

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO

FACULTAD DE AGRONOMÍA Y ZOOTECNIA

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



TESIS

RELACIÓN ENTRE EL NITRÓGENO UREICO EN SANGRE Y NITRÓGENO UREICO EN ORINA, INFLUENCIADAS POR TRES DIETAS BASADAS EN LA CONCENTRACIÓN DIVERGENTE DE PROTEÍNA EN ALPACAS (*Vicugna pacos*)

PRESENTADO POR:

Br. RAUL JAVIER SILVA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO

ASESORES:

Ing. Zoot. PhD. JUAN ELMER MOSCOSO MUÑOZ

MVZ. Mg. Sc. VÍCTOR MANUEL VÉLEZ MARROQUÍN

MVZ, Mg. Sc. JULIO ENRIQUE RAMÍREZ HUANCA

CUSCO – PERÚ

2025

INFORME DE ORIGINALIDAD

(Aprobado por Resolución Nro.CU-303-2020-UNSAAC)

El que suscribe, **Asesor** del trabajo de investigación/tesis titulada: RELACION ENTRE EL NITROGENO UREICO EN SANGRE Y NITROGENO UREICO EN ORINA, INFLUENCIADAS POR TRES DIETAS BASADAS EN LA CONCENTRACIÓN DIVERGENTE DE PROTEÍNA EN ALPACAS (Vicugna pacos)

Presentado por: Raúl Javier Silva DNI N° 48586210
presentado por: DNI N°:
Para optar el título profesional/grado académico de MEDICO VETERINARIO

Informo que el trabajo de investigación ha sido sometido a revisión por 02 veces, mediante el Software Antiplagio, conforme al Art. 6° del **Reglamento para Uso de Sistema Antiplagio de la UNSAAC** y de la evaluación de originalidad se tiene un porcentaje de 7 %.

Evaluación y acciones del reporte de coincidencia para trabajos de investigación conducentes a grado académico o título profesional, tesis

Porcentaje	Evaluación y Acciones	Marque con una (X)
Del 1 al 10%	No se considera plagio.	☒
Del 11 al 30 %	Devolver al usuario para las correcciones.	☐
Mayor a 31%	El responsable de la revisión del documento emite un informe al inmediato jerárquico, quien a su vez eleva el informe a la autoridad académica para que tome las acciones correspondientes. Sin perjuicio de las sanciones administrativas que correspondan de acuerdo a Ley.	☐

Por tanto, en mi condición de asesor, firmo el presente informe en señal de conformidad y **adjunto** las primeras páginas del reporte del Sistema Antiplagio.

Cusco, 09 de Julio de 2025



Firma

Post firma Julio Enrique Ramirez Huanca

Nro. de DNI 41268168

ORCID del Asesor 0000 - 0003 - 2011 - 4294

ORCID del 2º Asesor : 0000 - 0001 - 5884 - 9718 DNI: 23940692

ORCID del 3º Asesor : 0000 - 0002 - 2224 - 2786 DNI: 29633416

Se adjunta:

- Reporte generado por el Sistema Antiplagio.
- Enlace del Reporte Generado por el Sistema Antiplagio: oid: 27259:470914625

RAUL JAVIER SILVA

TESIS RAUL JAVIER SILVA 2025.pdf

 Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid:::27259:470914625

Fecha de entrega

30 jun 2025, 6:59 p.m. GMT-5

Fecha de descarga

30 jun 2025, 7:04 p.m. GMT-5

Nombre de archivo

TESIS RAUL JAVIER SILVA 2025.pdf

Tamaño de archivo

1.1 MB

86 Páginas

20.494 Palabras

107.874 Caracteres

7% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...

Filtrado desde el informe

- Bibliografía
- Texto citado
- Texto mencionado
- Coincidencias menores (menos de 15 palabras)

Fuentes principales

- 7%  Fuentes de Internet
- 1%  Publicaciones
- 2%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

No se han detectado manipulaciones de texto sospechosas.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

DEDICATORIA

En primer lugar, agradecer a Dios por estar conmigo en cada momento y paso que doy, por su gran amor, sabiduría, fortaleza y salud que me brinda día a día para seguir adelante.

A mis amados padres: Florentino Javier Flores y Beatriz Silva Taype quienes con su amor, sacrificio, apoyo y comprensión guiaron el proceso de mi formación profesional.

A mi querido hermano Erwin Javier Silva por su gran apoyo incondicional y su gran amor, quien estuvo conmigo siempre en los malos y buenos momentos; de igual forma a mis hermanitos Harol y Piero.

A mi señorita enamorada Rosario Galindo Rojas por su comprensión y apoyo incondicional.

A mis tíos(as), primos (as) que siempre me brindaron su cariño y apoyo.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a mi alma mater la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, por acogerme en sus aulas y formarme como profesional, en especial a la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria filial Sicuani.

A la Universidad Nacional Mayor de San Marcos y al Proyecto para grupos de investigación “Diseño y validación de una jaula de metabolismo en alpacas: establecimiento de una unidad metabólica experimental” con RR. N.º 03556-R-19, con código de proyecto A19081301, patrocinador de esta investigación.

A todos y cada uno de mis docentes de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria por compartir sus conocimientos y sus experiencias en las aulas, por los consejos que me dieron para el cumplimiento mis objetivos y metas.

Mi agradecimiento a mis asesores: MVZ Mg. Sc. Víctor Manuel Vélez Marroquín, MVZ, Mg. Julio Enrique Ramírez e Ing. Zoot PhD. Juan Elmer Moscoso Muñoz, por el tiempo, apoyo permanente durante el planteamiento, ejecución y sustentación de la investigación, por sus aportes, sugerencias y consejos que me brindaron.

A mis mejores amigos Yemi Sanca Uscamayta y Feliciano Rivera Pachino, quienes me apoyaron incondicionalmente en el desarrollo de la tesis. A todo el equipo de personas del Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de Altura (IVITA) – Marangani, de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, por su apoyo tanto académico y laboral.

Un agradecimiento especial a todas aquellas personas que directa o indirectamente contribuyeron en el presente estudio, brindándome su atención y tiempo sin pedir nada a cambio, que por cuestiones de espacio me es difícil nombrar.

ÍNDICE

	Pág.
DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS	ii
ÍNDICE	iii
ÍNDICE DE TABLAS	vi
ÍNDICE DE ANEXOS.....	vii
ÍNDICE DE FIGURA	viii
GLOSARIO.....	ix
RESUMEN.....	x
ABSTRACT	xi
I. INTRODUCCIÓN	1
II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	3
2.1. Planteamiento del problema	3
2.2. Formulación del Problema	4
III. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.....	5
Objetivo general	5
Objetivo específico.....	5
IV. MARCO TEÓRICO.....	6
4.1. Antecedentes.....	6

4.2.	Marco conceptual	8
4.3.	Anatomía y fisiología digestiva de camélidos sudamericanos	9
4.4.	Gasto energético de mantenimiento	17
4.5.	Reciclaje de urea.....	17
4.6.	Proteína y su digestión.....	19
4.7.	Nitrógeno ureico sanguíneo.....	21
4.8.	Síntesis de nitrógeno ureico sanguíneo	23
4.9.	Requerimientos protéicos y energeticos en los CSA.....	26
4.10.	Composición química de las dietas	27
V. HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN		31
Hipótesis		31
VI. METODOLOGÍA DE INVESTIGACIÓN.....		32
6.1.	Ámbito de estudio.....	32
6.2.	Materiales y equipos.....	32
6.3.	Diseño experimental de la investigación.....	35
6.4.	Instalaciones (jaulas metabólicas)	37
6.5.	Selección de animales.....	38
6.6.	Análisis del alimento	38
6.7.	Materia seca de alimento (%)	39
6.8.	Etapas del estudio de investigación.....	40

Alimentación de los animales	40
6.9. Obtención de muestras	41
Colección de sangre y suero sanguíneo.....	41
Colocación del catéter venoso central	41
Toma de muestra de orina	42
6.10. Determinación de NUS y NUO.....	42
6.11. Análisis estadístico	43
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	45
7.1. Efecto de tres concentraciones de proteína sobre el nitrógeno ureico sanguíneo.	45
7.2. Efecto de tres concentraciones de proteína sobre el nitrógeno ureico en orina.....	47
7.3. Relación entre el nivel de proteína dietaria y el nitrógeno ureico sanguíneo.....	48
7.4. Relación entre el nivel de proteína dietaria y el nitrógeno ureico en orina	50
VIII. CONCLUSIONES.....	53
RECOMENDACIONES	54
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	55
X. ANEXOS.....	67

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1 Composición química de alimentos experimentales.....	39
Tabla 2 Valores de nitrógeno ureico sanguíneo en alpacas segun las tres dietas	45
Tabla 3 Valores de nitrógeno ureico en orina en alpacas segun las tres dietas.....	47

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1 Consumo, excreción, NUO y NUS, en alpacas machos Huacaya adultos.....	67
Anexo 2 Identificación, edad y peso de los semovientes experimentales	68
Anexo 3 Evolución del peso vivo (kg) de los animales durante los tres tratamientos.	68
Anexo 4 Prueba de normalidad para NUS.....	69
Anexo 5 Prueba de normalidad para NUO	69
Anexo 6 Test de Levene para homogeneidad de la varianza NUS.	69
Anexo 7 Test de Levene para homogeneidad de la varianza NUO.....	69
Anexo 8 Análisis de varianza para nitrógeno ureico sanguíneo (NUS)	69
Anexo 9 Análisis de varianza para nitrógeno ureico en orina (NUO).....	70
Anexo 10 Prueba del rango múltiple de Duncan para nitrógeno ureico sanguíneo	70
Anexo 11 Prueba del rango múltiple de Duncan para nitrógeno ureico en orina.....	70
Anexo 12 Coeficiente de correlación entre el nivel de proteína dietaria y el NUS.....	70
Anexo 13 Coeficiente de correlación entre el nivel de proteína dietaria y el NUO	71
Anexo 14 Relación entre los niveles de NUS y NUO en el T1.....	71
Anexo 15 Relación entre los niveles de NUS y NUO en el T2.....	71
Anexo 16 Relación entre los niveles de NUS y NUO en el T3.....	72

ÍNDICE DE FIGURA

	Pág.
Figura 1 Insumos utilizados, heno de avena (izquierda) y pellet de alfalfa (derecha)	35
Figura 2 Distribución de tratamientos y alimentación con tres dietas	36
Figura 3 Jaula metabólica para alpacas con su comedero y receptáculos de orina y heces.	37
Figura 4 Niveles de nitrógeno ureico en sangre en base a tres dietas divergente de proteína ..	45
Figura 5 Niveles de nitrógeno ureico en orina en base a tres dietas divergente de proteína.....	47
Figura 6 Relación entre los niveles de proteína dietaría y el nitrógeno ureico sanguíneo.	49
Figura 7 Relación entre los niveles de proteína dietaría y el nitrógeno ureico en orina.	50

GLOSARIO

AOAC:	Association of Official Analytical Chemists International (Asociación Internacional de Químicos Analíticos Oficiales)
CSA:	Camélidos Sudamericanos
MS:	Materia Seca
NRC:	National Research Council (Consejo Nacional de Investigación de Canadá)
NUO:	Nitrógeno ureico en orina
NUS:	Nitrógeno ureico sanguíneo
N:	Nitrógeno
PV:	Peso vivo
PV^{0.75}:	Peso metabólico
IVITA:	Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de Altura
FMV:	Facultad de Medicina Veterinaria
FAO:	Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura
INEI:	Instituto Nacional de Estadística e Informática
MIDAGRI:	Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego
LNAA:	Laboratorio de Nutrición y Alimentación Animal
UCSM:	Universidad Católica de Santa María

RESUMEN

La investigación tuvo como objetivo determinar los niveles de nitrógeno ureico en sangre (NUS) y el nitrógeno ureico en orina (NUO), influenciados por tres dietas basadas en la concentración divergente de proteína en alpacas Huacaya machos ($n=5$), con un peso vivo 66.70 ± 4.44 kg. Se aplicaron tres tratamientos a las mismas alpacas, con una proporción de 30:70% (T1), 40:60% (T2) y 50:50% (T3) de pellet de alfalfa y heno de avena, ofreciendo diariamente 4.29, 4.71 y 5.14 g/PV^{0.75}/d de proteína cruda, respectivamente. Cada tratamiento tuvo una duración de 26 días (21 días de adaptación a la dieta y 5 días de muestreo). Las muestras sanguíneas se obtuvieron con un catéter central venoso insertado en la vena yugular, y para determinar los valores de NUS se realizó un análisis mediante química húmeda, con tecnología de espectroscopía de absorción, para el caso de NUO, este fue determinado por Micro Kjeldahl modificado. Las muestras sanguíneas y de orina fueron colectadas diariamente (6:00 horas del día) durante el periodo de colección. Para el análisis de datos de los niveles de NUS y NUO se utilizó un diseño completamente randomizado, para correlacionar los niveles de NUS y NUO se aplicó el coeficiente de correlación de Pearson. Los niveles de NUS mostraron una diferencia estadísticamente significativa ($p \leq 0.05$), el T3 (10.84 mg/dl) fue superior respecto al T1 (8.36 mg/dl) y T2 (8.96 mg/dl). En cuanto al NUO, se observó una diferencia estadística ($p \leq 0.05$) donde el T3 (5.00 g/día) fue superior respecto al T1 (3.08 g/día) y T2 (3.58 g/día). Las relaciones fueron positivas entre los valores de NUS y los contenidos de proteína cruda en la dieta ($r=0.775$, $p<0.0007$), asimismo entre los valores de NUO y los contenidos de proteína cruda ($r=0.887$, $p<0.0001$). En conclusión, a mayor contenido de proteína cruda en la dieta de alpacas adultas (10%, 11% y 12% de PC) los niveles de NUS y NUO tienden a incrementar.

Palabras clave: Alpaca, nitrógeno en sangre, nitrógeno en orina, proteína dietaria.

ABSTRACT

The objective of this research was to determine blood urea nitrogen (BUN) and urine urea nitrogen (NUO) levels influenced by three diets based on divergent protein concentration in male Huacaya alpacas (n=5), with a live weight of 66.70 ± 4.44 kg. Three treatments were applied to the same alpacas, with a proportion of 30:70% (T1), 40:60% (T2) and 50:50% (T3) of alfalfa pellets and oat hay, offering daily 4.29, 4.71 and 5.14 g/LW^{0.75}/d of crude protein, respectively. Each treatment lasted 26 days (21 days of adaptation to the diet and 5 days of sampling). Blood samples were obtained with a central venous catheter inserted into the jugular vein, and to determine the NUS values, an analysis was performed using wet chemistry, using absorption spectroscopy technology, in the case of NUO, this was determined by modified Micro Kjeldahl. Blood and urine samples were collected daily (6:00 a.m.) during the collection period. A completely randomized design was used to analyze data on NUS and NUO levels; Pearson's correlation coefficient was applied to correlate NUS and NUO levels. NUS levels showed a statistically significant difference ($p \leq 0.05$), T3 (10.84 mg/dl) was higher than T1 (8.36 mg/dl) and T2 (8.96 mg/dl). Regarding NUO, a statistical difference ($p \leq 0.05$) was observed where T3 (5.00 g/day) was higher than T1 (3.08 g/day) and T2 (3.58 g/day). The relationship was positive between NUS and NUO levels in the case of T3. The relationships were positive between NUS values and crude protein contents in the diet ($r=0.775$, $p<0.0007$), as well as between NUO values and crude protein contents ($r=0.887$, $p<0.0001$). In conclusion, the higher the crude protein content in the diet of adult alpacas (10%, 11% and 12% of CP), the higher the NUS and NUO levels tend to increase.

Keywords: Alpaca, blood nitrogen, urine nitrogen, dietary protein.

I. INTRODUCCIÓN

Las alpacas (*Vicugna pacos*) constituyen una principal fuente de ingresos para aquellas familias establecidas en la zona altoandina, puesto que otras especies ganaderas como: vacuno, ovino, caprino y la agricultura en general, no se desarrollan adecuadamente en este ecosistema, debido por las inclemencias del clima y del ambiente. Sin embargo, las alpacas y otros camélidos han demostrado una alta adaptabilidad a estas condiciones (FAO, 2005).

La producción de camélidos sudamericanos (CSA) se desarrolla en la sierra peruana, donde los requerimientos nutricionales no han sido definidos completamente, pero se asume que el consumo de pastos naturales aporta limitados nutrientes, este problema es evidente en la época seca (mayo a noviembre), cuando la producción de forraje es muy escasa, debido a la falta de lluvias y a la presencia de heladas. Sin embargo, la alpaca ha desarrollado adaptaciones fisiológicas y bioquímico a nivel del sistema digestivo para aprovechar los nutrientes reciclando nitrógeno y agua, en saliva y las paredes de los compartimentos. Estas cualidades digestivas son cruciales en la época de estiaje (Engelhardt et al., 1988; Miranda & Villarroel, 2023).

El nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) se refiere a la cantidad de nitrógeno presente en la sangre en forma de urea. Esta medida de urea a menudo se denomina concentración de NUS o concentración de nitrógeno ureico en orina (NUO). Este valor es influenciado por dos procesos fundamentales que afectan la cantidad de urea en el suero sanguíneo como es la producción de urea por parte de los hepatocitos y la eliminación de urea por los riñones (Rodrigo, 2015).

La determinación de la concentración de NUS y NUO se considera un enfoque alternativo para medir el equilibrio de proteínas en animales. La producción de amoníaco en el primer compartimento, a partir de la degradación de proteína dietaria, es la fuente principal de urea en el hígado. Posteriormente, esta urea se distribuye en la sangre y parte de ella se excreta a través de la

orina. Cualquier factor que impacte los niveles de urea en la sangre también tendrá un efecto en los niveles de urea en la orina (Hammond, 1997; Meléndez et al., 2003; Nousiainen et al., 2004).

En el pasado, se llevaron a cabo investigaciones relacionadas con estos metabolitos en alpacas y llamas, se analizó cómo la alimentación, las condiciones fisiológicas y las condiciones geográficas afectaban los niveles de NUS, el factor más significativo que se identificó fue la calidad de la dieta que consumían estos animales. Se observó que los niveles de NUS eran más altos en aquellos animales que se alimentaban con una dieta de alta calidad (Siguas, 2017).

Los carbohidratos son las principales fuentes de energía en la dieta de las alpacas. Estos nutrientes no solo proporcionan energía, sino que también son componentes esenciales de varios tejidos y moléculas. También, estos nutrientes son la materia prima para la producción de proteína microbiana y son una parte fundamental de la composición de la leche de las alpacas (Gunn et al., 2015).

Novoa et al., (1991) indican que el menor requerimiento proteico de los camélidos sudamericanos se debe a la capacidad de reciclar urea corporal; esta urea es utilizada por la microbiota para sintetizar la proteína microbiana. Los animales cuando reciben una ración de bajo contenido proteico, reducen la excreción renal de urea. Igualmente, la mayor digestibilidad de raciones con bajo contenido de nitrógeno se explica por la habilidad de los CSA de mantener una mayor concentración de amoníaco (NH_3) en los compartimentos 1 y 2 (San Martín, 1999).

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

2.1. Planteamiento del problema

Los niveles de NUS y NUO han sido objeto de investigación durante mucho tiempo en diversas especies de carácter productivo, pues cabe mencionar que este tipo de investigaciones fueron realizadas en su mayoría en el extranjero y en otras especies. En los últimos años, se ha notado un interés creciente sobre los estudios en el tema de metabolismo en alpacas a nivel nacional, los cuales son mínimos y dispersos (Quispe et al. 2022)

Uno de los momentos de gran importancia en la alimentación de CSA durante su crianza es la falta de alimento que ocurre durante los meses de mayo a octubre. Estos meses coinciden con una disminución en la cantidad y calidad de la pastura en las áreas de pasto en la altura. Para superar este período en el que los animales necesitan más nutrientes y mantener su salud en buen estado, se han ideado diversas opciones de alimentación. Una de estas opciones es la utilización de pastos cultivados (Siguas et al., 2017).

La concentración de nitrógeno ureico es utilizada como un indicador de perfiles metabólicos para medir la actividad metabólica relacionada con el consumo de proteína por el animal, y para valorar su calidad en la dieta (Arias & Nesti de Alonso, 1999; Van Saun, 2006).

Para determinar los niveles de NUS en un animal, es esencial conocer primero la cantidad de proteína total que ha consumido el animal, estas especies dependen de los microorganismos para descomponer la fibra vegetal, ya que no tienen la capacidad de producir las enzimas necesarias para este proceso por sí mismos; las enzimas requeridas para la degradación de la fibra son ejecutadas por los microorganismos que se encuentran en el rumen (vacuno, ovino, caprino) y compartimento 1 (CSA), donde descomponen y fermentan el forraje fibroso de la dieta, lo que produce ácidos grasos volátiles (AGV) y proteína de alto valor nutricional, estos procesos generan

concentraciones de nitrógeno ureico (San Martín, 1996; Van Saun, 2006).

2.2. Formulación del Problema

Problema general

¿Cómo se relaciona los niveles de nitrógeno ureico en sangre y nitrógeno ureico en orina, bajo tres dietas basadas en la concentración divergente de proteína en alpacas?

Problemas específicos

¿Cuáles son los niveles de nitrógeno ureico en sangre en alpacas alimentadas con tres dietas de diferentes concentraciones de proteína?

¿Cuáles son los niveles de nitrógeno ureico en orina en alpacas alimentadas con tres dietas de diferentes concentraciones de proteína?

¿Cuál es la relación de los niveles de nitrógeno ureico en sangre y nitrógeno ureico en orina, en relación a tres dietas que presentan diferentes concentraciones de proteína, en alpacas?

III. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

Objetivo general

- Determinar la relación entre los niveles de nitrógeno ureico en sangre y nitrógeno ureico en orina en alpacas, alimentadas con tres dietas que presentan diferentes concentraciones de proteína (10, 11 y 12 % de PC).

Objetivo específico

- Determinar los niveles de nitrógeno ureico en sangre, en base a tres dietas basadas en la concentración divergente de proteína en alpacas.
- Determinar los niveles de nitrógeno ureico en orina, en base a tres dietas basadas en la concentración divergente de proteína en alpacas.
- Determinar la relación de los niveles de nitrógeno ureico en sangre y nitrógeno ureico en orina; en relación a tres dietas que presentan diferentes concentraciones de proteína, en alpacas.

IV. MARCO TEÓRICO

4.1. Antecedentes

Rodrigo (2015) realizó un estudio para determinar los niveles de nitrógeno ureico en sangre (NUS) y en leche (NUL) en alpacas madre y sus crías. Los resultados mostraron que el nivel promedio de NUS en alpacas madre fue de 9.33 mg/dL, lo cual se encuentra dentro de los valores reportados en alpacas y es inferior en comparación con otras especies. Además, el nivel promedio de NUL en las alpacas madre fue de 11.66 mg/dL, dentro del rango de 10.47 mg/dL a 12.56 mg/dL. En cuanto a las crías, el nivel promedio de NUS fue de 7.84 mg/dL, también dentro del intervalo de 6.72 mg/dL a 8.96 mg/dL. Se encontró una correlación alta y positiva entre el NUS y el NUL en alpacas madre, con un valor de $r=0,904$ y una significancia estadística de $P\leq 0,01$.

Bautista (2017) determinó nitrógeno endógeno: metabólico fecal, endógeno urinario y dérmico en alpacas crías machos. En este experimento de carácter experimental, se emplearon tres alpacas macho Huacaya, las cuales se alimentaron con una dieta compuesta por heno de avena (*Avena sativa*), Ichu (*Stipa ichu*), alfalfa (*Medicago sativa*) con una combinación previa de minerales y vitaminas. Encontrando que el nivel de nitrógeno endógeno urinario fue de 53.8 mg por kg de peso corporal. Llegando a la conclusión que los valores de NEU en las crías de alpacas fueron estadísticamente significativos ($p < 0.05$) y menores a otras especies rumiantes.

Vivar (2019) comparó el nivel de nitrógeno ureico sanguíneo entre alpacas y llamas destetadas mantenidas en pastos cultivados (rye grass italiano y trébol blanco). Este estudio involucró un total de 127 animales, divididos en 63 alpacas y 64 llamas, que fueron mantenidos durante un período de 20 días. En el día 21, se recolectaron muestras para evaluar la composición química de su alimento, NUS y el índice de selectividad (IS). El promedio de NUS en alpacas fue 19.04 mg/dL, y en llamas fue de 19.05 mg/dL. No existe una diferencia significativa de estos

parámetros entre ambas especies.

Copa y Condori (2020) evaluaron los parámetros bioquímicos sanguíneos en llamas alimentadas en praderas nativas, como Tolar y Pajonal en Choquecota Oruro, Bolivia. Por ello realizaron la colección de muestras de sangre a través de punciones yugulares en un total de 62 llamas, las cuales fueron divididas en diferentes categorías según su edad. Los resultados obtenidos mostraron valores de proteína total (PT) de 6.60 ± 0.51 mg/dL, nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) de 6.89 ± 4.60 mg/dL, y fosfatasa alcalina (ALP) de 87.34 ± 47.78 UI/L.

Vásquez (2021) evaluó el nitrógeno ureico sanguíneo en alpacas por efecto de la proteína cruda de la dieta en diferentes tiempos. Este estudio experimental consideró el muestreo de NUS en varios momentos (0, 2, 4 y 6 horas) después de alimentar a 4 alpacas con 4 tratamientos diferentes. El nivel de NUS a la hora cero fue igual entre los tratamientos evaluados (7 %, 10 %, 13% y 26 % de proteína cruda). Por otro lado, se observó que el porcentaje (%) de elevación de NUS en T3 (10.09%) fue similar ($p>0.05$) al de T4 (7.67%), pero significativamente mayor ($p<0.05$) al de T1 (5.40%) y T2 (6.25%). Pero las dietas con niveles altos de proteína cruda mostraron un aumento significativo en los niveles de NUS.

Huamán et al. (2023) relacionaron la proteína cruda de la dieta y nitrógeno ureico sanguíneo en alpacas y ovejas. El experimento involucró 4 animales, 4 periodos y 4 tratamientos. Los resultados revelaron que, en ambas especies, el contenido en la dieta (7, 10, 13 y 16% de proteína cruda) tuvo un efecto significativo en el nivel de NUS ($p<0.05$). Se observó que las alpacas que consumieron dietas con bajos niveles de PC mostraron niveles más altos de NUS, el rango en alpacas fue de 13.53-20.54 mg/dL en comparación con los ovinos que fue de 11.61-20.18 mg/dL. ($p<0.05$). En conclusión, si bien existe una relación directa entre NUS y los niveles de PC de la dieta en ambas especies, las tasas de incremento son diferentes entre ellas.

Benito (2024) en su trabajo determinó indicadores fisiológicos, endocrinos y bioquímicos en alpacas a gran altitud, utilizando 14 alpacas en gestación (8 Huacayas y 6 Suris), ubicadas en Punapampa, Sangarará, Cusco (4141 msnm), alimentadas en pasturas cultivadas; las evaluaciones se realizaron en dos épocas del año (seca y lluviosa). Obteniendo 5.5 ± 1.2 mg/dL para Huacaya y 6.5 ± 0.9 mg/dL para Suri en época seca; para época lluviosa 8.1 ± 1.6 mg/dL y 8.9 ± 2.1 mg/dL para Huacaya y Suri, respectivamente.

Ancco et al., (2018) identificaron las diferencias entre tres intervalos de niveles de nitrógeno ureico en sangre (NUS) y la tasa de preñez en alpacas durante la temporada reproductiva. En estos periodos críticos los pastizales ofrecen entre 9 y 12% de proteína cruda (PC) en la dieta de los CSA, el estudio se llevó a cabo en una cooperativa comunal en Cerro de Pasco, Perú, a una altitud de 4318 msnm, en febrero de 2017. Participaron en el estudio 52 alpacas adultas con más de dos partos. Las muestras de sangre se recolectaron el día de la monta única y los niveles de NUS se determinaron utilizando un kit comercial mediante colorimetría, mientras que la preñez se evaluó mediante ultrasonografía a los 35 días de la monta. Los niveles de NUS oscilaron entre 15.07 y 46.88 mg/dL, con una tasa de preñez del 59.6%. Se observó una relación entre la tasa de preñez y los niveles más extremos, altos y bajos, de nitrógeno ureico sanguíneo.

4.2. Marco conceptual

4.2.1. Distribución geográfica de los camélidos sudamericanos

Estudios científicos indican que los camélidos sudamericanos han habitado su actual entorno geográfico durante al menos 10,000 años. Este hallazgo se basa en la evidencia de restos óseos y pinturas rupestres que representan camélidos, los cuales se han encontrado en Perú a una altitud de 4,000 msnm. Estos vestigios datan aproximadamente de entre 10,000 y 8,000 años antes de la era cristiana (Wheeler, 1984).

La cantidad de alpacas en todo el mundo supera los 6 millones y se encuentran en más de 60 países en los cinco continentes. Perú lidera con la mayor población, representando el 71.7%, seguido por Bolivia con el 8.6%, Australia con el 8.2%, Estados Unidos con el 5.8%, y los países europeos con el 2.5% (MINAGRI, 2019).

En el ecosistema altoandino de América del Sur, las alpacas viven a altitudes que oscilan entre los 3,000 y más de 4,500 msnm. En esta región, experimentan diversas condiciones climáticas a lo largo del año. Bajo estas circunstancias, las alpacas son capaces de resistir de manera natural temperaturas que fluctúan desde los -20 °C hasta los 30 °C en un solo día. Para sobrevivir en este entorno, se alimentan de pastizales con bajo contenido de proteínas (MINAGRI, 2019).

En Cusco las provincias de Canchis, Quispicanchi y Espinar concentran el 77.91% de la población de alpacas que son 356,448 ejemplares, apreciándose una mayor concentración de animales por criador (35 alpacas por familia) en relación a las demás provincias del Cusco (INEI, 2013).

Este animal que ha sido domesticado y desarrollado en el mundo andino, en las dos últimas décadas ha pasado del dominio del mundo andino al dominio del mundo desarrollado, debido a su comercialización indiscriminada y al alto interés en su crianza por parte de estos últimos; actualmente se le encuentra en Norteamérica, Australia, Nueva Zelanda y en los países europeos. Sin embargo, Perú lidera a nivel mundial con el 85% (más de 4.3 millones) de población global en la crianza de alpacas y preservación de vicuñas, y ocupa el segundo lugar en cuanto a la cantidad de llamas, después de Bolivia (FAO, 2005).

4.3. Anatomía y fisiología digestiva de camélidos sudamericanos

4.3.1. Cavidad bucal

La boca, es la primera parte del sistema digestivo, delimitada en la parte superior por los

labios, que en el caso de los CSA son bastante delgados. En la parte dorsal, está limitada por el paladar duro, en la parte inferior por el paladar blando y la conexión de las fauces, por el músculo milohioideo en la parte frontal, la parte inferior de la mandíbula, y en los lados por las mejillas. El labio superior puede tener una separación en el medio (labio leporino), mientras que el labio inferior es relativamente grande y muy móvil, lo que contribuye a mejorar la habilidad de selección (Raggi et al., 1994).

La alpaca, así como los camélidos en general, se destacan por tener incisivos a nivel de la mandíbula inferior y un rodete dentario en la parte superior. Los dientes caninos presentan un mayor tamaño en los machos en comparación con las hembras, siendo estos dientes los únicos marcadores de género identificables. La disparidad en el tamaño de estos dientes se vincula con el hecho de que, en los machos, se utilizan principalmente en enfrentamientos para establecer su dominio y no para la masticación de alimentos (Raggi et al., 1994).

Además, los dientes de las alpacas son ipsodontes que crecen constantemente, sin una distinción evidente entre la parte superior visible y la parte inferior oculta; la superficie utilizada para masticar tiene dos hendiduras o fosetas cubiertas por una capa de esmalte y cemento. Al momento del nacimiento, están presentes todos los temporales, a excepción de los caninos. Entre los 18 y 24 meses de edad, se produce la sustitución de los incisivos por los dientes conocidos como pinzas. Estos se ubican en la parte frontal de la mandíbula inferior y cuentan con bordes afilados en forma de cuña, lo que les permite cortar las plantas al ejercer presión sobre la almohadilla dentaria que se encuentra en la parte delantera de la mandíbula superior (Fowler, 1998).

La transición de los premolares se lleva a cabo entre los 3.5 y 4 años de edad, culminando completamente entre los 4 y 5 años; los molares y premolares desempeñan un papel crucial en el

proceso de corte y trituración de los alimentos. Durante la masticación, los movimientos de la mandíbula en sentido vertical y horizontal facilitan una eficiente trituración de los alimentos, lo que conduce a la disminución del tamaño de las partículas (Raggi et al., 1994).

En la cavidad bucal del animal se encuentran glándulas salivales que producen distintos tipos de saliva, como la serosa, mucosa y mixta. Estas glándulas tienen la importante función de secretar la saliva, la cual cumple tres roles esenciales: lubricar los alimentos secos, agregar bicarbonato como fosfato o neutralización de los ácidos en la fermentación, para poder reciclar nutrientes como la urea y también el fósforo (Fowler, 1998; Raggi et al., 1994).

La rumiación es una actividad vital para los CSA, que la realizan durante 7 a 12 horas al día en múltiples periodos. La trituración de alimento facilita que la fermentación microbiana y la descomposición de las membranas celulares de las plantas que han ingerido, lo que provoca una secreción abundante de saliva. El flujo salival en las llamas y alpacas, es mayor que en ovinos. Este hecho, combinado con el tamaño relativamente pequeño de los compartimentos C1 y C2 del estómago de las alpacas, determina que la concentración de sustancias amortiguadoras por unidad de volumen en el contenido estomacal de las alpacas sea mayor que en los ovinos (Fowler, 1998; Raggi et al., 1994).

4.3.2. Estómago

El estómago de los CSA está compuesto por tres compartimentos C1, C2 y C3, distribuyéndose en volumen total del estómago de la siguiente manera 83% en el C1, 6% en el C2 y 11% en el C3 (Luciano et al., 1980; Engelhardt et al., 1988). El C1 y C2 forman parte en la fermentación y poseen el microbiota para aprovechar los alimentos fibrosos. Se distingue lo eficiente que son los sacos glandulares en el estómago para la maceración, al igual que el mezclado y absorción del contenido (San Martín, 1991).

El C1, que es el más grande, consta de dos compartimentos, uno craneal y otro caudal, separados por un pilar transversal; a diferencia de los demás rumiantes como el ganado vacuno o el ovino, las papilas internas están ausentes; el C2 es una extensión del C1 y se encuentra en el lado derecho. El C3 está enlazado al C2 mediante un canal estrecho y tiene un diseño tubular alargada, con una ligera expansión en su parte final conocida como estómago terminal. La secreción de ácido clorhídrico solo ocurre en la porción final del C3. Estos animales cuentan con un surco ventricular que facilita el paso directo de los alimentos al C3, comenzando en el saco craneal del C1, pasando por la curvatura menor del C2 y finalizando en el C3 (Nielsen et al., 2014).

El C1 y C2 desempeñan un papel crucial en la fermentación y albergan el microbiota necesario para descomponer los alimentos vegetales. Es relevante mencionar la existencia de glándulas en el estómago que facilitan la eficiente maceración, mezcla y absorción de los alimentos digeridos; la absorción de los nutrientes en los C1 y C2 es de 2 a 3 veces mayor que la que se observa en el rumen de ovinos y caprinos; en el caso del C3, la tasa de absorción es notablemente superior a la del omaso de los rumiantes tradicionales (Nielsen et al., 2014).

En cuanto al desarrollo posnatal del estómago de los CSA, a las 8 semanas de edad, la composición del tejido de los compartimentos estomacales se asemeja mucho a la de los camélidos adultos; además, la acción microbiana en estos animales se vuelve significativa a los cuatro meses de edad, lo que está asociado con el aumento en la producción de AGV y una reducción del pH en C1 y C2. Todo esto les permite comenzar su supervivencia independiente (Samaniego, 1977).

4.3.3. Glándulas estomacales

En el revestimiento interno del C1 y C2, se encuentran dos tipos de membranas mucosas, lo que los distingue de otros animales rumiantes. Uno de ellos es conocido como sacos glandulares, que posee una membrana en la mucosa glandular exactamente en la parte ventral, mientras que la

superficie que está expuesta es protegida por un tejido epitelial escamoso estratificado en la parte superior; la mucosa glandular mucinógeno se encuentra en todos los compartimentos del estómago, excepto en la quinta parte distal del C3, y presenta una estructura similar a la de los rumiantes, aunque con algunas diferencias en su disposición física (San Martín, 1991 ; Engelhardt, 1988).

Los sacos glandulares presentes en C1 y C2 realizan diversas funciones, siendo una de las más importantes la capacidad de absorber solutos y agua de manera rápida. Además, colaboran en la generación de bicarbonato, que ayuda a mantener un equilibrio en el contenido de C1 y C2 y favorece la secreción de mucosidad, glicoproteínas y urea, creando así un entorno favorable para los microorganismos (San Martín, 1991; Engelhardt, 1988).

4.3.4. Motilidad estomacal

La actividad de movimiento en el estómago desempeña un papel esencial en el proceso continuo de fermentación. Un movimiento constante garantiza que los alimentos consumidos entren en contacto con los microorganismos y sean degradados posteriormente. Además, este movimiento asegura la mezcla adecuada entre las partes líquidas y sólidas de del alimento digerido y facilita la liberación de los contenidos de los depósitos digestivos (Lechner-Doll et al., 1995).

De la misma manera que en los rumiantes, el movimiento del C1 en los CSA se divide en dos etapas claramente definidas: fase A y B. Los aspectos fundamentales de movimiento en los compartimentos de los camélidos son notablemente distintos.; la motilidad de los camélidos es más constante y uniforme en comparación a los rumiantes (Lechner-Doll et al., 1995).

En los camélidos, el proceso de movimiento comienza con una serie especial de contracciones denominada fase A, seguida por una serie de contracciones conocidas como fase B, seguida de un breve descanso antes de que comience el siguiente ciclo de movimiento. La fase A

corresponde a la contracción del C2, que ocurre de manera intensa después de la contracción en la parte distal de C1. La fase B se inicia cuando la parte superior de C1 se contrae, seguida de la contracción de C2 y la parte inferior de C1. Esta fase B puede repetirse de tres a seis veces durante un ciclo antes de un corto período de reposo y el inicio de un nuevo ciclo (Lechner-Doll et al., 1995).

Las contracciones del estómago ocurren aproximadamente cada uno a dos minutos; mientras los animales están en reposo, se contrae alrededor de 3-4 veces por minuto, y estos intervalos se vuelven más cortos, aumentando a 4-5 veces por minuto durante la ingestión de alimentos. En cada ciclo de actividad, es posible que se produzcan eructos de tres a cuatro veces (Alzola et al., 2004).

Los CSA muestran una alta actividad digestiva comparando con la contracción trifásica que los verdaderos rumiantes experimentan una vez por minuto. Esta mayor actividad motora en los camélidos podría explicar por qué estos animales son relativamente resistentes a la acumulación de gases estomacales y a la hinchazón, en contraste con los rumiantes (Lechner-Doll et al., 1995).

4.3.5. Tiempo de retención del alimento en el tracto digestivo

Estudios comparativos entre los camélidos y otros rumiantes han demostrado que los camélidos tienen una mayor duración en la retención del alimento en su sistema digestivo. Por ejemplo, se observa que las alpacas retienen el alimento durante un período de tiempo más prolongado de 62 horas, en comparación con los ovinos de 40.9 horas (San Martín, 1991; Van Saun, 2006).

Las llamas mantienen partículas de mayor tamaño en su sistema digestivo durante períodos más prolongados en comparación con los bovinos y los caballos. Se ha observado que las partículas de 0.2-1.0 cm de longitud permanecen en su sistema durante 52 horas, mientras que las partículas

de 2.5-4.0 cm lo hacen durante 60 horas (Castro et al., 2017).

El aumento en el período durante el cual las partículas sólidas permanecen en el estómago desempeña un papel fundamental en la evaluación de la eficacia de la digestión en el sistema gastrointestinal de los rumiantes alimentados con dietas ricas en fibras; cuando se prolonga el tiempo de permanencia de los alimentos digeridos en el estómago, se observa una aparente mejora en la capacidad de digerir alimentos de baja calidad y escaso contenido proteico, mientras que los alimentos de alta calidad no se ven significativamente afectados por el período de retención (San Martín, 1991; Van Saun, 2006).

En cuanto a la velocidad de flujo de líquidos desde los C1 y C2 en los camélidos, en comparación con los ovinos, se observó que las llamas tienen una tasa de paso más veloz, con un 10.4% por hora, en comparación con el 7.7% por hora en ovinos. Además, se ha registrado que el tiempo de retención de fluidos en los compartimentos C1 y C2 es de aproximadamente 9.7 horas, mientras que en todo el tracto digestivo alcanza las 36.2 horas (San Martín, 1987).

La rápida transición de la fase líquida en el sistema de digestión de las llamas en comparación con la de los rumiantes podría deberse a una elevada proporción entre el flujo salival y la masa de los compartimentos C1 y C2. Investigaciones previas sugieren que el factor primordial que afecta la velocidad de paso de la fase líquida parece ser la porción de saliva que se traga. El hecho de que el fluido en el C1 se retenga durante menos tiempo podría indicar que las llamas pueden experimentar un mayor crecimiento bacteriano en los compartimentos 1 y 2, lo que asegura una cantidad mínima de energía necesaria para mantener la población microbiana (Castro et al., 2017).

4.3.6. pH estomacal

La regulación del entorno estomacal en CSA desempeña un papel crucial en la alimentación

y el crecimiento del microbiota, ya que la fermentación de la dieta consumida y la producción de productos metabólicos ocurren en rangos específicos de pH. Esto implica que los microorganismos que descomponen los forrajes o alimentos fibrosos requieren un pH en el C1 y C2 entre 6.2 y 7.0, mientras que aquellos que descomponen los almidones y azúcares necesitan un pH entre 5.6 y 6.2 (Dellmann et al. 1988; Vallenas et al., 1971).

Los factores que influyen en estas funciones de control incluyen la velocidad de absorción de los AGV en el C1, así como la proporción y cantidad de saliva generada durante la masticación y regurgitación; la saliva es especialmente relevante debido a su elevado contenido de bicarbonato de sodio, que incrementa la capacidad de amortiguación del C1 y contrarresta la disminución abrupta del pH en el C1, causada por la elevada producción de AGV y CO₂ en la fermentación microbiana. Esto ayuda a mantener un pH neutro, esencial para el desarrollo y supervivencia de las bacterias, mejorando así las actividades enzimáticas que actúan sobre el forraje consumido (Cerón, 2014).

En los camélidos, los niveles de ácidos grasos volátiles (AGV) alcanzan su punto más elevado entre 1.5 y 2.0 horas después de iniciar la ingesta de alimento; no se observan diferencias en la cantidad y la clase de ácidos grasos volátiles (AGV), siendo los principales el acetato, el propionato y el butirato. Por ejemplo, en llamas adultas que se alimentan a nivel de mantenimiento, se detectan niveles de acetato, propionato y butirato del 68%, 19% y 12%, respectivamente. Los CSA son más eficientes en la absorción de ácidos grasos volátiles (AGV) que ovejas, vacas y ciervos (Vallenas et al., 1971).

Diversos estudios han observado que las ovejas tienen un pH ruminal más ácido en comparación con las alpacas, a pesar de que ambas especies tienen concentraciones similares de ácidos grasos volátiles (AGV); esto sugiere que los CSA, poseen un mecanismo para sostener el

pH en niveles óptimos, permitiendo que los microorganismos anaerobios en su C1 aprovechen eficazmente los alimentos que consumen. La presencia de sacos glandulares en el estómago de los CSA proporciona cantidades significativas de bicarbonato, lo que contribuye a la capacidad de regulación del pH en la digestión (Vásquez et al., 2012).

4.4. Gasto energético de mantenimiento

El gasto energético destinado al mantenimiento de un organismo indica la cantidad de energía necesaria para su supervivencia, sin que se produzca un cambio neto en la energía acumulada en sus tejidos (ARC, 1980). Cuando un animal ha completado su proceso de crecimiento y no está en fase de producción, su peso permanece estable, es decir, se encuentra en una fase de mantenimiento. La demanda de energía en esta fase representa la cantidad exacta de energía que el animal debe ingerir para preservar sus funciones vitales, evitando tanto excesos como deficiencias energéticas (Hafez & Dyer, 1972).

Diversos estudios de alimentación realizados en llamas y alpacas en ambientes de altura emplearon dietas con diferentes niveles de consumo de materia seca, establecidos de la siguiente manera: 40 g/kg^{0.75} para el nivel de mantenimiento, 50 g/kg^{0.75} como un nivel intermedio bajo, 60 g/kg^{0.75} en un nivel intermedio alto, y 70 g/kg^{0.75} para un consumo sin restricciones (*ad libitum*). Estos niveles de suministro de materia seca reflejan las necesidades energéticas tanto de mantenimiento como de ganancia para alpacas y llamas (Ramirez, 2017).

4.5. Reciclaje de urea

La producción de nitrógeno, que suele manifestarse como amoníaco durante la fermentación, surge debido a una interacción compleja entre la cantidad de nitrógeno presente en la alimentación, la cantidad de energía fermentable disponible, así como las tasas de descomposición y transporte de proteínas (Abdoun et al., 2006).

Cuando la energía es escasa para el proceso de fermentación o cuando la ingesta de proteínas en la dieta es excesiva, no todo el amoníaco generado en el C1 puede ser transformado en proteína microbiana. El exceso de NH_3 se absorbe a través de la pared del C1 y se transporta a través del sistema venoso portal hacia el hígado para su desintoxicación, convirtiéndose en urea; una vez liberada en el torrente sanguíneo, la urea sigue dos caminos: regresar al C1 a través de la saliva o la pared del C1, o ser excretada en la orina a través de los riñones. Cuando la urea ($\text{CH}_4\text{N}_2\text{O}$) regresa al C1 y se convierte nuevamente en amoníaco (NH_3), puede utilizarse como fuente de nitrógeno (N) para el crecimiento bacteriano. Por otro lado, si la urea se excreta en la orina, se pierde (Rúa et al., 2017).

Cuando las dietas son bajas en proteínas, las bacterias adheridas a las paredes del C1 presentan una mayor actividad ureolítica. Este incremento en la actividad parece ser un mecanismo de adaptación, cuyo propósito es elevar la cantidad de urea en la sangre que se transfiere al C1 a través de su pared (Patra et al., 2018). En el C1, la urea se transforma en amoníaco (NH_3) gracias a la ureasa, una enzima que facilita la descomposición de la urea en CO_2 y NH_3 . El amoníaco (NH_3) liberado de la urea tiene el poder de ablandar las estructuras externas lignificadas de los alimentos consumidos, lo que permite que los microorganismos del C1 penetren de manera más efectiva para llevar a cabo una fermentación y liberación de nutrientes más eficiente. La descomposición de la urea en amoníaco (NH_3) en el C1, mediante enzimas microbianas, es un proceso rápido que sucede a un ritmo superior a la utilización de amoníaco (NH_3) por parte de las bacterias del C2 (Engelhardt, 1988).

En el caso de los camélidos, se observó que la acción de la ureasa es significativamente mayor en el compartimento C1 en comparación con el C2, y esta actividad disminuyó considerablemente con la profundidad del compartimento. Investigaciones previas han demostrado

que los camélidos tienen una mayor capacidad para hidrolizar urea por unidad de tiempo (mmol/h/kg) en el C1, en comparación con el rumiante tradicional. Además, pueden reciclar una gran proporción de urea mediante la saliva mediante un proceso de reabsorción pasiva en los túbulos colectores, lo que permite que la urea vuelva al sistema fermentativo. Esto resulta en una mayor disponibilidad de nitrógeno para la síntesis proteica por parte de los microorganismos (Rúa et al., 2017).

El reciclaje de urea en camélidos que consumen dietas de baja proteína y calorías similares, una con alto contenido de proteína y otra con bajo contenido de proteína, difiere en cuanto a eficiencia. Las llamas que se alimentaron con la dieta baja en proteína mostraron un mayor aprovechamiento de la urea en el proceso digestivo. Esta urea se utiliza en un 85% y se elimina en menor cantidad mediante la orina en comparación con el ovino y caprino que siguieron. Esto les permite tener más nitrógeno disponible para la síntesis de proteínas microbianas (Rúa et al., 2017). En términos generales, la mayor habilidad de los camélidos para reciclar urea a través de su revestimiento digestivo puede emplearse como una valiosa fuente de nitrógeno para mantener la actividad microbiana en el estómago, lo que garantiza una digestión eficaz y un uso efectivo de alimentos con escaso contenido protéico. Por lo que esta comunidad microbiana contribuye a proporcionar al animal proteínas de alta calidad (Roque et al., 2020; Kiani et al., 2015).

4.6. Proteína y su digestión

4.6.1. Las proteínas

Las proteínas son componentes fundamentales de los tejidos blandos en los cuerpos de los animales, y es esencial contar con un suministro constante y abundante de ellas a lo largo de la vida para el crecimiento y la renovación de los tejidos; cada especie posee proteínas específicas que también varían en diferentes sistemas y órganos, fluidos y otros tipos de tejidos; no existen

proteínas que sean idénticas en términos de su función fisiológica. La composición elemental de las proteínas se caracteriza por tener aproximadamente un 51-55% de carbono, un 15.5-18% de nitrógeno, un 21.5-23.5% de oxígeno, un 6.5-7.3% de hidrógeno, un 0.5-2.0% de azufre y un 0.0-1.5% de fósforo (Ramos et al., 2020).

Las proteínas son sustancias químicas altamente complejas y de gran tamaño molecular, que contienen alrededor de un 16% de N, este nitrógeno es el componente principal que diferencia a las proteínas de los carbohidratos y los lípidos; dado que la proporción de nitrógeno en las proteínas se mantiene relativamente constante. Multiplicando el contenido de nitrógeno por un factor de 6.25 ($100/16 = 6.25$), se obtiene el valor de la proteína bruta. Es importante destacar que estos valores pueden variar según el tipo de alimento (Ramos et al., 2020).

4.6.2. Digestión de proteína

La complejidad del desarrollo de digestión en los CSA juega un papel crucial en la evaluación de los requerimientos y la disponibilidad de proteínas aprovechables por el cuerpo. Los compuestos nitrogenados en los alimentos, que incluyen tanto proteínas reales como otros compuestos no proteicos, son empleados por los microorganismos presentes en el C1 para sintetizar compuestos nitrogenados por el microbiota. El conjunto de aminoácidos disponibles para ser absorbidos en el intestino se conoce como proteína metabolizable, que es la que el organismo puede realmente utilizar (Huamán et al, 2023).

En los CSA, los aminoácidos se proporcionan a partir de dos funciones principalmente diversas, la primera consideración se refiere a la dieta proporcionada al animal. Parte de la proteína en la dieta no será completamente descompuesta en el C1 y alcanzará el duodeno con sus aminoácidos originales aún intactos. A esta fracción de proteínas se le conoce como proteína no degradable (PND) o proteína fuente, y sus aminoácidos fundamentales pueden ser asimilados y transportados

a través de la pared intestinal hacia la circulación sanguínea (Huamán et al, 2023), la segunda fuente principal de aminoácidos proviene de la proteína presente en los cuerpos de los microorganismos en CI y C2 en alpacas. Esta proteína microbiana se origina a partir del nitrógeno contenido en los alimentos que se fermenta, gracias a la acción de los microorganismos que convierten la fracción de carbohidratos en ácidos grasos volátiles (AGV); como resultado de esta acción de fermentación, la proteína se transforma en compuestos nitrogenados simples, principalmente amoníaco (NH_3), también se generan otros productos derivados del metabolismo de la proteína, como péptidos y aminos, además, el amoníaco (NH_3) se produce a partir de compuestos nitrogenados no proteicos en la fermentación. Estos microorganismos luego utilizan el nitrógeno (N) para construir aminoácidos que forman parte de la proteína microbiana, estos acompañan continuamente al contenido digestivo que pasa al intestino delgado. En esta etapa, el animal los digiere en el duodeno, y durante este proceso de digestión, se absorben los aminoácidos (Ramos et al., 2020).

Los CSA tienen la capacidad de procesar proteínas y fibra con mayor eficiencia que otros animales rumiantes. Algunos estudios han demostrado su eficiencia en la digestión de alimentos con alto contenido de fibra y bajo nivel de proteína, es decir, cuando consumen una dieta pobre. Entre las especies de CSA, las llamas y alpacas son las mejores adaptadas para aprovechar la dieta escasa y fibrosa de los ecosistemas de altura (Ramos et al., 2020).

4.7. Nitrógeno ureico sanguíneo

El nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) se refiere a la cantidad de nitrógeno (N) que circula en el torrente sanguíneo en forma de urea, esta concentración de urea se conoce comúnmente como NUS o concentración de nitrógeno ureico. Inicialmente se creía que solo el amoníaco se absorbía a través del epitelio del C1 mediante difusión simple, pero posteriormente se comprobó que la

mayor parte del amoníaco se encuentra y se absorbe en forma de amonio (NH_4), luego, este amonio es transportado a través de la vía porta hacia el hígado, donde se convierte en urea y se desintoxica. Dado que el amoníaco es perjudicial para el organismo, se combina con CO_2 para formar urea (CH_4N_2), y esta reacción ocurre en el hígado en el llamado ciclo de Krebs o de la ornitina, consumiendo energía en una proporción de tres ATP (adenosín trifosfato) por cada molécula de urea producida. La urea resultante se libera en la sangre en forma de NUS y puede ser reciclada a través de la absorción en las paredes del C1 o la saliva, también puede ser eliminada a través de la leche o excretada en la orina. Por lo tanto, el amoníaco, la urea y el ácido úrico son los productos de excreción utilizados para eliminar el exceso de nitrógeno generado por la degradación metabólica de aminoácidos y otros compuestos nitrogenados (Davies et al., 2007; Roque et al., 2020).

Un exceso de amonio (NH_4) tiene efectos perjudiciales en el animal en dos aspectos. En primer lugar, eleva el pH en el C1, lo que puede perturbar su funcionamiento si se sale del rango normal, además, el amonio (NH_4) es absorbido por el C1 y se desintoxica en el hígado al convertirse en urea, lo que supone un gasto de energía adicional para el animal, cuando la concentración de amoníaco (NH_3) es alta en el C1, en la sangre, el líquido cefalorraquídeo y otros tejidos, puede llevar a envenenamiento por amoníaco, ya que sobrecarga la capacidad de desintoxicación de las células hepáticas al inhibir el ciclo de Krebs. Niveles elevados de amoníaco en la sangre afectan el apetito y limitan la ingesta de alimentos, aunque situaciones agudas de toxicidad son raras. Sin embargo, su presencia constante en niveles altos conduce a situaciones subóptimas de producción de manera crónica (Emmanuel et al., 2015).

La velocidad a la que los riñones eliminan la urea del cuerpo está sujeta a dos factores principales: la tasa de filtración glomerular (TFG) y la velocidad a la que los túbulos renales

reabsorben la urea. En otras palabras, cuando una sustancia es filtrada libremente por los glomérulos y no se reabsorbe ni se secreta en los túbulos, su eliminación renal es igual a la tasa de filtración glomerular (TFG), para sustancias que son filtradas y secretadas, la cantidad eliminada en la orina es mayor que la tasa de filtración glomerular (TFG), y para aquellas que son filtradas y reabsorbidas, la cantidad eliminada en la orina es menor que la tasa de filtración glomerular (TFG), este proceso de eliminación renal se define como la cantidad de plasma que se purifica de una sustancia al pasar a través de los riñones en un período de tiempo específico (Moya et al., 2015).

4.8. Síntesis de nitrógeno ureico sanguíneo

En el caso de los CSA, su proceso de metabolismo de la urea se diferencia de los demás animales rumiantes. Los camélidos reciclan una mayor concentración de la urea que producen, eliminando solamente alrededor del 3% de la urea generada por hora, esto se compara con el 12% por hora que excretan otras especies en situaciones iguales; esta observación también se respalda mediante un estudio realizado en llamas, donde se encontró que, en comparación con ovejas y cabras alimentadas con una dieta baja en proteínas, las llamas presentaban concentraciones plasmáticas de urea más altas. Esto respalda la idea de que las llamas tienen una mayor capacidad para reciclar urea en comparación con los rumiantes convencionales (Kiani et al., 2015).

En los CSA, se utiliza la cantidad de nitrógeno ureico en sangre (NUS) como un indicador en los perfiles metabólicos para entender la actividad metabólica relacionada con las proteínas y para evaluar la calidad de las proteínas en su dieta. Esto se basa en el hecho de que el hígado produce urea en proporción a la cantidad de amoníaco generada en el C1, y los niveles de urea en la sangre se relaciona directamente con la porción de proteínas en la alimentación y la proporción de energía en esa dieta. Además, también se utiliza como un indicador clínico para evaluar la función renal, ya que la urea se excreta a través de los riñones hacia la sangre (Davies et al., 2007)

Se registraron valores normales de NUS en alpacas, que son estadísticas resumidas de muestras tomadas de alpacas saludables. Estos valores de 6.72 a 9,33 mg/dL indican que no hay evidencia de enfermedad renal en las alpacas estudiadas. No obstante, no se ha proporcionado información sobre la dieta específica o la calidad de las proteínas que estas alpacas recibieron. Además, se llevaron a cabo investigaciones durante las temporadas seca y de lluvias, respectivamente, y durante esos períodos, las alpacas se alimentaron con los pastos naturales disponibles en ese momento (Rodrigo, 2015 y Flores et al., 2016).

Murray et al., (2010), mencionaron que se puede observar que los niveles de NUS en las alpacas y llamas son más altos en comparación a otras especies. En Australia, en alpacas se han registrado niveles de NUS que oscilan entre 7.0 mg/dL y 17.36 mg/dL, con una media de aproximadamente 11.9 mg/dL. Además, se hace mención de que el contenido de NUS tiene un promedio de alrededor de 26.04 mg/dL. Desde una perspectiva nutricional, se sugiere que los niveles ideales para la concentración de NUS podrían estar en el rango de 9.94 mg/dl a 20.02 mg/dL, dependiendo de si se busca una dieta baja o alta en proteínas, respectivamente (Davies et al., 2007).

Según Van Saun (2006), menciona que al comparar niveles de NUS de llamas y alpacas con otras especies, parecería que los camélidos tienen mayores concentraciones de NUS con un valor promedio mayor de 18.6 mmol/l. Varios estudios llevados a cabo en alpacas y llamas adultas han comprobado cómo la calidad de la proteína en su dieta afecta a los niveles de NUS. Por ejemplo, en el caso de las alpacas, Barreda, (2017) encontró que cuando la calidad de la proteína superaba el 14% de proteína cruda, los niveles de NUS eran más elevados en comparación con dietas de proteína de baja calidad. De manera similar, en el caso de las llamas adultas, Kiani et al., (2015) también observaron que una dieta con una mayor calidad proteica (>14% de proteína cruda)

se asociaba con niveles más altos de NUS en contraste con dietas de baja calidad proteica (Gunn et al., 2015).

El efecto de la dieta y las diferencias entre CSA no se evidenciaron en un estudio realizado por Davies en alpacas y llamas en mantenimiento, en este estudio, se observó que no había una diferencia estadísticamente significativa en el nivel de NUS ni en la ingesta de nitrógeno (N) dietético entre las diferentes dietas y especies; sin embargo, el autor menciona que las llamas mostraron un aumento del 55.8% al 64.9% en la ingesta de nitrógeno al cambiar de dietas (del 9% de proteína cruda al 12% de PC, respectivamente). Además, se notó un aumento en la retención de nitrógeno, pasando de 0.79 g/día a 3.8 g/día en las llamas. Por otro lado, en las alpacas, el aumento en la ingesta de nitrógeno fue del 56.3% al 57.2%, lo que solo resultó en un incremento en la retención de nitrógeno de 0.9 g/día a 1.1 g/día. Estas diferencias entre las especies sugieren que las alpacas tienen un menor requerimiento de nitrógeno para satisfacer sus necesidades metabólicas en comparación con las llamas. Este fenómeno probablemente está relacionado con el tamaño corporal más pequeño de las alpacas y con la mayor eficiencia de las llamas en la digestión de alimentos de baja calidad, debido a su mayor digestibilidad de materia seca en relación con su peso metabólico en comparación con las alpacas (Davies et al., 2007).

Además, se ha llevado a cabo una investigación en la que se establecieron intervalos para las llamas. En esta investigación, se observó que los niveles de NUS apenas experimentaron cambios notables cuando las llamas fueron privadas de su alimento. Según sugiere un precedente, esto podría relacionarse con la mayor eficiencia de reciclaje de urea que ocurre cuando la dieta contiene niveles bajos de proteína después de la privación, esta eficiencia permite mantener niveles de nitrógeno amoniacal para el crecimiento microbiano (Linares & Rojas, 2023).

Otro elemento que tiene un impacto en los niveles de NUS es la temporada del año, ya sea

la temporada de lluvias o la temporada seca. Investigaciones han indicado que durante la temporada de lluvias se registran valores elevados de NUS, alcanzando los 29.0 mg/dL con un rango entre 15.0 mg/dL y 42.1 mg/dL, esto se debe a la elevada solubilidad de los componentes proteicos y a la mayor cantidad de proteínas disponibles en la dieta durante esta época; en contraste, durante la temporada seca, se observan niveles más bajos de NUS, con un promedio de 18.3 mg/dL y un rango entre 3.5 mg/dL y 30.9 mg/dL. Esta disminución se atribuye a la reducida disponibilidad y menor ingesta de proteínas en la dieta en esta época (Patra et al., 2018).

El bajo nivel de nitrógeno ureico en sangre (NUS) durante la temporada de sequía parece estar vinculada a una menor ingesta de proteínas provenientes de pastizales de baja calidad. En este período, las alpacas reducen la eliminación de urea a través de los riñones, lo que indica una mayor habilidad para reutilizar y aprovechar la urea en su organismo. El género no tiene un impacto en los niveles de NUS en alpacas adultas, tanto hembras como machos. En el caso de las hembras, los resultados arrojaron un valor de 8.87mg/dL, con un rango que oscila entre 5.69 y 11.05mg/dL, mientras que, para los machos, el valor fue de 8.79mg/dl, también con un rango de 5.69 a 11.05mg/dL. Estos resultados respaldan la conclusión de que no existe diferencia significativa entre los géneros (Sánchez, 2007).

4.9. Requerimientos protéicos y energéticos en los CSA

Las proteínas son componentes esenciales que se descomponen en aminoácidos para ser absorbidos por el cuerpo, a diferencia de los carbohidratos, las proteínas contienen nitrógeno y no se almacenan, los aminoácidos se utilizan en el ciclo del ácido cítrico para producir energía y amoníaco, que se desintoxica a través del ciclo de la urea, con un costo energético similar al de los carbohidratos. Sin embargo, la oxidación de proteínas como fuente de energía es menos eficiente y requiere más agua para excretar urea. El requerimiento de mantenimiento de proteína digestible

para CSA se estima en 2,38 g/kg de peso metabólico, también en otros estudios se reporta 5,2 g de proteína cruda/kg de peso metabólico; las recomendaciones de proteína dietética varían entre un 9 % de MS según el NRC y entre 6,5 % y 8,8 % de MS en datos sudamericanos, con un contenido de proteína recomendado entre 10 % y 13 % de los nutrientes digestibles totales (NDT) (Van Saun, 2014).

La energía es un elemento esencial, ya que su disponibilidad asegura tanto una nutrición adecuada como el desarrollo de los procesos vitales necesarios para la sostenibilidad de la vida. En los sistemas de alimentación, la energía presente en los alimentos se considera un recurso limitante (Torres et al., 2009).

En el caso de las alpacas, los requerimientos energéticos son variados y responden a múltiples factores como la gestación, el crecimiento del feto, el parto y la producción de leche, entre otros. Su estado nutricional está estrechamente vinculado con su capacidad de mantener sus funciones vitales y responder a sus necesidades de producción (Skidmore, 2011).

4.10. Composición química de las dietas

4.10.1. Heno de avena

El heno de avena utilizado como alimento tiene un carácter energético y su calidad está relacionada con la fertilidad del suelo y la etapa de cosecha, se encontró que la calidad del heno de avena disminuyó cuando entró en la fase de floración y se volvió más resistente a la descomposición en el sistema digestivo C1 de los CSA. Los valores para la proteína cruda, la (fibra detergente neutra) FDN, la (fibra detergente ácida) FDA y la (lignina detergente ácida) LDA en las etapas de floración y mazorca fueron : 11.8%, 7.8%, 5.9%; 50.8%, 62.2%, 62.7%; 24.9%, 34.3%, 37.2%; y 0.65%, 1.51%, 4.9%, las diferencias en la composición química y la digestibilidad entre el heno de avena cosechado en la etapa de mazorca y madurez son mínimas, con valores de

FDN del 64% y 67.6%, y FDA del 37.7% y 40.1%, respectivamente. La digestibilidad en alpacas y llamas en vivo de la materia seca (MS), la materia orgánica (MO) y la FDA del heno de avena en la etapa de mazorca fue del 52.4%, 54.1% y 49.1%, mientras que en la etapa de madurez fue del 53.1%, 54.9% y 51.5%, mostrando un aumento favorable en la etapa de madurez, aunque este aumento no fue estadísticamente significativo (Yana, 2022).

La edad del animal también influye en la cantidad de materia seca que consume de manera voluntaria. Esto se debe a que, a medida que la planta madura, su contenido de fibra detergente neutra (FDN) aumenta, lo que dificulta su digestión y, por lo tanto, limita la cantidad que el animal puede ingerir debido al llenado de su rumen (Yana, 2022).

Se observaron notables disparidades en la ingestión de avena recolectada en su fase de crecimiento abundante en comparación con su etapa madura (1.40 kg/d y 1.34 kg/d, respectivamente). Además, la composición química de la paja de avena en su fase fenológica madura, cuando se incluyó en la dieta de llamas de un año de edad, fue la siguiente: 98.21% de contenido de materia seca, un 3% de proteína cruda y 4379 kcal/kg de energía bruta expresada en términos de materia seca (Surco, 2017).

4.10.2. Pellets de alfalfa

La alfalfa es considerada un alimento básico de alta calidad en términos de contenido proteico, ya que contiene la mayoría de los nutrientes necesarios para los animales, especialmente los rumiantes, en un estudio sobre la digestibilidad de los forrajes en llamas, se encontró que el heno de alfalfa contenía un 20.9 % de materia seca, un 87.4 % de materia orgánica, un 19.4 % de proteína cruda, un 1.1 % de extracto etéreo, un 46.3 % de fibra detergente neutro y un 34.6 % de fibra detergente ácido. En otro estudio, el heno de alfalfa madura, expresado en términos de contenido en base seca, tenía un 15 % de proteína cruda, un 51.46 % de fibra detergente neutro, un

2.50 % de extracto etéreo, un 10.34 % de ceniza, un 20.70 % de glúcidos no fibrosos y una energía bruta de 4284 Cal/g (Bautista, 2020).

El proceso de peletización implica la consolidación de las diminutas partículas de una mezcla en unidades alargadas o compactas mediante un proceso mecánico que involucra humedad, calor y presión. Este conjunto de factores conduce a una mejora en las propiedades de los alimentos balanceados para animales. En resumen, después de convertir el alimento en harina, se somete a un proceso de paletización en el cual se introduce vapor de agua a temperaturas que varían entre 60 y 75 grados. Esto genera una masa caliente que se moldea en pequeñas estructuras cilíndricas de diferentes diámetros y longitudes, dependiendo del tipo de alimento que se esté produciendo. Una vez completado el proceso de paletización, el producto final se enfría y se tamiza antes de ser envasado (Gonzalo et al., 2011).

Entre las ventajas que tiene el producto como menciona el informe de Mansilla et al., (2014), los pellets poseen un gran valor nutricional, con un alto valor nutritivo, y se puede producir la pastura manteniendo un buen estado de la hoja y evitando pérdidas de las mismas. Es fácil de manejar y limpio, reduciendo la mano de obra en un 85%. El tamaño compacto de los pellets facilita el trabajo de alimentar al animal, además de ser fácil de transportar. Se produce un gran ahorro en transporte y superficie de almacenamiento, debido a la reducción de espacios requeridos por peso.

Un proceso eficiente de peletización, envasado y almacenamiento garantizará una vida útil del alimento de al menos dos meses, con beneficios tales como:

- Reducción del desperdicio de alimentos.
- Aumento en la densidad (peso específico) de la dieta.
- Mayor facilidad de digestión de almidones y proteínas.
- Menor tendencia de los animales a elegir ciertos alimentos.

- Menos separación de partículas en los sistemas de alimentación.
- Reducción del riesgo de enfermedades.
- Mejora del rendimiento de los animales.
- Minimización de la alimentación selectiva.
- Mejoras en las características de manipulación de los materiales.
- Eliminación de organismos dañinos.
- Destrucción de organismos perjudiciales. (Gonzalo et al., 2011)

V. HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN

Hipótesis

- Existe relación entre los niveles de nitrógeno ureico en sangre y nitrógeno ureico en orina, bajo tres niveles de proteína en alpacas.

VI. METODOLOGÍA DE INVESTIGACIÓN

Animales utilizados en el experimento y los datos recopilados durante el proceso experimental formaron parte del proyecto de Grupos de Investigación (PCONFIG - 2019) titulado "Diseño y validación de una jaula de metabolismo en alpacas: establecimiento de una unidad metabólica" (A19081301) de la UNMSM. Se utilizaron 5 alpacas Huacaya macho de 3 a 5 años de edad, sin defectos congénitos o hereditarios, de buena condición corporal en escala de 3 a 4 y con un peso promedio de 66.7 ± 4.44 kg.

6.1. Ámbito de estudio

El trabajo de investigación se realizó en el Laboratorio de Nutrición y Pastos de la Estación Experimental Marangani del Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de Altura (IVITA), perteneciente a la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, ubicado en la región Cusco, provincia de Canchis, distrito de Marangani. Ubicado a $14^{\circ} 21' 11.84''$ latitud sur y $71^{\circ} 10' 16.76''$ longitud oeste, con altitud 3727 msnm (Google Earth Pro, 2021). El periodo experimental fue entre los inicios del mes de febrero y a finales del mes de mayo del 2020, teniendo una duración de cuatro meses.

6.2. Materiales y equipos

6.2.1. Para pesaje de los animales

- Balanza con una capacidad de 1000 kg (marca: HIWEIGH, Max: 12000 kg)
- Sogas

6.2.2. Para preparación de alimentos y dietas experimentales

- Balanza analítica (Mettler PC4000, Max: 2100 g, $d=0.1$ g)
- Picadora mecánica de forrajes con rodillo (P-1000)
- Mamelucos

6.2.3. Para la organización de animales

- Ambiente cerrado
- 5 jaulas metabólicas individuales de acero inoxidable, con comedero y bebedero; las medidas de las jaulas metabólicas son 55cm de ancho x 173.5cm de largo y 165 cm de altura suspendido a 35 cm de altura sobre el piso.

6.2.4. Para oferta de alimentos

- Balanza digital (EUROTECH capacidad max: 5 kg)
- Comederos de metal inoxidable
- Bebederos de metal inoxidable con capacidad de 2,5 litros

6.2.5. Para colección de sangre (canulación y colección de muestras)

- Guantes desechables
- Alcohol de 96%.
- Algodón (torundas).
- Tijeras
- Gasas
- Antisépticos (alcohol yodado)
- Catéter venoso central de tres lúmenes 7 fr x 20 cm
- Tapones para sonda
- Cintas adhesivas
- Vendas
- Jeringas hipodérmicas de 10 mL
- Gradillas
- Tubos vacutainer tapa roja con activador de coágulo

- Etiquetas para el rotulado de las muestras.
- Cooler.
- Caja porta tips
- Viales criogénicos de 3 mL
- Tips de pipeta de 2 mL

6.2.6. Materiales para la obtención del suero:

- Pipetas Pasteur.
- Viales criogénicos de 3 mL
- Pipetas
- Plumón indeleble
- Etiquetas.
- Guantes.
- Mandil.
- Gorros y barbijos.

6.2.7. Para colección de orina

- Recipientes de plástico de capacidad de 2500 mL
- Probetas de 1000 mL y 500 mL para medir el volumen de orina.
- Frascos estériles para muestra de orina.
- Pipetas Pasteur desechables
- Viales criogénicos de 3 mL
- Agua destilada o des ionizada.

6.2.8. Reactivo

- Ácido sulfúrico al 10%

6.2.9. Equipos para conservación de muestras

- Refrigeradora.
- Congeladora de -20°C para las muestras de sangre y orina.

6.3. Diseño experimental de la investigación

6.3.1. Dieta experimental

Para realizar este estudio se utilizaron dos tipos de alimento, heno de avena (energético) y pellet de alfalfa (proteico) (Figura 1), los cuales se suministraron en diferentes concentraciones, para cada tratamiento T1 (henos de avena 70%; pellet de alfalfa 30%); T2 (henos de avena 60%; Pellet de alfalfa 40%) Y T3 (henos de avena 50%; pellet de alfalfa 50%). La ración suministrada a los animales fue formulada en base a una dieta de mantenimiento (40 gMS/kg PV0.75), según lo expuesto por Ramírez (2017).

Figura 1

Insumos utilizados para la alimentación de las alpacas, heno de avena (izquierda) y pellet de alfalfa (derecha)



Adaptación de animales a las jaulas metabólicas

La fase de adaptación a las jaulas metabólicas duró 21 días, conllevando un proceso de adaptación del animal a su nuevo ambiente, alimentación y equipo de recolección (arneses y

bolsas). Este tipo de procedimientos es habitual en estudios experimentales que persiguen reducir el estrés en los animales, asegurando la validez de los datos obtenidos y el bienestar de los mismos. Los 5 animales se alojaron en las jaulas de metabolismo a una temperatura de 20-25 °C, con un ciclo de luz de 12:12 horas cada uno. Las 5 alpacas empleadas en esta investigación fueron admitidas de manera autónoma por tratamiento, con un periodo de 21 días para adaptarse a la nueva dieta y 5 días para recolectar las muestras. La metodología fue realizada de la misma forma y con los mismos 5 animales para cada tratamiento.

Adaptación a la nueva dieta

Se consideró un período de adaptación de 21 días a la dieta experimental, conforme a lo que indicaron por Ruiz y Ruiz (1992). Este lapso es adecuado para garantizar una depuración completa del tracto digestivo de los animales, eliminando cualquier remanente de la dieta anterior y asegurando que las muestras recolectadas correspondan a la nueva dieta (T1, T2 y T3) y posteriormente 5 días de colección de muestras de sangre y orina. El suministro de agua fue ad libitum durante esta etapa. La limpieza de las jaulas metabólicas, bolsas colectoras de heces, recipientes utilizados para la colecta y cuantificación de heces y orina, fue realizada diariamente.

Figura 2

Distribución de las alpacas según tratamiento y alimentación con las tres dietas

Ingreso de animales (1, 2, 3, 4 y 5) peso promedio vivo 66.7 kg promedio	T1 de 10% de PC		T2 de 11% de PC		T3 de 12% de PC	
	Animal: 1, 2, 3, 4 y 5		Animal: 1, 2, 3, 4 y 5		Animal: 1, 2, 3, 4 y 5	
Acostumbramiento al nuevo entorno y alimento (heno de avena y pellets de alfalfa)	Adaptación a la nueva dieta	Toma de muestra	Adaptación a la nueva dieta	Toma de muestra	Adaptación a la nueva dieta	Toma de muestra
	21 días	5 días	21 días	5 días	21 días	5 días
	21 días	26 días	26 días	26 días		

6.5. Selección de animales.

Para este estudio se utilizó 5 alpacas huacaya macho adultos, clínicamente sanos con un peso promedio de 66.70 ± 4.44 kg, con una edad de 4-5 años de edad, saludables, sin ningún defecto congénito y/o hereditario, e individualmente identificados con sus respectivos aretes para facilitar el manejo, estos animales antes de ingresar al estudio se dosificaron con ivermectina 1% (IVOMEC - NOVARTIS), en una dosis de 200ug/kg de peso vivo (equivalente a 1mL/50 kg). Los animales para el estudio fueron elegidos aleatoriamente del rebaño de aproximadamente 100 animales machos adultos, de raza huacaya del Fundo La Raya de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. El procedimiento para elegir a los animales y el estado fisiológico se basó en el reporte de Robinson et al. (2014), quien indica haber utilizado 4 alpacas adultas, para desarrollar estudios metabólicos en esta especie bajo condiciones de Estados Unidos. Por otro lado, la elección de número de animales también fue, por temas logísticos, disponibilidad de jaulas metabólicas y bienestar animal.

El propósito no excusa a los métodos de la investigación, por lo tanto, el análisis ético del bienestar animal se orienta para evitar el discomfort y sufrimiento animal, en relación con el beneficio científico que se anticipa, esto significa que el objetivo de la investigación y su concepción experimental deben ser sumamente precisos, coherentes y esenciales, que afecten de manera directa a las 3Rs del bienestar en los animales: reducción, reemplazo y refinamiento (Broom, 2017).

6.6. Análisis del alimento

El análisis para determinar la composición química de la dieta se realizó por triplicado, empleando los métodos oficiales de análisis proximal de la AOAC (2000), correspondientes a materia seca (MS) (n° 934.01), cenizas (n° 942.05), extracto etéreo (EE, n° 920.39) y proteína

cruda (PC, n° 968.06), así como fibra en detergente neutro (FDN) (n° 973.18). Este proceso fue llevado a cabo en el Laboratorio de Nutrición y Alimentación Animal de la Universidad Católica Santa María en Arequipa, tal como se detalla en la Tabla 1.

Tabla 1

Composición química de alimentos experimentales.

Parámetros Nutricionales	Heno de avena	Pellet de alfalfa
Humedad (H), %	5.25	7.94
Materia Seca (MST), g/kgMS	947.5	920.6
Proteína cruda (PC), g/kgMS	56.7	146.9
Extracto etéreo (EE), g/kgMS	6.6	23.1
Fibra detergente neutro (FDN), g/kgMS	431.9	324.5
Cenizas (CZS), g/kgMS	44.6	90.4
Carbohidratos no fibrosos (CNF), g/kgMS	460.0	415.0

Fuente: Laboratorio de nutrición y alimentación animal – UCSM (2019)

6.7. Materia seca de alimento (%)

Para determinar la materia seca de los alimentos para cada tratamiento se colectaron dos muestras (100 g) del alimento ofrecido tal cual (pellet de alfalfa y heno de avena), las cuales fueron llevadas a la estufa a una temperatura de 65 °C x 48 horas, por duplicado, el valor de materia seca se calculó utilizando la siguiente formula.

$$\%MS = \frac{\text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} \times 100$$

Las tres dietas experimentales fueron suministradas en las siguientes proporciones y aporte aproximado de proteína cruda (PC) y energía (Kcal) basados en los estudios de Kleiber (1965) y Huasasquiche (1974).

Dieta 1: T1 (10% PC)

Heno de avena 70%; Pellet de alfalfa 30%, con un aporte de 101.31 g de PC/día y 123.66 kcal/kg de EM/día (equivalente a 4.29 g de PC/PV^{0.75} /día).

Dieta 2: T2 (11% PC)

Heno de avena 60%; Pellet de alfalfa 40%, con un aporte de 111.28 g de PC/día y 124.32 kcal/kg de EM/día (equivalente a 4.71 g de PC/PV^{0.75} /día).

Dieta 3: T3 (12% PC)

Heno de avena 50%; Pellet de alfalfa 50%, con un aporte de 121.25 g de PC/día y 126.76 kcal/kg de EM/día (equivalente a 5.14 g de PC/PV^{0.75} /día).

6.8. Etapas del estudio de investigación

Alimentación de los animales

El alimento (heno de avena y pellet de alfalfa) fue ofrecido en dos momentos del día, una primera parte a las 7:00 horas del día y la siguiente a las 12:00 horas del día, estos dos horarios fueron tomados de esta manera, puesto que en el transcurso de la etapa experimental se vio, que los animales llegaron a consumir el alimento con mayor rapidez, quedándose sin alimento para el resto del día, entonces para evitar este percance se realizó la racionalización del alimento para los dos horarios. De la misma forma se observaba que no haya pérdida de alimento fuera del comedero de la jaula metabólica. Asimismo, el suministro de agua (suministro *ad libitum*) fue paralelo al del alimento, la cuantificación de consumo y rechazo se midió cada 24 horas; asimismo para el caso

del agua se utilizó un recipiente similar al bebedero en el ambiente fuera de la jaula metabólica para cuantificar las pérdidas de agua por evaporación ambiental.

6.9. Obtención de muestras

Colección de sangre y suero sanguíneo

Colocación del catéter venoso central

Para colocar el catéter venoso central, se realizó los siguientes pasos:

Se condujo al animal fuera de la jaula, a fin de minimizar el estrés en la alpaca se cubrió la cabeza con una capucha y se aplicó el protocolo anestésico con xilacina (0.2 mg/kg PV; Dormixil 2% de AgroveterMarket, Perú) y ketamina (2 mg/kg PV; Halatal KT 10%; de Montana, Perú) por vía intravenosa.

- Posteriormente se colocó el animal sobre una mesa quirúrgica, en donde rasuró la zona ventral del cuello.
- Luego se hizo la antisepsia de la zona rasurada con alcohol yodado, seguidamente se infiltró 1 mL de lidocaína en el punto de incisión, se incidió 1 cm sobre la piel aproximadamente para poder acceder de mejor manera a la vena yugular, una vez colocado el catéter venoso central, se llegó a fijar con 2 puntos externos sobre la piel, esto a fin de evitar un excesivo movimiento o desprendimiento del catéter cuando el animal se encuentre en movimiento.
- Una vez colocado y fijado el catéter venoso central, se procedió a colocar un vendaje para proteger la vía. Primero se colocó una capa de algodón, para que no cause molestias por fricción en la zona y por último se colocó una venda elástica, con una presión media.

Las muestras de sangre total fueron obtenidas antes del consumo de alimento (6:00 am), para ello se retiró la venda que cubría el catéter, en seguida se realizó la limpieza de la entrada del catéter con suero fisiológico, para evitar coágulos o impurezas de la muestra, posteriormente

se obtuvieron muestras sanguíneas en dos 2 tubos de tapa roja de 5 mL. Terminada la colección se realizó el despeje de la vía accesitaria con suero fisiológico para luego cerrar y cubrir el CCV nuevamente; cada muestra de sangre fue centrifugada a 3500 rpm x 15 min para obtener la muestra de suero sanguíneo en crio viales y estos fueron llevados a congelación a -20 °C hasta su posterior análisis.

Toma de muestra de orina

La toma de muestra y medición de volumen de orina se realizó paralelamente a la hora de colección de muestra de sangre. En el recipiente de colección de orina se colocaba 15 mL de ácido sulfúrico (H_2SO_4) al 10 % con el fin de acidificar la muestra y evitar la pérdida de N en forma de amonio por evaporación y actividad microbiana, y también para obtener un pH 2 - 3, finalmente culminado la medición de volumen de orina de los recipientes, se colectó 5 mL de orina por jaula metabólica y los cuales fueron llevados a congelación a -20 °C hasta su análisis.

6.10. Determinación de NUS y NUO.

El análisis de laboratorio de las muestras colectadas en el estudio de investigación se realizaron en el “Laboratorio de Nutrición y Pastos del Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de Altura (IVITA-Marangani), utilizando un sistema Element RC (Element - Alemana) que opera mediante un panel de rotores (equipo especializado en la determinación de metabolitos bioquímicos) y cuyos fundamento operativo se basa en análisis por química húmeda con tecnología de espectroscopía de absorción. En caso para la determinación de NUO fue por Micro Kjeldahl modificado, los cuales se analizaron en el Laboratorio de Nutrición y Alimentación Animal de la Universidad Católica de Santa Maria (UCSM).

6.11. Análisis estadístico

Para valorar el efecto del tratamiento basado en la implementación de dietas divergentes en su concentración de proteína, se utilizó un diseño cuasiexperimental longitudinal con tres periodos de tiempo y cinco repeticiones por tratamiento (Figura 2), el modelo matemático aditivo lineal que describió los resultados fue el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + e_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = variable dependiente (niveles de NUS o NUO)

μ = Efecto de la medida poblacional

T_i = Efecto del i-ésimo tratamiento (concentración divergente de proteína con 3 niveles)

e_{ij} = Error experimental distribuido uniformemente

Asimismo, para la comparación de medias se utilizó la prueba de Duncan ($\alpha=0.05$), a fin de determinar diferencias entre tratamientos. Se utilizó el PROC ANOVA y CORR del Software SAS V9.0 (2002).

Se determinó la regresión lineal para NUS y NUO con el contenido de PC en las tres dietas ($Y = a + Xb$). Además, se determinó el coeficiente de Person, entre NUS y NUO dentro de cada tratamiento, utilizando la siguiente fórmula.

$$r = \frac{n(\sum xy) - (\sum x)(\sum y)}{\sqrt{[n\sum x^2 - (\sum x)^2][n\sum y^2 - (\sum y)^2]}}$$

Dónde:

r= coeficiente de correlación de Pearson

X= conjunto de valores de nitrógeno ureico en orina

Y= conjunto de valores nitrógeno ureico en sangre.

n= número de observaciones

Asimismo, el coeficiente de correlación, considerado como un indicador del grado de correlación entre dos variables, se estableció en base a la siguiente categorización propuesta por Calzada (1970) y a una probabilidad del 95% ($p=0.05$).

r = 0.2 - 0.3 coeficiente muy bajo

r = 0.4 - 0.5 coeficiente bajo

r = 0.6 - 0.7 coeficiente alto

r = 0.8 - 1.0 coeficiente muy alto

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Efecto de tres concentraciones de proteína sobre el nitrógeno ureico sanguíneo.

Los resultados para nitrógeno ureico sanguíneo se presentan en la Tabla 2 y la Figura 4. La dieta 3 mostró una diferencia estadística significativa ($p \leq 0.05$) en comparación con las dietas 1 y 2. La superioridad del T3 podría atribuirse a la mayor concentración de proteína en la dieta, lo que podría haber llevado a una mayor producción de nitrógeno ureico en sangre.

Tabla 2

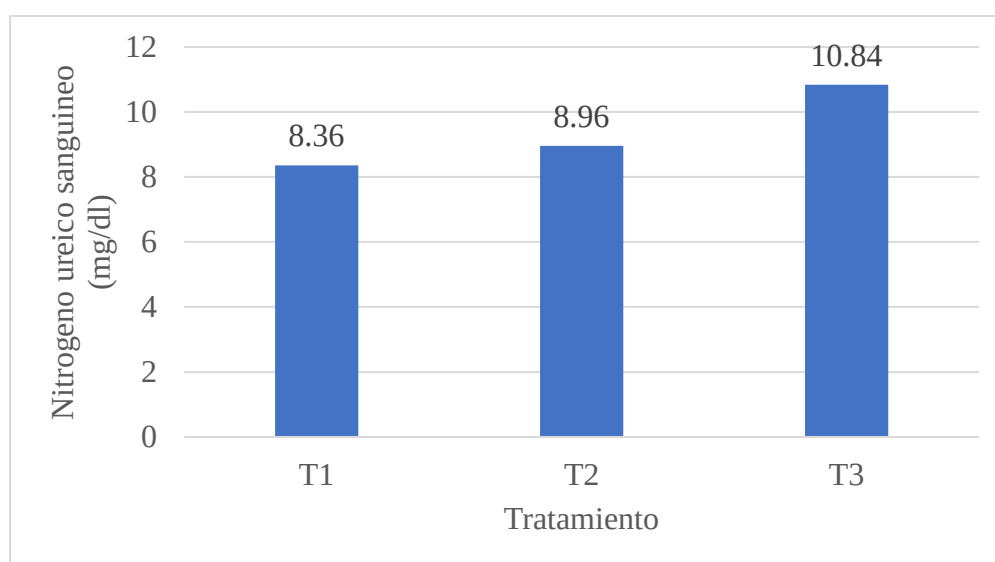
Valores de nitrógeno ureico sanguíneo en alpacas según las tres dietas

Dietas	NUS (mg/dl)	Desviación estándar	Mínimo – Máximo (mg/dl)
T1 (70:30%)	8.36 ^b	0.72	7.29 - 9.07
T2 (60:40%)	8.96 ^b	0.45	8.41 - 9.60
T3 (50:50%)	10.84 ^a	0.68	9.94 - 11.56

Nota. Promedios con diferentes letras como superíndice por columna, denotan diferencia estadística ($p \leq 0.05$)

Figura 4

Niveles de nitrógeno ureico en sangre en base a tres dietas divergente de proteína



Benito (2024), en su trabajo utilizó 14 alpacas en gestación (8 alpacas Huacaya y 6 Suris), alimentadas en pasturas cultivadas en dos épocas del año, donde las concentraciones de proteína fueron de 8.4% de PC en época seca y 9.5% de PC en época lluviosa, reportó valores de NUS correspondiente a 5.5 ± 1.2 para Huacaya en época seca; para época lluviosa reportó 8.1 ± 1.6 mg/dl en Huacaya. Estos resultados son similares a los obtenidos en el presente estudio, particularmente en la época lluviosa, pero no en la época seca. Las diferencias observadas entre las estaciones probablemente se deben a variaciones en el consumo de pasto (al pastoreo) y en la calidad de la materia seca disponible en cada periodo del año.

Vivar (2019), en un estudio con 64 alpacas, reportó valores de NUS de 19.04 mg/dl, datos superiores al presente estudio, posiblemente debido a que utilizaron animales en estado fisiológico de destete, con una dieta consistente en 16.3% de PC (Rye Grass italiano y trébol blanco). Sigwas *et al.* (2007), en alpacas adultas, reportaron 18.3 mg/dl y 29.0 mg/dl de NUS, en época lluviosa y seca, respectivamente; estos valores son superiores a los reportados en este estudio, estas diferencias podrían haberse originado por la diferencia en la oferta de materia seca entre épocas, así como el sexo de los animales (machos y hembras), y finalmente al sistema de alimentación al pastoreo. Otro posible factor de variación es el método analítico utilizado por la investigación precedente (espectrofotometría) en diferencia al análisis utilizado en esta investigación (análisis por química húmeda con tecnología de espectroscopía de absorción), que garantiza una alta precisión en los resultados de los análisis químicos realizados.

Por otro lado, Ancoco *et al.* (2018) determinó en su estudio valores de 15.07 y 46.88 mg/dl de NUS, en alpacas preñadas al pastoreo con una dieta del 12% PC. Estos datos son superiores a los reportados para NUS en este estudio. De acuerdo al reporte de Rodrigo (2015), quien indica que la elevación del NUS se relaciona con niveles de glucosa, originado posiblemente a que los

CSA requieren más glucosa en hembras para la preñez, producción de leche y utilización de proteína corporal; lo cual indica que la utilización de la proteína y finalmente de su metabolito NUS, son afectados por el consumo de proteína, pero también por el estado fisiológico del animal.

7.2. Efecto de tres concentraciones de proteína sobre el nitrógeno ureico en orina.

La Tabla 3 y la Figura 5, se presentan los resultados de NUO, para las tres dietas T1, T2 y T3, los cuales muestran diferencias estadísticas significativas entre el T3 versus T1 y T2, siendo mayor el nivel de NUO en este tercer tratamiento ($p \text{ valor} \leq 0.05$).

Tabla 3

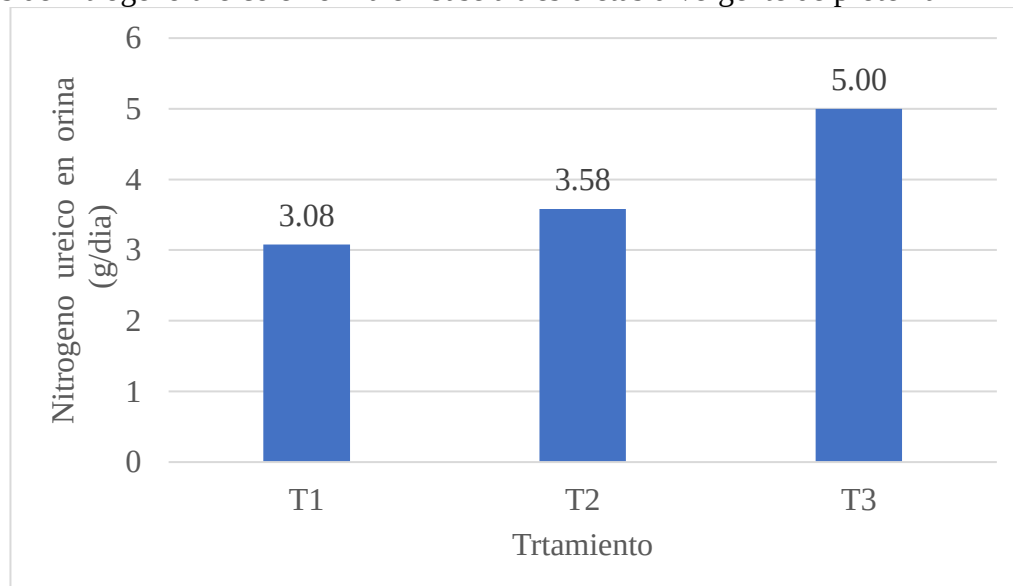
Valores de nitrógeno ureico en orina en alpacas según las tres dietas

Dietas	NUO (g/día)	Desviación Estándar	Mínimo – Máximo (g/día)
T1 (70:30%)	3.08 ^b	0.25	2.85 – 3.52
T2 (60:40%)	3.58 ^b	0.19	3.38 – 3.80
T3 (50:50%)	5.00 ^a	0.32	4.67 – 5.40

Nota. Promedios con diferentes letras como superíndice por columna, denotan diferencia estadística ($p < 0.05$).

Figura 5

Niveles de nitrógeno ureico en orina en base a tres dietas divergente de proteína



Liu (2009), en su estudio empleando una dieta de heno de alfalfa con 16.72% de PC, con alpacas adultas, menciona una excreción de 7.31 g/día de NUO, datos superiores con el presente estudio, estas diferencias podrían obedecer a la diferente ofrecimiento y concentración de proteína en la dieta. Una dieta alta en proteína resultará en un exceso de amoníaco en alpacas, que se transporta al hígado para convertirse en urea y ser eliminado a través de la saliva o la orina, el proceso de desintoxicación del amoníaco a urea es crucial para mantener el equilibrio en el organismo de las alpacas (Rúa et al., 2017).

Ríos (2023), en su estudio realizado con cinco alpacas macho adultas alimentadas con una dieta de heno de avena y pellet de alfalfa (7.58 % PC), reportó una producción de 2.15 g/día de NUO. Este valor es relativamente inferior al observado en el presente estudio, donde en el T1 (10 % PC) se registraron 3.08 g/día de NUO, y aún más bajos en comparación con los tratamientos 2 y 3 (11 y 12% PC), que mostraron 3.58 y 5.00 g/día, respectivamente. Se observó que a medida que aumenta el contenido proteico en la dieta, también lo hacen los niveles de NUO, lo que confirma que la producción de urea depende principalmente de la función hepática. Además, la eliminación de urea está influenciada por factores como la tasa de filtración glomerular y la velocidad de reabsorción renal (Moya et al., 2015).

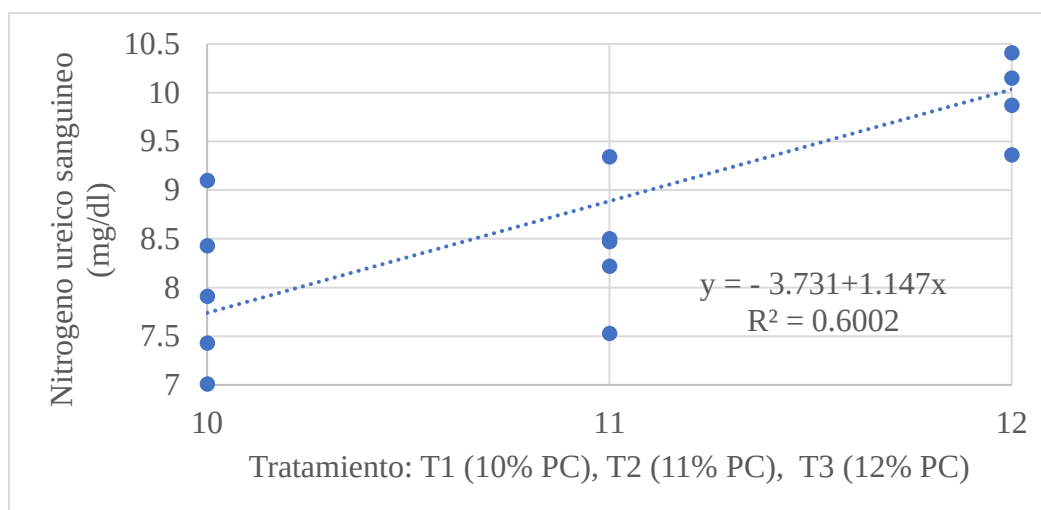
7.3. Relación entre el nivel de proteína dietaria y el nitrógeno ureico sanguíneo.

La Figura 6, La ecuación $y = -3.731 + 1.147x$. describe una relación lineal positiva entre X e Y, donde “Y” (NUS) aumenta 0.60 unidades por cada incremento de una unidad en “X”(% PC). Además, se muestra una alta correlación positiva ($r = 0.775$) entre los niveles de proteína de los tratamientos 1, 2 y 3 y el nitrógeno ureico en sangre (NUS). Esta relación es

estadísticamente significativa ($p < 0.0007$), indicando que los niveles de proteína en la dieta afectan directamente los niveles de NUS.

Figura 6

Relación entre los niveles de proteína dietaria y el nitrógeno ureico sanguíneo.



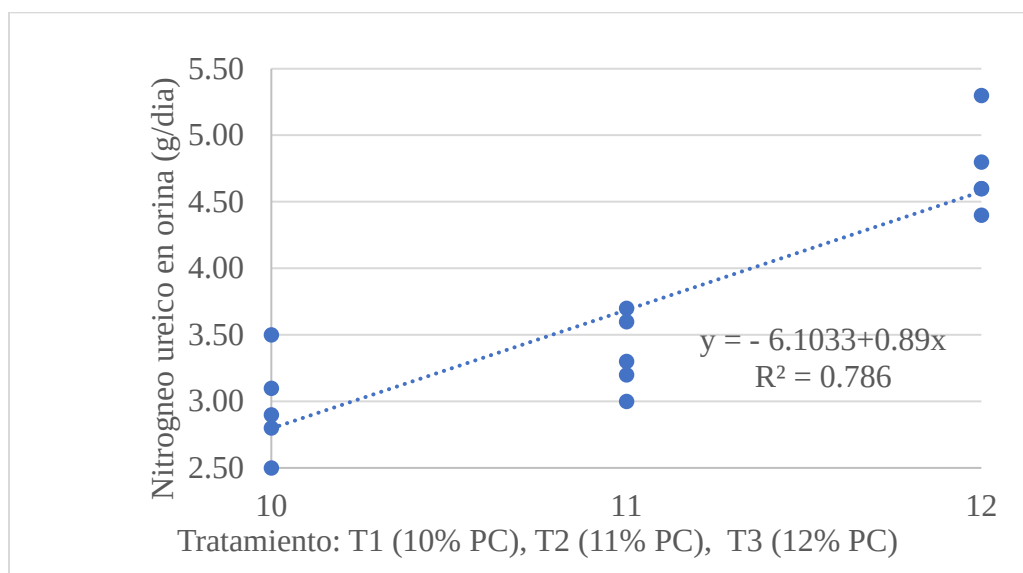
En el estudio realizado por Davies et al. (2007), se compararon dos dietas diferentes en alpacas y llamas adultas, una de ellas consistía en 100% heno de cebada y la otra estaba compuesta por 80% heno de cebada y 20% alfalfa (9% y 12% PC, respectivamente), a pesar de que el consumo de la segunda fue mayor en comparación con la dieta solo de heno de cebada, no se reportó diferencias significativas en los niveles de NUS entre ambas dietas. Davies et al. (2007), no encontraron relación entre NUS y la concentración de proteína con dietas entre 9 y 12% de PC, a diferencia con el presente estudio con un 10, 11 y 12 % de PC en la dieta, se observa que influye en la relación del nivel de NUS; esto se debería al tipo de alimento suministrado en el presente estudio con heno de avena y concentrado (pellet) de alfalfa.

7.4. Relación entre el nivel de proteína dietaría y el nitrógeno ureico en orina

En la Figura 7, el diagrama de dispersión muestra una relación directa entre el nivel de proteína en la dieta (T1, T2, T3) y el NUO, siendo esta relación estadísticamente significativa ($p < 0.0001$). La ecuación $y = -6.1033 + 0.89x$ describe una relación lineal positiva entre “X” (NUO) e “Y” (% PC), donde Y aumenta 0.89 unidades por cada incremento de una unidad en X. Además, muestra una alta correlación positiva ($r = 0.887$).

Figura 7

Relación entre los niveles de proteína dietaría y el nitrógeno ureico en orina.



La comparación de los niveles de NUS entre alpacas y rumiantes, según Cebra et al. (2014), sugiere que los camélidos sudamericanos tienden a presentar una concentración más elevada de NUS originado probablemente por una sobreproducción de proteína en relación a sus requerimientos, estos autores incrementaron la cantidad de PC y su calidad en la dieta. al comparar el enunciado anterior con los resultados de este estudio (Gráfico 7), observamos que mientras se incrementa el porcentaje de proteína en la dieta, se observa que tanto los niveles de NUS y NUO se incrementan, comportamiento similar a los reportados por Cebra et al. (2014). Por lo tanto y en

base a lo anteriormente nombrado, se puede deducir que mientras exista una mayor disponibilidad de proteína en el alimento, se producirá un incremento en los niveles de NUS; este metabolito se podría considerar en alpacas como un indicador eficaz de la ingesta y disponibilidad de proteína, tal como se ha señalado en investigaciones anteriores en rumiantes (Hammond, 1997; Meléndez et al., 2003; Nousiainen et al., 2004).

Ali (2008), en su estudio con ocho llamas macho adultos de 4 a 5 años de edad, utilizando en la dieta, heno de alfalfa y cebada (en proporciones 20-80%), determinó 23.31mg/dl de NUS y 8.20 g/día de NUO, observando una asociación positiva de las variables, datos superiores al presente estudio, en comparación con las medias de NUS para los tratamientos implementados en este estudio. Comparando tanto los valores de NUS y de NUO, estos se relacionan directamente con los niveles de proteína dietaria de esta investigación.

Moya et al. (2015) confirmaron que la producción de urea en el sistema renal se encuentra relacionado directamente con la cantidad de proteína de la dieta consumida por el animal, indicando que, a mayor PC consumida, consecuentemente se eleva la excreción de NUO. Costa et al. (2017), mencionan que la concentración de proteína en la dieta está relacionada directamente con el NUS. Así también Huamán (2023) en su estudio donde relacionó la PC de la dieta y el NUS en ovinos, reportó que las ovejas mostraron un aumento de NUS por unidad de PC de la dieta; concluyendo que existe una relación directa entre NUS y los niveles de PC de la dieta.

Al comparar los resultados de Huamán (2023) con el presente estudio, se confirma esta relación entre NUS y NUO con respecto al efecto del porcentaje de PC en la dieta. A partir de la información actualmente disponible y los resultados del presente trabajo se puede inferir que un aumento en la disponibilidad de proteína conduce a un incremento en los niveles de NUS y NUO,

y estos metabolitos se consideran un indicador eficiente de la ingesta de proteína (Hammond, 1997; Moya et al., 2015).

Con respecto a las relaciones mostradas de NUS y NUO, Van Saun (2006) señala que, al comparar los niveles de urea en alpacas con respecto a otras especies, parecen presentar concentraciones más altas. Los niveles de NUS y NUO del presente trabajo al comparar con diversos estudios realizados en alpacas y llamas adultas, han demostrado que el porcentaje de proteína en su dieta influye directamente en los niveles de NUS. Por ejemplo, Barreda (2017) encontró que, en alpacas, cuando la proteína de la dieta excedía el 14% de proteína cruda, los niveles de NUS y NUO eran mayores en comparación con dietas de menor calidad proteica. De manera similar, Kiani et al. (2015) observaron en llamas adultas que una dieta con más del 14% de proteína cruda estaba asociada con niveles más elevados de NUS, en contraste con dietas de bajo porcentaje de proteína cruda (Gunn et al., 2015).

La producción de urea en el hígado está directamente relacionada con la cantidad de amoníaco generada y, por ende, con el nivel de proteínas en la dieta. Los niveles de NUS y NUO son un indicador del consumo de proteína en la dieta. Se sugiere que los niveles óptimos de NUS varían entre 9.94 mg/dL y 20.02 mg/dL, esto se ve reflejado en el presente estudio con valores ligeramente similares 8.36, 8.96 y 10.84 mg/dl. Por tanto, el amoníaco y la urea son productos de excreción utilizados para eliminar el exceso de nitrógeno proveniente del metabolismo de proteína, ya que el hígado convierte el amonio en urea para desintoxicarlo. (Kiani et al., 2015; Roque et al., 2020; Davies et al., 2007).

VIII. CONCLUSIONES

- Los resultados mostraron que los niveles de nitrógeno ureico en sangre aumentaron progresivamente al incrementar el contenido de proteína en la dieta, siendo más evidente en la dieta 3. Esto indica un efecto directo entre la cantidad de proteína consumida y el aumento en los niveles de nitrógeno ureico en sangre.
- Se observó un incremento en los niveles de nitrógeno ureico en orina a medida que aumentó el contenido de proteína en la dieta, siendo más alto en la dieta 3. Esto indica un efecto evidente del nivel de proteína dietaría sobre la excreción de nitrógeno ureico en orina.
- Los niveles de nitrógeno ureico sanguíneo y nitrógeno ureico en orina aumentaron al incrementar el consumo de proteína en la dieta en este estudio, siendo este efecto apreciable y significativo con la dieta 3 con 12 % PC.

RECOMENDACIONES

- Realizar estudios de relación entre NUS y NUO, en animales de diferente estado fisiológico.
- Realizar estudios para determinar niveles de nitrógeno ureico sanguíneo y de nitrógeno ureico urinario, en diferentes etapas del año (época seca y época de lluvia).

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alzola, R. H., Ghezzi, M. D., Gimeno, E. J., Lupidio, M. C., Castro, A. N., & Rodríguez, J. A. (2004). Topography and morphology of the llama (*Lama glama*) stomach. *International Journal of Morphology*, 22(2), 155-164.
- Arias J, Nesti de Alonso A. (1999). Importancia de los niveles de nitrógeno ureico en leche y sangre en el ganado lechero. *Rev Fac Agron Luz* 16: 553-561.
- Arias J, Nesti de Alonso A. (1999). Importancia de los niveles de nitrógeno ureico en leche y sangre en el ganado lechero. *Rev Fac Agron Luz* 16: 553-561.
- Ali, Q. E. (2008). *Efecto de la privación de alimentos en el perfil metabólico de llamas (Lama glama) en la estación experimental de Letanias – Viacha – Bolivia* (Tesis de médico veterinario, Universidad Mayor de San Andrés). La Paz, Bolivia.
- Agricultural Research Council. (1980). *The nutrient requirements of ruminant livestock*. Technical review by an Agricultural Research Council working party. Commonwealth Agricultural Bureau. Farnham Royal, UK.
- Ancco, E., Hinostroza, M., Quispe, C., & Gomez, C. (2018). Niveles de nitrógeno ureico sanguíneo y su relación con la preñez en alpacas. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 29, 1372–1376. <https://doi.org/10.15381/rivep.v29i4.14381>.
- Abdoun, K., Stumpff, F., & Martens, H. (2006). Ammonia and urea transport across the rumen epithelium: A review. *Animal Health Research Reviews*, 7(1), 43–59. <https://doi.org/10.1017/S1466252307001156>.
- Barreda, J. (2017). *Efecto de la suplementación alimenticia en la fertilidad de alpacas machos y hembras por inseminación artificial* (Tesis de Médico Veterinario, Universidad Nacional del Altiplano). Puno, Perú.

- Bach, A., Calsamiglia, S., & Stern, M. (2005). Nitrogen metabolism in the rumen. *Journal of Dairy Science*, 88(Suppl 1), E9–E21. [https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302\(05\)73133-7](https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302(05)73133-7).
- Bautista, J. (2017). *Determinación de nitrógeno endógeno: Metabólico fecal, endógeno urinario y dérmico* (Tesis de posgrado, Universidad Nacional del Altiplano). Puno, Perú.
- Bautista, J. L. (2020). Determinación de los requerimientos de proteína de mantenimiento y crecimiento de alpaca (*Lama pacos*) mediante la técnica de sacrificio comparativo. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 31(4), 1–10.
- Benito López, D. (2024). *Indicadores fisiológicos, endocrinos y bioquímicos en alpacas a gran altitud* (Tesis de Doctorado, Universidad Nacional del Altiplano, Escuela de Posgrado, Doctorado en Ciencia Animal). <https://repositorio.unap.edu.pe/handle/20.500.14082/22205>.
- Broom, D.M. (2017). Welfare of Animals: Behavior as a Basis for Decisions, In: *Encyclopedia of Animal Behavior*. pages 580-584. Reference Module in Life Sciences, 2017. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-809633-8.01321-2>
- Calzada, J. (1970). *Métodos estadísticos en la investigación social*. Editorial Universitaria.
- Castro Bedriñana, J., Chirinos Peinado, D., & Rojas Pérez, R. (2017). Aprendizaje temprano a la ingesta de concentrado en alpacas Huacaya. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 28(1), 71–77. <https://doi.org/10.15381/rivep.v28i1.11841>.
- Cerón, M. (2014). *Estudio de la diversidad microbiana del compartimento C1 del sistema digestivo de la llama (Lama glama)* (Tesis de licenciatura, Universidad de Buenos Aires). Argentina.
- Copa, S., & Condori, R. (2020). Parámetros bioquímicos sanguíneos en llamas (*Lama glama*) alimentadas en praderas nativas tholar pajonal en Choquecota Oruro, Bolivia. *Revista Alfa*, 4(10), 15–25. <https://doi.org/10.33996/revistaalfa.v4i10.68>.
- Cebra, C., Anderson, D., Tibary, A., Van Saun, R., & Johnson, W. (2014). *Llama and alpaca care*:

Medicine, surgery, reproduction, nutrition, and herd health (5th ed.). Elsevier.

- Costa, S., Ventura, G., Balcells, J., Mora, J., Cortes-Lacruz, X., De la Fuente, G., & Villalba, D. (2017). Uso del nitrógeno de urea en sangre para evaluar el nivel de proteína de las raciones de terneros de engorde. En *VXII Jornadas sobre producción animal* (pp. 324–326). Departamento de Ciencia Animal, Universidad de Lleida.
- Davies, H. L., Robinson, T. F., Roeder, B. L., Sharp, M. E., Johnston, N. P., & Christensen, A. C. (2007). Digestibility, nitrogen balance, and blood metabolites in llama (*Lama glama*) and alpaca (*Lama pacos*) fed barley or barley-alfalfa diets. *Animal Feed Science and Technology*, 73(3), 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2007.03.001>.
- Dellmann, H. D., Blin, P. C., & Fahmy, M. F. A. (1988). Contribution à l'étude de l'anatomie microscopique du tube digestif chez le chameau. *Revue Élevage Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, 21, 1–32.
- Emmanuel, N., Patil, N. V., Bhagwat, S. R., Lateef, A., Xu, K., & Liu, H. (2015). Effects of different levels of urea supplementation on nutrient intake and growth performance in growing camels fed roughage-based complete pellet diets. *Animal Nutrition (Zhongguo Xu Mu Shou Yi Xue Hui)*, 1(4), 356–361.
- Engelhardt, W., Lechner-Doll, M., Heller, R., & Rutagwenda, T. (1988). Physiology of the forestomach in camelids with particular reference to adaptation to extreme dietary conditions: A comparative approach. *Animal Research and Development*, 28(February), 56–70.
- Engelhardt, W., Dycker, C., & Lechner-Doll, M. (2007). Absorption of short chain fatty acids, sodium, and water from the forestomach of camels. *Journal of Comparative Physiology B*, 177, 631–640.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). (2005).

Situación actual de los camélidos sudamericanos en Perú. Proyecto de Cooperación Técnica.

Flores N., S., Li E., O., Gavidia C., C., Hoyos S., L., & Barrios-Arpi, M. (2016). Determinación del perfil bioquímico sanguíneo hepático y renal en alpacas (*Vicugna pacos*) aparentemente normales. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 27(1), 196-203. <https://doi.org/10.15381/rivep.v27i1.11445>.

Fowler, M., & Zinkl, J. (1989). Reference ranges for hematologic and serum biochemical values in llamas (*Lama glama*). *American Journal of Veterinary Research*, 50(12), 2049-2053. Retrieved from <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/2610431/>.

Fowler, M. E. (1998). *Medicine and surgery of South American camelids: Llama, alpaca, vicuña, guanaco*. Iowa State University Press.

Gonzalo, A., Mata, R., & Mejillón, K. (2011). *Proceso de peletización*. Universidad Agraria del Ecuador, Facultad de Ciencias Agrarias, Mención Agro-Industrial. Disponible en: <http://www.buenastareas.com/ensayos/Proceso-De-Peletizacion/2214536.html>.

Gunn, P. J., Schoonmaker, J. P., Lemenager, R. P., & Bridges, G. A. (2015). Feeding distiller's grains as an energy source to gestating and lactating beef heifers: Impact on female progeny growth, puberty attainment, and reproductive processes. *Journal of Animal Science*, 93(2), 746-757. <https://doi.org/10.2527/jas.2014-8130>.

Hafez, E., & Dyer, I. (1972). *Desarrollo y nutrición animal*. Zaragoza, Esparta: Editorial Acribia.

Hammond, A. C. (1997). Update on BUN and MUN as a guide for protein supplementation in cattle. In *Proceedings of the Florida Ruminant Nutrition Symposium* (pp. 1-10). Gainesville, FL, 16–17 January. Retrieved from <http://dairy.ifas.ufl.edu/rns/1997/frns1997.pdf>.

Huamán, M., Olazábal, L. J., & San Martín, F. (2023). *Proteína cruda de la dieta y nitrógeno*

ureico sanguíneo en alpacas y ovejas. Tesis para optar el título de Médico Veterinario – Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima, Perú.

Huasasquiche, A. (1974). Balance del nitrógeno y digestibilidad en alpacas y ovinos. (Nitrogen balance and digestibility in alpacas and sheep.) Programa académico de medicina veterinaria Universidad Nacional Mayor de San Marcos, 49.

Instituto Nacional de Estadística e Informática. (2013). Resultado de *IV Censo Nacional Agropecuario 2012*. INEI. <https://www.inei.gob.pe>.

Kleiber, M. (1965). In: *Energy Metabolism* (K.L. Blaxter, ed.), p.427. London Academic Press.

Kiani, A., Alstrup, L., & Nielsen, M. O. (2015). Differential metabolic and endocrine adaptations in llamas, sheep, and goats fed high- and low-protein grass-based diets. *Domestic Animal Endocrinology*, 53, 9–16.

Lechner-Doll, M., Von Engelhardt, W., Abbas, H. M., Mousa, L., Luciano, L., & Reale, E. (1995). Particularities in forestomach anatomy, physiology and biochemistry of camelids compared to ruminants. En J. L. Tisserand (Ed.), *Elevage et alimentation du dromadaire – Camel production and nutrition* (Options méditerranéennes, Serie B: Etudes et Recherches No. 13, pp. 19-30). Paris: CIHEAM.

Linares, L. W., & Rojas, F. (2023). Efecto de suplementación con concentrado sobre el comportamiento de pastoreo y social de llamas (*Lama glama*) jóvenes en Altiplano boliviano. *Journal of the Selva Andina Animal Science*, 10(1), 30-38. Epub 01 de abril de 2023. <https://doi.org/10.36610/j.jsaas.2023.100100030>.

Luciano, L., Reale, E., & Von Engelhardt, W. (1980). The fine structure of the stomach mucosa of the llama (*Llama guanacoe*). II. The fundic region of the hind stomach. *Cell and Tissue*

Research, 208, 207-228.

- Liu, Q., Dong, C. S., Li, H. Q., Yang, W. Z., Jiang, J. B., Gao, W. J., Pei, C. X., & Qiao, J. J. (2009). Effects of feeding sorghum-sudan, alfalfa hay and fresh alfalfa with concentrate on intake, first compartment stomach characteristics, digestibility, nitrogen balance and energy metabolism in alpacas (*Lama pacos*) at low altitude. *Journal of Animal Science*, 87(10), 3307-3315. <https://doi.org/10.2527/jas.2009-2056>.
- Mansilla, D., Mercado, M., & Olivera, D. (2014). *Estudio de prefactibilidad para la producción de pellets de alfalfa*. Universidad de Lima, Facultad de Ingeniería Industrial. Recuperado el 20 de agosto de 2019.
- Melendez, P., Donovan, A., Hernandez, J., Bartolome, J., Risco, C. A., Staples, C., & Thatcher, W. W. (2003). Milk, plasma, and blood urea nitrogen concentrations, dietary protein, and fertility in dairy cattle. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 223(5), 628–634.
- MINAGRI (Ministerio de Agricultura y Riego). (2019). *Potencial productivo y comercial de la alpaca*.
- Miranda, G. C., & Villarroel, M. (2023). Behavioural biology of South American domestic camelids: An overview from a welfare perspective. *Small Ruminant Research*, (November 2022), 106918. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2023.106918>.
- Moya, Y., Toro, J., & Cruz, G. (2015). Evaluación de la función renal: el concepto de clearance renal y su aplicación diagnóstica. *Revista de Farmacología*, 8(3).
- Murray, E., & Fowler, D. V. M. (2010). *Medicine and surgery of camelids* (1st ed.).
- Nielsen, M. O., Kiani, A., Tejada, E., Chwalibog, A., & Alstrup, L. (2014). Energy metabolism and methane production in llamas, sheep, and goats fed high- and low-quality grass-based

diets. *Archives of Animal Nutrition*, 68(3), 171-185.

<https://doi.org/10.1080/1745039X.2014.912039>

Nousiainen, J., Shingfield, K. J., & Huhtanen, P. (2004). Evaluation of milk urea nitrogen as a diagnostic of protein feeding. *Journal of Dairy Science*, 87, 386–398.

Novoa, C., & Flores, B. (1991). Estudio comparativo de la digestibilidad de los forrajes en ovinos y alpacas. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria*, Universidad Nacional de Mayor de San Marcos (UNMSM), Lima, Perú, 88-96.

ONU (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). (2009). *El estado mundial de la agricultura y la alimentación*.

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (2014). *Manual de prácticas de manejo de alpacas y llamas*.

Pari, J. (2016). Efecto de la castración en alpacas sobre el metabolismo de compuestos nitrogenados proteicos y no proteicos. *Tesis de Médico Veterinario*. Universidad Nacional del Altiplano, Puno.

Patra, A. K., & Aschenbach, J. R. (2018). Ureases in the gastrointestinal tracts of ruminant and monogastric animals and their implication in urea-N/ammonia metabolism: A review. *Journal of Advanced Research*, 13, 39–50.

Quispe, A. E., Torres H. E., Puma I. A., Bobadilla, R. E., & Espezua, D. (2022). Evaluación de Parámetros bioquímicos de alpacas Huacaya (*Vicugna pacos*, Linnaeus 1758) entre las zonas altoandina y costa de Tacna, Perú. *Ciencia Amazónica (Iquitos)*. 10. 1-10. 10.22386/ca.v10i1-2.357.

Ramírez, J. E. (2017). Efecto del nivel de consumo de alimento sobre la retención de energía en llamas y alpacas. *Tesis de pregrado*. Universidad Nacional del Altiplano: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Puno, Perú.

- Raggi, L. A., Jiliberto, E., & Urquieta, B. (1994). Feeding and foraging behavior of alpaca in northern Chile. *Journal of Arid Environments*, 26, 73-77.
- Ramos Choque, M. J., Copa Quispe, S., & Cahuana Mollo, J. F. (2020). Niveles séricos de proteínas y peso vivo en llamas (*Lama glama*) pastoreadas en praderas nativas de Curahuara De Carangas, Oruro. *Alfa Revista de Investigación en Ciencias Agronómicas y Veterinaria*, 4(11), 88-112. Recuperado el 12 de enero de 2024, de http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2664-09022020000200002&lng=es&tlng=es.
- Ríos Rado, W. M. (2023). *Diseño y validación de sistema de seguimiento metabólico (jaula metabólica y cámara dinámica) para alpacas* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco]. Repositorio institucional. Recuperado de <http://handle/20.500.12918/7290>.
- Rodrigo, Y. (2015). *Niveles de nitrógeno ureico en sangre y leche de alpacas madre y crías* [Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Puno: Universidad Nacional del Altiplano.
- Roque, H., Bernardo, P. B., Beltrán, B. P., Calsín C. B., Medina, S. J., Aro, A. J., Aranibar, A. M., Sumari, M. R., Benito, L. D., Marca, C. U., Hwareccallo, M. J., Pari, H. J., Ramírez, A. J., Condori, A. E., Roque, H. E., Chui, B. H., & Pinares, C. S. (2020). Requerimientos de energía metabolizable para mantenimiento y ganancia de peso de llamas y alpacas determinados mediante la técnica de sacrificio comparativo. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 31(4), e16738. <https://dx.doi.org/10.15381/rivep.v31i4.16738>.
- Robinson, T., Roeder, B. (2014). Serum and urine analyte comparison between llamas and alpacas fed three forages A R T I C L E I N F O. *Scientific Journal of Animal Science*. 3. 275-283. 10.14196/sjas.v3i11.1752
- Robinson, T., Roeder, B., Schaalje, G., Hammer, j., & Christensen, M. (2005). Nitrogen balance

- and blood metabolites of alpaca (*Lama Pacos*) fed three forages of different protein content. *Small Ruminant Research*, 58(2), 123-133. doi:10.1016/j.smallrumres.2004.09.005
- Rúa, V., Olazábal, J., & San Martín, F. (2017). Excreción de derivados de purinas en función de la relación fibra/proteína en la dieta de alpacas (*Vicugna pacos*). *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 28(1), 62–70. <https://doi.org/10.15381/rivep.v28i1.12936>.
- Ruiz, M. E., & Ruiz, S. E. (1992). *Ruminant nutrition research: Methodological guidelines* (Vol. 23). Agroamerica.
- Samaniego, L. G. (1977). *Estudio morfo fisiológico en el desarrollo postnatal del estómago de la alpaca (Lama pacos)*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima, Perú.
- San Martín, F. (1987). *Comparative forage selectivity and nutrition of South American camelids and sheep* (Ph.D. dissertation). Texas Tech University. Lubbock, TX.
- San Martín, F. (1991). *Alimentación y nutrición. Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos*. FAO. Oficina Regional para América Latina y el Caribe. Santiago, Chile.
- San Martín, F. (1996). *Nutrición en alpacas y llamas*. Fondo Contravalor Perú-Suiza, CISA/IVITA, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Publicación Científica IVITA, N° 27, 3-21.
- San Martín, F. (1999). *Nutrición y alimentación de los camélidos sudamericanos*. En XVI Congreso Panamericano de Ciencias Veterinarias. Universidad Técnica de Oruro (UTO), Escuela Militar de Ingeniería (EMI), Seminario 2. Santa Cruz, La Paz, Oruro, noviembre 9–12, 1998. La Paz, Bolivia. 87 p.
- Sánchez, A. (2007). *Influencia del sexo sobre algunos parámetros bioquímicos en alpacas (Lama pacos) a condiciones de Huancavelica*.

- Skidmore, J. A. (2011). Reproductive physiology in female old-world camelids. *Animal Reproduction Science*, 124(3-4), 148-154.
- Sepúlveda, N. (2011). *Manual para el manejo de camélidos sudamericanos domésticos*. Ministerio de Agricultura. Santiago de Chile.
- Siguas, O., Paucar, R., Olazábal, L. J., San Martín, F., & Vélez, V. (2017). *Valores bioquímicos sanguíneos en alpacas en dos épocas del año en condiciones de Huancavelica: Aportes al perfil metabólico de la especie*. APPA. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima, Perú.
- Surco, N. (2017). *Determinación de nitrógeno metabólico fecal, endógeno urinario y dérmico en llamas (Lama glama) de un año de edad* [Tesis de pregrado]. Universidad Nacional del Altiplano Puno, Puno.
- Shimada, A. S. (1983). *Fundamentos de nutrición animal comparativa*. Sistema de Educación Continua en Producción Animal en México.
<https://books.google.com.pe/books?id=wsdKpwAACAAJ>.
- Torres, G., Arbaiza, T., Carcelén, F., & Lucas, O. (2009). Comparación de las técnicas in situ, in vitro y enzimática (celulosa) para estimar la digestibilidad de forrajes. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 20(1), 5–9.
- Vallenas, A., Cummings, J. F., & Munnell, J. F. (1971). Un estudio macroscópico del estómago compartimentado de dos camélidos del Nuevo Mundo, la llama y el guanaco. *Journal of Morphology*, 134(3), 399.
- Van L., M. (2008). *Digestión en retículo-rumen*. Departamento de Producción Animal y Pasturas, Montevideo, Uruguay.
- Van Saun, R. (2006). Nutrient requirements of South American camelids: A factorial approach.
- Van Saun, R. J. (2014). *Nutritional Requirements. Llama and Alpaca Care*, 59–

80. doi:10.1016/b978-1-4377-2352-6.00009-2

- Vásquez, C. M., Rodríguez, G. J., Lira, M. B., Cueva, M. S., Ayón, S. M., & Mallma, D. Y. (2012). pH de la superficie luminal de la mucosa gastrointestinal de crías de alpacas durante las primeras semanas de edad. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 23(1), 20-26. Recuperado el 13 de enero de 2024, de http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172012000100003&lng=es&tlng=es.
- Vásquez, Y. (2021). *Evaluación del nitrógeno ureico sanguíneo en alpacas por efecto de la proteína cruda de la dieta en diferentes tiempos* [Tesis de Médico Veterinario]. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima.
- Vélez-Marroquín, V. M., Cabezas-García, E. H., Antezana-Julián, W., Estellés-Barber, F., Franco, F. E., & Pinares-Patiño, C. S. (2022). Design, operation, and validation of metabolism crates for nutrition studies in alpacas (*Vicugna pacos*). *Small Ruminant Research*, 209.
- Vivar, M. (2019). *Comparación del nivel de nitrógeno ureico sanguíneo entre alpacas y llamas destetadas mantenidas en pastos cultivados* [Tesis de pregrado]. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú.
- Wheeler, J. C. (1984). La domesticación de la alpaca (*Lama pacos* L.) y la llama (*Lama glama* L.) y el desarrollo temprano de la ganadería autóctona en los Andes Centrales. *Boletín de Lima*, 36, 74–84.
- Wu, G. (2017). *Principles of Animal Nutrition* (1st ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781315120065>
- Wheeler, J. C. (1991). Origen, evolución y status actual. En S. Fernández-Baca (Ed.), *Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos* (pp. 1–429). FAO, Santiago, Chile.

Yana, E. (2022). Nivel de alimentación en el desempeño productivo de llamas y alpacas en los Andes de Perú. *Revista de Investigación en Ciencias Agronómicas y Veterinarias*, 16(6).

X. ANEXOS

Anexo 1

Consumo, excreción, NUO y NUS, en alpacas machos Huacaya adultos.

Variables registradas	T1		T2		T3	
	50 gMS/kgPV ^{0.75}		50 gMS/kgPV ^{0.75}		50 gMS/kgPV ^{0.75}	
	Prom.	DE	Prom.	DE	Prom.	DE
Peso Vivo, kg	66.90	4.23	67.50	4.22	68.70	3.88
Peso Metabólico, kgPV ^{0.75}	23.39	1.10	23.50	1.10	23.86	1.00
Nutrientes Consumidos						
Materia seca, g/kgPV ^{0.75}	44.01	2.79	47.80	3.00	59.78	3.38
Materia orgánica, g/kgPV ^{0.75}	40.10	2.54	43.78	2.75	46.12	2.61
Nitrógeno g/día	17.10	1.08	19.20	1.20	22.00	1.24
Agua, ml/kgPV ^{0.75}	107.30	6.79	121.78	7.64	124.20	7.02
Excretado						
Materia seca, g/kgPV ^{0.75}	14.51	3.01	15.15	2.40	15.89	2.79
Orina ml/día	548.58	34.72	551.86	34.62	563.34	31.84
Nitrógeno g/kgPV ^{0.75}	0.38	0.02	0.42	0.03	0.49	0.5
NUO g/día	3.08	0.25	3.58	0.19	5.00	0.32
NUS mg/dl	8.36	0.72	8.96	0.45	10.84	0.68

Anexo 2

Identificación, edad y peso de los semovientes experimentales

Animal	Jaula Metabólica					Promedio
	1	2	3	4	5	
Identificación	H061	H072	H047	H052	H002	
Edad	4 años 9 meses	3 años 9 meses	4 años 10 meses	4 años 9 meses	4 años 10 meses	
Peso vivo(kg)	67.00	74.00	62.50	64.00	66.00	66.70± 4.44

Anexo 3

Evolución del peso vivo (kg) de los animales durante los tres tratamientos.

	T1 50 gMS/kgPV ^{0.75} (30:70)			T2 50 gMS/kgPV ^{0.75} (40:60)			T3 50 gMS/kgPV ^{0.75} (50:50)		
	pi	pf	pf-pi	pi	pf	pf-pi	pi	pf	pf-pi
1	67.00	66.50	-0.5	66.50	65.50	-1	65.50	67.50	2
2	74.00	74.00	0	74.00	74.50	0.5	74.50	75.50	1
3	62.50	63.00	0.5	63.00	64.00	1	64.00	66.50	2.5
4	64.00	64.50	0.5	64.50	65.00	0.5	65.00	66.00	1
5	66.00	66.50	0.5	66.50	67.50	1	67.50	68.00	0.5
Promedio	66.7	66.9	0.2	66.9	67.3	0.4	67.3	68.7	1.4
DE	4.44	4.23	0.45	4.23	4.22	0.82	4.22	3.88	0.82

Donde: Pi: peso vivo inicial; Pf; peso vivo final; Pf-Pi; diferencia entre el peso vivo final y el peso vivo inicial.

Anexo 4

Prueba de normalidad para NUS.

Shapiro-Wilk			
NUS	Estadístico	gl	Sig.
	0.952299	15	0.5614

Anexo 5

Prueba de normalidad para NUO

Shapiro-Wilk			
NUO	Estadístico	gl	Sig.
	0.887903	15	0.0623

Anexo 6

Test de Levene para homogeneidad de la varianza NUS.

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
TRAT	2	0.1920	0.0960	0.98	0.4024
Error	12	1.1718	0.0977		

Anexo 7

Test de Levene para homogeneidad de la varianza NUO.

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
TRAT	2	0.0506	0.0253	1.83	0.2019
Error	12	0.1654	0.0138		

Anexo 8

Análisis de varianza para nitrógeno ureico sanguíneo (NUS)

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	2	16.741	8.371	20.35	0.0001
Error	12	4.936	0.411		
Total correcto	14	21.677			

C.V. %: 6.833

Anexo 9

Análisis de varianza para nitrógeno ureico en orina (NUO)

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	2	9.921	4.961	72.95	<.0001
Error	12	0.816	0.068		
Total correcto	14	10.737			

C.V. %: 6.709

Anexo 10

Prueba del rango múltiple de Duncan para nitrógeno ureico sanguíneo

Tratamiento	Media	
T1	8.36	B
T2	8.96	B
T3	10.84	A

Anexo 11

Prueba del rango múltiple de Duncan para nitrógeno ureico en orina

Tratamiento	Media	
T1	3.08	B
T2	3.58	B
T3	5.00	A

Anexo 12

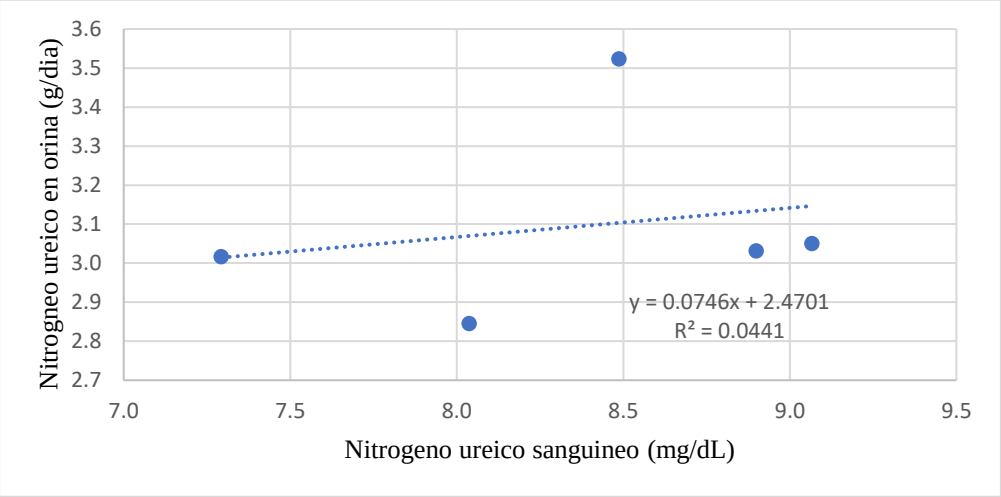
Coefficiente de correlación entre el nivel de proteína dietaria y el nitrógeno ureico sanguíneo.

Coeficientes de correlación Pearson		
	Dieta	NUS
Dieta	1.0000	0.77472
		0.0007
NUS	0.77472	1.0000
	0.0007	

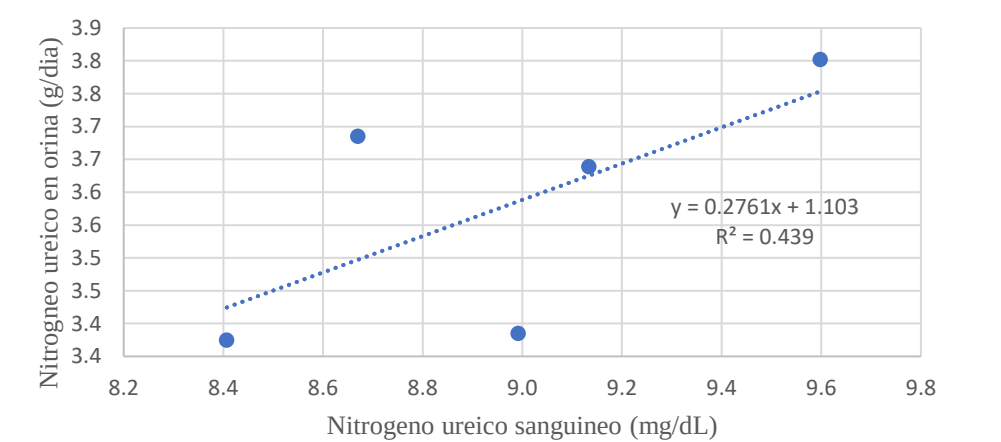
Anexo 13
Coeficiente de correlación entre el nivel de proteína dietaría y el nitrógeno ureico en orina.

Coeficientes de correlación Pearson		
	Dieta	NUO
Dieta	1.0000	0.88658
		<.0001
NUO	0.88658	1.0000
	<.0001	

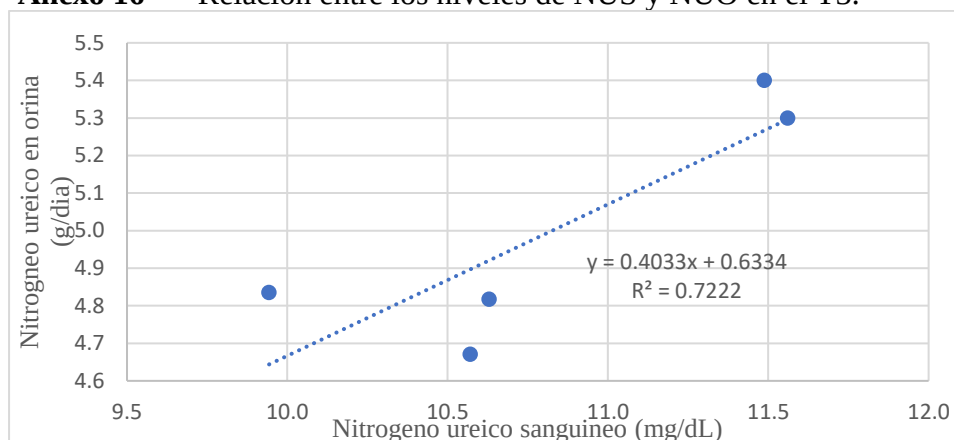
Anexo 14 Relación entre los niveles de NUS y NUO en el T1.



Anexo 15 Relación entre los niveles de NUS y NUO en el T2.



Anexo 16 Relación entre los niveles de NUS y NUO en el T3.



ANEXO DE FIGURAS



Figura 1. Acostumbramiento de los animales a las iaulas metabólicas.



Figura 2. Acostumbramiento de los animales al alimento.



Figura 3. Control de peso de los animales.



Figura 4. Cuantificación y registro de consumo y evaporación de agua.



Figura 5. Aplicación de HSO_4 al receptáculo de orina.



Figura 6. Medición del alimento (heno de avena) para el consumo del animal.



Figura 7. Medición del alimento (pellet de alfalfa) para el consumo del animal.



Figura 8. Cuantificación y registro de excreción de orina.



Figura 9. Colocación y fijación del catéter.



Figura 10. Toma de muestra de sangre mediante el catéter.



Figura 11. Toma de muestra de orina mediante pipetas a crioviales.



Figura 12. Muestras para su análisis y conservación.