23/506) mediante prueba de aglutinación por Rosa de Bengala, encontrado mayoría de casos positivos en equinos 7.78% (20/257), seguido de asnos con el 1.53% (2/130) y finalmente mulas con el 0.84% (1/119), valores que difieren con el presente estudio al reportar una seroprevalencia de 0.0%.

Con respecto a enfermedades parasitaria, las muestras (n= 86) fueron analizadas mediante la técnica de sedimentación, obteniendo como resultado la presencia de al menos 4 clases de endoparásitos, estos fueron nemátodos 76.74% (66/86), tremátodos 36.05% (31/86), céstodos 31.40% (27/86) y protozoarios 52.33% (45/86).

Devera, Aponte, Belandria, Blanco, & Requena, (2015), Lujan, Pajuelo, Paredes, & Tello (2015) mencionaron que la técnica de diagnóstico parasitológico por sedimentación al respecto de otros análisis por flotación y observación directa, presenta mayor eficiencia en el diagnóstico de ooquistes de protozoarios, huevos y larvas de helmintos. Mientras que Fuentes (2013) mencionó en su estudio que la presencia de parásitos varía de acuerdo a las condiciones climáticas y de aspectos biológicos propios del hospedador como; estado nutricional, inmunológico y fisiológico.

Abdouslam, Al-Bassam, Al-Izzi, & Azwai (2003) en su estudio realizado a camélidos reportaron el 85.5% (71/83) de las muestras analizadas fueron positivas, encontrando *Nematodirus* sp. 55.4%, *Trichostrongyle* eggs 31.3%, *Strongyloide* sp. 31.3%, *Trichuris* sp. 20.5%, *Capillaria* sp. 9.6%, Unidentified egg 6.02%, *Fasciola hepática* 1.2% y *Emiria* sp. 1.2%, (Regalado, 2015) reportó *Nematodirus* sp. (89%), *Bunostomum* sp. (78%), *Haemonchus* sp.

(43%), *Capillaria* sp. (31%), *Trichostrongylus* sp. (31%), *Oesophagostomum* sp. (28%), *Lamanema chavezii* (27%), *Trichuris* sp. (27%). *Ostertagia* sp. (26%), *Cooperia* sp. (20%), *Marshallagia* sp. (20%), *Strongiloides* sp. (16%), *Eimeria* sp. (81%), *Eimeria macusaniensis* (25%), *Moniezia Benedeni* (61%) y *Moniezia expansa* (41%). confirmando los resultados coprológicos realizados a camélidos en nuestro estudio, que la mayor carga parasitaria en esta especie es por nemátodos.

Cala, Santos, Ortiz, & Yunis (2017) realizó un estudio con 100 animales registrando que el 71% (71/100) de los équidos muestreados se encontraban parasitados, hallando agentes también reportados en este estudio *Trichostrongylus* (59%), seguido de *Strongylus* (17%), *Oxyuris* (11%) y *Trichonema* (2%).

Otro estudio realizado con 200 animales entre equinos, mulares y asnales obtuvo el 92% de parasitismo, detectando una prevalencia alta del género *Trichostrongylus* 90% (Bedoya-Rios, Arcila-Quintero, Díaz-Arias, & Reyes-Plata, 2011). Hortúa, Delgado, & González (2014) en su estudio sobre équidos de tracción determinó la prevalencia de *Parascaris equorum*, *Oxyuris equi* y *Anoplocephala perfoliata*.

Según Quiroz, Figueroa, Ibarra, & López (2011) los factores de riesgo están relacionados al pastoreo, consumo de agua contaminada y la ingesta de huéspedes intermediarios, de igual manera el nivel de parasitismos tiene relación con la cantidad de animales que pastan en una pradera. La época del año también influye, la humedad es determinante, por lo que se asume que en épocas invernales el grado de infección es mayor.

Estos resultados concuerdan con lo mencionado por Bedoya-Rios et al. (2011), Hortúa et al. (2014), Perveen & Kashif (2012) evidenciando que animales expuestos a trabajo, con baja condición corporal y pobre estado sanitario son susceptibles a presentar mayor carga parasitaria.

Finalmente, siguiendo con el orden de los objetivos planteados, el estudio de tracción animal fue el último en ser analizado, encontrando diferencia en las variables analizadas como: contantes fisiológicas, hematocrito y enzimas musculares antes y después de realizar esfuerzo físico.

Buitrago Mejía et al. (2018) mencionaron que durante el trabajo, los aumentos de frecuencia cardíaca (FC), frecuencia respiratoria (FR), y temperatura rectal (TR) son fisiológicamente esenciales para incrementar la tasa de procesos metabólicos y suplir de oxígeno y nutrientes a los músculos.

Corrales-Hernández et al. (2018) expusieron que el aumento en el hematocrito se debió probablemente al aumento de la viscosidad de la sangre causada por la deshidratación extrema o debido a la compensación fisiológica. Esto, a su vez, aumenta el número de eritrocitos (eritrocitosis) en circulación, lo que aumenta la capacidad de transporte de oxígeno del organismo.

De Aluja, Bouda, López C, & Chavira H (2001) indicó que, en general, cuanto más tiempo se priva a los animales de los alimentos, durante el transporte o simplemente mientras se encuentran en un establecimiento comercial o matadero, mayor es la probabilidad de que presenten estrés debido al hambre, la sed o situaciones ambientales adversas.

Según Quispe (2011) en el caso de camélidos esta disminución, se debe al elevado números de eritrocitos presente en la sangre por reducido tamaño y forma elipsoidal, lo que permite tener alta

capacidad de transporte de oxígeno, debido la cantidad de hemoglobina que poseen en comparación con otras especies de mamíferos, permitiendo tener mayor afinidad por el oxígeno.

Referente a la temperatura rectal, el mayor desequilibrio en el balance de la temperatura ocurre en el ejercicio. Al momento de transformar la energía química en mecánica solamente el 25% es aprovechado para el trabajo físico, y el restante se pierde en forma de calor, por tal motivo el ritmo metabólico aumenta y por consecuente aumenta la temperatura central y muscular (González J, 2015). Todos los valores bioquímicos sanguíneos en los asnos antes y después del trabajo, estaban dentro de los rangos de referencia para asnos, establecidos por Zinkl et al., resultados que concuerdan con los obtenidos en este estudio.

Las creatina quinasa (CK) y lactato deshidrogenasa (LDH) son enzimas relacionadas con el trabajo físico, estas, al igual que otras enzimas relacionadas permiten estimar el grado de adaptación de los animales a la actividad física. Siendo la CK una enzima específica del músculo estriado y cardíaco, mientras que LDH se encuentra presentes en otros tejidos a parte del músculo (Rudolph, 1986) (Cardinet, 1980) citado por Islas et al. (1992).

Mamani-Linarea & Gallo (2014) mencionaron que la CK se libera en la sangre en respuesta al daño muscular, o cuando hay un ejercicio vigoroso y se ha utilizado como indicador de trauma, altos niveles de actividad física, u otros daños por el manejo y transporte. En su estudio en camélidos

Determinaron el aumento significativo de los niveles de CK después de ser transportados. En el estudio actual de igual manera hubo incremento significativo ($p > 0.05$) luego de realizar trabajo físico.

Islas et al. (1992) en su estudio con animales de tracción empleando cargas livianas, media y pesadas en diferentes tiempos, determinó que las concentraciones séricas de CK aumentaron significativamente a las 4 horas de ejercicio, con carga liviana y a las dos horas, con carga media y pesada, mientras que la concentración enzimática de LDH en el suero incremento significativamente a la 1 hora pos ejercicio con carga liviana, y a las 2 horas con carga media y pesada. Estos resultados difieren con los realizados en este estudio, debido que hubo aumento no significativo ($p > 0.05$) en la concentración de las enzimas en el suero luego de realizar el trabajo, transportando cargas medias en un tiempo promedio de trabajo aproximado de 30min a 1h30min de trabajo.

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1 Conclusiones

La información obtenida mediante la aplicación de encuestas epidemiológicas a los productores y los análisis de bioquímica sanguínea, hematología y coprológica realizados a los animales se demostró el escaso manejo nutricional, sanitario, productivo y reproductivo de cada especie.

El análisis coprológico realizado por el método de sedimentación reveló que la prevalencia de parásitos gastrointestinales en camélidos y mulares es de 84.88%; evidenciando principalmente la prevalencia de nemátodos con 76.74% (66/86), tremátodos 36.05% (31/86), céstodos 31.40% (27/86) y protozoarios 52.33% (45/86).

Al analizar los indicadores hematológicos se obtuvo una media para hematocrito de 34,61% en camélidos y 40,42% en mulares, sin embargo en camélidos el 60% (30/50) presentaron valores inferiores a los valores establecidos para la especie.

El leucograma realizado a camélidos (C) y mulares (M) reportó valores normales para neutrófilos, eosinófilos y linfocitos sin embargo, se evidenció la presencia de linfocitosis (C=24,84±8,99%; M=25,11±12,05%) y monocitosis (C=9,10±5,35%; M=10,22±7,01%).

Al evaluar los diferentes parámetros sanguíneos en camélidos (C) y mulares (M), procedentes de la parroquia Salinas, Provincia Bolívar – Ecuador, se determinó que las dos especies mantienen valores aceptables para proteínas totales, colesterol, bilirrubina total, bilirrubina directa y creatinina, mientras que urea, ALT, AST y glucosa presentaron valores inferiores a los

parámetros establecidos para las especies en estudio. De igual manera se estableció parámetros de bioquímica sanguínea: Proteínas totales (PT) (C=6.70±0.64g/dl; M= 7,36±0,45g/dl), colesterol (C=34.57±11.90mg/dl; M=87,34±17,16mg/dl), bilirrubina total (C=0.13±0.10mg/dl; M=0,12±0,07mg/dl), bilirrubina directa. (C=0,21±0,16mg/dl; M=0,19±0,16mg/dl), ALT (C=4,53 ±1,82U/I; M=7,34±1.78U/I), AST (C=85,30±20,67U/I; M=98.54±15,87U/I), urea (C=25,19±13,02mg/dl; M=18,65±7,13mg/dl), creatinina (C=1,84±0,46md/dl; M=1,36±0,49mg/dl), glucosa (C=79,57±14,51mg/dl; M=58.62±5.83mg/dl).

Las constantes fisiológicas en camélidos (C) y mulares (M); fueron: temperatura rectal (C=37,26°C; M=36,71°C), frecuencia cardíaca (C=60 lpm; M=57 lpm), frecuencia respiratoria (C=26 rpm; M= 37 rpm).

La valoración de trabajo físico mediante el análisis de lactato deshidrogenasa (LDH) y creatinina quinasa (CK), presentaron diferencia significativa ((P < 0,05) post-ejercicio en camélidos y mulares.

6.2 Recomendaciones

Se recomienda elaborar una guía técnica, promoviendo el uso de registros, para el manejo nutricional, reproductivo, y sanitario, en camélidos, equinos, mular y asnos.

Establecer un calendario de manejo sanitario, incluyendo vacunación y desparasitación oportuna de acuerdo a los endoparásitos reportados en cada especie, para evitar el contagio en otros animales y mejorar el rendimiento de los mismos.

Dar a conocer a los productores, sobre las buenas prácticas de manejo de poteros, para una adecuada alimentación e hidratación en los animales de carga.

Realizar capacitaciones a los productores, sobre el bienestar animal especialmente en los animales de carga para tomar conciencia del sobre esfuerzo al que están siendo sometidas las diferentes especies.

Se recomienda la elaboración de guías informativas acerca, del bienestar animal, para evitar el estrés, maltrato y conductas anormales en cada una de las especies.

Compartir los resultados de esta investigación con productores interesados en el manejo y producción de camélidos.

6.3 Bibliografía

- Abdouslam, O. E., Al-Bassam, L. S., Al-Izzi, S. A., & Azwai, S. M. (2003). Prevalence of external and internal parasites in llamas (*Lama glama*) at Surman park in Libya. *Journal of Camel Practice and Research*, *10*(1), 61–65.
- Adamu, L., Adzahan, M., Rasedee, A., & Bashir, A. (2013). Effect of age and performance on physical, hematological and biochemical parameters in endurance horses. *Journal of Equine Veterinary Science*, *33*, 415–420. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2012.07.015>
- Álvarez, F. (2016). *Servicio de bioquímica de pruebas*.
- Amador, N. (2016). *DESARROLLO DE UN PROTOCOLO DE MANEJO Y MÉTODO DE EVALUACIÓN VETERINARIA PARA ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN DE LA ESPECIE Lama glama EN LA HACIENDA EL PRADO, IASA I. UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS*. Retrieved from <http://dspace.udla.edu.ec/bitstream/33000/5395/5/UDLA-EC-TMVZ-2016-25.pdf>
- Balarezo, K., & Poveda, M. J. (2018). *DETERMINACIÓN DEL PERFIL SANITARIO DEL GANADO BOVINO EN LA COOPERATIVA DE PRODUCCIÓN AGROPECUARIA “EL SALINERITO”, PROVINCIA BOLÍVAR - ECUADOR*. Universidad de la Fuerzas Armadas - ESPE.
- Baptista, V. (2009). *Los camélidos en la reserva de producción de fauna chimborazo: ¿Una alternativa para la sustentabilidad del páramo?* FLACSO-ECUADOR. <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- Bedoya-Rios, M. Á., Arcila-Quintero, V. H., Díaz-Arias, D. A., & Reyes-Plata, E. A. (2011).

Prevalencia de parásitos gastrointestinales en équidos del municipio de Oiba (Santander).

Rev Spei Domus, 7(15), 17–23.

Buitrago Mejía, J., Rodríguez Barrera, D., & Mora, J. P. (2018). INTERVALOS DE REFERENCIA PARA LOS PARAMETROS VITALES EN ASNALES Y MULARES DEL SUROESTE DE ANTIOQUIA, COLOMBIA. *FVC-LUZ*, 28(3), 208–216. Retrieved from http://www.fcv.luz.edu.ve/images/stories/revista_cientifica/2018/03/articulo5.pdf

Burden, F. A., Hazell-Smith, E., Mulugeta, G., Patrick, V., Trawford, R., & Brooks Brownlie, H. W. (2016). Reference intervals for biochemical and haematological parameters in mature domestic donkeys (*Equus asinus*) in the UK. *Equine Veterinary Education*, 28(3), 134–139. <https://doi.org/10.1111/eve.12512>

Bush, B. M. (2000). *Interpretation of laboratory results for small animal clinicians*. Blackwell Scientific Publications.

Cala, D. L., Santos, M., Ortiz, L., & Yunis, J. (2017). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en équidos del municipio de Coromoro (Santander). In A. Salamanca (Ed.), *Avances de investigación en medicina veterinaria y producción animal* (pp. 117–119). Colombia.

Campuzano, G. (2007). Del hemograma manual al hemograma de cuarta generación. *Medicina y Laboratorio*, 76(5), 511–550.

Chisaguano, S. (2006). La Población Indígena del Ecuador. Análisis de Estadísticas Socio-Demográficas. *INEC*. Ecuador. Retrieved from <http://www.acnur.org/fileadmin/scripts/doc.php?file=fileadmin/Documentos/Publicaciones/2009/7015>

- Cobos L, A. E. (2018). *ALTERACIONES EN LOS VALORES DE LAS TRANSAMINASAS EN DEPORTISTAS QUE CONSUMEN SUPLEMENTOS PROTEICOS EN EL CENTRO ESPECIALIZADO EN MEDICINA DEL DEPORTE ASDRUBAL DE LA TORRE DE LOS AÑOS 2015 Y 2016*. Universidad Central del Ecuador. Retrieved from <http://www.dspace.uce.edu.ec:8080/bitstream/25000/15188/1/T-UCE-0006-LC031-2018.pdf>
- Corrales-Hernández, A., Mota-Rojas, D., Guerrero-Legarreta, I., Roldan-Santiago, P., Rodríguez-Salinas, S., Yáñez-Pizaña, A., ... Mora-Medina, P. (2018). Physiological responses in horses, donkeys and mules sold at livestock markets. *International Journal of Veterinary Science and Medicine*, 6(1), 97–102. <https://doi.org/10.1016/j.ijvsm.2018.03.002>
- Cowell, R. L., & Tyler, R. D. (2002). *Diagnostic cytology and hematology of the horse*. Mosby.
- Cunningham, J., & Klein, B. (2009). *Fisiología veterinaria (5th Edition)*. España: Elsevier.
- De Aluja, A., Bouda, J., López C, A., & Chavira H, H. (2001). Valores bioquímicos en sangre de burros antes y después del trabajo. *Veterinaria México*, 32(4). Retrieved from <http://www.redalyc.org/html/423/42332405/>
- Delgado, D. (2014). Bioquímica Estructural y Metabólica. *Bioquímica, Química y Farmacia*, 2(1), 48.
- Devera, R., Aponte, M., Belandria, M., Blanco, Y., & Requena, I. (2015). USO DEL MÉTODO DE SEDIMENTACIÓN ESPONTANEA EN EL DIAGNÓSTICO DE PARÁSITOS INTESTINALES USING THE SPONTANEOUS SEDIMENTATION. *Saber*, 20(2008), 163–171.

- Díaz, H., Gavidia, C., Li, O., & Tió, A. (2011). Valores hematológicos, bilirrubinemia y actividad enzimática sérica en caballos peruanos de paso del Valle De Lurín, Lima. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 22(3), 213–222. <https://doi.org/10.15381/rivep.v22i3.259>
- Eisenberg, J. F., & Redford, K. H. (1999). *The Central Neotropics: Ecuador, Peru, Bolivia, Brazil. Mammals of the Neotropics* (Vol. 3).
- FAO. (2001). Enfoques: De dromedarios y llamas. Retrieved November 4, 2018, from <http://www.fao.org/ag/esp/revista/0108sp.htm>
- FAO. (2005). Situación Actual De Los Camélidos Sudamericanos En Ecuador. *Fao*, 46(1), 151–155. https://doi.org/10.5209/rev_RCCV.2013.v7.n1.41413
- Fassi-Fehri, M. (1987). Las enfermedades de los camélidos. *Rev. Sci. Tech. Ofi'. Int. Epiz*, 6(2), 355–373. Retrieved from <http://scholar.google.com/scholar?hl=en&btnG=Search&q=intitle:Las+enfermedades+de+los+camélidos#3>
- Foster, A., Bidewell, C., Barnett, J., & Sayers, R. (2009). Haematology and biochemistry in alpacas and llamas. *In Practice*, 31(6), 276–281. <https://doi.org/10.1136/inpract.31.6.276>
- Fowler, M. E. (2011). *Medicine and Surgery of Camelids*. (3rd ed.). California - EE.UU: Wiley Blackw.ell. .
- Frandsen, R., Spurgeon, T., & Fuentes, V. (2001). *Anatomía y fisiología de los animales domésticos* (5. ed.). México: Interamericana - McGraw - Hill.
- Fuentes, M. (2013). *FAUNA HELMINTICA GASTROINTESTINAL EN LLAMAS (Lama glama)*

SEGÚN LA EDAD EN LA REGIÓN HUANCVELICA. UNIVERSIDAD NACIONAL DE HUANCVELICA.

GAD Salinas. (2018). ACTIVIDADES ECONÓMICAS. Retrieved May 11, 2018, from <http://gadsalinas.gob.ec/web/index.php/la-parroquia>

García Martín, M., & Zurita Molina, A. (2010). *Transaminasas: Valoración y significación clínica*. Retrieved from <http://www.aeped.es/sites/default/files/documentos/transaminasas.pdf>

Gavilanes, M. (2016). *Estudio Parasitario Para La Aplicación De Un Calendrio Sanitario Para Llamas De La Comunidad Millmahuanchi, Parroquia Cebadas, Cantón Guamote*. ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO.

Gaw, A., Cowan, R. A., & Murphy, M. J. (2015). *Bioquímica clínica: Texto y atlas en color*. Elsevier España.

Giordano, A., Rossi, G., Perialisi, C., & Paltrinieri, S. (2008). Evaluation of equine hemograms using the ADVIA 120 as compared with an impedance counter and manual differential count. *Veterinary Clinical Pathology*, 37(1), 21–30. <https://doi.org/10.1111/j.1939-165X.2008.00012.x>

González, C. (2017). *Validación del analizador hematológico Lasercyte en burros sanos*. Universidad de Córdoba.

González J, D. P. (2015). *EVALUACIÓN DE LACTATO SISTÉMICO Y CK EN CABALLOS SOMETIDOS A DIFERENTES TIPOS DE EJERCICIO*. UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS . Retrieved from <http://dspace.udla.edu.ec/bitstream/33000/4640/1/UDLA-EC->

TMVZ-2015-11.pdf

Guacapiña, E. A. (2017). “*DIAGNÓSTICO SEROLÓGICO DE BRUCELOSIS EN REBAÑOS DE ALPACAS EN LA LOCALIDAD DE HUASILLAMA*“. UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI. Retrieved from <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/4179/1/UTC-PC-000071.pdf>

Gul S T, A. M., & Khan A, H. I. (2007). Haemato-Biochemical Observations in Apparently Healthy Equine Species. *Pakistan Veterinary Journal*, 27(4), 155–158.

Guyton, A. C., & Hall, J. E. (John E. (2006). *Textbook of medical physiology*. Elsevier Saunders.

Hernández, Á. (2008). *Caracterización hematológica e inmunofenotípica del caballo pura raza española*. Universidad Cardenal Herrera.

Hernández, R., Fernández, C., & Baptista, P. (2010). *Metodología de la investigación*. (McGraw-Hill, Ed.). México.

Hoffbrand, A., Moss, P., & Pettit, J. (2008). *Fundamentos em Hematologia. Revista de biología tropical* (Vol. 59).

Holguín, M. D. (2011). *Plan de Mejoramiento de Avihol Cía. Ltda., enfocado en el Área de Recursos Humanos*. UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS.

Hortúa, D. C. M., Delgado, L. L. M., & González, J. A. L. (2014). Helminths gastrointestinal in equines of traction urbanos de países tropicales en vía de desarrollo. *Zoociencia*, 1(1), 14–23. Retrieved from <http://aplicaciones.udca.edu.co/ojs/index.php/zooc/article/view/4>

Huareccallo, J. C. (2017). “*EFECTO DEL NIVEL DE CONSUMO SOBRE LA*

*DIGESTIBILIDAD Y VALOR ENERGÉTICO DE CONCENTRADO FIBROSO EN LLAMAS**Y ALPACAS.*” UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO - PUNO. Retrieved fromhttp://repositorio.unap.edu.pe/bitstream/handle/UNAP/5574/Huareccallo_Maquera_Juan_Carlos.pdf?sequence=1&isAllowed=y

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). <https://doi.org/10.1017/S1751731114001256>

Hutchison, R., McPherson, R., Schexneider, K., & MedlinePlus. (2011). Hematocrito.

Hematocrito.

Iñiguez, L., & Alem, R. (2005). La función de los camélidos como medio de transporte e

intercambio en la región andina de Bolivia. FAO. Retrieved from

<http://www.fao.org/docrep/W0613T/w0613T07.htm>

Islas, A., Pérez, R., Rojas, R., Jara, C., Mora, G., Recabarren, S., & Hetz, E. (1992). Actividad

sérica de creatina de fosfoquinasa, aspartato aminotransferasa, deshidrogenasa láctica y

fosfatasa alcalina en equinos mestizos de tiro sometidos a esfuerzo prolongado. In *Archivos**de Medicina Veterinaria* (pp. 53–62). Chile. Retrieved fromhttps://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=ZBSnnOSygUsC&oi=fnd&pg=PA53&dq=efecto+de+creatina+quinasa+durante+el+ejercicio+en+animales&ots=k2m3o1vkGN&sig=q0oSbv_cK7J8Lq-GEDt7tuyfYWU#v=onepage&q&f=false

Izurieta, J., Luna, D., Cedeño, Y., & Chacha, S. (2016). Determinación de los valores de

referencia en el hemograma de caballos nacidos o criados a más de 3000 m.s.n.m. en la

Sierra Centro Norte Ecuatoriana. *La Granja*, 25(1), 62–70.

<https://doi.org/10.17163/lgr.n25.2017.06>

James, M., Krecek, R. C., Goe, M. R., & McDowell, R. E. (1980). Animal traction: guidelines for utilization. *Cornell International Agriculture Mimeograph*, 81(December), 153–162.

Juste de Santa-Ana, M. C., & Carretón Gómez, E. (2015). *Fundamentos de análisis clínicos en animales de compañía*. Multimédica Ediciones Veterinarias.

Kaneko, J. J., Harvey, J. W., & Bruss, M. (2008). *Clinical biochemistry of domestic animals*. Elsevier/Academic Press.

Kraft, W., & Dürr, U. M. (2000). *Diagnóstico de laboratorio clínico en veterinaria*. Madrid: Editores Médicos.

Latimer, K. S., Prasse, K. W., & Mahaffey, E. A. (2005). *Duncan & Prasse's patología clínica veterinaria*. Multimédica.

Laus, F., Spaterna, A., Faillace, V., Paggi, E., Serri, E., Vullo, C., ... Tesi, B. (2015). REFERENCE VALUES FOR HEMATOLOGICAL AND BIOCHEMICAL PARAMETERS OF MIXED BREED DONKEYS (*Equus asinus*). *Wulfenia*, 22(1), 12.

Leidinger, E. F., Leidinger, J., Figl, J., Rumpler, B., & Schwendenwein, I. (2015). Application of the ASVCP guidelines for the establishment of haematologic and biochemical reference intervals in Icelandic horses in Austria. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 57(1), 1–10.
<https://doi.org/10.1186/s13028-015-0120-4>

Li E, O., Navarrete, M., Chávez R, A., Santos R, F., & Barrios-Arpi, M. (2015). *NIVELES DE ASPARTATO AMINO TRANSFERASA, GAMMA GLUTAMIL TRANSPEPTIDASA, PROTEÍNAS TOTALES, ALBÚMINA Y GLUCOSA EN ALPACAS TUIS Y ADULTAS*

APARENTEMENTE SANAS. Retrieved from <http://infoalpacas.com.pe/wp-content/uploads/2016/11/Artículo-niveles-de-marcadores-hepáticos-y-glucosa.pdf>

Llanos, R., & Morales, M. (2012). Preparación y reducción de riesgos en respuesta a los eventos climáticos extremos y los problemas de disponibilidad de agua en comunidades vulnerables del altiplano de Bolivia y Perú. Retrieved from <http://www.fao.org/3/a-as961s.pdf>

Lujan, D., Pajuelo, G., Paredes, B., & Tello, R. (2015). Aplicación de la técnica de sedimentación espontánea en tubo en el diagnóstico de parásitos intestinales. *Biomed*, 17(2006), 96–101. Retrieved from https://www.researchgate.net/publication/242198302_Aplicacion_de_la_tecnica_de_sedimentacion_espontanea_en_tubo_en_el_diagnostico_de_parasitos_intestinales

Mainato, S. (2017). *Seroprevalencia de Brucella abortus como impacto en la reproducción bovina de la provincia del Cañar*. UNIVERSIDAD DE CUENCA.

Mamani-Linarea, L. W., & Gallo, C. (2014). El efecto de las operaciones presacrificio en llamas (*Lama glama*) sobre los contenidos de algunos componentes relacionados con el estrés y la calidad del canal. In *Archivos de Medicina Veterinaria* (Vol. 46, pp. 463–469). Chile: Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile. Retrieved from <http://www.redalyc.org/html/1730/173033278018/>

Manani, J. (2017). *Anestesia de la fosa paralumbar mediante el uso de la técnica de Cambridge y Magda en llamas (Lama glama)*. UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO. Retrieved from http://repositorio.unap.edu.pe/bitstream/handle/UNAP/4234/Mamani_Condori_Jacqueline_Grisel.pdf?sequence=1&isAllowed=y

- Marin, R. E. (2009). *Prevalencia Sanitaria en Llamas (Lama glama) de la Provincia de Jujuy. Argentina Prevalencia Sanitaria en Llamas (Lama glama) de la Provincia de. Argentina.* Retrieved from <https://www.researchgate.net/publication/280580216>
- Matamoros, A. (2004). Manual de procedimientos de laboratorio en bioquímica clínica y control de calidad.
- McLean, A. K., Wang, W., Navas-Gonzalez, F. J., & Rodrigues, J. B. (2016). Reference intervals for hematological and blood biochemistry reference values in healthy mules and hinnies. *Comparative Clinical Pathology*, 25(4), 871–878. <https://doi.org/10.1007/s00580-016-2276-3>
- McPherson, R. A., & Pincus, M. R. (2011). *Henry's clinical diagnosis and management by laboratory methods* (23rd ed.). United States: Elsevier 2017.
- Montes, G., Stutzin, M., Correa, J., & Glade, A. (1983). Estudio hematológico, de proteínas totales y fibrinogeno en alpacas (lama pacos) de la provincia de Parinacota, Chile. *Archivos de Medicina Veterinaria (Valdivia)*, 15(1), 37–41.
- Moreno, J. P., & Pazmiño, E. A. (2016). *PROPUESTA DE COMERCIALIZACIÓN DE LECHE EN LA PARROQUIA DE SAN MIGUEL DE NONO, CANTÓN QUITO, PROVINCIA DE PICHINCHA.* UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR.
- Navone, G. T., GAMBOA, M. I., KOZUBSKY, L. E., COSTAS, M. E., CARDOZO, M. S., SISLIAUSKAS, M. N., & GONZÁLEZ, M. (2005). Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coparazitológico. *Parasitología Latinoamericana*, 60(3–4), 178–181. <https://doi.org/10.4067/S0717->

77122005000200014

Niedźwiedź, A., Jaworski, Z., Filipowski, H., Zawadzki, M., Wrzosek, M., Służewska-Niedźwiedź, M., & Nicpoń, J. (2013). Serum biochemical reference intervals for the Polish Konik horse (*Equus caballus gmelini* Ant.). *Veterinary Clinical Pathology*, 42(1), 66–69. <https://doi.org/10.1111/vcp.12020>

OIE. (2011). ¿Qué es la brucelosis? *Oie*, 6. Retrieved from <http://www.oie.int/doc/ged/D13939.PDF>

OIE. (2016). Brucelosis (*Brucella abortus*, *melitensis* y *suis*, infección). *Manual de Las Pruebas de Diagnóstico y de Las Vacunas Para Los Animales Terrestres 2017*, 47. Retrieved from http://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Health_standards/tahm/2.01.04_BOVINE_BRUCELL.pdf

OIE. (2017). Bienestar de los équidos de trabajo. *Código Sanitario Para Los Animales Terrestres*, 1–10.

Olivencia, M. J., Peñalba, B., Espada, Y., & Ruiz de Gopegui, R. (2004). Hiperglucemia e hipoglucemia. *Consulta de Difusión Veterinaria*, 12(107), 67–74. Retrieved from <http://europa.sim.ucm.es/compludoc/AA?articuloId=243841>

Palomar, C., Oihane, A., Areizaga, P., & Gumiel, M. P. (n.d.). *PROCESOS LINFOPROLIFERATIVOS EN ÉQUIDOS*. Retrieved from http://www.orientacionalaprofesion.com/_veterinaria/pdf/10A-Procesos_linfoproliferativos.pdf

Peretó, J., Sendra, R., Pamblanco, M., & Bañó, C. (2007). Fundamentos de bioquímica. In

Dinámica de proteínas (pp. 72–96). <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>

Perveen, F., & Kashif, M. (2012). Frequency of infestation of gastrointestinal helminthes in horses (*Equus ferus*) in Peshawar, Pakistan. *Research Opinions in Animal & Veterinary Sciences.*, 2(3), 145–147. Retrieved from https://www.academia.edu/19280155/Frequency_of_infestation_of_gastrointestinal_helminthes_parasites_in_horse_Equus_ferus_in_Peshawar_Pakistan

Pritchard, J. C. (2010). Animal traction and transport in the 21st century: Getting the priorities right. *Veterinary Journal*, 186(3), 271–274. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2010.08.004>

Quiroz, H. (1999). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México: Limusa.

Quiroz, H. (1999). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México: Limusa.

Quiroz, H., Figueroa, J., Ibarra, F., & López, M. E. (2011). *Epidemiología de Enfermedades Parasitarias en Animales Domésticos*. México. Retrieved from <https://www.researchgate.net/publication/268445402>

Quispe, E. (2011). Haematological adaptations of South American camelids living at high altitude. *Comlutense de Ciencias Veterinarias*, 5, 01-26.

Quispe Peña, E., & Departamento. (1998). ADAPTACIONES HEMATOLÓGICAS DE LOS CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS QUE VIVEN EN ZONAS DE ELEVADAS ALTITUDES HAEMATOLOGICAL. *EEA INTA Bordenave*.

Ramírez, C. S. (2018). “*PERFIL BIOQUÍMICO SANGUÍNEO DE LLAMAS (Lama glama)*

APARENTEMENTE SANAS DE LA SERRANÍA ECUATORIANA.” ESCUELA SUPERIOR
POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO. Retrieved from
<http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/8523/1/17T1534.pdf>

Regalado, M. (2015). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en alpacas (Lama pacos) del sector Pedregal-Mejía en la Provincia de Cotopaxi*. Universidad San Francisco de Quito.

Reynafarje, C., Faura, J., Villavicencio, D., Curaca, A., Reynafarje, B., Oyola, L., ... Faura, A. (1975). Oxygen transport of hemoglobin in high-altitude animals (Camelidae). *Journal of Applied Physiology*, 38(5), 806–810. <https://doi.org/10.1152/jappl.1975.38.5.806>

Rojas, C. (2016). *Análisis del comportamiento de los parámetros hematológicos en caballos que compiten en carreras de enduro a 2640 m.s.n.m.* Universidad de la Salle.

Sala, L. M., Blanco, B., & Pérez, M. (2012). Hematología clínica. *Farmacia Hospitalaria*, 1032–1076. <https://doi.org/10.1016/B978-84-458-2585-3/00001-4>

Salazar, J. (2014). *La Agencia Española de Cooperación Internacional para el Desarrollo en la Provincia de Bolívar, 2006-2012, una intervención enmarcada por la nueva política de Cooperación Ecuatoriana*. Universidad de Postgrado del Estado.

Sample, S. H., Fox, K. M., Wunn, D., Roth, E., & Friedrichs, K. R. (2015). Hematologic and biochemical reference intervals for adult Friesian horses from North America. *Veterinary Clinical Pathology*, 44(2), 194–199. <https://doi.org/10.1111/vcp.12248>

Svendsen, E. D. (1999). *MANUAL PROFESIONAL DEL BURRO Compilación : The Donkey Sanctuary*. (M. Long, Ed.) (Mexico). Reino Unido.

Tique, V., González, M., Mattar, S., Velásquez, R., Triana, A., & Vergara, O. (2016). Brucella

sp. seroprevalence in equids of Córdoba, Colombia. *Revista de Facultad de Ciencias Veterinarias*, 57(2), 92–100. Retrieved from <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=373149682003>

Troiano, J. (2013). *Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional. Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional* (Vol. 9).

Watson, P. (1981). *Tracción animal*. (R. Davis & M. Chakroff, Eds.). Washington. Retrieved from <http://www.nzdl.org/gsdmod?e=d-00000-00---off-0hdl--00-0----0-10-0---0---0direct-10---4-----0-11--11-en-50---20-about---00-0-1-00-0--4----0-0-11-10-OutfZz-8-00&a=d&c=hdl&cl=CL1.1&d=HASH0113c7507f62288f1860ce3b>

Yakubu, A. S., & Chafe, U. M. (2008). Haematological studies of donkeys in Sokoto state, Nigeria. *Sokoto Journal of Veterinary Sciences* *Sokoto Journal of Veterinary Sciences*.

Zapata, B., Fuentes, V., Bonacic, C., González, 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. [https://doi.org/10.1016/S0921-4488\(02\)00180-3](https://doi.org/10.1016/S0921-4488(02)00180-3)

Zhiminaicela Saquinaula, P. V. (2015). “IDENTIFICACIÓN Y DIAGNÓSTICO DE ENDOPARÁSITOS EN LLAMAS EN EL CANTÓN SÍGSIG.” UNIVERSIDAD DE CUENCA. Retrieved from <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/22248/1/Tesis.pdf>