

UNIVERSIDAD NACIONAL MICAELA BASTIDAS DE APURÍMAC
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

ESCUELA PROFESIONAL
DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



Descripción morfológica de las células sanguíneas, valores hematológicos y perfil bioquímico de la vicuña (*Vicugna vicugna mensalis*) del Centro Ecológico Recreacional de Taraccasa

TESIS

PRESENTADO POR:

ÁLEM ROSSELL HURTADO FALCÓN

PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

ABANCAY – PERÚ

2020



UNIVERSIDAD NACIONAL MICAELA BASTIDAS DE APURÍMAC
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



Tesis

**DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA DE LAS CÉLULAS SANGUÍNEAS, VALORES
HEMATOLÓGICOS Y PERFIL BIOQUÍMICO DE LA VICUÑA (*Vicugna vicugna
mensalis*) DEL CENTRO ECOLÓGICO RECREACIONAL DE TARACCASA**

Presentado por **ÁLEM ROSSELL HURTADO FALCÓN**, para optar el título de:

Médico Veterinario y Zootecnista

Sustentado y aprobado el 5 de diciembre de 2019 ante el jurado:

Presidente:


Mg. MVZ. Dora Yucra Vargas

Primer miembro:


Mg. MV. Sebastiana Virginia Bernilla De La Cruz

Segundo miembro:


MVZ. Víctor Raúl Cano Fuentes

Asesor:


MVZ. Julio Iván Cruz Colque

Agradecimientos

A la Universidad Nacional Micaela Bastidas de Apurímac, a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia y a toda la plana de docentes por esos cinco años de formación y orientación profesional, que me ha servido bastante para ser un buen profesional.

Agradezco a mis padres por el apoyo incondicional durante mis estudios y a mis hermanos por alentarme a seguir firme en esta carrera profesional.

Mi sincero agradecimiento a mi asesor, MVZ Julio Iván Cruz Colque, por su apoyo y orientación en la redacción de este proyecto de investigación, durante su ejecución y redacción de informe.

A los miembros del jurado calificador Mg. MVZ. Dora Yucra Vargas, Mg. MV. Sebastiana Virginia Bernilla De La Cruz y MVZ Víctor Raúl Cano Fuentes, por disponer su tiempo para la revisión y corrección de este proyecto de investigación.

A mi madre Mirtha, a mi padre Rossell, a mi hermano Lenin, a mi primo Pío, a mis amigos, Pablo, Luz, María, por haberme ayudado en los muestreos.

Al administrador del Centro Ecológico Recreacional de Taraccasa, Sr. Sixto, por la aceptación de trabajar con las vicuñas y disponer del personal para apoyarme en los muestreos, al Bachiller MVZ. Toño por su cordialidad y apoyo durante todos los muestreos.

A la Lic. Carmen, encargada del Laboratorio Luz de Belén, por el apoyo en el procesamiento de las muestras para bioquímica sanguínea y por su orientación en las técnicas hematológicas.

Dedicatoria

Dedico esta investigación a mis padres, quienes me dieron la vida, cuidaron, educaron, orientaron por el buen camino y me apoyaron para estudiar esta hermosa carrera; a mis hermanos con quienes compartí muchos momentos durante mi infancia; a mis docentes quienes me enseñaron en las aulas de la facultad; a mis compañeros más cercanos quienes fueron testigos de mi aprendizaje y desempeño, a los animales que fueron la causa más importante en mi decisión de optar por esta profesión.

Índice

Dedicatoria.....	IV
Abreviaturas.....	VIII
Cuadros.....	IX
Figuras.....	X
Licencia Creative Commons	XII
Introducción.....	XIII
Resumen.....	1
Abstract.....	2
CAPÍTULO I.....	3
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	3
1.1 Descripción del problema	3
1.2 Enunciado	4
1.3 Objetivos.....	4
1.4 Justificación	5
1.5 Delimitación.....	6
CAPÍTULO II.....	7
MARCO TEÓRICO	7
2.1 Antecedentes.....	7
2.2 Marco referencial.....	10
2.2.1 La vicuña.....	10
2.2.2 Distribución de las subespecies de la vicuña	10
2.2.3 Estado de conservación	11
2.2.4 Población actual de la vicuña en el Perú.....	11
2.2.5 La sangre	11
2.2.6 Importancia de la evaluación hematológica en los animales silvestres	12
2.2.7 Valores hematológicos	12
2.2.8 Los eritrocitos.....	12
2.2.9 Reticulocitos.....	13
2.2.10 Leucocitos	13

2.2.11 Recuento de glóbulos rojos (RBG)	15
2.2.12 Recuento de glóbulos blancos (RGB)	15
2.2.13 La hemoglobina.....	16
2.2.14 Índices eritrocitarios.....	16
2.2.15 Valores bioquímico sanguíneos	18
2.2.16 Alanina aminotransferasa (ALT)	18
2.2.17 Aspartato aminotransferasa (AST).....	19
2.2.18 Urea	19
2.2.19 Creatinina	19
2.2.20 Proteína total (PT).....	20
2.2.21 Albúmina.....	20
2.2.22 Glucosa.....	20
2.3 Definición de términos.....	21
2.3.1 Anticoagulante	21
2.3.2 Tubos vacutainer	21
2.3.3 Tinción de Wright	21
2.3.4 Tinción de Türk.....	21
CAPÍTULO III	22
DISEÑO METODOLÓGICO	22
3.1 Definición de variables	22
3.2 Operacionalización de variables	22
3.3 Hipótesis de la investigación	23
3.4 Tipo y diseño de investigación	23
3.5 Población y muestra.....	23
3.5.1 Población.....	23
3.5.2 Muestra.....	23
3.6 Procedimiento de la investigación	24
3.6.1 Localización	24



Abreviaturas

CER: Centro Ecológico Recreacional

RGR: recuento de glóbulos rojos

Hct: hematocrito

Hb: hemoglobina

VCM: volumen corpuscular medio

HCM: hemoglobina corpuscular media

CHCM: concentración de hemoglobina corpuscular media

RGB: recuento de glóbulos blancos

NEU: neutrófilos

LIN: linfocitos

EOS: eosinófilos

MON: monocitos

BAS: basófilos

URE: urea

CRE: creatinina

PT: proteínas totales

ALB: albúmina

GLO: globulinas

GLU: glucosa

AST: aspartato aminotransferasa

ALT: alanino aminotransferasa

EDTA: ácido etilendiaminotetracético

Cuadros

Cuadro 1. Variables e indicadores de la investigación.....	22
Cuadro 2. Valores hematológicos de la vicuña del zoológico de Taraccasa.....	53
Cuadro 3. Valores bioquímicos sanguíneos de la vicuña del zoológico de Taraccasa.	57
Cuadro 4. Valores hematológicos comparativos de las vicuñas hembra y macho.....	60
Cuadro 5. Valores bioquímicos comparativos de las vicuñas hembra y macho.	62
Cuadro 6. Resultados de los valores hematológicos y bioquímicos sanguíneos de los tres muestreos por cada vicuña.....	79

Figuras

Figura 1. Detalle de la cámara de Neubauer (hematocitómetro), los eritrocitos se cuentan en los 5 cuadrados coloreados.	25
Figura 2. Detalle de la cámara de Neubauer, los leucocitos se cuentan en las áreas pintadas.	27
Figura 3. Técnica para la realización de un extendido o frotis sanguíneo	29
Figura 4. Eritrocitos elipsoidales, Wright, 100x/1.25	38
Figura 5. Eritrocito de 7 µm, Wright, 100x/1.25.....	38
Figura 6. Neutrófilo de vicuña hembra con cuerpo de Barr, Wright, 100x/1.25.....	39
Figura 7. Neutrófilo segmentado, Wright, 100x/1.25	39
Figura 8. Neutrófilo de 15 µm, Wright, 100x/1.25	40
Figura 9. Neutrofilo en banda con núcleo en U, Wright, 100x/1.25	41
Figura 10. Neutrófilo en banda con núcleo en S, Wright, 100x/1.25.....	41
Figura 11. Neutrófilo en banda de 12 µm, Wright, 100x/1.25	41
Figura 12. Linfocito pequeño, Wright, 100x/1.25.....	42
Figura 13. Linfocito pequeño de 7 µm, Wright, 100x/1.25.....	43
Figura 14. Linfocito mediano, Wright, 100x/1.25.....	43
Figura 15. Linfocito mediano de 11 µm, Wright, 100x/1.25	43
Figura 16. Linfocito grande, Wright, 100x/1.25	44
Figura 17. Linfocito granular grande de 14 µm, Wright, 100x/1.25.....	44
Figura 18. Linfocito granular, Wright, 100x/1.25.....	44
Figura 19. Eosinófilo con granulos que no llenan por completo el citoplasma, Wright, 100x/1.25.....	46
Figura 20. Eosinófilo de 13 µm, Wright, 100x/1.25	46
Figura 21. Eosinófilo con granulos que llenan por completo el citoplasma, Wright, 100x/1.25	46
Figura 22. Eosinófilo con núcleo en anillo, Wright, 100x/1.25	47
Figura 23. Monocito con núcleo ovoide, Wright, 100x/1.25	48
Figura 24. Monocito con núcleo en forma de riñón, Wright, 100x/1.25.....	48
Figura 25. Monocito con núcleo bilobulado, Wright, 100x/1.25	49
Figura 26. Monocito con núcleo irregular, Wright, 100x/1.25	50
Figura 27. Monocito de 12 µm, Wright, 100x/1.25	50
Figura 28. Basófilo grande con abundantes gránulos púrpura, Wright, 100x/1.25.....	51
Figura 29. Basófilo grande con núcleo irregular con pocos gránulos púrpura., Wright, 100x/1.25.....	51

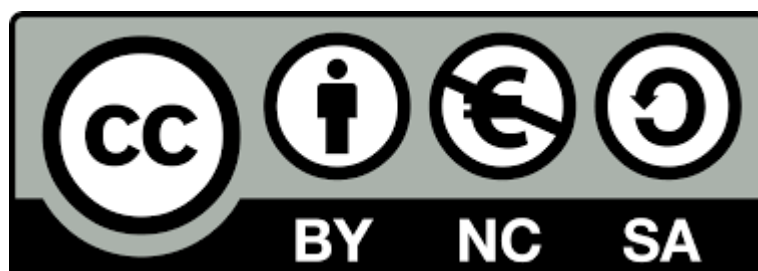
Figura 30. Basófilo grande de 15 μm , Wright, 100x/1.25.....	51
Figura 31. Basófilo pequeño de 10 μm , Wright, 100x/1.25.....	52
Figura 32. Vicuñas en su ambiente	72
Figura 33. Captura y colocación de la mascara.....	72
Figura 34. Vicuña contenida en decúbito lateral izquierdo.....	72
Figura 35. Rasurado de la zona de venopunción.....	73
Figura 36. Asepsia del sitio de venopunción.....	73
Figura 37. Hemostasia de la vena yugular.....	73
Figura 38. Punción de la vena yugular	74
Figura 39. Colección de la sangre al vacío.....	74
Figura 40. Tubo de tapa roja lleno con sangre	74
Figura 41. Transporte de la muestra	75
Figura 42. Llenado del tubo de microhematocrito	75
Figura 43. Centrífuga de microhematocrito con los túbulos	75
Figura 44. Colocación de gota de sangre para frotis	76
Figura 45. Extensión de la sangre.....	76
Figura 46. Frotices sanguíneos.....	76
Figura 47. Centrífuga con los tubos de tapa roja.....	77
Figura 48. Tubos con suero sanguíneo	77
Figura 49. Incubación de las muestras con reactivos	77
Figura 50. Procesamiento de las muestras para bioquímica.....	78
Figura 51. Resultado de la lectura para creatinina	78
Figura 52. Células sanguíneas observadas. Wright 100x/1.25.....	78
Figura 53. Autorización para toma de muestras en el C.E.R. de Taraccasa.....	85

Descripción morfológica de las células sanguíneas, valores hematológicos y perfil bioquímico de la vicuña (*Vicugna vicugna mensalis*) del Centro Ecológico Recreacional de Taraccasa

Línea de investigación:

Ciencias Veterinarias

Esta publicación está bajo Licencia Creative Commons



Introducción

Los animales silvestres criados en cautiverio se ven enfrentados a situaciones potencialmente estresantes, alta densidad, intervención humana frecuente, lo cual los hace potencialmente vulnerables a traumas y patologías [1]. Para diagnosticar enfermedades y evaluar el efecto del manejo en la homeostasis animal, se requiere conocer los valores de referencia, entre ellos los parámetros hematológicos [2], bioquímica sanguínea y las características morfológicas de las células sanguíneas.

En la mayoría de las especies la información relacionada con parámetros bioquímicos es abundante, sin embargo, en camélidos esta información es incompleta [3]. La valoración química sanguínea se podría utilizar para evaluar el estado nutricional y sanitario de los animales, especialmente para descubrir carencias nutricionales [4], problemas clínicos y alteraciones metabólicas [5], los CSA presentan características bioquímicas propias a la adaptación de su habitat [6].

La hematología clínica ha sido por mucho tiempo uno de los criterios más empleados como medida de diagnóstico de la salud [7], [8]. El estudio hematológico puede ser de gran utilidad para el conocimiento de la adaptación de las especies al medio ambiente y para el manejo de la fauna con fines de conservación de la diversidad biológica [9].

El análisis de sangre es importante para determinar el estado de salud de un individuo, puesto que la sangre participa directa e indirectamente en casi todos los procesos bioquímicos del cuerpo, alteraciones en su estado ayudan a detectar enfermedades y evaluar la fisiología animal. La sangre al ser fácil de muestrear sin lastimar al animal, se hace de su examen un elemento de diagnóstico muy útil [10]. Por esta razón el objetivo del presente estudio fue determinar la morfología celular, valores hematológicos y perfil bioquímico de la vicuña en cautiverio.

Resumen

Se describieron las características morfológicas de las células sanguíneas, valores hematológicos y perfil bioquímico de 5 vicuñas adultas en cautiverio del Parque Ecológico Recreacional de Taraccasa. Se colectaron 2 muestras de sangre por animal cada 15 días, con 3 repeticiones por cada uno. Para la descripción morfológica se utilizaron frotices sanguíneos, la determinación de los valores hematológicos se realizó de forma manual y espectrofotometría para el perfil bioquímico. Se encontró que los eritrocitos fueron pequeños, elipsoidales sin centro pálido; neutrófilos con núcleo hipersegmentado 2 a 5 lóbulos; eosinófilos con núcleo hiposegmentado y gránulos rosados en su citoplasma; basófilos con núcleo grande, irregular y abundantes gránulos púrpura; linfocitos pequeños, medianos y grandes, con un núcleo que ocupó la mayor parte del citoplasma y monocitos con un núcleo en riñón, irregular, bilobulado y ovoide con citoplasma azul claro. Los valores hematológicos fueron: RGR $14.32 \times 10^6 \pm (13.32 - 15.24)$, Hct $38.20 \% \pm (37.30-39.30)$, Hb $12.70 \text{ g/dL} \pm (12.40-13.10)$, VCM $26.74 \text{ fL} \pm (25.37-28.08)$, HCM $8.88 \text{ pg} \pm (8.35-9.32)$, CHCM $33.22 \text{ g/dL} \pm (32.92-33.46)$, RGB $5.07 \times 10^3 \pm (3.90-6.05)$, diferenciación celular, NEU $58.49\% \pm (54.00-61.70)$, LIN $34.77\% \pm (30.70-38.30)$, MON $3.54\% \pm (2.70-4.70)$, EOS $2.34\% \pm (1.70-3.60)$, BAS $0.86\% \pm (0.60-1.30)$. Los valores bioquímicos sanguíneos fueron: URE $40.51 \text{ mg/dL} \pm (35.33-47.30)$, CRE $2.02 \text{ mg/dL} \pm (1.60-2.40)$, PT $8.85 \text{ g/dL} \pm (7.99-9.80)$, ALB $4.27 \text{ g/dL} \pm (3.80-4.70)$, GLO $4.58 \text{ g/dL} \pm (3.93-5.10)$, GLU $146.34 \text{ mg/dL} \pm (129.70-161.70)$, AST $169.46 \text{ UI/L} \pm (160.3-180.30)$, ALT $14.92 \text{ UI/L} \pm (13.70-16.70)$. La morfología celular fue similar a la descrita en alpacas y llamas, los valores hematológicos y bioquímicos en hembras fueron ligeramente más altos que en machos.

Palabras claves: vicuña, células sanguíneas, características morfológicas, valores hematológicos, perfil bioquímico.

Abstract

The morphological characteristics of the blood cells, hematological values and biochemical profile of 5 adult vicunas of the Taraccasa Ecological Recreational Park were described. 2 blood samples were collected per animal every 15 days, with 3 repetitions per each one. Blood rubs were used for the morphological description, the determination of the hematological values was performed manually and spectrophotometry for the biochemical profile. Erythrocytes were found to be small, ellipsoidal without a pale center; 2 to 5 lobe neutrophils with a hypersegmented nucleus; eosinophils with a hyposegmented nucleus and pink granules in their cytoplasm; basophils with large, irregular nucleus and abundant purple granules; small, medium and large lymphocytes, with a nucleus that occupies most of the cytoplasm and monocytes with a kidney nucleus, irregular, bilobed and ovoid with light blue cytoplasm. Hematological values were: RGR $14.32 \times 10^6 \pm (13.32 - 15.24)$, Hct 38.20 % $\pm (37.30-39.30)$, Hb 12.70 g/dL $\pm (12.40-13.10)$, VCM 26.74 fL $\pm (25.37-28.08)$, HCM 8.88 pg $\pm (8.35-9.32)$, CHCM 33.22 g/dL $\pm (32.92-33.46)$, RGB $5.07 \times 10^3 \pm (3.90-6.05)$, cell differentiation, NEU 58.49% $\pm (54.00-61.70)$, LIN 34.77% $\pm (30.70-38.30)$, MON 3.54% $\pm (2.70-4.70)$, EOS 2.34% $\pm (1.70-3.60)$, BAS 0.86% $\pm (0.60-1.30)$. The blood biochemical values were: URE 40.51 mg/dL $\pm (35.33-47.30)$, CRE 2.02 mg/dL $\pm (1.60-2.40)$, PT 8.85 g/dL $\pm (7.99-9.80)$, ALB 4.27 g/dL $\pm (3.80-4.70)$, GLO 4.58 g/dL $\pm (3.93-5.10)$, GLU 146.34 mg/dL $\pm (129.70-161.70)$, AST 169.46 UI/L $\pm (160.3-180.30)$, ALT 14.92 UI/L $\pm (13.70-16.70)$. The cell morphology was similar to that described in alpacas and llamas, the hematological and biochemical values in females were slightly higher than in males.

Key words: vicuña, cells blood, morphologic characteristics, haematological values, biochemical profile.

CAPÍTULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1 Descripción del problema

Las vicuñas en el pasado han estado casi al borde la extinción, actualmente son manejadas en semicautiverio con la finalidad de recuperar su población y aprovechar su fibra; otras en completo cautiverio como ocurre en el C. E. R. de Taraccasa, en este los animales entran en contacto con los humanos, visitantes, cuidadores y otros animales, debido a esto están expuestos a sufrir cuadros estresantes, por lo cual pueden sufrir estados de inmunosupresión corriendo el riesgo de padecer diferentes alteraciones fisiopatológicas, enfermedades parasitarias e infecciosas.

Los animales silvestres criados en cautiverio se ven enfrentados a situaciones potencialmente estresantes, tales como la alta densidad, intervención humana frecuente, entre otros, lo cual los hace potencialmente vulnerables a diversas patologías [1]. Para diagnosticar enfermedades, así como también evaluar el efecto del manejo en la homeostasis animal, se requiere conocer los valores de referencia de indicadores de salud, entre ellos los valores hematológicos, [11], valores bioquímicos sanguíneos y la morfología de las células sanguíneas.

La investigación de los valores bioquímicos sanguíneos de la vicuña no ha sido muy ampliamente estudiada, las enzimas hepáticas juegan un papel importante a la hora de diagnosticar enfermedades en este órgano importante. La enfermedad del hígado graso es frecuentemente observada durante las necropsias y las enfermedades hepáticas primarias han sido raramente diagnosticadas en forma clínica en camélidos [12].

En la mayoría de las especies la información relacionada con parámetros bioquímicos es abundante, sin embargo, en camélidos esta información es incompleta [13]. Los valores bioquímicos sanguíneos se podrían utilizar para evaluar el estado nutricional, sanitario y especialmente para descubrir carencias de alimento [4], cabe indicar que también para problemas clínicos y alteraciones metabólicas [14], los CSA presentan características bioquímicas propias a la adaptación de su habitat [6], estos valores, deben ser determinados para la misma especie, ya que la extrapolación desde otras especies puede producir errores de interpretación [15].

Para poder atender a cualquier animal se hace necesario conocer sus valores hematológicos, de bioquímica sanguínea y aspectos morfológicos de las células que componen la sangre, pues estos nos ayudarán con el diagnóstico, con el cual podremos tratar adecuadamente al animal [16].

1.2 Enunciado

General

¿Cuáles son las características morfológicas de las células sanguíneas, los valores hematológicos y el perfil bioquímico de la vicuña del Centro Ecológico Recreacional de Taraccasa?

Específicos

- a) ¿Cuáles son las características morfológicas de las células sanguíneas de la vicuña adulta macho y hembra?
- b) ¿Cuáles son los valores hematológicos de referencia para el recuento de glóbulos rojos, hemoglobina, hematocrito, volumen corpuscular medio, hemoglobina corpuscular media, concentración de hemoglobina corpuscular media, recuento de glóbulo blancos, neutrófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos y monocitos de la vicuña adulta macho y hembra?
- c) ¿Cuáles son los valores bioquímicos sanguíneos de referencia para urea, creatinina, alanina aminotransferasa, aspartato aminotransferasa, proteínas totales, albúmina, globulina y glucosa de la vicuña adulta macho y hembra?

1.3 Objetivos

General

Describir las características morfológicas de las células sanguíneas, determinar los valores hematológicos y el perfil bioquímico de la vicuña del Centro Ecológico Recreacional de Taraccasa.

Específicos

- a) Describir las características morfológicas de las células sanguíneas de la vicuña adulta macho y hembra.
- b) Determinar los valores hematológicos referenciales para el recuento de glóbulos rojos, hemoglobina, hematocrito, volumen corpuscular medio, hemoglobina corpuscular media, concentración de hemoglobina corpuscular media, recuento de glóbulo blancos, neutrófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos y monocitos de la vicuña adulta macho y hembra.

- c) Determinar los valores bioquímicos sanguíneos referenciales para urea, creatinina, alanina aminotransferasa, aspartato aminotransferasa, proteínas totales, albúmina, globulina y glucosa de la vicuña adulta macho y hembra.

1.4 Justificación

La hematología clínica ha sido por mucho tiempo uno de los criterios más empleados como medida de diagnóstico de la salud [7], [8]. El estudio hematológico puede ser de gran utilidad para el conocimiento de la adaptación de las especies al medio ambiente y para el manejo de la fauna con fines de conservación de la diversidad biológica [9].

El análisis de sangre es importante para determinar el estado de salud de un individuo, puesto que la sangre participa directa e indirectamente en casi todos los procesos bioquímicos del cuerpo, alteraciones en su estado ayudan a detectar enfermedades o lesiones. La sangre al ser fácil de muestrear sin lastimar al animal, se hace de su examen un elemento de diagnóstico muy útil [10].

Las principales adaptaciones de los camélidos sudamericanos se dividen en anatómicas y fisiológicas. Dentro de esta última destacan las hematológicas destinadas a mejorar sustancialmente la eficiencia en el transporte de oxígeno [17], [18], esas características hematológicas fueron poco estudiadas en vicuñas y se encuentra poca información al respecto, la mayoría de trabajos se han realizado en los camélidos domésticos.

Los avances científicos y la preocupación por conservar esta especie que en el pasado fue casi extinta, exhorta a los profesionales Médicos Veterinarios, zoológicos, centros de rescate y rehabilitación, y demás instituciones que mantiene a estos animales en cautiverio a producir todo tipo de información científica para mejorar los esfuerzos de conservación de esta especie que es muy importante para nuestro país por su legado histórico y riqueza biológica.

Las características morfológicas de las células sanguíneas, los valores hematológicos y valores bioquímicos sanguíneos de la vicuña en condiciones de cautiverio son poco conocidas o hay poca información al respecto en nuestro país, esta investigación permitirá conocer cuáles son los valores hematológicos, bioquímicos sanguíneos y morfológicos de las células sanguíneas de las vicuñas mantenidas en cautiverio en el C. E. R. de Taraccasa con el fin establecer los valores de referencia propios para sus

animales. Indiscutiblemente estos valores, serán una herramienta muy útil en el manejo y conservación de esta especie silvestre.

1.5 Delimitación

El presente estudio involucró la descripción de las características morfológicas de las células sanguíneas, los valores hematológicos y el perfil bioquímico sanguíneo de las vicuñas adultas según sexo del C.E.R. de Taraccasa, cuya unidad de investigación fue sangre colectada de vicuñas adultas.

La observación morfológica de las células sanguíneas y los valores hematológicos se realizaron en laboratorio de Patología Clínica de la Facultad de Medicina Veterinaria y las muestras para el análisis bioquímico se procesaron en el laboratorio Luz de Belén.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1 Antecedentes

Titi *et al.*, (2017) [19]. Con el objetivo de determinar algunos parámetros bioquímicos sanguíneos y hematológicas en vicuñas (*Vicugna vicugna vicugna*) del Comité Multicomunal de Manejo de Vicuñas de CalaCala., provincia de San Antonio de Putina Departamento de Puno, con una alimentación en praderas nativas (pastoreo natural), las muestras fueron tomadas de 23 vicuñas, por punción de la vena yugular, usando tubos Vacutainer, durante el proceso de Chaccu de vicuñas. Los análisis se realizaron en el Laboratorio de Biología de la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, mediante espectrofotometría de luz visible (Génesis 10 UV), Los resultados obtenidos para los machos fueron: Glucosa de $81,62 \pm 4,76$ mg/dL, Creatina $2,37 \pm 0,19$ mg/dL, Urea $35,47 \pm 2,59$ mg/dL, y para las hembras de Glucosa de $95,41 \pm 32,91$ mg/dL, Creatina $2,31 \pm 0,18$ mg/dL, Urea $36,64 \pm 2,96$ mg/dL, las variables hematológicas determinadas fueron: hematocrito de 39,13 % y para la variable hemoglobina fue $13,07 \pm 1,07$ g/dL para las vicuñas macho, sin embargo, para las vicuñas hembras el hematocrito es de 41,38 %.

Escalante, (2017), [20]. El objetivo fue determinar los valores hematológicos y bioquímicos en crías alpacas aparentemente sanas. Se tomaron muestras de sangre, plasma en 30 crías menores a 2 meses, provenientes del CIP “La Raya” UNA - Puno. La hematología se realizó por métodos clásicos y la bioquímica mediante un analizador bioquímico (URIT-810). Los valores promedio fueron: Recuento GR: 10.67 ± 0.13 / μ L, Recuento GB: 19.07 ± 0.18 x / μ L; Hto 25.30 %; Hb: 11.23 ± 0.15 g /dL; VCM: 23.80 ± 0.59 fL; HCM 10.58 ± 0.21 pg; CHCM 45.11 %; diferenciación celular, NEU: 47.8% (9.11 μ L); MON: 18.87% (3.59 μ L); LIN: 30.47% (5.82 μ L); EOS: 2.73% (0.53 μ L) y BAS: 1% (0.20 μ L). Para la parte bioquímica se tuvo: ALT: 27.26 ± 1.85 U/L; AST: 417.33 ± 29.79 U/L; PT: 9.14 ± 0.29 g/dL; ALB: 5.19 ± 0.21 g/dL; GLU: 103.06 ± 3.96 mg/dL; Urea: 39.93 ± 2.35 mg/dL; Creatinina: 2.90 ± 0.23 mg/dL. Se concluyó que los valores hallados mediante la estadística descriptiva tanto para la hematología y bioquímica, estuvieron dentro del rango de valores referenciales a otros estudios, de ahí que el presente estudio pretende ser considerado como patrón de referencia en la edad y especie en estudio.

Flores *et al.*, (2016), [21]. El objetivo del presente estudio fue determinar el perfil bioquímico hepático y renal en alpacas (*Vicugna pacos*) aparentemente normales de un rebaño de la Sierra Central del Perú. Se tomaron muestras de sangre (8 ml) en 60 animales (30 adultos y 30 tuis), mediante punción de la vena yugular. Los valores promedio fueron Bilirrubina total: 0.62 ± 0.51 mg/dl; Bilirrubina directa: 0.13 ± 0.09 mg/dl; Bilirrubina indirecta: 0.51 ± 0.52 mg/dl; ALT: 23.27 ± 13.11 UI/L; AST: 197.2 ± 53.74 UI/L; Fosfatasa alcalina: 159.45 ± 76.6 UI/L; GGT: 22.35 ± 10.63 ; Proteínas totales: 7.73 ± 1.18 g/dl; Albúmina: 3.63 ± 0.65 g/dl; Globulina: 4.10 ± 1.40 g/dl; Urea: 39.1 ± 9.02 mg/dl y Creatinina: 2.21 ± 0.54 mg/dl. Se encontró diferencia estadística ($p < 0.05$) entre grupos etarios para bilirrubina total e indirecta y fosfatasa alcalina.

Concha *et al.*, (2013), [22]. Se estableció el perfil bioquímico sanguíneo hepático de vicuñas (*Vicugna vicugna*) criadas en cautiverio en dos parques zoológicos de la ciudad de Lima, Perú. Se tomaron muestras de sangre a 31 animales por punción de la vena yugular, y se determinó, alanino amino transferasa (ALT), aspartato amino transferasa (AST), proteínas totales (PT), albúmina, globulinas y glucosa. Los valores encontrados (media $\pm$ DE) fueron: ALT 6.39 ± 4.62 UI/L; AST 242.77 ± 61.36 UI/L; PT 8.27 ± 2.25 g/dL; albúmina 4.06 ± 0.82 g/dL; globulinas 4.21 ± 1.93 g/dL, glucosa 143.16 ± 33.14 mg/dL. No hubo diferencia estadística por sexo, pero el lugar de procedencia fue estadísticamente significativo ($p < 0.05$) para PT, albúmina y globulinas.

Beltrán *et al.*, (2013), [23]. Con el objetivo de evaluar el estado sanitario de vicuñas en contacto con ganado doméstico durante las capturas para esquilas comunitarias en el Área Natural de Manejo Integrado Nacional (ANMI) Apolobamba, entre octubre y diciembre de 2006 se muestrearon 36 vicuñas en las cuales se evaluaron hemogramas completos. En el hemograma se observaron diferencias significativas ($P < 0.05$) en el recuento de proteínas totales, cuyos valores en animales juveniles fueron inferiores a los hallados en adultos; en el caso de eritrocitos, los valores del recuento fueron significativamente inferiores en hembras adultas frente a los valores hallados en vicuñas juveniles.

Sánchez *et al.*, (2008), [24]. Con el objetivo de determinar el perfil bioquímico sérico de la vicuña en condiciones de cautiverio (alimentadas con pastos cultivados), se

obtuvieron los niveles de proteína total, glucosa y colesterol, respectivamente, en 16 muestras de sangre de vicuñas juveniles machos (cautiverio) en el establo de la Universidad Nacional de Huancavelica (UNH). Los análisis se realizaron en el Laboratorio de Fisiología Animal y Bioquímica de la UNH, mediante espectrofotometría de luz visible (Génesis 10 UV), según el protocolo establecido por Wiener (2000). Los resultados obtenidos de glucosa, colesterol y proteínas totales fueron: $100,06 \pm 36,4$; $21,69 \pm 6,5$ y $9,19 \pm 1,8$ respectivamente. Estos resultados difieren con los reportados por Sigwas (2005), Fowler (1998), Garnica et al. (2003), en condiciones normales (alimentados con pastos silvestres) donde se encuentran diferencias significativas respecto a la proteína total siendo mayor en condiciones de cautiverio (alimentados con pastos cultivados), lo que obedece al cambio en el tipo de alimento que consumen en ambas condiciones estos camélidos.

Sigwas *et al.*, (2008) [25]. Con el objetivo de elaborar el perfil sanguíneo de vicuñas, se determinaron los niveles de hematocrito (Ht), hemoglobina (Hb), glucosa (G) y proteína total (Pt). Se tomaron 24 muestras de sangre de vicuñas adultas (7 machos y 17 hembras) del Centro de Investigación de Camélidos Sudamericanos Lachocc-EAP de Zootecnia de la Universidad Nacional de Huancavelica, capturadas en la campaña 2004. Para el análisis de las muestras se usaron los métodos de microhematocrito y espectrofotometría. Los resultados obtenidos para ambos sexos de Ht, Hb, Pt y G fueron: $37,00 \pm 3,02\%$ y $37,40 \pm 3,84\%$; $11,94 \pm 0,98$ y $12,06 \pm 1,24$ g/dl; $4,30 \pm 3,37$ y $5,59 \pm 3,15$ g/dl; $211,43 \pm 90,23$ y $116,24 \pm 77,44$ mg/dl respectivamente.

Azwai *et al.*, (2007), [25]. Las características morfológicas, que incluyen la numeración, la diferenciación y las características de las células sanguíneas, se determinaron en diez llamas adultas macho y hembra clínicamente normales. Los parámetros hematológicos incluyeron: recuento de eritrocitos, concentración de hemoglobina, volumen celular empaquetado, índices de eritrocitos, recuento de reticulocitos, recuento de plaquetas, recuento total de leucocitos y recuento diferencial de leucocitos. Parecía que el hemograma de llama se caracterizaba por la presencia de numerosos pero pequeños eritrocitos, un alto recuento total de leucocitos y una gran cantidad de eosinófilos principalmente inmaduros. Las características morfológicas celulares únicas comúnmente observadas en frotis de sangre teñidos con May-Grunwald-Giemsa fueron: eritrocitos plegados, anillos de

Cabot, núcleos de neutrófilos hipersegmentados, linfocitos granulares y eosinófilos inmaduros.

Oblitas *et al.*, (1998), [6]. Las características sanguíneas se determinaron en 34 alpacas adultas, reintroducidas desde el altiplano chileno a las condiciones climáticas y de manejo de Valdivia, X Región - Chile. Los valores hematológicos determinados fueron: eritrocitos ($7,1-13,0 \times 10^6/\text{ul}$), hematocrito (20-32 %), hemoglobina (9,2-15,2 g/dl), VCM (18-34 fl), HCM (8-16 %), CHCM (37-57 g/dl), leucocitos ($4,5-19,0 \times 10^3/\text{ul}$), basófilos (0-3 %), eosinófilos (0-36 %), neutrófilos (32-71%), baciliformes (0-6 %), linfocitos (8-45 %) y monocitos (0-7 %). Los eritrocitos son pequeños y elipsoidales, los neutrófilos con gránulos rosa pálido y los eosinófilos con núcleo hiposegmentado y gránulos que no llenan el citoplasma. Los valores bioquímicos sanguíneos fueron: urea (4,0-9,2 mmol/L), proteínas totales (54-72 g/L), albúminas (31-45 g/L) y globulinas (15-36 g/L), fibrinógeno (1-5 g/L); aspartato amino transferasa (AST) (81-187 U/I), γ glutamyl transferasa (γ GT) (4,9-41 U/I) y fosfatasa alcalina (FA) (3,1-167 U/I). Los resultados se analizaron y compararon con los obtenidos en diferentes condiciones.

2.2 Marco referencial

2.2.1 La vicuña

La vicuña (*Vicugna vicugna*) es un camélido salvaje de América del Sur que habita en la región de la puna o altiplano (3.000- 4.700 m de altitud) de Perú, Bolivia, Chile y Argentina. Cuyo rango de distribución natural se encuentra entre 9° 30' y 29° 00' latitud sur [29].

2.2.2 Distribución de las subespecies de la vicuña

Las vicuñas en el Perú se encuentran en los departamentos de Áncash, Huánuco, Cerro de Pasco, Junín, Lima, Huancavelica, Ayacucho, Ica, Apurímac, Arequipa, Cusco, Puno, Moquegua y Tacna. Dos subespecies están presentes en Chile y Bolivia, *Vicugna vicugna mensalis* (en el norte) y *Vicugna vicugna vicugna* (en el sur). Argentina tiene sólo *Vicugna vicugna vicugna* y Perú *Vicugna vicugna mensalis* [30].

2.2.3 Estado de conservación

Debido a la caza indiscriminada, en 1968 la vicuña fue declarada como “especie en Vías de Extinción” por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN) [31], [32], [33], por lo que en 1975 fue incluida en el Apéndice I de la Convención Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre (CITES) [34]. Estas medidas de conservación favorecieron la recuperación de las poblaciones naturales, estimándose para 2005 una población de aproximadamente 285.041 individuos en su rango de distribución [34]. Como resultado fue que en el año 1996 las vicuñas fueron recategorizadas por la IUCN como “especie de Bajo Riesgo, dependiente de la conservación” pasando al Apéndice II de CITES, autorizándose así el manejo de esta especie en silvestría y actualmente la IUCN las categoriza como “especie de Preocupación Menor” (IUCN) [34].

2.2.4 Población actual de la vicuña en el Perú

La población total de vicuñas en el Perú es de 208 899 individuos según el último censo del Ministerio de Agricultura [35].

2.2.5 La sangre

La sangre es una sustancia líquida que circula por las arterias y las venas del organismo. La sangre es roja brillante o escarlata cuando ha sido oxigenada en los pulmones y pasa a las arterias; adquiere una tonalidad más azulada cuando ha cedido su oxígeno para nutrir los tejidos del organismo y regresa a los pulmones a través de las venas y de los pequeños vasos denominados capilares [36].

En la composición de la sangre en los animales sanos, el 45% del volumen de su sangre son células, glóbulos rojos (la mayoría), glóbulos blancos y plaquetas. Un fluido claro y amarillento, llamado plasma, constituye el resto de la sangre. El plasma, del cual el 95% es agua, contiene también nutrientes como glucosa, grasas, proteínas, vitaminas, minerales y los aminoácidos necesarios para la síntesis de proteínas” [37].

2.2.6 Importancia de la evaluación hematológica en los animales silvestres

El uso de la evaluación hematológica en animales silvestres es fundamental para la evaluación general del estado de salud de estas poblaciones. La estandarización de los procedimientos de laboratorio y el conocimiento en la identificación de las diferencias morfológicas, son fundamentales para obtener resultados confiables que proporcionan la mayor utilidad clínica, el conocimiento de las variaciones morfológicas de las células sanguíneas que existe en condiciones de normales, permite realizar recuentos diferenciales, observaciones, parásitos sanguíneos y detectar los cambios celulares producidos por alteraciones como el estrés, así como los que se hacen evidentes en los diferentes procesos de enfermedad [38].

En cuanto a interpretación de resultados hematológicos, si bien existe el Sistema de Información Internacional de Especies (ISIS), los valores de referencia siguen siendo una limitante, ya que los rangos establecidos en esta base de datos son muy amplios y no todas las especies están incluidas [38].

2.2.7 Valores hematológicos

Son una parte esencial de la hematología, ya que aportan datos suficientemente importantes, en la mayoría de los casos, en causar, confirmar y otras veces desechar el diagnóstico [39].

Los valores hematológicos hacen mención a todos los componentes que forman parte de la sangre, tales como, los eritrocitos, leucocitos y su concentración por microlitro de sangre, los índices eritrocitarios y plaquetas que, muy ampliamente utilizados para conocer el estado de salud de un animal o como apoyo diagnóstico de algunas enfermedades y alteraciones.

2.2.8 Los eritrocitos

“Los eritrocitos de los mamíferos son células anucleadas que normalmente circulan durante varios meses en la sangre, a pesar de las limitadas capacidades de síntesis y repetidas exposiciones a daños mecánicos y metabólicos” [40].

“Los eritrocitos de las vicuñas son elipsoides y más achatados, representan una adaptación a la altura ya que ofrecen más espacio para las moléculas de hemoglobina e interviene incrementando la eficiencia para el transporte de O₂

a gran altitud, ese elipsoide además posee menor deformabilidad y resistencia a la lisis hipotónica que otros eritrocitos de mamíferos, debido a que poseen una mayor concentración de banda 3 en la membrana eritrocitaria y mayor interacción con otras proteínas de la membrana. Poseen además mayor concentración de hemoglobina fetal, también como adaptación a la vida en altitud con baja concentración de O₂ [41].

Los eritrocitos tienen tres funciones: transporte de oxígeno (O₂) a los tejidos, transporte de dióxido de carbono (CO₂) a los pulmones y libera iones de hidrógeno. La mayoría de los eritrocitos circulan en la sangre por un periodo finito de tiempo (tiempo de sobrevivencia o vida media) cuyos rangos van desde 2 a 5 meses en animales domésticos, dependiendo de la especie [40].

La vida media de los eritrocitos está relacionada con el peso (y consecuentemente la tasa metabólica), y en los pequeños animales (alta tasa metabólica) esta es menor. Los eritrocitos maduros son fagocitados por el sistema fagocítico mononuclear, una variedad de cambios ocurre en estos [42].

2.2.9 Reticulocitos

Los reticulocitos representan a los eritrocitos inmaduros en el estadio final de diferenciación. Se originan de los eritroblastos ortocromáticos luego de la eyección del núcleo y maduran gradualmente, parte en la médula ósea y en la sangre periférica [43].

En casos de hipoxia tisular, hemorragia y hemólisis la eritropoyetina estimula la liberación de reticulocitos desde la médula ósea a la sangre periférica, estando en la médula de dos a tres días antes de ser liberados. Pero en caso de eritropoyesis intensa, reticulocitos inmaduros, llamados de estrés, se liberan prematuramente a sangre periférica. Son reticulocitos de mayor tamaño y contenido en ARN y menor cantidad de hemoglobina que los reticulocitos maduros [44].

2.2.10 Leucocitos

Los leucocitos también llamados glóbulos blancos son un conjunto heterogéneo de células sanguíneas que son los efectores celulares de la respuesta inmune, así intervienen en la defensa del organismo contra sustancias

extrañas o agentes infecciosos. Se originan en la médula ósea y en el tejido linfático, [45].

Los glóbulos blancos o leucocitos son una vital fuerza de defensa contra organismos extraños. También ya que limpian y eliminan células muertas y desechos tisulares que de otra manera se acumularían. “Los leucocitos son células de forma redondeada mientras circulan en la sangre y adoptan formas muy variadas cuando salen de los vasos sanguíneos y su diámetro oscila entre 6 y 18 μ [40].

Neutrófilos

Son la primera línea de las defensas del organismo. Forman aproximadamente un 60% del total de glóbulos blancos, reaccionan rápidamente, en unas cuatro horas, ante cualquier problema; con ciertos tipos de infecciones severas pueden aumentar en número; sin embargo, sus números bajan ante problemas relacionados con estrés fuerte o algún virus, si se ve un aumento en el número del neutrófilo segmentado, quiere decir que el animal está experimentando un estrés agudo y está utilizando incluso los neutrófilos inmaduros producidos recientemente por la médula ósea [46].

Linfocitos

Funcionan como la segunda línea de defensa, después de los neutrófilos. Los linfocitos transportan las proteínas del sistema y tienen un papel en la producción de anticuerpos, su número baja ante problemas relacionados con estrés crónico, crecimiento, lesiones o un animal con carácter nervioso, aumentan ante problemas crónicos, como cáncer o infecciones [45].

Basófilos

Están presentes en las alergias e inflamaciones de tejidos. La cantidad de basófilos, normalmente, es de entre un 0 a 1% del total de la proporción de los glóbulos blancos, así que posibles cambios son difíciles de notar. Contienen heparina e histamina. Cuando hay inflamación, evita que la sangre se coagule y ayudan a prevenir respuestas alérgicas [46].

Eosinófilos

Son células grandes, que reaccionan ante problemas relacionados con alergias o irritaciones en el sistema respiratorio. Una variación por debajo de lo normal sólo sale al principio de un problema, cuando los eosinófilos han salido de la sangre para ir al tejido afectado, y no ha pasado suficiente tiempo para producir más [46].

Monocitos

Son células de gran importancia, por su presencia en procesos de reparación, su función es ayudar a la reparación directa, dispersando y absorbiendo el tejido dañado después de alguna lesión. Al igual que los eosinófilos y monocitos, la cantidad de células baja al empezar el proceso y luego presenta un aumento cuando ya están producidas las células nuevas [45].

2.2.11 Recuento de glóbulos rojos (RBG)

El recuento de glóbulos rojos o recuento eritrocitario es el número total de eritrocitos por microlitro de sangre. El valor se incrementa en deshidratación, miedo/excitación, shock, ejercicio intenso, policitemia absoluta, esteroides y por evaporación después de la toma. El valor disminuye cuando hay anemia, al final de la gestación, tranquilización y sedación, hemólisis durante la extracción, y como cuando hay una excesiva dilución de la muestra. En casos de policitemia, se encuentra un incremento en el hematocrito, recuento de glóbulos rojos y la concentración de hemoglobina [47].

2.2.12 Recuento de glóbulos blancos (RGB)

“El RGB es el número de leucocitos de cualquier clase en un volumen determinado de sangre. Un recuento total de leucocitos anormalmente alto se denomina leucocitosis, la cual puede ser causada por infección bacteriana, efecto esteroideal, desórdenes linfoproliferativos, peritonitis infecciosa, necrosis tisular e inflamación grave. Un recuento total de leucocitos anormalmente bajo se denomina leucopenia, la cual puede ser causada por enfermedades víricas, infección bacteriana importante, anafilaxis, fármacos tóxicos y agentes químicos. La panleucopenia es un recuento anormalmente

bajo de todos los tipos de leucocitos (es decir una disminución a todos los niveles) aunque su existencia no puede establecerse a menos que se realicen a la vez un recuento total y diferencial de leucocitos [47].

2.2.13 La hemoglobina

La hemoglobina es la proteína molecular de los glóbulos rojos, responsable del transporte de oxígeno desde los lechos capilares de los pulmones hasta los tejidos del organismo. Los glóbulos rojos son aproximadamente, un 60-65% de agua y un 30-35% de hemoglobina, el resto es material inorgánico. La hemoglobina se compone de cuatro grupos hemo, que es un pigmento de porfirina que contiene hierro, unidos a la globina, que es una proteína formada por aminoácidos. La hemoglobina tiene una menor afinidad por el dióxido de carbono, pero transporta el exceso de este, desde los tejidos (alta concentración) hasta los pulmones (baja concentración). La hemoglobina puede transportar de 60 a 70 veces más oxígeno que una cantidad de agua en las mismas condiciones” [47].

“Se deben medir los niveles de hemoglobina cuando se sospechan alteraciones de los eritrocitos. Si se asocia al hematocrito y al recuento total de células, se puede calcular el tamaño y la hemoglobina que contienen cada célula, lo que puede resultar útil al evaluar la función eritrocitaria” [47].

Las causas de incremento de la concentración de hemoglobina son la deshidratación, miedo, excitación, shock, ejercicio intenso, policitemia absoluta, esteroides anabolizantes y artefactos de evaporación. Las causas de disminución de la concentración de hemoglobina son la anemia, final de la gestación, tranquilización y sedación, hemolisis, artefactos [47].

2.2.14 Índices eritrocitarios

Son una parte esencial de la hematología, ya que aportan datos suficientemente importantes, en la mayoría de los casos, en causar, confirmar y otras veces desechar el diagnóstico [39]. Su importancia ha sido escasa en Medicina Veterinaria, sin embargo, su atención ha mejorado con la introducción de los contadores automáticos [48].

El hematocrito

El hematocrito (Hct) También conocido como índice hematocrito, es la fracción de sangre ocupada por eritrocitos, no incluye los leucocitos y las plaquetas, el objetivo de determinar el hematocrito es determinar el porcentaje de eritrocitos que circulan por la sangre en el momento de la extracción, los eritrocitos maduros tienen mayor densidad que el resto de las células sanguíneas por eso tienden a aglomerarse en el fondo del recipiente que los contiene. En general los niveles bajos indican anemia, final de la gestación, tranquilización y anestesia, hemolisis durante la extracción, como exceso de EDTA y los niveles altos indican deshidratación, hemoconcentración, miedo/excitación, shock, ejercicio intenso, policitemia absoluta, hipertiroidismo, esteroides anabólicos, altitud, artefactos como evaporación después de la extracción o un contacto prolongado con EDTA [47].

El Hct en animales enfermos puede fluctuar del 2-5% diariamente como consecuencia de los cambios hídricos del paciente. En el caso de Redistribución de eritrocitos: Excitación causada por una descarga de epinefrina y contracción esplénica. La contracción esplénica produce un incremento en el hematocrito de la sangre esplénica (Hct=80%) a la circulación general [47].

Volumen corpuscular medio (VCM)

Es el volumen promedio de los eritrocitos expresados en fentolitros (fL).

El VCM se puede apreciar a partir del examen microscópico de una extensión en porta objetos. También se puede calcular a partir del hematocrito y el recuento de hematíes por la fórmula:

$$\text{VCM} = \text{Hct.} \times 10 / \text{n}^\circ \text{ hematíes}$$

Si el VCM está elevado generalmente es en casos de anemia [49].

Hemoglobina corpuscular medio (HCM)

Es el peso promedio de la hemoglobina en un eritrocito, expresado en pico gramos (pg).

$$\text{HCM} = \text{Hb (g/dL)} \times 10/\text{recuento de eritrocitos (x } \mu\text{L)}$$

El HCM aumenta en macrocitosis debido al mayor volumen del eritrocito y a la mayor cantidad de hemoglobina, en la microcitosis disminuye [50].

Concentración de hemoglobina corpuscular medio (CHCM)

Es la concentración promedio de hemoglobina en cada eritrocito, las unidades usadas para expresar son los gramos por decilitro (antes de expresar en porcentaje).

$$\text{CHCM} = \text{Hb (g/dL)} \times 100/\text{Hct (\%)}$$

Los valores altos de CHCM son debidos a diferentes causas como la lipemia y la hemólisis, los valores bajos de CHCM se pueden dar en algunas anemias regenerativas con fuerte reticulocitos de estrés ya que la síntesis de hemoglobina no es completa y en anemias ferropénicas crónicas con microcitosis muy marcada [50].

2.2.15 Valores bioquímico sanguíneos

Los componentes bioquímicos de la sangre, permite comprender el rol fundamental de la sangre en la conservación de homeostasis [51]. Los valores bioquímicos pueden ser influenciados por diferentes factores como sexo edad, estado reproductivo, estrés y estación de año [52], [4], [53].

2.2.16 Alanina aminotransferasa (ALT)

Esta enzima pertenece al grupo de las transaminasas que catalizan la transferencia irreversible de un grupo amino entre un aminoácido y un cetoácido. Esta función es esencial para la producción de aminoácidos necesarios para la producción de proteínas en el hígado. En una inflamación y/o necrosis del hígado, es un parámetro hepático más específico que la AST, pero en traumatismos graves puede estar aumentada. El grado de elevación suele ser proporcional al daño en el hígado, es decir un aumento de la ALT acusado, indica un daño más severo, esta enzima permanece mayor tiempo en la sangre que la AST. Sin embargo, hay que tener en cuenta que los tratamientos con corticoesteroides, elevan los valores de esta enzima [54].

2.2.17 Aspartato aminotransferasa (AST)

Es una enzima muy sensible pero muy poco específica a la hora de determinar disfunciones hepáticas. Su sensibilidad es alta debido a que es una enzima que se localiza en el citosol y las mitocondrias, por lo que una elevación puede indicar una lisis completa del hepatocito, la AST suele ir asociada a la ALT en alteraciones del hígado [54]. El contenido tisular de AST, de mayor a menor concentración tisular (cardiaca, hepático, musculo esquelético, riñón, páncreas, bazo, pulmón, eritrocitos y leucocitos), su elevación se da en enfermedades hepáticas, necrosis, miocárdica, necrosis del musculo esquelético, distrofia muscular progresiva, pancreatitis aguda, necrosis renal y cerebral, hemolisis y ejercicio físico intenso; después de la administración de opiáceos salicilatos o eritromicina, por lo tanto no es un buen marcador órgano específico. La enfermedad hepática es la causa más importante del aumento de la actividad de la ALT y frecuente de la actividad de AST. La hemolisis aumenta los niveles de las dos transaminasas, debido a la actividad de ambas en los eritrocitos [54].

2.2.18 Urea

Es el producto final del catabolismo de las proteínas o aminoácidos se sintetiza especialmente en el hígado a partir del amoniaco proveniente del intestino [55], [56]. El amoniaco es una molécula precursora proveniente del nitrógeno incorporado dentro de los tejidos de los animales y es el sustrato esencial para la síntesis de aminoácidos, proteínas y ácidos nucleicos [57].

2.2.19 Creatinina

La creatinina es un producto que procede del catabolismo o ruptura de la creatina-fosfato en el musculo, es producida a una tasa constante por el cuerpo, la creatinina es filtrada de la sangre hacia los riñones, aunque es excretada en pocas cantidades en la orina, es sintetizada primariamente por el hígado, riñón y páncreas, en el musculo la creatina es reversiblemente convertida a fosfocreatinina (PCr) por la enzima creatina kinasa (CK) [58]. La importancia del análisis clínico de la creatinina sérica es que esta es un claro indicador de la función renal, a medida que hay daño renal aumenta la concentración de creatinina sérica eleva sus niveles [58].

2.2.20 Proteína total (PT)

Las proteínas plasmáticas constituyen alrededor el 7-9% de los solutos del plasma, la estructura es variable en relación a la concentración de las diferentes producciones que existe gran variabilidad, así por ejemplo en ovinos, conejos, perros, cuyes la albumina predomina sobre las globulinas; mientras que en los caballos, cerdos y vacunos la albumina y las globulinas son iguales o tienden a predominar las globulinas [59]. La albumina es la proteína que se sintetiza en mayor cantidad en el hígado, la hipoalbuminemia puede resultar por no tener una adecuada nutrición (síndrome de mala absorción) [60].

2.2.21 Albúmina

La albúmina es la proteína de mayor concentración en el plasma y transporta muchas moléculas pequeñas en la sangre (por ejemplo, bilirrubina, calcio, progesterona y drogas); representa el 35 – 50% de la concentración total de proteínas en animales domésticos, también es de vital importancia para impedir que el líquido de la sangre se filtre hacia los tejidos. Esto se debe a que, a diferencia de las moléculas pequeñas como el sodio y el cloro, la concentración de albúmina en la sangre es mucho mayor que en el líquido por fuera de ésta [61].

2.2.22 Glucosa

El glucógeno hepático en los camélidos es una reserva energética de importancia fisiológica, combustible para mantener actividades de las células del organismo y fundamentalmente mantener el nivel relativamente constante de glucosa en la sangre. La gran necesidad energética es producto a su adaptación a la altura donde el frío, la hipoxia son factores que estimulan en mayor requerimiento energético [62]. Los rumiantes incluyen a la celulosa, que no es aprovechable para los carnívoros, sufre una fermentación de ácidos grasos volátiles, siendo el propiónico el único capaz de ser formador de glucosa y glucógeno hepático, los principales productos de la digestión y de la fermentación bacteriana son los ácidos volátiles [64].

2.3 Definición de términos

2.3.1 Anticoagulante

Es una sustancia endógena o exógena que interfiere o inhibe la coagulación de la sangre, creando un estado antitrombótico o prohemorrágico. Se distinguen sustancias endógenas, producidas por el propio organismo y sustancias exógenas (fármacos).

2.3.2 Tubos vacutainer

Es una marca de tubo de ensayo específicamente diseñada para venopunción. Se trata de un tubo de vidrio o plástico PET (polietileno tereftalato) al vacío con tapón de plástico blando, que permite que lo atraviese una aguja mediante una leve presión. El sistema consiste en extraer sangre intravenosa al vacío. La ventaja del vacutainer es que la persona que está tomando la muestra no entra en contacto con la sangre.

2.3.3 Tinción de Wright

Es un tipo de tinción utilizada en histología para facilitar la diferenciación de los tipos de células en la sangre. Se usa principalmente teñir frotis de sangre y punciones medulares, para ser examinadas al microscopio. Lleva el nombre de James Homer Wright, su inventor que la obtuvo de la tinción de Romanowsky, en 1902.

2.3.4 Tinción de Türk

Reactivo para recuento manual de leucocitos. El ácido acético contenido en la solución de Türk hemoliza los eritrocitos y el colorante contenido tiñe los leucocitos. Se recuenta el tipo de célula deseado en un volumen definido y se calcula el número de células en un microlitro de sangre.

CAPÍTULO III

DISEÑO METODOLÓGICO

3.1 Definición de variables

Variables

- a) Morfología celular sanguínea
- b) Valores hematológicos
- c) Perfil bioquímico sanguíneo

3.2 Operacionalización de variables

Cuadro 1. Variables e indicadores de la investigación

VARIABLES	DIMENSIÓN	INDICADOR
Morfología celular sanguínea	Forma	Elíptica, esférica, irregular
	Nº núcleos	Número
	Coloración	Rosado, violeta, azul
Valores hematológicos	RGR	$\times 10^6/\mu\text{L}$
	Hct	%
	Hb	mg/dL
	VCM	fL
	HCM	pg
	CHCM	%
	RGB	$\times 10^3/\mu\text{L}$
	Neutrófilos	%
	Abastondados	%
	Linfocitos	%
	Monocitos	%
	Eosinófilos	%
	Basófilos	%
Perfil bioquímico sanguíneo	Urea	mg/dL
	Creatinina	mg/dL
	Proteínas totales	g/dL
	Albumina	g/dL
	Globulina	g/dL
	Glucosa	mg/dL
	AST	UI/L
	ALT	UI/L

3.3 Hipótesis de la investigación

Hipótesis general

Las características morfológicas de las células sanguíneas, los valores hematológicos y perfil bioquímico sanguíneo de la vicuña adulta, varían según sexo en el C.E.R. de Taraccasa.

Hipótesis específica

- a) Existen diferencias en las características morfológicas de las células sanguíneas entre la vicuña adulta macho y hembra.
- b) Existen diferencias en los valores hematológicos para el recuento de glóbulos rojos, hemoglobina, hematocrito, volumen corpuscular medio, hemoglobina corpuscular media, concentración de hemoglobina corpuscular media, recuento de glóbulo blancos, neutrófilos, abastoados linfocitos, eosinófilos, basófilos y monocitos entre vicuña adulta macho y hembra.
- c) Existen diferencias en los valores bioquímicos sanguíneos para urea, creatinina, alanina amino transferasa, aspartato amino transferasa, proteínas totales, albúmina, globulina y glucosa entre la vicuña adulta macho y hembra.

3.4 Tipo y diseño de investigación

Por el tipo de investigación, el presente estudio reúne las condiciones metodológicas de una investigación descriptiva, transversal.

3.5 Población y muestra

3.5.1 Población

Se utilizó 5 vicuñas adultas clínicamente sanas, 3 hembras y 2 machos, mantenidas en cautiverio en el C.E.R. de Taraccasa de la ciudad de Abancay.

3.5.2 Muestra

El método y tamaño de la muestra se determinó por conveniencia que es un muestreo no probabilístico, fue representada por 30 muestras sanguíneas, dos por cada vicuña macho y hembra, para hematología y bioquímica sanguínea.

3.6 Procedimiento de la investigación

3.6.1 Localización

Las muestras fueron tomadas del C.E.R. de Taraccasa en los meses diciembre a febrero del año 2017 y 2018 en el distrito de Tamburco provincia de Abancay, ubicado a 13° 33'05" Latitud sur y 72° 52' 28" Longitud oeste, a 2,581 m.s.n.m. (INEI, 2011).

3.6.2 Animales y diseño experimental

Se utilizó muestras sanguíneas de 5 vicuñas descritos en el ítem 3.5.1. De cada animal se colectaron 2 muestras sanguíneas una vez cada 15 días, en total se muestrearon tres veces, haciendo un total de 30 muestras, 15 para hematología y 15 para valores bioquímicos, las cuales fueron trasladados refrigeradas a los distintos laboratorios.

3.6.3 Obtención de las muestras de sangre

Captura

Se capturaron las vicuñas acorralándolas entre varias personas, se las capturó agarrando primero el cuello con ambas manos, se las inmovilizó manteniendo los miembros anteriores fuera del suelo, se les colocó una máscara de tela negra para reducir el estrés visual, luego se procedió a ponerlas en posición decúbito lateral derecho para la extracción de las muestras de sangre (Técnica propuesta por el investigador).

Extracción de sangre al vacío

Se recolectaron las muestras de sangre mediante venopunción de la yugular al vacío, utilizando agujas de venopunción, capuchón vacutainer, tubos vacutainer con anticoagulante (EDTA) y sin anticoagulante. Se rasuró la fibra con una rasuradora eléctrica, se desinfectó la zona con clorhexidina al 0.5%, luego se procedió a hacer la hemostasia presionando el surco yugular caudal al sitio de la venopunción con el dedo pulgar, se realizó la punción de la vena yugular y se colectó 6 ml de sangre en el tubo de tapa roja sin anticoagulante y de inmediato se vació la tercera parte de la sangre al tubo con EDTA (Técnica propuesta por el autor).

Traslado de las muestras

Inmediatamente las muestras obtenidas fueron trasladadas en termo con geles de refrigeración a los distintos laboratorios.

3.6.4 Técnicas para la determinación de los valores hematológicos y descripción morfológica de las células sanguíneas

Recuento de glóbulos rojos o eritrocitos ($\times 10^6/\mu\text{l}$) [65]

Se llenó la pipeta de Thoma con la muestra de sangre hasta la marca 0.5, luego se completó hasta la marca 101 por encima del bulbo con el suero fisiológico obteniéndose una dilución de 1:200. La pipeta se agitó por 3 minutos, inmediatamente se descartaron 4 gotas y con las siguientes gotas se llenó en la cámara de Neubauer en ambos cuadrantes, primero se observó a 10X verificando la distribución de los eritrocitos, luego se observó con el objetivo a 40X, donde se realizó el conteo real en los 16 cuadrados pequeños A, B ,C ,D y E; en total la lectura de $5 \times 16 = 80$ cuadrados pequeños, siguiendo el orden de lectura fijada, comenzando por el extremo superior izquierdo y siguiendo una trayectoria en zigzag hasta haber contado todas las células, repitiendo la misma operación en los restantes cuadrados y posteriores muestras.

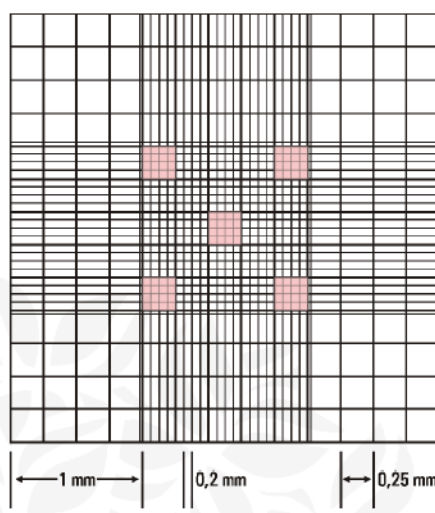


Figura 1. Detalle de la cámara de Neubauer (hematocitómetro), los eritrocitos se cuentan en los 5 cuadrados coloreados.

La fórmula que se empleó fue la siguiente:

$$\text{N}^\circ \text{ de glóbulos rojos} / \mu\text{L de sangre} = F \times D \times S \times A$$

F = promedio de eritrocitos en cada cuadrícula, se calcula dividiendo el n° total de glóbulos rojos entre 80.

D = inverso de la dilución empleada, multiplicaremos por 200 (1/200)

S = inverso de la superficie de cada una de las cuadrículas fundamentales (1/400).

A = inverso de la altura existente entre el retículo de la cámara y el cubre objetos, dicha altura es de 1/10 mm.

Recuento de glóbulos blancos o leucocitos ($\times 10^3/\mu\text{L}$) [65]

Se usó una pipeta de Thoma para glóbulos blancos, se llenó la sangre hasta 0.5 y se completó con solución Türk hasta el número 11, se obtuvo una dilución de 1:20, se agitó por 3 min y después se descartaron 3 gotas, luego se llenó la cámara de Neubauer con la muestra diluida para observar en el microscopio a un objetivo de (10 x/0.65) y (40 x/0.25).

Seguidamente, se realizó el conteo (W, X, Y, Z), en cada uno de los cuadrados, en total se contaron 64 cuadrados pequeños.

Por último, se halló el cálculo numérico dividiendo el número total de glóbulos blancos (N) sobre los 64 cuadrículas, se multiplicó por D = Inverso de la dilución 1/20, por la inversa de S= superficie de cada cuadrícula 1/10 mm y por último multiplicamos por la inversa de la altura de A= 1/10mm.

La fórmula que se empleó fue la siguiente:

$$\text{N}^\circ \text{ Leucocitos} / \mu\text{L de sangre} = (N/64) \times 20 \times 10 \times 10$$

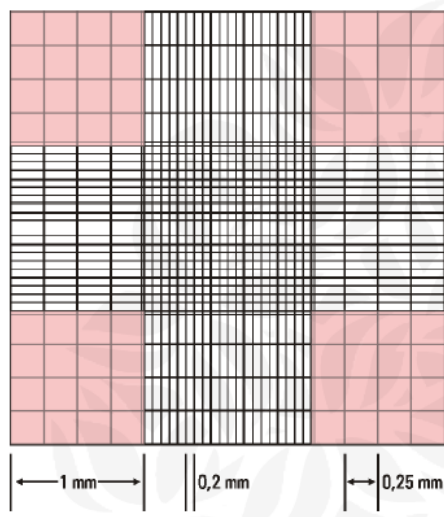


Figura 2. Detalle de la cámara de Neubauer, los leucocitos se cuentan en las áreas pintadas.

Hematocrito (%) [65]

Se llenó el las $\frac{3}{4}$ partes del tubo azul de microhematocrito (1.0mm x 75mm) con sangre con anticoagulante EDTA, inclinándolos para facilitar su llenado. El extremo opuesto marcado y libre de sangre se selló con plastilina; se centrifugó por 5 minutos a 15 000 rpm, luego se procedió con la lectura del hematocrito en la escala graduada de 0 a 100.

Determinación de la hemoglobina (g/dL) [66]

El método para determinar la hemoglobina se realizó a través de la determinación del cálculo del hematocrito dividido entre tres, el valor de la hemoglobina es aproximadamente un tercio del hematocrito.

$$\text{Hemoglobina} = \frac{\% \text{ hematocrito}}{3}$$

Método para la obtención de los índices eritrocitarios

Se utilizaron las siguientes fórmulas:

Volumen Corpuscular Medio (VCM), (fL) [49].

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

Hemoglobina Corpuscular Media (HCM), (pg) [50].

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

Concentración de Hemoglobina Corpuscular Media (CHCM), (g/dL) [50].

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

Frotis para recuento diferencial (%) y descripción morfológica de las células sanguíneas [67]

Para el recuento diferencial de leucocitos y descripción de las características morfológicas de las células sanguíneas de la vicuña, se realizaron dos frotices por cada muestra obtenida.

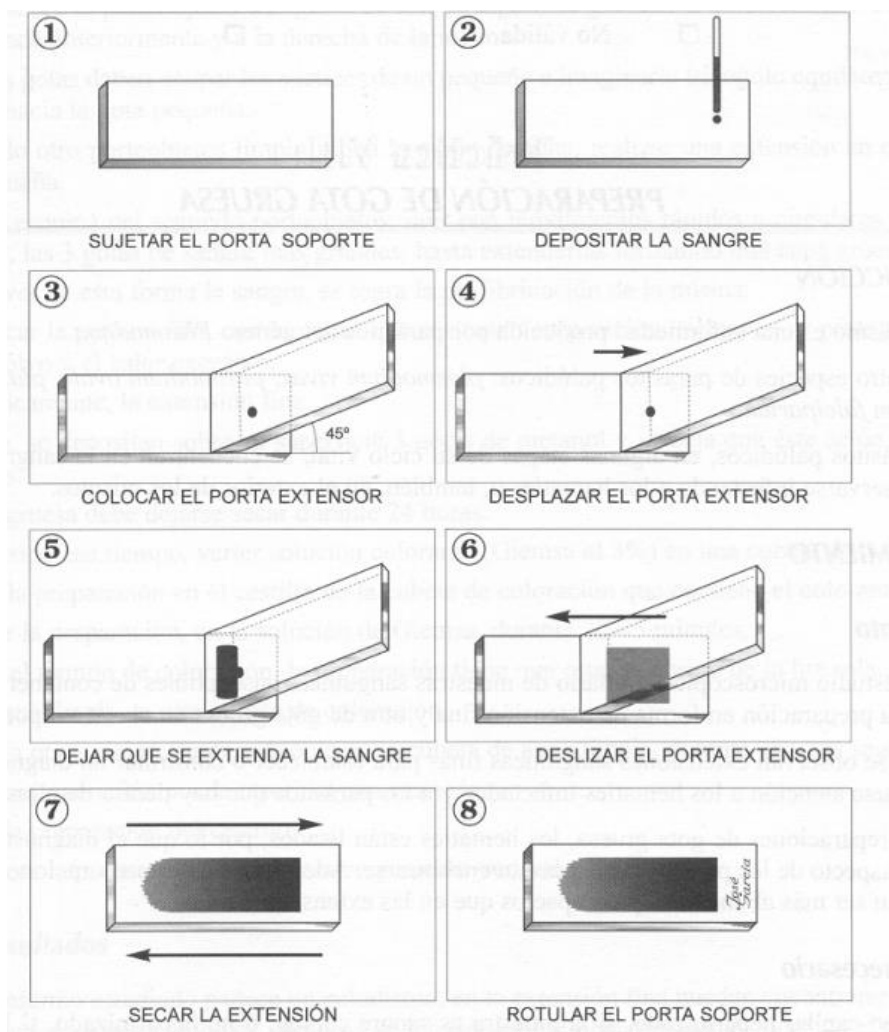


Figura 3. Técnica para la realización de un extendido o frotis sanguíneo

Las muestras con anticoagulante se mezclaron bien, agitándose suavemente con la mano. Se colocaron pequeñas gotas en cada uno de los extremos de los portaobjetos y con otro portaobjeto se formó un ángulo de 45 grados (aproximadamente) y se realizó el extendido de cada muestra. Las láminas se secaron al ambiente, rotulándose con lápiz punta diamante y se colorearon con la tinción de Wright por 8 minutos, luego se agregó la solución buffer (agua destilada) por 3 minutos más, se lavaron con agua destilada y se pusieron en forma vertical para el secado y escurrimiento del agua sobre papel toalla. Para la observación las láminas, se adicionó una gota de aceite de inmersión, se observó a 100 X. Se identificó y se contaron 100 glóbulos blancos observándolos en zig-zag y los resultados se expresaron en porcentajes.

3.6.5 Técnicas para la determinación de los valores bioquímicos

Se usaron los reactivos y las técnicas del laboratorio (Stanbio Laboratory®, TEXAS), mediante espectrofotometría.

Para la determinación de los valores bioquímicos se centrifugaron las muestras a 15 000 rpm por 15 min para la obtención del suero sanguíneo.

Técnica para determinar alanina amino transferasa (ALT)

Reactivos

ALT Buffer

Composición:

Tris, pH 7.5 100 mmol/L

L-Alanina 500 mmol/L

LDH 1200 U/L

Enzima ALT

Composición:

2-Oxoglutarato 15 mmol/L

NADH (Sal Disodio) 0.18 mmol/L

Procedimiento

1. Preparamos el reactivo de ALT.
2. Pusimos a cero el espectrofotómetro a 340 nm con agua destilada.
3. Para cada muestra y control agregamos 1 mL de reactivos de trabajo al tubo y se calentó a 37 °C durante 3 minutos.
4. Añadimos 100 uL (0.10 mL) de suero a cada tubo respectivo y mezclamos suavemente.
5. Añadimos 50 uL (0.05 mL) de suero a cada tubo respectivo y mezclamos suavemente.

6. Leímos y anotamos la absorbancia a 1 minuto, continuamos la incubación a 37 °C y registramos la absorbancia de nuevo a los 2 y tres minutos.
7. Determinamos la absorbancia por minuto (DA/min), se multiplicó por el factor 1768 (1:10) o 3376 (1:20) para obtener resultados en U/L.

Técnica para determinar aspartato amino transferasa (AST)

Reactivos

AST Buffer

Composición:

Tris, pH 7.5	80 mmol/L
L-Aspartato	240 mmol/L
LDH	600 U/L

Enzima AST

Composición:

2-Oxoglutarato	12 mmol/L
NADH (Sal Disodio)	0.18 mmol/L

Procedimiento

1. Preparamos el reactivo de AST.
2. Pusimos a cero el espectrofotómetro a 340 nm con agua destilada.
3. Para cada muestra y control agregamos 1 mL de reactivos de trabajo al tubo y calentamos a 37 °C durante 3 minutos.
4. Añadimos 100 uL (0.10 mL) de suero a cada tubo respectivo y mezclamos suavemente.
5. Añadimos 50 uL (0.05 mL) de suero a cada tubo respectivo y mezclamos suavemente.
6. Leímos y anotamos la absorbancia a 1 minuto, continuamos la incubación a 37 °C y registramos la absorbancia de nuevo a los 2 y tres minutos.

7. Determinamos la absorbancia por minuto (DA/min), se multiplicó por el factor 1768 (1:10) o 3376 (1:20) para obtener resultados en U/L.

Técnica para determinar urea

Reactivos

BUN Buffer

Composición:

Tris, pH 7.8 120 mmol/L

2-Oxoglutarato 7.0 mmol/L

ADP (Sal Monosodio) 600 U/L

Enzima BUN

Composición:

NADH (Sal Disodio) 0.25 mmol/L

Procedimiento

1. Preparamos el reactivo de BUN.
2. Pusimos a cero el espectrofotómetro a 340 nm con agua destilada.
3. Para cada muestra y control agregamos 1 mL de reactivos de trabajo al tubo y calentamos a 37 °C durante 3 minutos.
4. Añadimos 100 uL (0.10 mL) de suero a cada tubo respectivo y mezclamos suavemente.
5. Exactamente 30 segundos después, leímos y registramos la absorbancia (A1).
6. Después de 60 segundos de haber leído (A1), se dio la segunda lectura y se registró la absorbancia (A2).
7. Calculamos el cambio de absorbancia (ΔA) restando (A1-A2).

Técnica para determinar creatinina

Reactivos

Creatinina ácida

Solución acuosa de ácido pírlico 3.6 mmol/L

Creatinina base

Hidróxido de sodio en agua 240 mmol/L

Estándar de creatinina

Solución acuosa de creatinina cloruro de zinc 5.0 mg/dL.

Procedimiento

1. Colocamos las celdillas del espectrofotómetro a 37 °C.
2. Llevamos a 0 el espectrofotómetro con agua destilada a 510 nm.
3. Pipeteamos 1.0 mL de reactivo (mezcla de ácido pírlico e hidróxido de sodio) en los tubos de ensayo e incubaremos a 37 °C por 3 minutos.
4. Transferimos 0.05 mL de estándar en tubo de ensayo, mezclamos e inmediatamente lo pasamos a una celdilla.
5. Exactamente 20 segundos después, se dio lectura y se registró la absorbancia (A1).
6. 60 segundos después de la primera lectura (A1), se hizo la segunda lectura y registramos la absorbancia (A2).
7. Calcularemos el cambio de absorbancia (ΔA) restando (A1-A2).

Técnica para determinar proteínas totales (PT)

Reactivos

Solución buffer de rojo pirogalol 2.6 mg/dL.

Molibdato de sodio 19.4 mg/dL.

Surfactante pH 2.3

Solución estándar

Solución acuosa de albumina sérica 100 mg/dL.

Procedimiento

1. Pipeteamos en los tubos los siguientes volúmenes (mL) y mezclamos bien, en el primer tubo 3 mL de reactivo (RB), en el segundo tubo, reactivo más la solución estándar, 3 mL y 0.05 mL respectivamente (S), en el tercer tubo, 3 mL de reactivo y 0.05 mL de la muestra (suero sanguíneo) (U).
2. Incubamos todas las cubetas a 37 ° C por 5 minutos.
3. Leímos S y U contra RB a 600 nm después de 30 minutos.

Técnica para determinar albúmina

Reactivos

Reactivo albúmina

Verde de bromocresol 18.8 g/dL

Buffer de citrato pH 4.2

Estándar de albúmina

Solución acuosa de fracción V de albúmina bovina 6 g/dL

Procedimiento

2. Se pipeteó en cada celdilla los siguientes volúmenes (mL) y se mezcló en la primera celdilla 1 mL de reactivo (RB), en la segunda celdilla reactivo más la solución estándar, 1 mL y 0.01 mL respectivamente (S), en la tercera celdilla 1 mL de reactivo y 0.01 mL de la muestra (suero sanguíneo) (U).
3. Mezclamos el contenido de cada celdilla, hasta que se desarrolle el color.
4. Leímos S y U contra RB a 550 nm antes de 15 minutos.

Técnica para determinar glucosa

Reactivos

Reactivo de glucosa

Buffer fosfato 200 mmol/L

Fenol 4 mmol/L

4-Aminoantipirina 0.2 mmol/L

Glucosa oxidasa > 15 KU/L

Peroxidasa > 1.2 KU/L

Procedimiento

1. Sacamos la cantidad de reactivo necesario para utilizar, dejamos calentar a temperatura ambiente.
2. Pusimos en cero el espectrofotómetro a 500 nm con agua destilada.
3. Para cada estándar, muestra y control, añadimos 1 mL de reactivo a las celdillas y calentamos a 37° C por 5 minutos.
4. Añadimos 10 uL (0.010 mL) de muestra a su respectiva celdilla, mezclamos suavemente y volvimos a incubar a 37° C.
5. Después de 5 minutos de incubación, leímos y registramos la absorbancia de todas las muestras a 500 nm.

3.6.6 Análisis estadístico

Se utilizó la estadística descriptiva. Los datos fueron expresados como: media, desviación estándar, valor mínimo y máximo de cada variable hematológica y bioquímica.

3.7 Material de investigación

Material biológico

- Vicuñas
- Sangre

Materiales para obtención y traslado de muestras

- Tubos vacutainer de tapa lila con EDTA
- Tubos vacutainer de tapa roja
- Aguja vacutainer
- Mango vacutainer
- Clorhexidina al 0.15%
- Termo KST
- Torundas de algodón
- Guantes descartables
- Rasuradora eléctrica
- Mascara de tela negra

Materiales para la descripción morfológica y determinación de los valores hematológicos

- Láminas portaobjetos
- Láminas cubreobjetos
- Tubos de microhematocrito
- Pipeta de Thoma para glóbulos rojos y blancos
- Lápiz punta diamante
- Cámara de Neubauer
- Colorante de Wright
- Colorante de Türk
- Agua destilada
- Aceite de inmersión
- Microscopio óptico
- Centrífuga para tubos de microhematocrito
- Gradillas
- Papel toalla
- Guantes descartables

Materiales para la determinación de los valores bioquímicos

- Temporizador
- Gradillas
- Tubos de ensayo
- Pipeta automática
- Reactivos para los valores bioquímicos
- Equipo de electroforesis
- Agua destilada
- Guantes descartables

3.7.1 Instrumentos de investigación

El instrumento que se utilizó además de los materiales mencionados fue un cuaderno de campo, donde se registró los códigos de las muestras, fecha y animal al que pertenecieron.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Descripción de los resultados

4.1.1 Descripción morfológica de las células sanguíneas

Eritrocitos

Se observaron eritrocitos a 100 x /1.25, estos fueron muy numerosos, pequeños, elipsoidales, de color rosado, sin palidez central y anucleados (Figura 4), su tamaño promedio fue de 7 μm x 4 μm , largo por ancho (Figura 5), los diámetros variaron entre 6 a 11 μm x 3 a 5 μm largo y ancho respectivamente, se observó de una ligera anisocitosis.

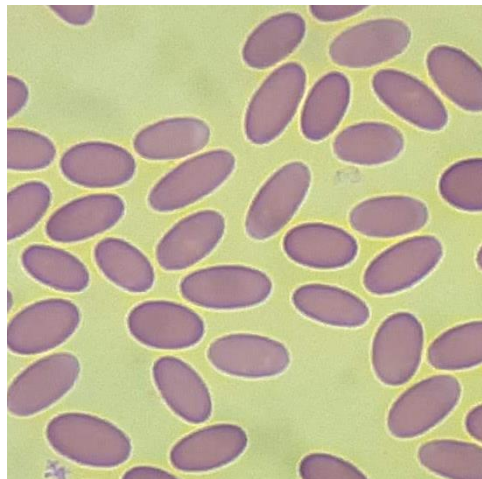


Figura 4. Eritrocitos elipsoidales, Wright, 100x/1.25

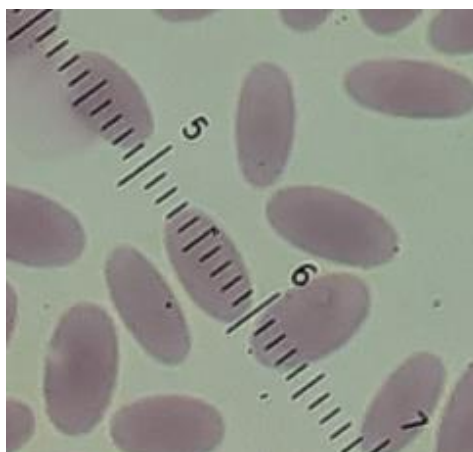


Figura 5. Eritrocito de 7 μm , Wright, 100x/1.25

Esta descripción concuerda con los reportados por Azwai *et al.* [25], Reagan [68] y Claver *et al.* [67], quienes describen a estas células como pequeños discos

elípticos, aplanados, pequeños, numerosos, anucleados, biconvexos y que carecen de palidez central, *Claver et al.* [67] menciona que los eritrocitos de los camélidos presentan dos canaletas a lo largo de sus bordes mayores en un corte transversal; los diámetros encontrados coinciden con los reportados por Azwai *et al.* [25] ($7.32 \pm 0.95 \times 3.9 \pm 0.52 \mu\text{m}$) quien además reporta variaciones entre 5,74 a 11,48 μm y 3,43 a 5,74 μm para los diámetros mayor y menor respectivamente y, una ligera anisocitosis en llamas adultas.

Neutrófilos segmentados

Se observaron neutrófilos maduros a 100 x /1.25, fueron de forma redondeada, el núcleo fue multilobulado, entre 3 a 5 lóbulos unidos por una fina o gruesa hebra de cromatina, algunos neutrófilos en la hembra (Figura 6) presentaron cuerpos de Barr, en forma de raqueta, mientras que en el macho (Figura 7) este no se presentó; el citoplasma fue rosa pálido con gránulos rosados muy pequeños en escasa cantidad que apenas se pudieron observar, su diámetro fue de 15 μm (Figura 8), con una variación de 10 a 15 μm .



Figura 6. Neutrófilo de vicuña hembra con cuerpo de Barr, Wright, 100x/1.25

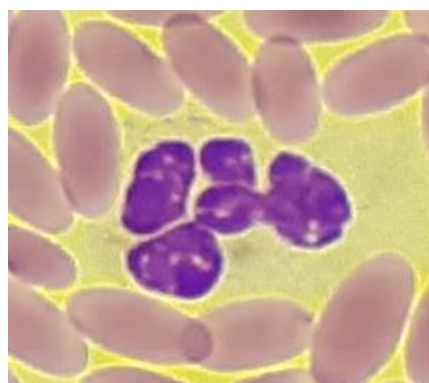


Figura 7. Neutrófilo segmentado, Wright, 100x/1.25

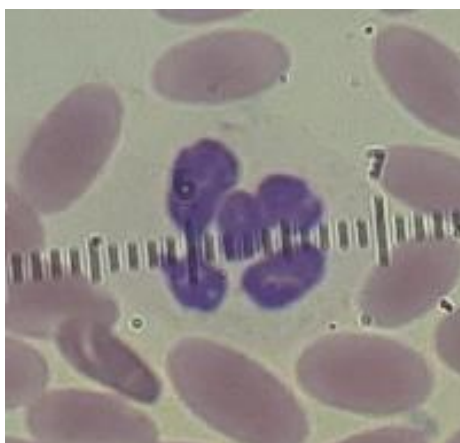


Figura 8. Neutrófilo de 15 μm , Wright, 100x/1.25

Esta descripción concuerda con lo encontrado por Junqueira *et al.* [69], Reagan [68] y Claver *et al.* [67], quienes mencionan que el núcleo de los neutrófilos es multilobulado formado por 2 a 5 lóbulos, con mayor frecuencia 3, mientras que, Azwai *et al.* [25] reporta neutrófilos con hipersegmentación nuclear, con más de 6 lóbulos en llamas, que corresponderían a neutrófilos envejecidos [67], estos fueron observados en esta investigación pero en menor proporción; los lóbulos pueden estar unidos por un puente de cromatina de grosor variable, los neutrófilos tienen forma redondeada, su diámetro oscila entre 10 a 15 μm [67], [25] y su citoplasma es de color rosa pálido con finos gránulos [67], [25], el núcleo de los neutrófilos en las hembras tienen una extensión que corresponde a la cromatina sexual denominado cuerpo de Barr [67], [25], esto se observó en algunos de los neutrófilos de la vicuña hembra y fueron escasos en los machos en esta investigación.

Neutrófilos en banda o cayado

Se observaron neutrófilos inmaduros a 100 x /1.25, estos fueron escasos, de forma redondeada, del mismo tamaño de los neutrófilos maduros, sus núcleos fueron anchos, sin lobulaciones, con cromatina muy densa, tenían forma irregular, que generalmente se presentaron en forma de U (Figura 9) y de S (Figura 10) y algunos con inicios de segmentación (Figura 9), su citoplasma fue rosa pálido con escasos gránulos rosados muy pequeños, su diámetro varió entre de 12 μm a 15 μm (Figura 11).



Figura 9. Neutrofilo en banda con núcleo en U, Wright, 100x/1.25

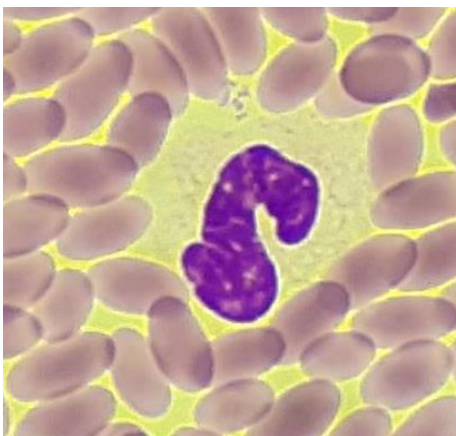


Figura 10. Neutrófilo en banda con núcleo en S, Wright, 100x/1.25

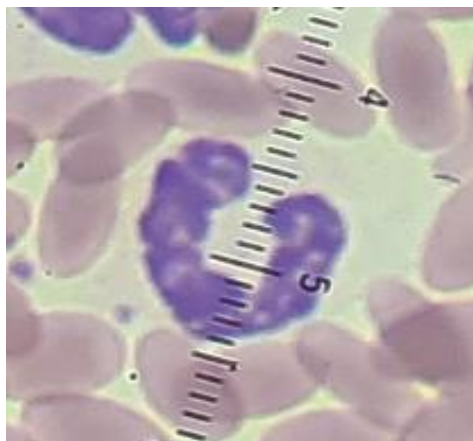


Figura 11. Neutrófilo en banda de 12 µm, Wright, 100x/1.25

Esta descripción concuerda con los de Claver *et al.* [67] quien menciona que tienen forma redondeada, su citoplasma es rosa pálido con finos gránulos rosados, el núcleo no es segmentado y que suele adoptar forma de U o S. Reagan *et al.* [68] encontró que, el núcleo tiene una anchura constante y algunos presentan ligeras muescas nucleares (Figura 9), lo cual indican que se encuentran en diferenciación gradual hacia neutrófilos maduros.

Linfocitos

Se observaron linfocitos a 100 x /1.25, estos fueron de forma esférica más pequeños que los neutrófilos, se pudo diferenciar tres tipos de linfocitos, pequeños 6 a 8 μm (Figura 12), medianos 9 μm a 11 μm (Figura 14) y grandes 12 a 14 μm (Figura 16), los pequeños presentaron núcleos redondos e intensamente teñidos con muy poco citoplasma, los medianos con el núcleo menos intenso, en estos el citoplasma fue ligeramente más abundante respecto al linfocito grande, el linfocito grande presentó el núcleo más grande y con menos citoplasma que el mediano, el núcleo en los tres tamaños ocupó la mayor parte del citoplasma, el citoplasma tenía finos gránulos azurófilos muy pequeños, lo cual le confería una coloración azul claro, además se pudo observar un linfocito granular (Figura 18), grande con 4 gránulos azurófilos en su citoplasma.

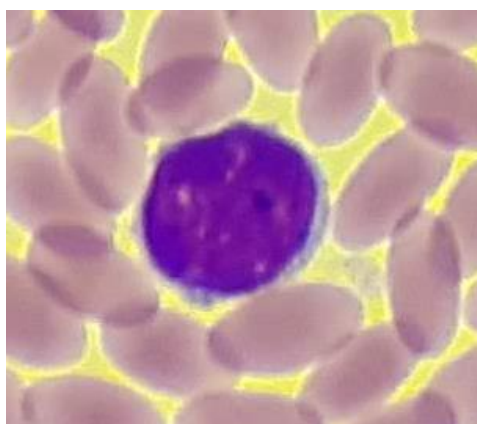


Figura 12. Linfocito pequeño, Wright, 100x/1.25

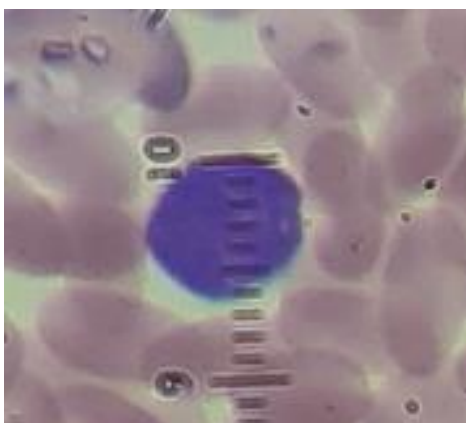


Figura 13. Linfocito pequeño de 7 μm , Wright, 100x/1.25

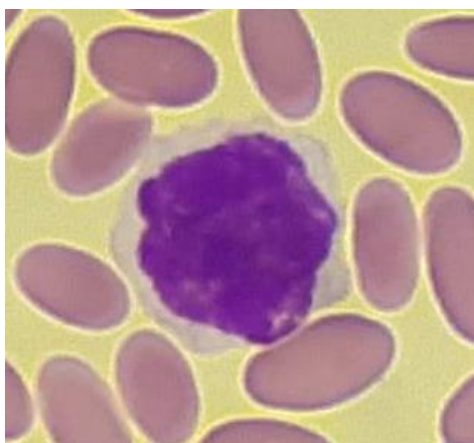


Figura 14. Linfocito mediano, Wright, 100x/1.25

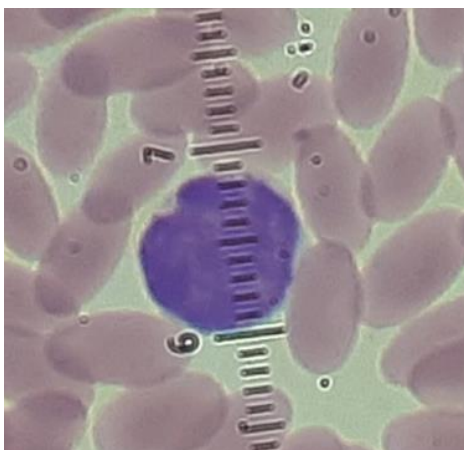


Figura 15. Linfocito mediano de 11 μm , Wright, 100x/1.25

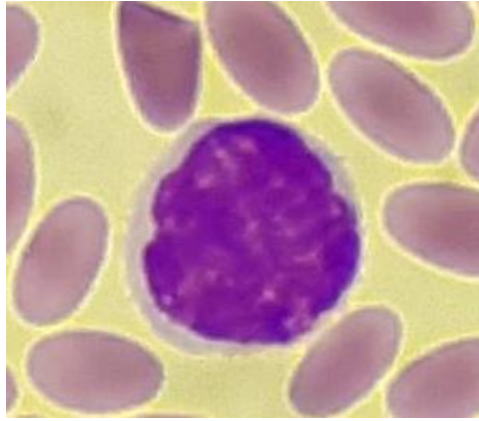


Figura 16. Linfocito grande, Wright, 100x/1.25

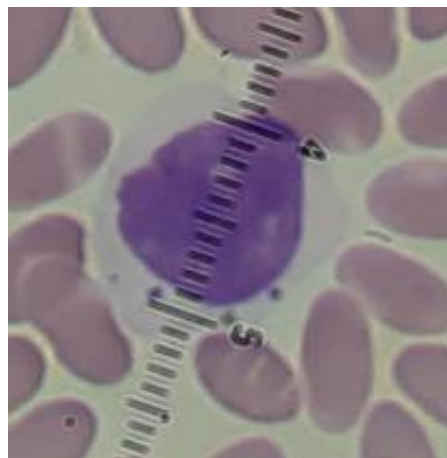


Figura 17. Linfocito granular grande de 14 μm , Wright, 100x/1.25

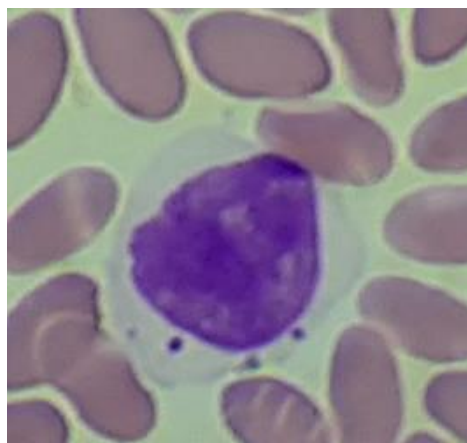


Figura 18. Linfocito granular, Wright, 100x/1.25

Esta descripción coincide con las de Azwai *et al.* [25], Junqueira *et al.* [69], Reagan *et al.* [68] quienes describen tres tamaños de linfocitos, pequeño, mediano y grande, Azwai *et al.* [25] Encontró que los linfocitos pequeños, medianos y grandes en llamas adultas tienen un diámetro de 6,89 a 8,00 μm , 8,04 a 8,61 μm y 9,18 a 14,92 μm respectivamente, coincidiendo por los encontrados en esta investigación de 6 a 8 μm , 9 a 11 μm y 12 a 14 μm para los linfocitos pequeños, medianos y grandes respectivamente. Junqueira *et al.* [69] menciona que los linfocitos pequeños son los más abundantes en la sangre, sin embargo, en este estudio no hubo un mayor predominio de estos, estando los linfocitos grandes en mayor cantidad tal como encontró Azwai *et al.* [25] linfocitos pequeños, medianos y grandes en 12,1%, 11,2% y 76,7% respectivamente, lo cual podría ser una característica de los camélidos, además describió la presencia de linfocitos granulares con abundante citoplasma con 2 a 20 gránulos azul violáceo oscuro de tamaño variable, desde gránulos pequeños, en forma de polvo, hasta gránulos grandes, lo cual también pudimos encontrar en esta investigación, sólo observamos un linfocito granular con 3 gránulos grandes del mismo color.

Eosinófilos

Se observaron eosinófilos a 100 x /1.25, estos fueron de forma redondeada, aproximadamente del mismo tamaño de los neutrófilos, presentaron núcleo hiposegmentado, 2 a 3 lóbulos, la gran mayoría con 2 lóbulos unidos por un puente de cromatina de grosor variable, el citoplasma fue azul pálido con abundante presencia de gránulos pequeños de color rosado intenso en la mayor parte del citoplasma (Figura 21), algunos eosinófilos presentaron menos de estos gránulos (Figura 19), se observó algunos eosinófilos en forma de anillo (Figura 22) con abundantes gránulos rosados, el diámetro varió entre 11 μm a 15 μm (Figura 20).

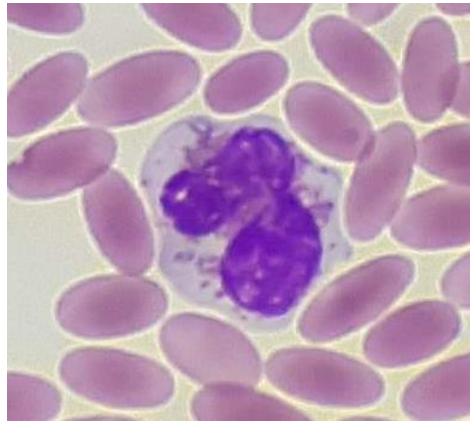


Figura 19. Eosinófilo con granulos que no llenan por completo el citoplasma, Wright, 100x/1.25

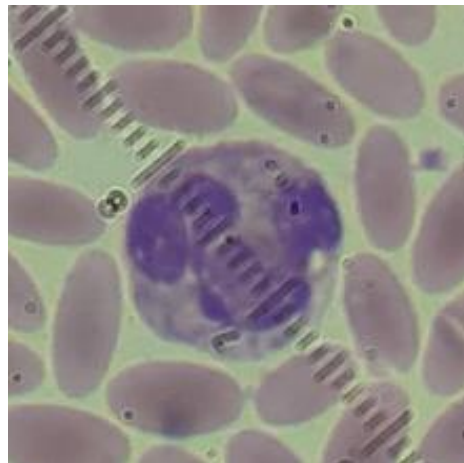


Figura 20. Eosinófilo de 13 μm , Wright, 100x/1.25

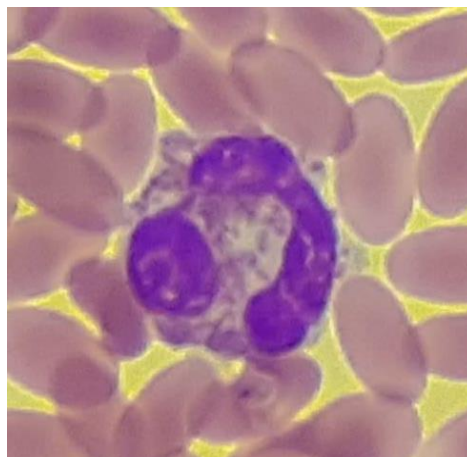


Figura 21. Eosinófilo con granulos que llenan por completo el citoplasma, Wright, 100x/1.25

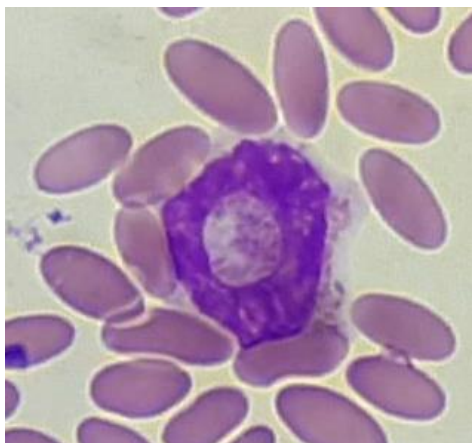


Figura 22. Eosinófilo con núcleo en anillo,
Wright, 100x/1.25

Esta descripción coincide con lo encontrado por Azwai *et al.* [25], Junqueira *et al.* [69], Reagan *et al.* [68] y Claver *et al.* [67], quienes describen a los eosinófilos como células de tamaño similar a los neutrófilos, con núcleo bilobulado y con citoplasma azul pálido; los gránulos pequeños e irregulares llenaron la mayor parte del citoplasma en la gran mayoría de los eosinófilos de esta investigación, Azwai *et al.* [25] también observó gránulos pequeños, irregulares, de color naranja rojizo pero que llenaban el citoplasma de forma incompleta en los eosinófilos de llama; Junqueira *et al.* [69], Reagan *et al.* [68] y Claver *et al.* [67] mencionan que estas células se presentan en pocas cantidades en la sangre periférica, lo cual también fue evidenciado en esta investigación, sin embargo, Azwai *et al.* [25] observó un alto número de eosinófilos principalmente inmaduros entre mielocitos, metamielocitos y en banda y, también algunos eosinófilos con núcleo en forma de anillo, lo cual no se evidenció en esta investigación, otros autores han atribuido esta eosinofilia al parasitismo subclínico y al parasitismo intestinal intenso [70], [71] pero Azwai *et al.* [25] asegura que estas llamas se encontraban bajo un programa sanitario, la presencia de un número alto de eosinófilos inmaduros en la sangre periférica de la llama podría ser una característica de esta especie, lo cual no se observó en la sangre periférica de la vicuña.

Monocitos

Se observaron monocitos a 100 x /1.25, estos fueron de forma redondeada, son células grandes, ligeramente más pequeños que los neutrófilos, presentan núcleo grande, ovoide (Figura 23), en forma de riñón (Figura 24), lobulado (Figura 25) o irregular (Figura 26), con citoplasma abundante y azulado, el cual contenía abundantes gránulos azurófilos diminutos, el diámetro encontrado fue de 12 a 15 μm (Figura 27).

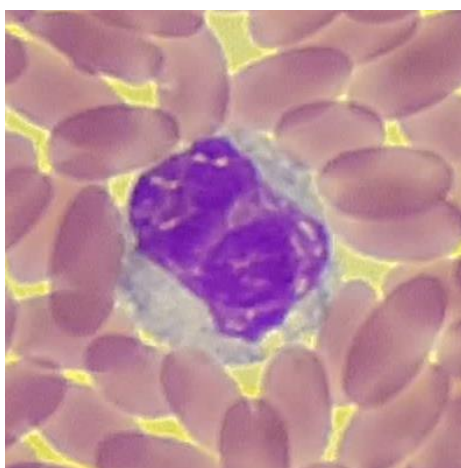


Figura 23. Monocito con núcleo ovoide, Wright, 100x/1.25

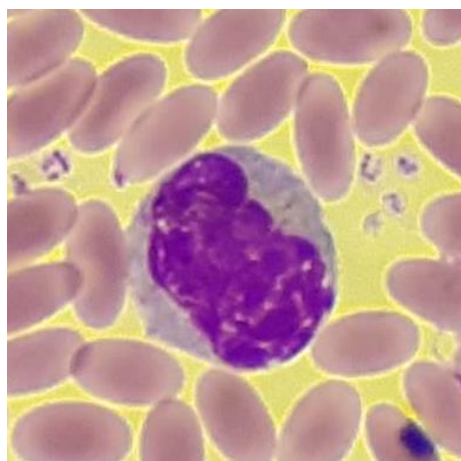


Figura 24. Monocito con núcleo en forma de riñón, Wright, 100x/1.25

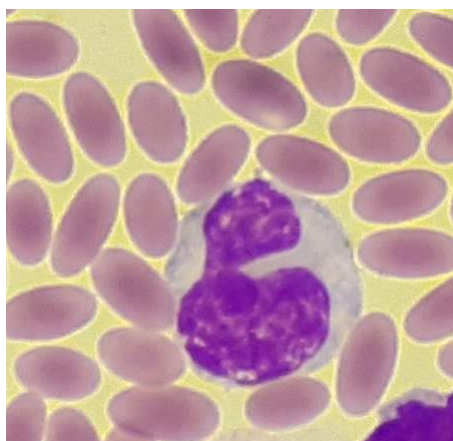


Figura 25. Monocito con núcleo bilobulado, Wright, 100x/1.25

La descripción de los monocitos en esta investigación concuerda con los descritos por Azwai *et al.* [25] quien describió a estas células como células grandes, con núcleos en forma de herradura o riñón, citoplasma azul grisáceo y múltiples vacuolas citoplasmáticas discretas en llamas adultas, las vacuolas citoplasmáticas no se observaron en esta investigación posiblemente por la técnica de coloración utilizada (coloración de Wright), Junqueira *et al.* [69] y Claver *et al.* [67] mencionan que estas células pueden contener entre 2 o 3 nucleolos a veces visibles en las extensiones de sangre, en esta investigación se observamos algunos monocitos con 2 nucleolos o núcleo bilobulado, Claver *et al.* [67], menciona que el diámetro normal de estas células está entre 12 a 15 μm , lo cual fue similar a lo encontrado en esta investigación 12 a 15 μm , pero Reagan *et al.* [68] indica que normalmente estas células tienen un diámetro de 15 a 20 μm , posiblemente porque este autor describe a los monocitos de todas las especies domésticas, por ello el rango tan amplio.

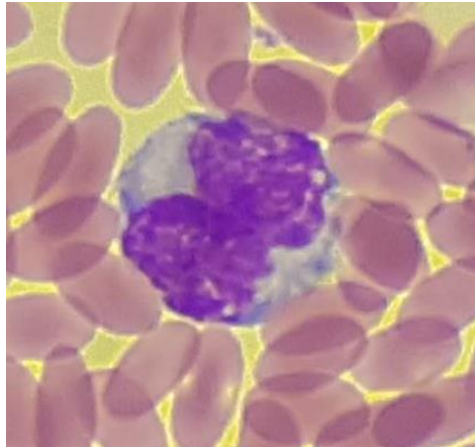


Figura 26. Monocito con núcleo irregular, Wright, 100x/1.25

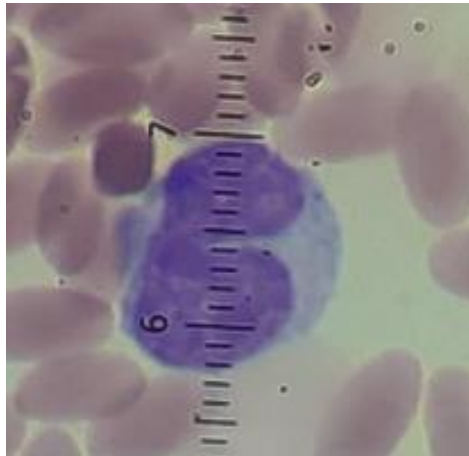


Figura 27. Monocito de 12 µm, Wright, 100x/1.25

Basófilos

Se observaron basófilos a 100 x /1.25, fueron de forma redondeada con núcleo grande e irregular (Figura 28), su tamaño fue variable 10 a 15 µm (Figuras 30 y 31), presentó abundantes gránulos violeta grandes que ocuparon la mayor parte del citoplasma el cual no permitió diferenciar bien el núcleo (Figura 28), en algunos basófilos se apreció el núcleo debido a la poca presencia de estos gránulos (Figura 29).

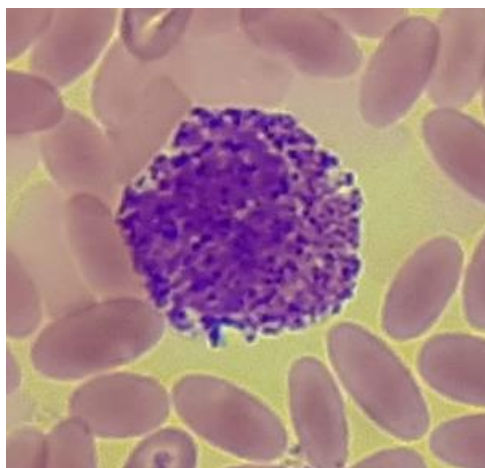


Figura 28. Basófilo grande con abundantes gránulos púrpura, Wright, 100x/1.25

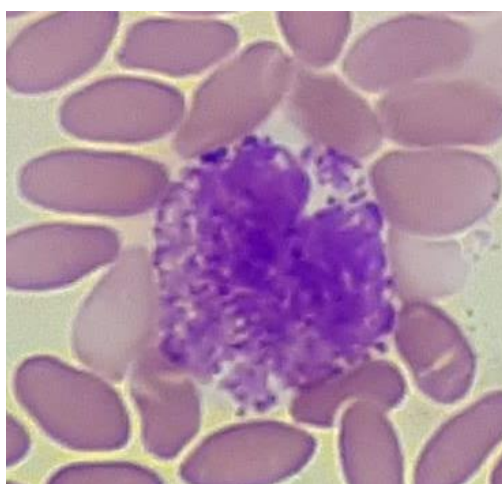


Figura 29. Basófilo grande con núcleo irregular con pocos gránulos púrpura., Wright, 100x/1.25

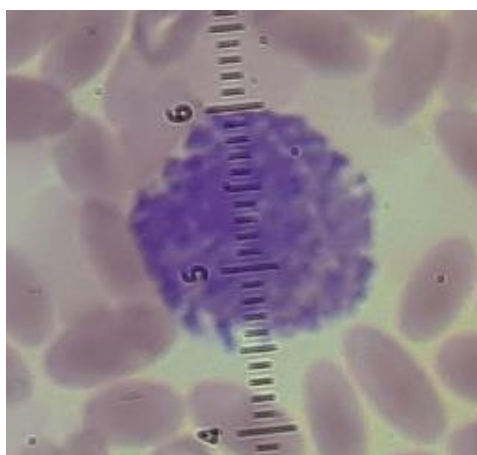


Figura 30. Basófilo grande de 15 μ m, Wright, 100x/1.25

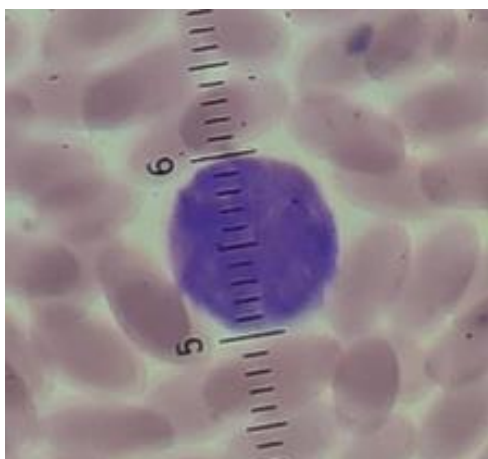


Figura 31. Basófilo pequeño de 10 μm , Wright, 100x/1.25

Los basófilos descritos en esta investigación concuerdan con lo descrito por Azwai *et al.* [25] en llamas adultas, estos tenían núcleos mal segmentados y múltiples gránulos citoplasmáticos pequeños de color púrpura los gránulos oscurecieron parcialmente el núcleo, en esta investigación observamos algunos basófilos con gránulos grandes de color púrpura que cubrían por completo el núcleo (Figura 28) y otros con una coloración más clara de menor tamaño que lo hicieron parcialmente (Figura 29), Junqueira *et al.* [69] y Claver *et al.* [67] mencionan que el núcleo de los basófilos es grande de forma irregular y que toma generalmente forma de S, en esta investigación no pudimos evidenciar el núcleo en forma de S pero estos fueron grandes y de forma irregular (Figura 29). Claver *et al.* encontró que el diámetro de los basófilos está entre 10 y 15 μm , que concuerda por lo encontrado en esta investigación (Figuras 30 y 31).

4.1.2 Valores hematológicos

Los resultados de los valores hematológicos de la vicuña del Centro Ecológico Recreacional de Taraccasa se muestran en el cuadro 2. Los promedios fueron: recuento de glóbulos rojos (RGR) $14.3 \times 10^6/\mu\text{L}$ ($13.32 \times 10^6/\mu\text{L}$ - $15.24 \times 10^6/\mu\text{L}$), hemoglobina 12.70 g/dL (12.40 g/dL - 13.10 g/dL), hematocrito 38.20 % (37.30% - 39.30%), volumen corpuscular medio (VCM) 26.74 fL (25.37 fL - 28.08 fL), hemoglobina corpuscular media (HCM) 8.88 pg (8.35 pg - 9.32 pg), concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) 33.22 % (32.92% - 33.46%), recuento de glóbulos blancos (RGB) $5.07 \times 10^3/\mu\text{L}$ ($3.90 \times 10^3/\mu\text{L}$ - $6.05 \times 10^3/\mu\text{L}$), para el recuento diferencial de

glóbulos blancos se tuvo los siguientes resultados: neutrófilos (NEU) 58.49 % (54 % – 61.70 %), linfocitos 34.77% (30.70 % – 38.30 %), eosinófilos (EOS) 2.34% (1.70 % – 3.60 %), monocitos (MON) 3.54% (2.70 % – 4.70 %) y basófilos (BAS) 0.86% (0.60 % – 1.30 %).

Cuadro 2. Valores hematológicos de la vicuña del C.E.R. de Taraccasa.

Valores	Media	D.E.	Varianza	CV	Min	Max
RGR ($\times 10^6$)	14.32	0.69	0.47	4.79	13.32	15.24
Hb (g/dL)	12.70	0.29	0.08	2.30	12.40	13.10
Hct (%)	38.20	0.80	0.64	2.09	37.30	39.30
VCM (fL)	26.74	0.99	0.98	3.71	25.37	28.08
HCM (pg)	8.88	0.36	0.13	4.10	8.35	9.32
CHCM (%)	33.22	0.19	0.04	0.58	32.92	33.46
RGB ($\times 10^3$)	5.07	0.87	0.75	17.05	3.90	6.05
NEU %	58.49	2.88	8.31	4.93	54.00	61.70
ABA %	0	0	0	0	0	0
LIN %	34.77	2.90	8.40	8.34	30.70	38.30
EOS %	2.34	0.81	0.66	34.80	1.70	3.60
MON %	3.54	0.90	0.80	25.31	2.70	4.70
BAS %	0.86	0.29	0.08	33.50	0.60	1.30

El valor promedio para el recuento total de GR fue $14.32 \times 10^6/\mu\text{l} \pm 0.69$ (13.32 – $15.24 \times 10^6/\mu\text{l}$), estos valores se asemejan a los encontrados por Copaira [72] $14.09 \times 10^6/\mu\text{l}$, con una variación de $11.78 - 15.98 \times 10^6/\mu\text{l}$ en vicuñas en estado semisalvaje, Reynafarje *et al.* [26] reportó que el conteo de glóbulos rojos en vicuñas tuvo un promedio de $13.7 \times 10^6/\mu\text{l}$, Beltrán *et al.* [23] reportó valores muy bajos en vicuñas en silvestría cuyos rangos fueron de $2.92 \times 10^6/\mu\text{l} - 8.35 \times 10^6/\mu\text{l}$, el autor menciona que este conteo muy bajo se debe a diferencias en métodos de recuento celular antes que problemas nutricionales o patológicos, debido a que la técnica utilizada para el conteo de células sanguíneas en este estudio fue con Unopette®, podría estar marginando una proporción importante de glóbulos rojos; por otro lado Oblitas *et al.* [6] también reportó valores bajos

entre $7,1 \times 10^6/\mu\text{l}$ – $13,0 \times 10^6/\mu\text{l}$ en alpacas adultas, siendo estos muy bajos para los reportados en vicuñas con valores superiores a $13 \times 10^6/\mu\text{l}$ [26].

El valor promedio para hemoglobina fue $12.70 \text{ g/dL} \pm 0.29$ (12.40 g/dL – 13.10 g/dL), estos valores se encuentran dentro del rango reportado por Copaira [72] 13.90 g/dL , con rangos de 11 g/dL – 16.5 g/dL en vicuñas en estado semisalvaje, Reynafarje *et al.* [26] encontró que las vicuñas, tienen valores medios de hemoglobina que variaron entre 13.5 g/dL – 15.1 g/dL , Oblitas *et al.* [6] reportó valores en alpacas adultas ligeramente más bajos que este estudio entre 9.2 g/dL – 15.2 g/dL , indicando que los animales fueron llevadas desde el altiplano a un nivel de 9 m.s.n.m. lo cual podría ser una adaptación su nuevo medio. Braunitzer *et al.* [73] encontró que la hemoglobina de las llamas tiene mayor afinidad por el oxígeno, por lo cual presentarían valores bajos de hemoglobina.

El valor promedio para hematocrito fue $38.20 \% \pm 0.80$ (37.30% – 39.30%), estos valores están dentro del rango reportado en vicuñas en silvestría por Beltrán *at al.* [23] cuyos valores en machos y hembras adultos estuvieron entre 30.18% – 59.21% , Reynafarje *et al.* [26] reportó que el hematocrito en alpacas, llamas y vicuñas varió entre 35.5 – 38% , cuyo valor promedio en vicuñas fue 35.5% , llamas 38.1% y alpacas 36% , Oblitas *et al.* [6] reportó valores más bajos para hematocrito en alpacas entre 30% – 32% .

El valor promedio para VCM fue $26.74 \text{ fL} \pm 0.99$ (25.37 fL – 28.08 fL), estos resultados coinciden con los encontrados por Copaira [72] cuyos valores se encontraron entre 21.64 – 29.36 fL , mientras que Oblitas *et al.* [6] y Escalante [20] reportaron valores más amplios entre 18 fL – 34 fL y 18.62 - 30.37 fL en alpacas adultas y crías de alpacas menores de dos meses respectivamente, lo cual significaría que los eritrocitos en las alpaca son ligeramente más grandes que el de las vicuñas.

El valor promedio de HCM fue $8.88 \text{ pg} \pm 0.36$ (8.35 – 9.32 pg), estos valores coinciden con los encontrados por Copaira [72] en vicuñas en estado semisalvaje cuyos valores estuvieron entre 8.26 – 11.15 pg , Escalante [20] reporta valores más amplios en alpacas menores de 2 meses 9.11 - 13.65 pg y Oblitas *et al.* [6] reportó valores entre 8 – 16 pg en alpacas adultas, lo cual significaría que los eritrocitos de alpaca contienen más hemoglobina que el de las vicuñas.

El valor promedio de CHCM fue $33.22 \% \pm 0.19$ ($32.92\% - 33.46 \%$), estos valores fueron relativamente más bajos que los encontrados por Copaira [72] en vicuñas $35.36\% - 44.04\%$, pero sin embargo no están muy alejados de esos valores, esto podría deberse al número reducido de animales muestreados; Escalante [20] reporta valores mucho más amplios en crías de alpacas menores de dos meses entre 33.53 a 64.30% , Oblitas *et al.* [6] reportó valores más altos en alpacas adultas, $37\% - 57\%$.

El valor promedio del recuento de GB fue $5.07 \times 10^3 \pm 0.87$ ($3.90 \times 10^3 - 6.05 \times 10^3$), estos valores coinciden con los reportados por Beltrán *et al.* [23], $1.150 \times 10^3 - 7.750 \times 10^3$ en vicuñas silvestres, sin embargo Copaira [72] reportó valores mucho más amplios entre $8.08 \times 10^3 - 22.76 \times 10^3$, estos valores son demasiado altos para la especie, sin embargo estos son parecidos a lo reportado por Oblitas *et al.* [6] entre $4,5 \times 10^3 - 19,0 \times 10^3$ en alpacas adultas y por Escalante [20] 11.7 a 21.8×10^3 .

El valor promedio de neutrófilos fue $58.49 \% \pm 2.88$ ($54.00 \% - 61.70 \%$), estos valores están dentro de los reportados por Beltrán *et al.* [23] en vicuñas en silvestría $39 \% - 80\%$ y Copaira [72] que reporta valores entre $41 \% - 67 \%$ los cuales coinciden con los reportados por la presente investigación; Oblitas *et al.* [6] también reporta valores similares en alpacas 32% a 71% . Los neutrófilos predominaron en la sangre periférica de las vicuñas, así como en la de los demás camélidos sudamericanos.

No se encontraron abastones en esta investigación, pero Beltrán *et al.* [23] y Copaira [72] reportaron valores entre $0 - 4 \%$ y $0 - 1.4 \%$ en vicuñas en estado de silvestría y semisilvestría respectivamente, Oblitas *et al.* [6] reportó valores mucho más extremos de $0 - 6 \%$.

El valor promedio de linfocitos fue $34.77 \% \pm 2.90$ ($30.70 \% - 38.30 \%$), estos están dentro de los reportados por Beltrán *et al.* [23] en vicuñas en silvestría, $12\% - 54\%$ y por los reportados por Copaira [72] entre $17.50 \% - 42.50\%$ en vicuñas en estado semisalvaje, quienes reportan valores más amplios que esta investigación, Escalante [20] reportó valor promedio de linfocitos de 30.47% en alpacas menores de 2 meses mientras que Oblitas *et al.* [6] encontró valores mucho más amplios en llamas adultas entre $8 - 45 \%$.

El valor promedio de eosinófilos fue $2.34 \% \pm 0.81$ ($1.70 \% - 3.60 \%$), están dentro del rango reportado por Beltrán *et al.* [23], $0\% - 9\%$, sin embargo Copaira [72] reporta rangos más altos entre $0.50\% - 22.5\%$, estos valores son muy amplios, algunos autores han atribuido la eosinofilia al parasitismo subclínico y al parasitismo intestinal intenso [70], [71], pero sin embargo Azwai *et al.* [25] también reportó valores muy altos para eosinófilos en llamas adultas sanas 876 a $4,000 / \mu\text{L}$, lo cual podría indicar la posibilidad de que estos valores tan amplios sean normales en los camélidos sudamericanos, lo cual tendría que estar sujeto a nuevas investigaciones.

El valor promedio de monocitos fue $3.54 \% \pm 0.90$ ($2.70 \% - 4.70 \%$), estos están dentro de los valores reportados por Beltrán *et al.* [23] $1\% - 8\%$, mientras que Copaira [72] reporta valores mucho más amplios que comprenden entre $1\% - 26.8\%$, Oblitas *et al.*, [6] reporta valores de $0\% - 7\%$ mientras que Escalante [20], también reporta valores muy altos para este tipo de agranulocito $10.0\% - 35\%$, los monocitos están ausentes o en pocas cantidades en la sangre periférica [68], el incremento de monocitos se produce en los casos de estrés, granuloma, necrosis e inflamación tisular [66], lo cual podría suponer que las vicuñas muestreadas por Copaira y Escalante hayan pasado por un cuadro de estrés al momento de la captura o toma de las muestras.

El valor promedio de basófilos fue $0.86 \% \pm 0.29$ ($0.60 \% - 1.30 \%$), estos coinciden con los reportados por Beltrán *et al.* [23] en vicuñas silvestres $0\% - 2\%$, Copaira [72] reportó en vicuñas en semisilvestría valores entre $0\% - 1.50\%$, Escalante [20] y Oblitas *et al.*, [6] reportaron valores similares 1% y $0 - 3\%$ en alpacas menores de 2 meses y llamas adultas respectivamente.

4.1.3 Valores bioquímicos

Los resultados de los valores bioquímicos de la vicuña del zoológico de Taraccasa se muestran en el cuadro 2. Los valores promedio fueron, urea (URE) 40.51 mg/dL ($35.33 \text{ mg/dL} - 47.30 \text{ mg/dL}$), creatina (CRE) 2.02 mg/dL ($1.60 \text{ mg/dL} - 2.40 \text{ mg/dL}$), proteínas totales (PT) 8.84 g/dL ($7.99 \text{ g/dL} - 9.80 \text{ g/dL}$), albúmina (ALB) 4.27 g/dL ($3.80 \text{ g/dL} - 4.70 \text{ g/dL}$), globulinas (GLO) 5.10 g/dL ($3.93 \text{ g/dL} - 5.10 \text{ g/dL}$), glucosa (GLU) 146.34 mg/dL ($129.70 \text{ mg/dL} - 161.70$

mg/dL), aspartato aminotransferasa (AST) 169.46 UI/L (160.3 UI/L – 180.30 UI/L) y alanino aminotransferasa (ALT) 14.92 UI/L (13.70 UI/L – 16.70 UI/L).

Cuadro 3. Valores bioquímicos sanguíneos de la vicuña del zoológico de Taraccasa.

Variables	Media	D.E.	Varianza	CV	Mín	Max
URE (mg/dL)	40.51	4.38	19.16	10.81	35.33	47.30
CREA (mg/dL)	2.02	0.30	0.09	14.58	1.60	2.40
PT (g/dL)	8.85	0.64	0.41	7.26	7.99	9.80
ALB (g/dL)	4.27	0.35	0.13	8.31	3.80	4.70
GLO (g/dL)	4.58	0.51	0.26	11.06	3.93	5.10
GLU (mg/dL)	146.34	11.43	130.62	7.81	129.70	161.70
AST UI/L	169.46	7.75	63.25	4.69	160.3	180.30
ALT UI/L	14.92	1.21	1.47	8.13	13.70	16.70

El valor promedio de urea fue 40.51 ± 4.38 mg/dL (35.33 mg/dL – 47.30 mg/dL), estos son parecidos a los encontrados por Titi *et al.* [19] en vicuñas en semicautiverio 27.30 – 43.10 g/dL en vicuñas macho y en hembras 30.30 – 42.70, aunque sean un poco bajos para con respecto a esta investigación, están dentro del rango para esta especie, otra de las razones por la que habría esta diferencia sería el número de animales muestreados; Flores *et al.* [21] y Oblitas *et al.* [6] reportaron valores mucho más amplios de 20 mg/dL – 70 mg/dL en alpacas adultas y 24.03 mg/dL – 55.26 mg/dL en llamas adultas respectivamente.

El valor promedio de creatinina fue 2.02 ± 0.30 mg/dL (1.60 mg/dL – 2.40 mg/dL), que coinciden por los encontrados Titi *et al.* [19] 1.50 – 3.00 mg/dL en vicuñas macho y 1.80 – 2.60 g/dL en vicuñas hembra, Flores *et al.* [21] reportó valores de 1.30 mg/dL – 3.70 mg/dL en alpacas adultas y Fowler *et al.* [15] 0.9 mg/dL - 2.8 mg/dL en llamas y 0.61 mg/dL - 2 mg/dL en alpacas.

El valor promedio de proteínas totales fue 8.85 ± 0.64 g/dL (7.99 g/dL – 9.80 g/dL), estos valores coinciden con los reportados por Concha *et al.* [22] en vicuñas en cautiverio, que variaron entre 4.8 g/dL – 13.1 g/dL, Sánchez *et al.* [24] reporta valores en vicuñas en cautiverio entre 5.82 g/dL – 11.78 g/dL,

Beltrán *et al.* [23] reportó valores un poco más bajos de 5.10 g/dL – 7.80 g/dL, mientras que Sigwas *et al.* [25] reportó rangos más bajos de 0,46 g/dL – 7,87 g/dL en machos y en hembras de 0,18 g/dL – 11,01 g/dL, los valores mínimos son demasiado bajos en ambos sexos desconociéndose las razones de dicho resultado, sin embargo los valores máximos coinciden con los reportados en esta investigación y con los demás autores, los animales en cautiverio son alimentados con pastos cultivados mientras que en silvestría se alimentan de pastos silvestres pobres en nutrientes [52], esto podría explicar los valores bajos reportados para vicuñas en estado semicautiverio y silvestría.

El valor promedio de albúmina fue 4.27 ± 0.35 g/dL (3.80 mg/dL – 4.70 g/dL), estos valores están dentro del rango reportado por Concha *et al.* [22] en vicuñas en cautiverio entre 2.1 g/dL – 6.3g/dL, Flores *et al.* [21] también reporta valores entre 2.60 g/dL – 5.40 g/dL en alpacas adultas, Oblitas *et al.* [6] reportó valores entre 3.1 g/dL – 4.1 g/dL en alpacas adultas, los cuales son muy parecidos a los reportados para vicuñas.

El valor promedio de globulinas fue 4.58 ± 0.51 g/dL (3.93 g/dL – 5.10 g/dL) estos valores están dentro del rango reportado por Concha *et al.* [22] en vicuñas en cautiverio entre 2.0 g/dL – 9.0 g/dL, Flores *et al.* [21] reportó valores en alpacas adultas entre 1.20 g/dL– 9.40 g/dL, los cuales son muy parecidos a los reportados para vicuñas, mientras que Oblitas *et al.* [6] reportó valores de 1.47 g/dL – 3.55 g/dL en alpacas adultas, siendo estos valores más bajos.

El valor promedio de glucosa fue 146.34 ± 11.43 mg/dL (129.70 mg/dL – 161.70 mg/dL), estos valores coinciden por lo reportado por Concha *et al.* [22] en vicuñas en cautiverio entre 88.0 mg/dL – 228.0 mg/dL, y por los reportados por Sánchez *et al.* [24] que se encontraron entre 50.89 mg/dL –178.90 mg/dL en vicuñas en cautiverio, Sigwas *et al.* [25] reportó en vicuñas en cautiverio valores altos machos 113.94 g/dL – 346.25 g/dL, mientras en hembras el valor mínimo fue más bajo entre 33.67 g/dL – 304.08 g/dL, por otro lado Titi *et al.*, [19] reporta los valores más bajos en vicuñas en semicautiverio entre 31.30 g/dL – 103.90 g/dL en machos y 25.00 g/dL – 158.70 g/dL en hembras, los camélidos tienen concentraciones de glucosa en sangre más altas que los rumiantes domésticos y tienen una débil respuesta a la insulina y una lenta absorción celular de glucosa [74], por lo tanto, a menudo son hiperglucémicos, por otro lado las

vicuñas en silvestría o semicautiverio tienen grandes demandas de glucosa por lo tanto tienen valores más bajos respecto a las vicuña en cautiverio.

El valor promedio de AST fue 169.46 ± 7.75 UI/L (160.3 UI/L – 180.30 UI/L), estos resultados están dentro de los valores extremos encontrados por Concha *et al.* [22] que estuvieron entre 129.0 UI/L – 368.0 UI/L, Flores *et al.* [21] reportó valores entre 94.00 UI/L – 419.00 UI/L siendo estos mucho más amplios comparados con los encontrados en vicuñas, en otro estudio Oblitas *et al.* [6] reportó valores en alpacas entre 81 UI/L – 187 UI/L estando siendo estos los más bajos.

El valor promedio de ALT fue 14.92 ± 1.21 UI/L (13.70 UI/L – 16.70 UI/L), estos valores están dentro de los reportados por Concha *et al.* [22] en vicuñas en cautiverio entre 1.0 UI/L - 19.0 UI/L, mientras que Flores *et al.* [21] y Escalante [20] reportan valores más amplios 5.00 UI/L - 80.00 UI/L y 12.88 UI/L – 48.21 UI/L en alpacas adultas y en alpacas menores de 2 meses respectivamente, pudiendo ser estos valores normales en alpacas.

4.1.4 Valores hematológicos comparativos de las vicuñas hembra y macho

Los resultados comparativos de los valores hematológicos en vicuñas hembra y macho se muestran en el cuadro 3. Recuento de glóbulos rojos (RGR) en la hembra 14.59×10^6 (14.25×10^6 – 15.24×10^6), en el macho 13.90×10^6 (13.32×10^6 – 14.48×10^6); hemoglobina (Hb) en la hembra 12.67 g/dL (12.50 g/dL – 12.90 g/dL), en el macho 12.75 g/dL (12.40 g/dL – 13.10 g/dL); hematocrito (Hct) en la hembra 38.13 % (37.70 % – 38.70 %), en el macho 38.30 % (37.30 % – 39.30 %); volumen corpuscular medio (VCM) en la hembra 26.15 fL (25.37 fL – 26.59 fL), en el macho 27.63 fL (27.17 fL – 28.08 fL); hemoglobina corpuscular media (HCM) en la hembra 8.66 pg (8.35 pg – 8.84 pg), en el macho 9.21 pg (9.09 pg – 9.32 pg); concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) en la hembra 33.14 % (32.92 % – 33.27 %), en el macho 33.34 % (33.21 % – 33.46 %); recuento de glóbulos blancos (RGB) en la hembra 4.55×10^3 (3.90×10^3 – 5.23×10^3), en el macho 5.86×10^3 (5.66×10^3 – 6.05×10^3); neutrófilos (NEU) en la hembra 57.01 % (54.00 % – 59.33 %), en el macho 60.7 % (59.70 – 61.70 %); abastoados (ABA) en la hembra 0 % y el macho 0 %; linfocitos (LIN) en la hembra 36.19 % (33.67 – 38.30), en el macho

32.65 % (30.7 – 34.60 %); monocitos (MON) en la hembra 3.90 % (2.70 – 4.70 %), en el macho 3.00 % (3.0 % – 3.0 %); eosinófilos (EOS) en la hembra 2.03 % (1.70 – 2.70 %), en el macho 2.80 % (2.0 % – 3.60 %); basófilos (BAS) en la hembra 0.87 % (0.60 – 1.30 %) y en el macho 0.85 % (0.70 % – 1.00 %).

Cuadro 4. Valores hematológicos comparativos de las vicuñas hembra y macho.

Variables	Sexo	Media	D.E.	CV	Min	Max
RGR (x 10 ⁶)	Hembra	14.59	0.56	3.84	14.25	15.24
	Macho	13.90	0.82	5.90	13.32	14.48
Hb (g/dL)	Hembra	12.67	0.21	1.64	12.50	12.90
	Macho	12.75	0.49	3.88	12.40	13.10
Hct (%)	Hembra	38.13	0.51	1.35	37.70	38.70
	Macho	38.30	1.41	3.69	37.30	39.30
VCM (fL)	Hembra	26.15	0.68	2.60	25.37	26.59
	Macho	27.63	0.64	2.33	27.17	28.08
HCM (pg)	Hembra	8.66	0.27	3.09	8.35	8.84
	Macho	9.21	0.16	1.77	9.09	9.32
CHCM (%)	Hembra	33.14	0.19	0.59	32.92	33.27
	Macho	33.34	0.18	0.53	33.21	33.46
RGB (x 10 ³)	Hembra	4.55	0.67	14.61	3.90	5.23
	Macho	5.86	0.28	4.71	5.66	6.05
NEU %	Hembra	57.01	2.73	4.79	54.00	59.33
	Macho	60.7	1.41	2.33	59.70	61.70
ABA %	Hembra	0	0	0	0	0
	Macho	0	0	0	0	0
LIN %	Hembra	36.19	2.34	6.47	33.67	38.30
	Macho	32.65	2.76	8.45	30.7	34.60
MON %	Hembra	3.90	1.06	27.14	2.70	4.70
	Macho	3.00	0	0	3.00	3.00
EOS %	Hembra	2.03	0.58	28.39	1.70	2.70
	Macho	2.80	1.13	40.41	2.00	3.60
BAS %	Hembra	0.87	0.38	43.68	0.60	1.30
	Macho	0.85	0.21	24.96	0.70	1.00

4.1.5 Valores bioquímicos comparativos de las vicuñas hembra y macho

Los resultados comparativos de los valores bioquímicos en vicuñas hembra y macho se muestran en el cuadro 5. Los resultados fueron los siguientes, urea (URE) en la hembra 42.87 mg/dL con valores extremos de 40.60 – 47.30 mg/dL, en el macho 36.97 mg/dL con valores extremos de 35.33 – 38.6 mg/dL; creatina (CRE) en la hembra 2.16 mg/dL con valores extremos de 1.93 – 2.40 mg/dL, en el macho 1.82 mg/dL con valores extremos de 1.60 – 2.03 mg/dL; proteínas totales (PT) en la hembra 9.12 g/dL con valores extremos de 8.77 – 9.80 g/dL, en el macho 8.44 g/dL con valores extremos de 7.99 – 8.89 g/dL; albúmina (ALB) en la hembra 4.49 g/dL con valores extremos de 4.27 – 4.70 g/dL, en el macho 3.93 g/dL con valores extremos de 3.80 – 4.06 g/dL; globulinas (GLO) en la hembra 4.63 g/dL con valores extremos de 4.30 – 5.10 g/dL, en el macho 4.51 g/dL con valores extremos de 3.93 – 5.08 g/dL; glucosa (GLU) en la hembra 146.47 mg/dL con valores extremos de 129.70 – 161.70 mg/dL, en el macho 146.15 mg/dL con valores extremos de 144.3 – 148 mg/dL; aspartato aminotransferasa (AST) en la hembra 166.90 UI/L con valores extremos de 160.30 – 174.70 UI/L, en el macho 173.3 UI/L con valores extremos de 166.3 – 180.30 UI/L; alanino aminotransferasa (ALT) en la hembra 14.90 UI/L con valores extremos de 13.70 – 16.70 UI/L y en el macho 14.95 IU/L con valores extremos de 14.30 – 15.60 UI/L.

Cuadro 5. Valores bioquímicos comparativos de las vicuñas hembra y macho.

Variables	Sexo	Media	D.E.	CV	Mín	Max
URE (mg/dL)	Hembra	42.87	3.84	8.96	40.60	47.30
	Macho	36.97	2.31	6.26	35.33	38.60
CREA (mg/dL)	Hembra	2.16	0.24	10.86	1.93	2.40
	Macho	1.82	0.30	16.75	1.60	2.03
PT (g/dL)	Hembra	9.12	0.59	6.43	8.77	9.80
	Macho	8.44	0.64	7.54	7.99	8.89
ALB (g/dL)	Hembra	4.49	0.22	4.79	4.27	4.70
	Macho	3.93	0.18	4.68	3.80	4.06
GLO (g/mL)	Hembra	4.63	0.42	8.99	4.30	5.10
	Macho	4.51	0.81	18.05	3.93	5.08
GLU (mg/dL)	Hembra	146.47	16.06	10.96	129.70	161.70
	Macho	146.15	2.62	1.79	144.3	148
AST UI/L	Hembra	166.90	7.27	4.36	160.30	174.70
	Macho	173.3	9.90	5.71	166.3	180.30
ALT UI/L	Hembra	14.90	1.59	10.65	13.70	16.70
	Macho	14.95	0.92	6.15	14.30	15.60

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Conclusiones

- La morfología celular sanguínea en cuanto a la serie roja es característica para esta especie, los eritrocitos son pequeños, numerosos y elipsoidales, los glóbulos blancos son muy similares a los descritos en otras especies, los neutrófilos representaron la mayor parte seguida de los linfocitos.
- Los valores hematológicos encontrados fueron muy similares para otros reportes en vicuñas, el conteo de glóbulos rojos estuvo por encima de los 13×10^6 , la hemoglobina, VCM, HCM al igual que en los demás camélidos fue baja, la CHCM fue más alta que los demás índices eritrocitarios, existió ligera diferencia de los valores entre macho y hembra.
- Los valores bioquímicos sanguíneos encontrados son muy parecidos a los reportados por otros autores en vicuñas y demás camélidos sudamericanos, las proteínas, glucosa y enzimas hepáticas (AST y ALT) tuvieron valores más altos, fueron muy similares los valores de la urea, creatinina, proteínas totales y albúmina entre ambos sexos, algunos otros valores fueron ligeramente mayores en los machos.

Recomendaciones

- Incluir en la investigación mayor número de individuos en el estudio de la morfología celular, estudiar las diferentes alteraciones morfológicas, metabólicas y oxidativas de estas células.
- Realizar investigación con mayor número de individuos de los valores hematológicos y bioquímicos en las diferentes condiciones de manejo; en cautiverio, semicautiverio y en silvestría, para conocer cómo estos valores influyen en el estado de salud de estas poblaciones, los valores hematológicos y bioquímicos no deben tener rangos muy amplios para ser útiles clínicamente.
- Utilizar técnicas mucho más actualizadas o equipos automatizados para determinar estos valores, ya que tienen menor error y ayudará a tener valores más próximos a la realidad.

Referencias bibliográficas

1. Zapata B, Fuentes K, Bonacic C, Bas F. Applying Animal Welfare caoncepts to farmed guanacos. In Gonzales B, Bas F, Tala C, e Iriarte A. Manejo sustentable de la vicuñas y el guanaco.; 2000.
2. Broom D, Jhonson K. Stress and Animal Welfare. Primera ed. Row B, editor. London SE1 8HN: Chapman & Hall; 1993.
3. Bogin E. Clinical Medical patology of Camelids: present an future. Revue Med. Vet. 2000; 151(563-568).
4. Ben S, Romdane H, Fek N, Sanhagi A, Bazaa M. Valeurs useelles des principaux consttuants biochimiques seriques du dromadaire (Camelus dromedarius). Rvue MED. 2003; 151(563-568).
5. Jorquera M. Efecto de un programa de ovino sobre la condición corporal y los valores sanguíneos de b-hidroxibutirato, hematocrito y urea. Memoria de Título. Valdivia-Chile: Universidad Austral, Fac. Ciencias Veterinarias; 1993.
6. Oblitas F, Pedrozo R, Wittwer F, Böhmwald H, Ludwing H. Valores sanguíneos en alpacas (Lama pacos) reintroducidas en el sur de Chile. Vet. Mex. 1998; 29 (4)(411).
7. Tell L, Kabbur M, Smith W, Dahl K, Cullor J. A technique for isolating heterophils from blood of Orange-Winged Amazon Parrots (Amazona amazonica amazonica). Comp Haematol Int. 1997;(7: 47-53.).
8. Feldman B, Sink C. Urinálise hematologia laboratorial para o clínico de pequenos animais. In. Sao Pablo: Roca; 2006. p. 111.
9. Solari G, Tribeño D, Navarro Z, Alvis R, Pino J. Parámetros hematológicos del “guacamayo cabeza azul” Primolius couloni L. (psittacidae) en cautiverio. Rev Inv Vet Perú. 2011;(23 22(1): 22-27).
10. Medway W, Prier J, Wilkinson J. Patología Clínica Veterinaria. Primera ed. México: Editorial Hispano Americana S.A.; 1986.



11. Broom D, Johnson K. Stress and Animal Welfare. Primera ed. Row B, editor. London: Chapman & Hall; 1993.
12. Anderson D. Liver disease in camelids. 2002. The Ohio State University- USA. Disponible en: <http://www.rmla.com/LiverDisease.htm>.
13. Bogin E. Clinical Medical pathology of Camelids: present and future. Revue Med.Vet. 2000;(151:563-568.).
14. Jorquera M. Efecto de un programa de ovino sobre la condición corporal y los valores sanguíneos de b- hidroxibutirato, hematocrito y urea. 1993. Memoria de título. Med. Vet. Univesidad Austral. Fac. Ciencias Veterinarias. Valdivia Chile.
15. Fowler M. Medicine and Surgery of South American Camelids. 1998. Segunda edición. Iowa a State University Press.
16. Ospina A, Li E, Tribeños H, Cahua U. Valores hematológicos del machín negro (*Cebus apella*) mantenidos en cautiverio. Informe de tesis. Lima: UNMSM; 2005.
17. Bonacic C. Sustainable use of the vicuna (*Vicugna vicugna*): a physiological and ecological assessment. 2000. Tesis.
18. Raggi L. Avances en investigación y manejo de llamas (*Lama glama*) y alpacas (*Lama pacos*) en Chile. 2000. Ciencia e Investigación Agraria 27: 27-37.
19. Titi J, Gallegos N, Aguilar E, Rosales E. Perfil sanguíneo de la vicuña (*Vicugna vicugna*) en condiciones de semicautiverio del comité multicomunal de manejo de vicuñas e Cala Cala, provincia de San Atonio de Putina-Puno. CEPROSIMAD. 2017 julio; iv(2).
20. Escalante L. Valores hematológicos, bioquímicos sanguíneos y urinarios en crías de alpacas Huacaya (*Vicugna pacos*) menores de dos meses. Informe de Tesis. Puno, Perú.: Universidad Nacional del Altiplano; 2017.
21. Flores S, Li E, Gavidia C, Hoyos S, Barrios A. Determinación del Perfil Bioquímico Sanguíneo Hepático y Renal en Alpacas (*Vicugna pacos*) Aparentemente Normales. Rev Inv Vet Perú. 2016;(27(1): 196-203.).



22. Concha P, Lí E, Alvarado S, Falcón P. Perfil bioquímico sanguíneo hepático de vicuñas (*Vicugna vicugna*) criadas en cautiverio en Lima. Rev. investig. vet. Perú. UNMSM. 2013; 24(1).
23. Beltrán L, Nallar R, Ayala G, Limachi J, Gonzales J. Estudio sanitario de vicuñas en silvestría del Área Natural de Manejo Integrado Nacional Apolobamba-Bolivia. Scielo. 2011; 1.
24. Sánchez A, Chavez A, Paucar C, López V, Cordova R. Perfil sanguíneo de la vicuña (*Vicugna vicugna*) en condiciones de cautiverio en Huancavelica, Perú. Archivos Zootecnia. 2008; 60(229, 141-143).
25. Azwai S, Abdouislam E, Ai-Bassam S, Ai Dawek M, Ai-Izzi A. Morphological characteristics of blood cells in llamas (*Lama glama*). Vet. Arhiv. 2007; 77(69-79).
26. Reynafarje C, Faura J, Paredes A, Villavicencio D. Erythrokinetics in high-altitude adapted animals (llama, alpaca and vicuña). Journal of Applied Physiology. 1968;(24(1): 93-97.).
27. Reynafarje C, Faura J, Villavicencio D, Curaca A, Reynafarje B, Oyola L, et al. Oxygen transport of hemoglobin in high-altitude animals (Camelidae). Journal of Applied Physiology. 1975;(38(5): 806-810).
28. Banchero N, Will J. Oxygen transport in the llama (*Lama glama*). Respiration Physiology. 1971;(13:102-115).
29. Torres H. South American camelids. An action plan for their conservation. 1992. IUCN, Gland. 58.
30. Hoces D. Conservación y uso actual de la vicuña (*Vicugna vicugna mesalis*) en el Perú. Estudio de Caso. México: Internacional Expert Workshop on CITES Non-Detriment Findings; 2008. Report No.: November 17th-22nd.
31. Torres H. South American camelids. An action plan for their conservation. 1992. IUCN, Gland. 58.



32. Wheeler J. Historia natural de la vicuña. 2006. En: Vila, B; (ed.) Investigación, Conservación y Manejo de Vicuñas, Proyecto MACS, Buenos Aires. 25-35.
33. Villalba L. Protocolo de buenas prácticas de captura, esquila y liberación de vicuñas en estado silvestre para la obtención de fibra. 2008. Editorial FAN, Santa Cruz. 58.
34. Laker J, Baldo Y, Arzamendia & Yacobaccio H. La vicuña en los Andes. 2006. pp. 37-50. En: Vila, B. (ed.) Investigación, Conservación y Manejo de Vicuñas. Proyecto MACS, Buenos Aires.
35. MINAGRI. Censo Poblacional de Vicuñas.. 2012. Dirección General Forestal y de Fauna silvestre.
36. Blood D, Studdert V. Baillière's Comprehensive Veterinary Dictionary. 1988. Londres.
37. Knoll J, Rowell S. Clinical hematology in clinic analysis, quality control, reference values and system selection. USA. Veterinary Clinics of North America Small Animal practice. 1996; 26. 981-1002.
38. Copete M. Aspectos generales de la evaluación hematológica en fauna silvestre y no convencional. Revista Asociación de Veterinarios de Vida Silvestre. 2013; 9(1): p. 39.
39. Aguiló J. Valores hematológicos. Clin Vet Pequeños Animales. 2001; XXI(2).
40. García S. Fisiología Veterinaria México: McGraw-Hill Interamericana; 1995.
41. Troiano J. Hematologías de Artiodáctilos. In Memoria Conferencia Internacional en medicina y aprovechamiento de Fauna silvestre y Exóticos; 2013; Conv. 2013, 9: 2. p. 6-9.
42. Kraft H. Métodos de laboratorio clínico en medicina veterinaria de mamíferos domésticos. Zaragoza, España.: Ed. Acribia S.A.; 1998.
43. Alonso M. Índices Reticulocitarios: Fracción inmadura de reticulocitos (FIR), Contenido de Hemoglobina de Reticulocitos (CHr). Revista Hematología. 2013 Enero, Abril; 17(1: 67-69).



44. Clemente P, Del Mar López M, P DRZP, Redondo J. Análisis de la población de reticulocitos caninos mediante citometría de flujo. Estudio preliminar. Revista Hematología. 2009; 29(1).
45. Mutis A, Ramírez E. Determinación y análisis de valores fisiológicos pre y post ejercicio en una población de atletas equinos de salto en Bogotá, Colombia. Informe de tesis. Bogotá.: Universidad de la Salle., Facultad de Medicina Veterinaria; 2003.
46. Thrall D. Manual de diagnóstico radiológico veterinario. Cuarta ed.: Elseiv saunder.; 2004.
47. Day M, Mackin A. Manual of canine and feline haematology and transfusión medicine. Tercera. ed. Londres.: British Small Animal Veterinary Association.; 2000.
48. Rios P, Zapata M, Paz S, Pacheco K, Rivera A, Gonzales L, et al. Cambios hematológicos, bioquímica sanguínea y cortisol serico en crias de huanaco en cautiverio desde el nacimiento hasta el destete. Avances en Ciencias Veterinarias. 2003; XVIII(1,2.).
49. Voigt G. Conceptos y técnicas hematológicas para veterinarios Zaragoza: Acribia S.A.; 2003.
50. Weiser G. Tecnología Hematológica para el diagnóstico de anemias. Bonagura.: Terapéutica Veterinaria de pequeños animales.; 1995.
51. Garnica J, Aroquipa M, Bravo W. Componentes Bioquimicos de la sangre de vicuñas en el Alpiplano peruano. In III Congreso Mundial sobre Camelidos y Talller Internacional de DECAMA; 2003; Potosi- Bolivia.
52. Zapata B, Fuentes V, Bonacic C, Gonzales B, Villouta F. Haematological and Clinical Biochemistry finding in captive juvenile guanacos (*Lama guanicoe*, Muller 1776) in central Chile. Small Rumin. 2002;(2243(1):1.7.).
53. Cabezas O, Gianntto I, Islas A, Merino V, Morgante M, y , et al. Seasonnal Variaton of serum urea concentration in alpacas (*Lama pacos*) housed ad three different altitudes. 2007. 58(1):1-6. Italia.



54. Simes L, Brich T. Bioquímica Orientada al Análisis clínico. Primera ed. Salud IUDCdl, editor.; 2015.
55. Rudolph W. Perfiles bioquímicos en animales domésticos. 1985. Monografías medicas veterinarias. 7(2):5-16.
56. Finco D. Clinical biochemistry of domestic animals. Cuarta ed. Function , Kidey , editors. San Diego: Academic Press; 1997.
57. Dinski D. Ammonia metabolism and the urea cycle. 1994. Vet. Re. 47(10):2278-2280.
58. UNSA. Universida Nacional de San Agustin. Facultad de Ciencias bilógicas y Agropecuarias. Laboratorio de Analisis Biológicos. Arequipa –Peru. 2007..
59. Bush H. Manual de laboratorio veterinario de análisis clínicos Zaragoza, España: Acribia; 1982.
60. Ruiz A. Aprender de análisis clínicos. 6123165186th ed. Research R, editor. España: Alphambra Medical; 1981.
61. Duncan P, Kenneth S, Edward A, Keith W. Patología clínica veterinaria. Cuarta ed. Barcelona, España: Multimédica ediciones veterinarias; 2005.
62. Perez M. Niveles de Glucógeno hepático en la especie (Lama pacos) tipo Huacaya. Tesis. Puno: Universidad Nacional del Altiplano; 1978.
63. Verastegui S. Radiografía de la Nutrición. 1984. UNA- PUNO.
64. Arrascue F. Tercera Jornada de Bioquímica. 1976. Boletín N°3 UNMSM. Lima Perú.
65. Torrance A. Revisión de las técnicas de diagnóstico en hematología. In Day M, J , Macking A, Littlewood , J , D. Manual de hematología y transfusión en pequeños animales. Barcelona: Edicones S; 2012. p. 3-23.
66. Sodikoff C. Pruebas diagnósticas y de laboratorio en pequeños animales: una guía para el diagnóstico de laboratorio. Tercera ed.: SERBIULA; 1995.



67. Claver J, Saenz A. Apuntes de histología veterinaria. Primera ed. Buenos Aires: Hemisferio Sur; 1997.
68. Reagan J. Hematología Veterinaria alta de especies domésticas comunes Teresa G, Denicofa B, editors. Barcelona: Ediciones S; 1999.
69. Junqueira L, Carneiro J. Histología básica. Sexta ed. Barcelona: MASSON; 2005.
70. Hawkey H, Gulland F. Haematology of clinically normal and abnormal captive llamas and guanaco. Veterinary Record. 1988;(122).
71. Fowler G, Zinkl J. Reference ranges for hematologic and serum biochemical values in llamas (Lama glama). American Journal of Veterinary Research. 1989; 50(2049-2053).
72. Copaira M. Estudios hematológicos en Auquénidos. Tesis de pre grado. Lima. Perú.: Universidad Nacional Mayor de San Marcos., Facultad de Medicina Veterinaria.; 1951.
73. Braunitzer G, Schrank A, Bauer C. Interaction between phosphate and protein, and the respiration of the llama, the human fetus and the horse. Physiol. Chem. 1978.;(359(5):547-58).
74. Foster A, Bidewell C, Barnett J, Sayers R. Haematology and biochemistry in alpacas and llamas. Revista In Practice. 2009; 31(276-281).

Anexos

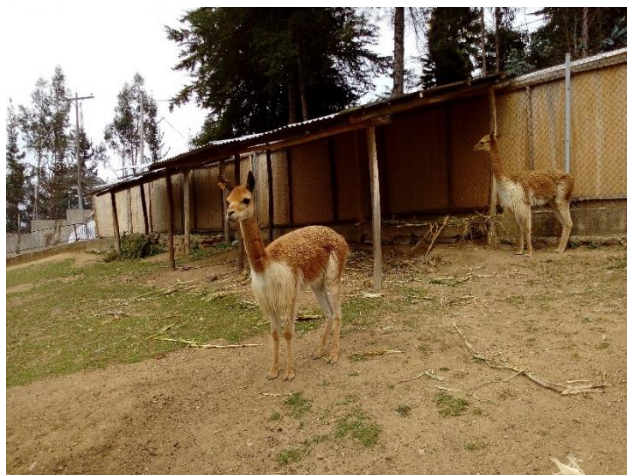


Figura 32. Vicuñas en su ambiente



Figura 33. Captura y colocación de la máscara



Figura 34. Vicuña contenida en decúbito lateral izquierdo



Figura 35. Rasurado de la zona de venopunción



Figura 36. Asepsia del sitio de venopunción



Figura 37. Hemostasia de la vena yugular

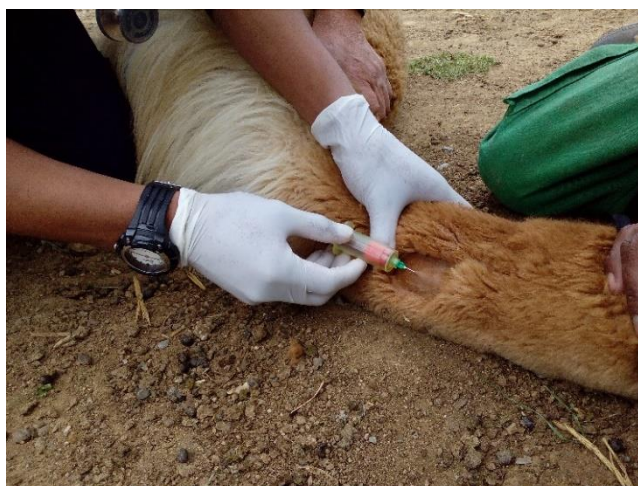


Figura 38. Punción de la vena yugular



Figura 39. Colección de la sangre al vacío



Figura 40. Tubo de tapa roja lleno con sangre



Figura 41. Transporte de la muestra



Figura 42. Llenado del tubo de microhematocrito



Figura 43. Centrífuga de microhematocrito con los túbulos

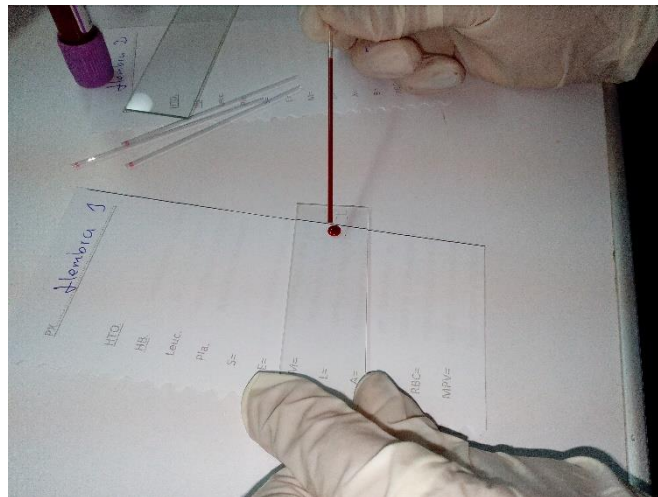


Figura 44. Colocación de gota de sangre para frotis



Figura 45. Extensión de la sangre



Figura 46. Frotices sanguíneos



Figura 47. Centrífuga con los tubos de tapa roja

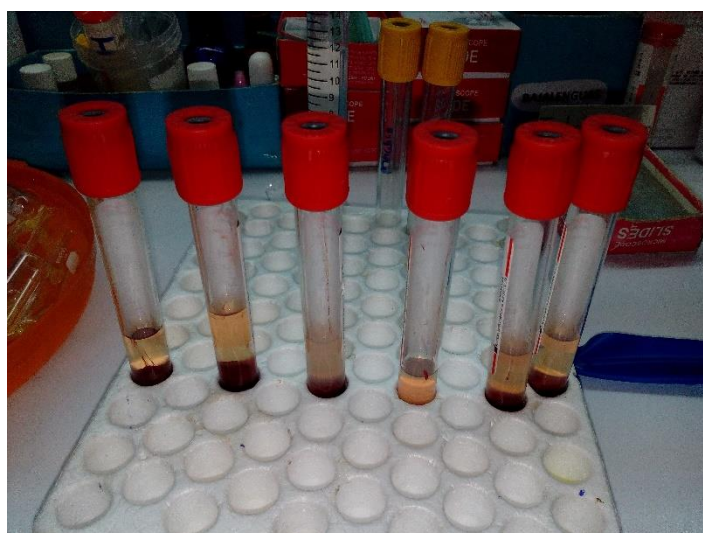


Figura 48. Tubos con suero sanguíneo



Figura 49. Incubación de las muestras con reactivos



Figura 50. Procesamiento de las muestras para bioquímica



Figura 51. Resultado de la lectura para creatinina

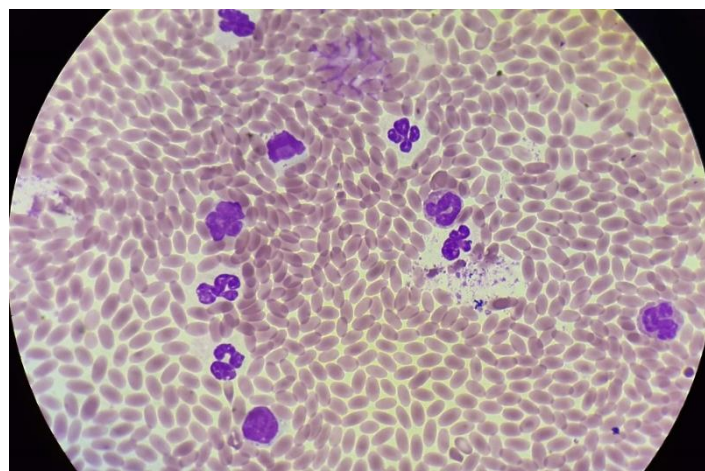


Figura 52. Células sanguíneas observadas. Wright 100x/1.25

Cuadro 6. Resultados de los valores hematológicos y bioquímicos sanguíneos de los tres muestreos por cada vicuña.

I D	1° MUESTREO				I D	2° MUESTREO				I D	3° MUESTREO			
M 1	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES	M 1	HE M	VAL ORE S	BIO	VA LO RES	M 1	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES
	RG R	14,18 x 10 ⁶	URE	33 mg/dL		RG R	15,14 x 10 ⁶	URE	43 mg/ dL		RG R	14,12 x 10 ⁶	URE	40 mg/Dl
	Hb	12.6 g/Dl	CRE	1.6 mg/dL		Hb	13.3 g/dL	CRE	1.4 mg/ dL		Hb	13.6 g/dL	CRE	1.8 mg/dL
	Hct	38%	PT	8.9 g/dL		Hct	40%	PT	7.58 g/d L		Hct	40%	PT	7.50 g/dL
	VC M	26.79 fL	ALB	3.0 g/dL		VC M	26.42 fL	ALB	4.0 g/d L		VC M	28.32 fL	ALB	5.20 g/dL
	HC M	8.88 pg	GLO	5.9 g/dL		HC M	8.78 fL	GLO	3.58 g/d L		HC M	9.63 pg	GLO	2.3 g/dL
	CH CM	33.15 %	GLU	143 mg/dL		CH CM	33.25 %	GLU	150 mg/ dL		CH CM	34 %	GLU	140 mg/dL
	RG B	5,7 x 10 ³	AST (TG O)	140 UI/L		RG B	5,437 x 10 ³	AST (TGO)	149 UI/ L		RG B	5,843 x 10 ³	AST (TGO)	210 UI/L
	NE U	56%	ALT (TG P)	16 UI/L		NE U	59%	ALT (TGP)	14 UI/ L		NE U	65%	ALT (TGP)	13 UI/L
	AB A	0%				AB A	0%				AB A	0%		
	LIN	38%				LIN	35%				LIN	31%		

	MO N	4%				MO N	2%				MO N	3%		
	EO S	2%				EO S	3%				EO S	1%		
	BA S	0%				BA S	1%				BA S	1%		
M 2	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES	M 2	HE M	VAL ORE S	BIO	VA LO RES	M 2	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES
	RG R	13,81 x 10 ⁶	URE	40 mg/dL		RG R	12,85 x 10 ⁶	URE	27 mg/ dL		RG R	13,29 x 10 ⁶	URE	39 mg/dL
	Hb	12 g/dL	CRE	2.1 mg/dL		Hb	12.6 g/dL	CRE	2.4 mg/ dL		Hb	12.6 g/dL	CRE	1.6 mg/dL
	Hct	36%	PT	8.6 g/dL		Hct	38%	PT	10.5 g/d L		Hct	38%	PT	7.56 g/dL
	VC M	26.08 fL	ALB	3.0 g/dL		VC M	29.57 fL	ALB	3.50 g/d L		VC M	28.59 fL	ALB	4.90 g/dL
	HC M	8.68 pg	GLO	5.6 g/dL		HC M	9.8 pg	GLO	7.0 g/d L		HC M	9.48 pg	GLO	2.66 g/dL
	CH CM	33.33 %	GLU	191 mg/dL		CH CM	33.15 %	GLU	93 mg/ dL		CH CM	33.15 %	GLU	160 mg/dL
	RG B	7,1 x 10 ³	AST (TG O)	141 UI/L		RG B	6,39 x 10 ³	AST (TGO)	220 UI/ L		RG B	4,656 x 10 ³	AST (TGO)	180 UI/L
	NE U	59%	ALT (TG P)	17 UI/L		NE U	60%	ALT (TGP)	16 UI/ L		NE U	66%	ALT (TGP)	14 UI/L

	AB A	0%				AB A	0%				AB A	0%		
	LIN	32%				LIN	33%				LIN	27%		
	MO N	3%				MO N	4%				MO N	2%		
	EO S	6%				EO S	2%				EO S	3%		
	BA S	0%				BA S	1%				BA S	2%		
H 1	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES	H 1	HE M	VAL ORE S	BIO	VA LO RES	H 1	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES
	RG R	14,5 x 10 ⁶	URE	33 mg/dL		RG R	13,96 x 10 ⁶	URE	30 mg/ dL		RG R	14,41 x 10 ⁶	URE	59 mg/dL
	Hb	13 g/dL	CRE	2.6 mg/dL		Hb	12.6 g/dL	CRE	2.5 mg/ dL		Hb	12.3 g/dL	CRE	2.1 mg/dL
	Hct	39%	PT	9.0 g/dL		Hct	38%	PT	8.50 g/d L		Hct	37%	PT	8.90 g/dL
	VC M	26.89 fL	ALB	3.8 g/dL		VC M	27.22 fL	ALB	3.50 g/d L		VC M	25.67 fL	ALB	6.20 g/dL
	HC M	8.96 pg	GLO	5.2 g/dL		HC M	9.02 pg	GLO	5 g/d L		HC M	8.53 pg	GLO	2.70 g/d
	CH CM	33.33 %	GLU	190 mg/dL		CH CM	33.15 %	GLU	90 mg/ dL		CH CM	33.24 %	GLU	109 mg/dL
	RG B	6,4 x 10 ³	AST (TG O)	150 UI/L		RG B	4,562 x 10 ³	AST (TGO)	204 UI/ L		RG B	4,718 x 10 ³	AST (TGO)	143 UI/L

	NE U	66%	ALT (TGP)	16 UI/L		NE U	60%	ALT (TGP)	10 UI/L		NE U	52%	ALT (TGP)	17 UI/L
	AB A	0%				AB A	0%				AB A	0%		
	LIN	26%				LIN	35%				LIN	40%		
	MO N	5%				MO N	4%				MO N	5%		
	EO S	2%				EO S	1%				EO S	2%		
	BA S	1%				BA S	0%				BA S	1%		
H 2	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES	H 2	HE M	VAL ORE S	BIO	VA LO RES	H 2	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES
	RG R	14,23 x 10 ⁶	URE	30 mg/dL		RG R	14,5 x 10 ⁶	URE	40 mg/ dL		RG R	14,01 x 10 ⁶	URE	52 mg/dL
	Hb	12.3 g/dL	CRE	2.2 mg/dL		Hb	12.3 g/dL	CRE	1.7 mg/ dL		Hb	13 g/dL	CRE	1.9 mg/dL
	Hct	37%	PT	9.10 g/dL		Hct	37%	PT	8.10 g/d L		Hct	39%	PT	9.10 g/dL
	VC M	26.00 fL	ALB	3.9 g/dL		VC M	25.51 fL	ALB	2.90 g/d L		VC M	27.83 fL	ALB	6.00 g/dL
	HC M	8.64 pg	GLO	5.2 g/dL		HC M	8.48 pg	GLO	5.2 g/d L		HC M	9.27 pg	GLO	3.1 m g/dL
	CH CM	33.24 %	GLU	225 mg/dL		CH CM	33.24 %	GLU	130 mg/ dL		CH CM	33.33 %	GLU	130 mg/dL

	RG B	3,4 x 10 ³	AST (TG O)	135 UI/L		RG B	3,968 x 10 ³	AST (TGO)	209 UI/ L		RG B	4,343 x 10 ³	AST (TGO)	180 UI/L
	NE U	62%	ALT (TG P)	16 UI/L		NE U	53%	ALT (TGP)	18 UI/ L		NE U	47%	ALT (TGP)	16 UI/L
	AB A	0%				AB A	0%				AB A	0%		
	LIN	30%				LIN	40%				LIN	45%		
	MO N	2%				MO N	5%				MO N	6%		
	EO S	5%				EO S	1%				EO S	2%		
	BA S	1%				BA S	1%				BA S	0%		
H 3	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES	H 3	HE M	VAL ORE S	BIO	VA LO RES	H 3	HE M	VAL ORE S	BIO	VALO RES
	RG R	15,15 x 10 ⁶	URE	39 mg/dL		RG R	15,18 x 10 ⁶	URE	58 mg/ dL		RG R	15,4 x 10 ⁶	URE	45 mg/dL
	Hb	12.3 g/dL	CRE	2.4 mg/dL		Hb	13.3 g/dL	CRE	2.3 mg/ dL		Hb	12.6 g/dL	CRE	1.8 mg/dL
	Hct	38%	PT	9.0 g/dL		Hct	40%	PT	12 g/d L		Hct	38%	PT	8.40 g/dL
	VC M	25.08 fL	ALB	3.7 g/dL		VC M	26.35 fL	ALB	4.30 g/d L		VC M	24.67 fL	ALB	6.10 g/dL
	HC M	8.11 pg	GLO	5.3 g/dL		HC M	8.76 pg	GLO	7.7 g/d L		HC M	8.18 pg	GLO	2.3 g/dL

	CH CM	32.36 %	GLU	220 mg/dL		CH CM	33.25 %	GLU	109 mg/ dL		CH CM	33.15 %	GLU	115 mg/dL
	RG B	4,58 $\times 10^3$	AST (TGO)	189 UI/L		RG B	4,531 $\times 10^3$	AST (TGO)	134 UI/ L		RG B	4,468 $\times 10^3$	AST (TGO)	158 UI/L
	NE U	49%	ALT (TGP)	10 UI/L		NE U	57%	ALT (TGP)	12 UI/ L		NE U	67%	ALT (TGP)	19 UI/L
	AB A	0%				AB A	0%				AB A	0%		
	LIN	48%				LIN	33%				LIN	29%		
	MO N	1%				MO N	6%				MO N	1%		
	EO S	2%				EO S	2%				EO S	1%		
	BA S	0%				BA S	2%				BA S	2%		

MUNICIPALIDAD PROVINCIAL DE
ABANCAY

SUB GERENCIA DE MEDIO AMBIENTE Y SERVICIOS PÚBLICOS

"Año del Buen Servicio al Ciudadano"

AUTORIZACIÓN N° 006



**EXTRACCIÓN DE MUESTRAS
SANGUINEAS DE VICUÑA PARA
PROYECTO D E INVESTIGACIÓN**

A : BACH. MVZ ALEM ROSSELL
HURTADO FALCON

INSTITUCIÓN : UNIVERSIDAD NACIONAL
MICAELA BASTIDAS DE
APURÍMAC - UNAMBA

FECHA : 13 DE DICIEMBRE DEL 2017


ABANCAY - APURÍMAC

2017

Figura 53. Autorización para toma de muestras en el C.E.R. de Taraccasa