



Universidad Nacional Mayor de San Marcos

Universidad del Perú. Decana de América

Facultad de Medicina Veterinaria

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

**Comparación del nivel de nitrógeno ureico sanguíneo
entre alpacas y llamas destetadas mantenidas en pastos
cultivados**

TESIS

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

AUTOR

Mery Olga VIVAR HERRERA

ASESOR

Juan Pavel OLAZABAL LOAIZA

Lima, Perú

2018



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Vivar M. Comparación del nivel de nitrógeno ureico sanguíneo entre alpacas y llamas destetadas mantenidas en pastos cultivados [Tesis de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; 2018.



PR
63

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO

En el Auditorio Principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el día **Jueves 26 de abril de 2018**, a las **12:00** horas, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral N° **0010-EPMV/FMV-2018**, integrado por los siguientes profesores:

Dr. Ing. Miguel Ángel Ara Gómez	Presidente del Jurado
Ing. Mg. Juan Pavel Olazabal Loaiza	Asesor de la Tesis
Ph.D. MV Víctor Raúl Leiva Vallejos	Miembro del Jurado
MV Mg. Sandra Bezada Quintana	Miembro del Jurado

Luego de la instalación del Jurado, a cargo del Presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, la Bachiller Doña: **VIVAR HERRERA, MERY OLGA** para optar el Título Profesional de Médico Veterinario, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

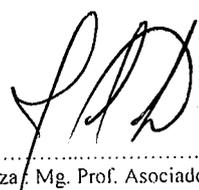
“COMPARACIÓN DEL NIVEL DE NITRÓGENO UREICO SANGUÍNEO ENTRE ALPACAS Y LLAMAS DESTETADAS MANTENIDAS EN PASTOS CULTIVADOS”,

Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria de la Asesora de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **QUINCE (15)**.

Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesis, el Presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que ésta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

Siendo las **13:30 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:


Miguel Angel Ara Gómez: Ph.D. Prof. Principal. D.E.


Juan Pavel Olazabal Loaiza: Mg. Prof. Asociado. T.C.


Víctor Raúl Leiva Vallejos: Ph.D. Prof. Principal. D.E.


Sandra Bezada Quintana: Mg. Prof. Auxiliar. T.C.

Dedico esta tesis a mis padres Enrique Vivar C. y Clara Herrera A., ambos me enseñaron que para poder cumplir con tus metas y sueños debes de perseverar y esforzarte, por más obstáculos que se presenten uno nunca debe darse por vencido y seguir siempre adelante, le doy gracias a Dios por darme unos padres tan maravillosos.

Agradezco a Dios por darme la fortaleza y la oportunidad de realizar una de las metas más importantes de mi vida.

A mis padres Enrique y Clara, por todo su cariño e incansable apoyo y darme siempre el mejor ejemplo de superación y perseverancia para lograr las metas que uno se proponga.

A mi asesor Ing. Juan Olazabal Loaiza por su apoyo constante, su paciencia y dedicación en la realización del trabajo, sin su ayuda no lo hubiera logrado.

A la Dra. Madeline García y la Dra. Mariela Huamán que me guiaron y me dieron las pautas adecuadas para la ejecución de mi tesis.

INDICE

RESUMEN	Pág. viii
ABSTRACT	ix
LISTA DE CUADROS	x
LISTA DE FIGURAS	xi
LISTA DE APÉNDICE	xii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
2.1 Aspecto geográfico y distribución de los camélidos sudamericanos	4
2.2 Anatomía y fisiología digestiva de los camélidos sudamericanos	5
2.2.1 Cavidad Bucal	5
2.2.2 Estómago	6
2.2.2.1 Glándulas estomacales	8
2.2.2.2 Motilidad estomacal	8
2.2.3 Tiempo de retención del alimento en el tracto digestivo	9
2.2.4 pH Ruminal	10
2.2.5 Reciclaje de urea	12
2.3 Selectividad	13
2.4 Consumo voluntario	15
2.5 Digestión de las proteínas	16
2.6 Síntesis de nitrógeno ureico sanguíneo	19
2.6.1 Nitrógeno ureico sanguíneo	21
2.7 Períodos críticos en la producción de camélidos sudamericanos	25
2.7.1 Destete	27
2.8 Alternativas alimenticias para período crítico	28
2.8.1 Pastos cultivados	29
III. MATERIALES Y MÉTODOS	32
3.1 Lugar de ejecución	32
3.2 Descripción del material experimental	32

3.2.1	Animales	32
3.2.2	Alimentación	32
3.2.2.1	Manejo	33
3.3	Variables evaluadas	33
3.3.1	Composición química del alimento ofrecido	33
3.3.2	Índice de selectividad	34
3.3.2.1	Composición botánica del potrero	34
3.3.2.2	Composición botánica del consumo de alpacas y llamas destetadas	34
3.3.2.3	Determinación del Índice de selectividad	35
3.3.3	Nitrógeno ureico sanguíneo	35
3.4	Determinaciones de Laboratorio	36
3.4.1	Análisis de la composición química del alimento ofrecido	36
3.4.1.1	Humedad y Materia seca	36
3.4.1.2	Proteína cruda	37
3.4.1.3	Fibra cruda	38
3.4.1.4	Extracto etéreo	38
3.4.1.5	Ceniza	39
3.4.2	Determinación del nitrógeno ureico sanguíneo	40
3.4.2.1	Fundamento del método	40
3.4.2.2	Procedimiento	40
3.4.2.3	Cálculo de los resultados	41
3.5	Análisis de la información	41
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	42
V.	CONCLUSIONES	47
VI.	LITERATURA CITADA	48
VII.	APÉNDICE	58

RESUMEN

El presente estudio tuvo como objetivo comparar el nivel del nitrógeno ureico sanguíneo entre alpacas y llamas destetadas mantenidas en pastos cultivados. Se utilizaron 127 animales (63 alpacas y 64 llamas), tanto hembras como machos destetadas, mantenidas por 20 días luego del destete con pasturas cultivadas compuesta de una asociación de rye grass italiano y trébol blanco realizándose la toma de muestra sanguínea el día 21 antes que salgan a pastorear. Fueron evaluados las variables de: composición química del alimento ofrecido, nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) y el índice de selectividad (IS). La composición química del pasto cultivado ofrecido para el caso de humedad, materia seca, proteína cruda, fibra cruda, extracto etéreo y ceniza fue: 81.91%, 18.09%, 16.30%, 19.20%, 1.43% y 6.60% respectivamente. Para el análisis de NUS, las muestras de suero sanguíneo se realizaron a través de espectrofotometría UV visible. Los datos fueron analizados a través de la Prueba de T student de dos muestras con varianzas iguales. Los resultados obtenidos para NUS en alpacas y llamas destetadas fueron de un promedio de 19.04 ± 3.24 mg/dl con un rango de 12.13 a 26.36 mg/dl y 19.05 ± 3.93 mg/dl con un rango de 8.80 a 25.69 mg/dl respectivamente, no encontrándose diferencia estadística significativa ($p > 0.05$) entre ambas especies. Para el índice de selectividad (IS) se determinó entre la composición botánica del potrero y la composición botánica del consumo por los animales, obteniendo resultados de IS neutra, es decir no hubo selectividad en ambas especies.

Palabras clave: Nitrógeno ureico sanguíneo, pastos cultivados, alpacas, llamas.

ABSTRACT

The objective of the present study was to compare the level of blood urea nitrogen between alpacas and weaned llamas maintained in cultivated pastures. 127 animals (63 alpacas and 64 llamas) were used, both females and weaned males, maintained for 20 days after weaning with cultivated pastures composed of an association of Italian rye grass and white clovers, taking the blood sample on the 21st day before go out to herd. The following variables were evaluated: chemical composition of the offered food, blood urea nitrogen (NUS) and the selectivity index (IS). The chemical composition of the cultivated grass offered for the case of humidity, dry matter, crude protein, crude fiber, ethereal extract and ash was: 81.91%, 18.09%, 16.30%, 19.20%, 1.43% and 6.60% respectively. For the analysis of NUS, blood serum samples were made through visible UV spectrophotometry. The data were analyzed through the Student T test of two samples with equal variances. The results obtained for NUS in alpacas and weaned llamas were of an average of 19.04 ± 3.24 mg / dl with a range of 12.13 to 26.36 mg / dl and 19.05 ± 3.93 mg / dl with a range of 8.80 to 25.69 mg / dl respectively, no significant statistical difference was found ($p > 0.05$) between both species. For the selectivity index (SI), it was determined between the botanical composition of the paddock and the botanical composition of the consumption by the animals, obtaining results of neutral IS, that is, there was no selectivity in both species.

Keywords: Blood urea nitrogen, cultivated pastures, alpacas, llamas.

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Composición botánica de la dieta (%) por grupo de planta de las dietas de llama, alpaca y ovino durante el período seca y lluvia en pastizal de *Festuca dolichophylla* (Chillihua). Pág 14.

Cuadro 2. Índice de similitud (%) entre las dietas de llama, alpaca y ovino en una pastura cultivada y en pastizales naturales dominados por *Festuca dolichophylla* y *Festuca rigida*. Pág 14.

Cuadro 3. Composición nutritiva (%) de muestras esofágicas de llamas, alpacas y ovinos durante la estación seca y lluviosa en una pradera de *Festuca dolichophylla*. Pág 15.

Cuadro 4. Rango de referencia de NUS (mg/dl) en alpacas y llamas. Pág 23.

Cuadro 5. Rango de referencia de NUS (mg/dl) en las diferentes especies de animales. Pág 23.

Cuadro 6. Relación entre los cambios estacionales, precipitación y características forrajeras de la pradera altoandina. Pág 26.

Cuadro 7. Composición química de la asociación Rye grass italiano y trébol blanco ofrecido. Pág 42.

Cuadro 8. Composición botánica e índice de selectividad entre la composición botánica del potrero y del consumo de alpacas y llamas destetadas. Pág 43.

Cuadro 9. Nitrógeno ureico sanguíneo (mg/dl) en alpacas y llamas destetadas. Pág 44.

LISTA DE FIGURAS

Fig. 1. Dibujo esquemático del estómago de la llama. Pág 7.

Fig. 2. Esquema del metabolismo del nitrógeno en un rumiante/camélido. Pág 18.

Fig. 3. Curva de producción forrajera anual. Pág 23.

Fig. 4. Relación entre período de precipitación pluvial, calidad y disponibilidad de forrajes con período crítico del ciclo productivo de las alpacas. Pág 27.

LISTA DE APENDICE

Apéndice 1. Información de NUS (mg/dl) de alpaca y llamas destetadas utilizadas en el trabajo.

Pág 58.

Apéndice 2. Peso (kg) promedio de alpacas y llamas destetadas al destete. Pág 62.

Apéndice 3. Prueba t con varianzas iguales. Pág 63.

I. INTRODUCCIÓN

El Perú es el principal productor de camélidos sudamericanos (CSA) del mundo con más de 5 millones de cabezas entre las cuatro especies, distribuyéndose casi en su totalidad en la sierra del país (MINAGRI, 2008). En alpacas, el Perú representa el 79.4% de la población mundial, le sigue Bolivia con 8.2% y Australia con 6.6%. En llamas, la población se distribuye principalmente en Bolivia con casi el 60%, le sigue Perú con 37%, Argentina con 4% y Chile con 1% (Ceron, 2014; Ho, 2017).

Los estudios realizados en eficiencia digestiva, selectividad, consumo y nutrición de los CSA, demuestran que estas especies se encuentran mejor adaptadas a las condiciones ambientales adversas de estas regiones andinas, como la altura, el frío y el consumo de forrajes de baja calidad en relación a los bovinos, ovinos y caprinos, criados bajo las mismas condiciones (Van Saun, 2006).

Esta mayor eficiencia digestiva del CSA, está relacionados con diversas características anatómicas y fisiológicas: tiene tres compartimentos, presencia de sacos glandulares en los tres compartimentos, mayor tiempo de retención del alimento en el tracto digestivo, mayor frecuencia de contracciones en el estómago, mayor flujo salival, mayor eficiencia en el reciclaje y utilización de urea corporal, por consiguiente facilita más nitrógeno disponible para la síntesis microbiana, mejorando la digestibilidad y permitiendo la producción de energía y proteína para el mantenimiento y producción de los animales (López y Raggi, 1992; San Martín, 1996a; Van Saun, 2006). En el caso de las llamas se sabe que son más eficientes en la digestión de alimentos de baja calidad que las alpacas, demostrándose en un estudio por su mayor digestibilidad de materia seca en relación al peso metabólico que las alpacas (Davies *et al.*, 2006).

El nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) es la cantidad de nitrógeno circulando en el torrente sanguíneo en forma de urea y está formado a partir del exceso de amoníaco (formado por la degradación proteica) producido en el rumen, que al ser absorbido en la pared epitelial del rumen es transportado al hígado donde es transformado en urea. Ésta urea sintetizada tiene dos caminos: ingresar nuevamente al rumen mediante su pared ruminal o por la saliva (reciclaje de urea) o ser transportado al riñón para excretarse en la orina (Van Saun, 2006). El reciclaje de urea puede ser una fuente importante de nitrógeno para sostener la fermentación microbiana del rumen y por lo tanto, asegurar una digestión y utilización eficiente de alimentos con bajo contenido proteico (Kiani *et al.*, 2015).

En los rumiantes la concentración de nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) ha sido empleada en los perfiles metabólicos como un indicador de la actividad metabólica proteica del animal y para evaluar el estado de la proteína de la dieta (Arias y Nesti de alonso, 1999; Van Saun, 2006).

Se han realizado estudios en alpacas y llamas donde se ha observado la influencia de la alimentación, estados fisiológicos y condiciones geográficos sobre los niveles de NUS. El principal determinante observado es la calidad proteica del alimento consumido por estos animales, donde los niveles de NUS eran mayores en aquellos que consumían alimentos de alta calidad proteica (Robinson *et al.*, 2004; Sigua *et al.*, 2007; Barreda, 2017).

Uno de los períodos nutricionales críticos en la crianza de CSA es el destete, el cual se realiza entre los meses de setiembre y octubre, meses que coinciden con una baja en la disponibilidad y calidad del forraje en los pastizales alto andinos. Para superar esta etapa de mayor requerimiento nutritivo y poder alcanzar un peso adecuado para el empadre, se han diseñado diferentes alternativas alimenticias de las cuales una de ellas es el uso de pastos cultivados (San Martín, 1996b).

Los pastos cultivados se caracterizan por ser una fuente de alta calidad nutritiva (carbohidratos y proteína) el cual va a proporcionar a los animales destetados los nutrientes necesarios para cumplir con sus funciones de crecimiento y alcanzar un peso vivo adecuado para el empadre, que en el caso de alpacas es 33-36 kg y llamas 50-55 kg (García *et al.*, 1999). Asimismo hay estudios comparativos al pastoreo que demuestran que la llama tiene una mayor preferencia por gramíneas altas mientras que la alpaca tiene una alta selectividad por plantas herbáceas (San Martín, 1996a).

Por esta razón el uso de pasturas cultivadas es una alternativa durante el destete, sin embargo, se sabe que las llamas están mejor adaptadas a consumir pastos de menor calidad que las alpacas; las alpacas tienen una mayor preferencia por pastos herbáceos (leguminosas) que son más ricas en proteínas que las llamas y que el nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) en ambas especies es elevado en comparación con los rumiantes, pero se desconoce la respuesta del NUS entre alpacas y llamas destetadas alimentadas con pasturas cultivadas de alta calidad proteica, por eso el presente estudio se llevo a cabo con el objetivo de comparar el nivel de nitrógeno ureico sanguíneo entre alpacas y llamas destetadas mantenidas en pastos cultivados y se planteó como hipótesis que los niveles de NUS es mayor en alpacas destetadas que en llamas destetadas mantenidas en pastos cultivados, por la alta selectividad de las alpacas por plantas herbáceas ricas en proteína que en las llamas.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 ASPECTO GEOGRÁFICO Y DISTRIBUCIÓN DE LOS CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS

El hábitat de los Camélidos Sudamericanos (CSA) en la región central del Perú, se localiza en la cordillera alto andina sobre alturas mayores a los 4000 msnm, caracterizada por una geografía que muestra un relieve muy heterogéneo y accidentado: cerros, quebradas, acantilados, lomas, cañones y algunas mesetas. Sobre esta configuración se expande la fuente natural de alimentos de los camélidos, constituido por una comunidad vegetal compleja de pastos naturales (FAO, 2005).

El Perú tiene el privilegio de ocupar el primer lugar en el mundo en la tenencia de alpacas y vicuñas y el segundo lugar en llamas, después de Bolivia (FAO, 2005); sin embargo, la participación del Perú en el mercado mundial ha disminuido de un 84% a 79.4% y países como Australia y Estados Unidos han incrementado su participación a 6.6% y 3.7% respectivamente, el cual se debe a políticas públicas y programas de investigación conjunta del estado y las universidades, incentivos tributarios y producción de fibra e hilos finos por los mismos productores inversionistas (Ho, 2017).

Según SIEA (2016), en el caso de las alpacas, proyecta una población de 4 millones 319 mil en el Perú, siendo la región de Puno que concentra la mayor población (47 %), le sigue Cusco (14.1%) y Arequipa (9.9%). La alpaca es un animal importante en la crianza y economía andina porque es fuente de carne, fibra y trabajo para la gente que habita entre los 4000 – 5000 msnm (Bustinza, 2001a).

En el caso de las llamas, SIEA (2016) proyectó una población de 1 millón 105 mil en el Perú, siendo la región de Puno que concentra la mayor población (35.7 %), le sigue Cuzco (12.7%) y Huancavelica (11.9%). La llama es el camélido de mayor tamaño, puede alcanzar un peso adulto de 100 a 120 Kg y fue desarrollado fundamentalmente para el transporte y el abastecimiento de carne y en muchos lugares alejados de los andes carentes de vías de comunicación sigue prestando valiosos servicios como animal de carga (FAO, 2005).

2.2 ANATOMÍA Y FISIOLOGÍA DIGESTIVA DE CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS

2.2.1 Cavidad bucal

Los labios de los CSA son estructuras de paredes delgadas, consta de un labio superior que se encuentra dividido por un surco medio (labio leporino) y el labio inferior, en donde ambos tienen movimientos independientes y son móviles, características que les permite tener una gran capacidad para seleccionar alimentos bajo condiciones de pastoreo (San Martín, 1996a; Bustinza, 2001a).

Los CSA se caracterizan por poseer incisivos y caninos en ambas mandíbulas, a diferencia de otros rumiantes (ovinos y bovinos) que no presentan incisivos superiores ni caninos (Bustinza, 2001a).

Al nacimiento, todos los dientes temporales están presentes, excepto los caninos, a los 18 a 24 meses ocurre el cambio de incisivos por pinzas, localizadas en la parte delantera de la mandíbula inferior y tienen bordes cortantes en forma de cuña que permiten cortar las plantas al hacer presión contra la almohadilla dentaria localizada en la parte delantera de la mandíbula superior (San Martín, 1996a). El cambio de los premolares ocurre entre los 3.5 y 4 años, completando los extremos entre los 4 a 5 años de edad (San Martín, 1996a; Bustinza, 2001a). Los premolares y molares juegan un rol importante en la eficiencia de corte y molido del alimento, durante la masticación los movimientos mandibulares verticales y horizontales permiten un eficiente molido del alimento conduciendo a una reducción del tamaño de la partícula (San Martín, 1996a).

En la cavidad bucal se encuentran glándulas salivales que son tanto serosas, mucosas y mixtas (San Martín y Bryant, 1987; San Martín, 1996a). La función de estas glándulas es la secreción de la saliva que tiene tres funciones importantes: lubricación del alimento seco, el

agregado de bicarbonato y fosfato para amortiguar los efectos de los ácidos durante la fermentación y el reciclado de los nutrientes como la urea y el fósforo (Yaranga, 2009):

El rol de la rumiación es muy importante en la vida de los CSA, esta actividad dura entre 7 a 12 horas por día, realizado en docenas de periodos. El acto de rumiación, facilita mucho más la acción de la fermentación microbiana y la destrucción de la membrana celular de los pastos ingeridos, provocando una secreción intensa de saliva (Yaranga, 2009).

Estudios realizados indican que el flujo salival del CSA es más alto que el ovino. Este hecho más el tamaño relativamente pequeño de los C1 y C2 del estómago, determina que la concentración de los elementos y compuestos tampones por unidad de volumen del contenido estomacal en la alpaca sea mayor que en ovinos (San Martín y Bryant, 1987).

2.2.2 Estómago

El estómago de los CSA está dividido en 3 compartimentos: Compartimento 1 (C1) comparable con el rumen, retículo o panza; Compartimento 2 (C2) comparable con el omaso o librillo y el compartimento 3 (C3) comparable con el abomaso o verdadero estómago, los cuales comprenden el 83%, 6% y 11% del volumen total del estómago, respectivamente (Figura 1) (Heller *et al.*, 1984; San Martín, 1996a; Bustinza, 2001a).

El C1 es el más grande y consta de un saco craneal y otro caudal que está dividido por un pilar transversal. A diferencia de los otros rumiantes como el ovino o vacuno, no posee papilas internas. El C2 es el más pequeño y es la continuación del C1, está situado en el lado derecho conectado con el C1 por una amplia apertura. El C3 está conectado al C2 por un canal estrecho, tiene forma tubular y alargado, ligeramente dilatado en su porción final denominado estómago terminal, sólo en la parte final del C3 se produce la secreción del ácido clorhídrico (Luciano *et al.*, 1980; Heller *et al.*, 1984; San Martín, 1996a; Engelhardt *et al.*, 2007). En estos animales existe un surco ventricular que permite el paso directo del alimento al C3, este surco va desde el saco craneal del C1 pasando por la curvatura menor del C2 y termina en el C3 (San Martín, 1996a).

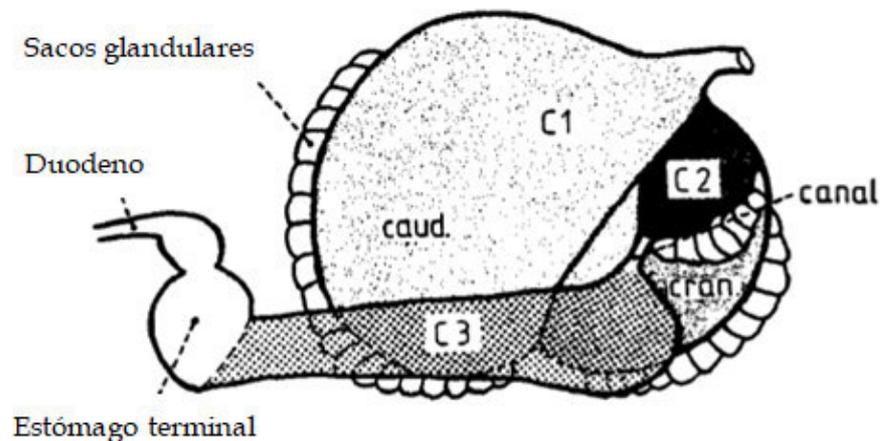


Figura 1. Dibujo esquemático del estómago de la llama

C1, compartimento 1; C2, compartimento 2; C3, compartimento 3; Cran., saco craneal; caud., saco caudal.

Fuente: Heller *et al.*, 1984.

En las llamas el volumen del C1-C2 por unidad de peso metabólico, es menor que el volumen del retículo-rumen en los ovinos. En la llama adulta el contenido del C1 y C2 representa el 15% y en el C3 del 1 al 2% del peso corporal. En las alpacas el C1, C2 y C3 representan 2/3, 1/2 y 1/4 del peso total del estómago, respectivamente (San Martín, 1996a).

Los C1 y C2 están implicados en los procesos de fermentación y contienen la microbiota necesaria para el aprovechamiento de los vegetales fibrosos. Se destaca la presencia de sacos glandulares en el estómago que les permite una eficiente maceración, mezclado y absorción de la digesta (San Martín, 1991).

La absorción de nutrientes en los compartimentos C1 y C2, es 2 a 3 veces mayor que la observada en el rumen de ovinos y cabras; en el C3, la tasa de absorción es significativamente más alta que en el omaso de las especies referidas, aun considerando las diferencias de peso corporal (San Martín, 1996a).

Respecto al desarrollo post-natal del estómago de los CSA, Samaniego (1977) señala que alrededor de las 8 semanas de edad, la proporción tisular de los compartimentos estomacales es muy similar al de las alpacas adultas. Por otra parte, el mismo autor indica que la actividad microbiana de estos animales es significativa a las 12 semanas de edad, lo cual se relaciona con una disminución de los niveles de glucosa en sangre, un incremento de la producción de ácidos grasos volátiles y una caída en el pH en C1 y C2, todo lo cual le permite

iniciar la sobrevivencia autónoma. Los niveles de glucosa en la sangre continúan disminuyendo hasta las 16 semanas, alcanzando a esta edad, el nivel de 97mg/dl, similar a los obtenidos en animales adultos (San Martín y Bryant, 1987).

2.2.2.1 Glándulas estomacales

Existen dos tipos de mucosa que cubren la pared interna del C1 y C2, hecho que los diferencia de otros rumiantes, tenemos los sacos glandulares que están cubiertos por una mucosa glandular localizada en la parte ventral y la superficie expuesta cubierta por un epitelio escamoso estratificado localizado en la parte dorsal (San Martín y Bryant, 1987). La mucosa glandular mucinógena está presente en todos los compartimentos del estómago, con excepción de la quinta parte distal del C3 y tiene una estructura similar a la de los rumiantes, con diferencias en la disposición física (Cummings *et al.*, 1972).

Los sacos glandulares del C1 y C2 tienen varias funciones, una de las principales es la absorción rápida de solutos y agua; también aportan cantidades de bicarbonato en asociación con la ingesta del C1, que pueden contribuir a la capacidad buffering del contenido del C1 y C2 y la secreción de mucosidad, glicoproteínas y urea, para mantener un ambiente óptimo para los microorganismos (San Martín, 1996a; Bustinza, 2001a).

2.2.2.2 Motilidad estomacal

La motilidad del estómago es una función crítica con respecto a la actividad de fermentación continua. Una motilidad constante asegura la exposición de los alimentos ingeridos a la unión microbiana con su posterior degradación, además asegura la mezcla de las fases líquidas y sólidas de la digesta y favorece el vaciamiento de los reservorios digestivos (Avendaño, 2002; Van Saun, 2006).

Al igual que en los rumiantes verdaderos, la motilidad del estómago de los CSA se produce en dos fases distintas: fase A y fase B. En comparación con los verdaderos rumiantes sus patrones básicos de motilidad de los compartimentos son dramáticamente diferentes. La motilidad de los camélidos es más continua y regular que la del rumiante (Heller *et al.*, 1984; Van Saun, 2006).

En los camélidos, el ciclo de motilidad comienza con una secuencia única de contracciones A, seguida de una serie de contracciones B y una pausa hasta el inicio del siguiente ciclo de motilidad (Heller *et al.*, 1984). La fase A es la contracción en el C2 que sigue

fuertemente la contracción del aspecto distal de C1. La fase B se inicia cuando la parte craneal de C1 se contrae seguido de la contracción de C2 y la porción caudal de C1. Esta fase B puede repetirse de tres a seis veces durante un ciclo antes de un breve período de descanso y el comienzo de un nuevo ciclo (Van Saun, 2006).

Las contracciones de estómago se suceden cada 1-2 minutos. Cuando los animales están en descanso se contrae 3-4 veces por minuto, dichos intervalos se acortan durante la ingestión de alimento de 4-5 veces por minuto. El eructo puede ocurrir de tres a cuatro veces durante cada ciclo de motilidad (Heller *et al.*, 1984; San Martín, 1996a).

Los camélidos tienen una mayor actividad del estómago en comparación con la contracción trifásica única por minuto de los verdaderos rumiantes; este patrón de motilidad incrementado que se encuentra en los camélidos también puede influir en la observación de que estos animales son bastante resistentes a la acumulación o hinchazón de los gases del estómago en comparación con los verdaderos rumiantes (Heller *et al.*, 1984; Van Saun, 2006).

2.2.3 Tiempo de retención del alimento en el tracto digestivo

Los CSA retienen el alimento en el tracto digestivo por un mayor tiempo que otros rumiantes (Heller *et al.*, 1986). Estudio realizado en alpacas reportan un tiempo de retención del alimento de 50.3 h y 43.2 h en ovinos (Flórez, 1973). Otro estudio realizado en llamas reportan un tiempo de retención del alimento de 63.2 h y 40.9 h en ovinos (San Martín, 1987).

Las llamas retienen partículas grandes por mayor periodo de tiempo que en bovinos y caballo; se ha observado en partículas de 0.2-1.0 cm de largo su tiempo de retención de 52 h y partículas de 2.5-4.0 cm de 60 h (Heller *et al.*, 1986; San Martín, 1996a).

El mayor tiempo de retención de partículas sólidas es un factor importante que determina la eficiencia de la digestibilidad en el estómago de los CSA a partir de dietas fibrosas. Cuando el tiempo de retención de la digesta se ve incrementado hay una aparente mejora en la digestibilidad de los alimentos de baja calidad y baja proteína, mientras que los alimentos de alta calidad son relativamente inafectados por el tiempo de retención (San Martín y Bryant, 1987).

Con respecto al pasaje de líquidos de los compartimentos C1 y C2 en los CSA comparados con las ovejas, se encontró una tasa de pasaje más rápida en llamas de 10.4 %/h que

en ovinos de 7.7 %/h (San Martín, 1987). Estudios señalan un tiempo de retención de fluidos en C1 y C2 de 9.7 h y en todo el tracto digestivo de 36.2 h (Heller *et al.*, 1986).

La rápida tasa de pasaje de la fase líquida en CSA comparada con la de rumiantes, puede ser producto de la alta relación entre el flujo salival y el volumen del C1 y C2. Estudios anteriores, señalan que el principal determinante de la tasa de pasaje de la fase líquida parecía ser la cantidad de saliva deglutida. El menor tiempo de retención del fluido ruminal, indicaría que las llamas pueden tener mayor crecimiento bacteriano en C1 y C2, garantizando una mínima cantidad de energía para mantener la población microbiana (San Martín y Bryant, 1987).

2.2.4 pH Ruminal

En los rumiantes, la regulación del medio ambiente ruminal juega un rol muy importante en la nutrición y desarrollo de los microorganismos, porque la fermentación de los alimentos y la producción de metabolitos, se realizan dentro de ciertos niveles de pH. Así tenemos microorganismos que degradan los forrajes o alimentos fibrosos, requieren un pH ruminal de 6.2 - 7.0 y los que degradan los almidones y azúcares necesitan de un pH ruminal de 5.6 - 6.2 (Hidalgo, 2013).

Los principales factores que intervienen en estos mecanismos de regulación son: la velocidad de absorción de los ácidos grasos volátiles (AGV) en el rumen o C1 y la composición y cantidad de saliva secretada durante el proceso de masticación y rumia principalmente, por su alto contenido de bicarbonato de sodio que aumenta la capacidad buffering del C1 y neutraliza la reducción brusca del pH en el rumen, debido a la alta producción de AGV y CO₂ durante el proceso de fermentación microbiana, logrando mantener un pH neutro, que es necesario para el crecimiento y mantenimiento de las bacterias y de esta manera se mejora las actividades enzimáticas para actuar sobre el forraje consumido (Russell y Wilson, 1996; Hidalgo, 2013).

Los AGV son los productos del metabolismo de los microorganismos ruminales, los cuales son utilizados por los animales como provisión de energía para su mantenimiento y producción (Ceron, 2014).

En los camélidos, el proceso de fermentación anaeróbica y la producción final de AGV son similares a los rumiantes verdaderos y los microorganismos encontrados en el estómago del camélido son los mismos que se encuentran en otros sistemas de fermentación anaeróbica como es el caso de los rumiantes (Van Saun, 2006).

La ingestión de pastos de estructura más dura y seca son los que excita a los músculos abdominales para que se inicie un proceso de rumia varias veces (Yaranga, 2009). Esto explica la importancia que tiene el nivel y el tipo de fibra de la ración para que el animal realice el proceso de rumia y producción suficiente de cantidad de saliva para evitar un descenso brusco del pH ruminal que podría conducir a un problema de acidez o indigestión (Hidalgo, 2013).

En los CSA la concentración de AGV alcanza el más alto nivel entre las 1.5 y 2.0 h, después de la iniciación del consumo de alimento y no existen mayores diferencias en cantidad y tipo de AGV con respecto a lo registrado en otros rumiantes, siendo los principales el acetato, propionato y butirato. Así en llamas alimentadas a nivel de mantenimiento, se registran concentraciones de acetato, propionato y butirato de 68, 19 y 12%, respectivamente (San Martín y Bryant, 1987; San Martín, 1996a). Estudios sugieren que los CSA son más eficientes en la absorción de AGV que los ovinos, vacunos y venados (San Martín y Bryant, 1987)

Estudios observaron valores de pH ruminal más ácidos en ovejas que en alpacas, aun cuando la concentración de AGV fue similar, lo que sugeriría que los CSA están provistos de un mecanismo que trata de mantener el pH en niveles óptimos para que las bacterias anaerobias existentes en el estómago puedan aprovechar los alimentos ingeridos. La presencia de sacos glandulares en el estómago de los CSA aporta cantidades significativas de bicarbonato, que contribuirían a la acción tamponadora de la digesta (Eckerlin y Stevens, 1973).

En relación a la saliva de los camélidos, el pH y las concentraciones de iones son muy similares a los de rumiantes, sin embargo, se señala que existe una mayor capacidad buffer, debido al alto flujo de saliva en relación al tamaño del C1 y C2, aumentando la concentración de los diferentes compuestos tampones por unidad de volumen (San Martin, 1987).

El rango óptimo de pH para una adecuada fermentación de fibra y síntesis de proteína microbiana se sitúa entre valores de 6 y 7 (Van Lier y Regueiro, 2008). Valores inferiores de pH, por un periodo mayor a 4 h, producen una disminución significativa de la población microbiana (Harrison *et al.*, 1976; De Veth y Kolver, 2001). Se ha informado valores de pH de 6.8 a 7.9 en los compartimentos de llamas sometidas a ayuno prolongado, mientras en las que habían comido recientemente los valores de pH fueron de 6.5 a 7.7; estos resultados muestran la capacidad buffer del estómago debido a la absorción de los AGV producidos (Jouany *et al.*, 1995).

Niveles bajos de nitrógeno fermentable inciden en forma negativa en el aprovechamiento del forraje, debido a una reducción en la tasa de fermentación en el rumen.

Además, el pH del contenido ruminal controla la velocidad de absorción del amonio hacia la sangre; se ha observado que a un pH por debajo de 6.5, el amoníaco (NH_3) se encuentra en forma de amonio (NH_4) y la disminución del pH del rumen detiene el paso del amonio a la sangre, lo cual es benéfico para que las bacterias dispongan de más tiempo para aprovecharlo (Ceron, 2014).

2.2.5 Reciclaje de urea

La generación de nitrógeno, generalmente en forma de amoníaco producido en el proceso de fermentación, es el resultado de una interacción compleja entre la disponibilidad de nitrógeno en la dieta, la energía fermentable y las tasas de degradación y paso de las proteínas (Van Saun, 2006).

Cuando hay falta de energía para la fermentación o cuando la proteína en la dieta es excesiva, no todo el amoníaco producido en el rumen puede ser convertido a proteína microbiana, este exceso de amoníaco se absorbe por la pared del rumen y es transportada por el sistema venoso portal al hígado para su desintoxicación en urea, que al ser liberada en la sangre, puede seguir dos procesos: volver al rumen vía la saliva o a través de la pared del rumen o excretarse en la orina por los riñones, cuando la urea vuelve al rumen reconvertida en amoníaco puede servir como una fuente de nitrógeno para el crecimiento bacteriano, en cambio la urea excretada en la orina se pierde (Garriz y López, 2002; Van Saun, 2006; Rodríguez *et al.*, 2007).

En casos de dietas con bajo contenido de proteico, se produce una alta actividad ureolítica de las bacterias unidas a la pared ruminal y se supone que es uno de los mecanismos adaptativos para aumentar la entrada de urea sanguínea en el rumen a través de la pared ruminal (Patra y Aschenbach, 2018).

La urea en el rumen se convierte en amoníaco por la ureasa que cataliza la hidrólisis de urea a dióxido de carbono (CO_2) y NH_3 . El amoníaco liberado de la urea tiene la capacidad de debilitar las paredes externas lignificadas del alimento ingerido, permitiendo una mejor penetración de los microorganismos del rumen para producir una fermentación y liberación de nutrientes más efectiva. La hidrólisis de urea a NH_3 en el rumen, por enzimas microbianas es rápida y ocurre a un ritmo más rápido que la utilización de NH_3 por parte de la bacteria del rumen (Emmanuel *et al.*, 2015).

En el caso de los CSA, la actividad específica de la ureasa fue sustancialmente mayor en el C1 que en el C2, que se redujo notablemente con la profundidad del compartimento (Patra y Aschenbach, 2018). Estudios realizados indican que los camélidos pueden hidrolizar mayor cantidad de urea por unidad de tiempo (mmol/h/kg) en el C1, que el bovino y ovino en el rumen y además pueden reciclar un gran porcentaje de urea a través de la saliva por reabsorción pasiva en los túbulos colectores e ingresar nuevamente al sistema fermentativo, teniendo como resultado más nitrógeno disponible para la síntesis proteica por los microorganismos (Rúa *et al.*, 2017).

El mayor reciclaje de urea en dietas de baja proteína entre camélidos y rumiantes, también se vio observada en un estudio realizado por Engelhardt y Scheneider (1999), en llamas alimentadas con dietas isocalóricas, una con alta proteína y otra con baja proteína, donde las llamas alimentadas con dieta baja en proteína reciclaron más eficientemente la urea al tracto digestivo, esta urea fue utilizada en un 85% y excretada a través de la orina en menores cantidades que los observados en ovinos y cabras sometidas al mismo régimen alimenticio, permitiéndoles contar con una mayor disponibilidad de nitrógeno para la síntesis proteica microbiana (Estrada, 2009).

En general esta mayor capacidad de reciclaje de urea a través de la mucosa digestiva por los camélidos puede ser usada como una fuente importante de nitrógeno para sostener la fermentación microbiana del rumen, por lo tanto, asegurar una digestión y utilización eficiente de alimentos con bajo contenido proteico. A cambio, esta población microbiana le otorgará al animal una alta calidad de proteína microbiana (Van Saun, 2006; Cabezas *et al.*, 2007; Kiani *et al.*, 2015).

2.3 SELECTIVIDAD

Los estudios sobre la composición botánica de la dieta en camélidos sudamericanos señalan que la alpaca es una especie altamente adaptable, variando su selectividad de plantas de acuerdo a la disponibilidad del forraje. Cuando la disponibilidad de gramíneas es alta y la disponibilidad de herbáceas y plantas parecidas a las gramíneas es limitada, las gramíneas representan la mayor parte de la dieta. Por otro lado, cuando la disponibilidad de las herbáceas es alta, las herbáceas son importantes contribuyentes de la dieta (Pezo *et al.*, 2014)

Estudios comparativos entre llama, alpaca y ovino al pastoreo demuestran que la llama tiene una mayor preferencia por gramíneas altas en época lluviosa y el ovino por gramíneas

cortas en época seca y lluviosa, mientras que la alpaca tiene una alta selectividad por plantas herbáceas tanto en la época seca como lluviosa (Cuadro 1) (San Martín 1996a).

Cuadro 1. Composición botánica de la dieta (%) por grupo de planta de las dietas de llama, alpaca y ovino durante el período de seca y lluvia en pastizal de *Festuca dolichophylla* (Chillihua)

Grupo de Plantas	Período seco			Período Lluvioso			Promedio		
	LI	A	O	L	A	O	LI	A	O
Gramíneas altas	38	24	17	45	28	20	42	26	18
Gramíneas cortas	51	38	43	42	29	66	46	34	54
Total de gramíneas	89	62	61	87	56	86	88	59	74
Plant. Parec. Gram.	6	2	3	5	1	1	6	2	2
Herbáceas	4	35	35	7	42	13	6	38	24

LI: llama; A: alpaca; O: ovino; Plant. parec. gram: plantas parecidas a las gramíneas
Fuente: San Martín, 1996a

Por lo tanto, los CSA realizan una selección del alimento que consumen, así tenemos que las alpacas ingieren una alta proporción de hojas especialmente en terrenos húmedos, mientras que las llamas prefieren terrenos más secos donde hacen una selección de gramíneas altas y fibrosas (Ceron, 2014).

Al estudiar los índices de similaridad entre las dietas de las especies de Llama, alpacas y ovino, se señala que dichos índices de similaridad fueron altos tanto en estación seca y lluviosa entre las dietas de llamas y alpaca en pasturas cultivadas; en la estación seca entre las dietas de llama y alpaca en el pastizal dominado por *Festuca rigida*, mientras que en el pastizal dominado por *Festuca dolichophylla*, el índice fue alto entre las dietas de alpacas y ovino (Cuadro 2) (San Martín, 1987; San Martín 1996a).

Cuadro 2. Índices de similaridad (%) entre las dietas de llamas, alpacas y ovinos en una pastura cultivada y en pastizales naturales dominados por *Festuca dolichophylla* y *Festuca rigida*

Comparación	Pastura cultivada		Pradera <i>Festuca dolichophylla</i>		Pradera <i>Festuca rigida</i>	
	Seco	Lluvia	Seco	Lluvia	Seco	Lluvia
Llama vs. Alpaca	99	94	67	59	84	51
Llama vs. Ovino	75	73	60	55	61	60
Alpaca vs. Ovino	76	74	83	61	70	59

Fuente: San Martín, 1996a

Estudios sobre la composición nutritiva de la dieta seleccionada por los camélidos sudamericanos bajo libre pastoreo indican que durante los meses secos la calidad de la dieta alcanza los valores más bajos en términos de proteína cruda y digestibilidad (Pezo *et al.*, 2014)

Trabajos con llamas, alpacas y ovinos pastoreados en diferentes tipos de pastura señalan que las dietas de llamas tienen la más baja calidad nutricional, los ovinos la más alta, mientras que las alpacas son intermedias entre estas dos especies. La más alta calidad dietética observada en ovinos se debe a su mayor capacidad de selección comparada con llamas y alpacas: los ovinos mostraron una mayor selección de hojas, herbáceas y gramíneas cortas. Por el contrario, las llamas mostraron una menor selectividad para estas especies y partes de plantas. La calidad de dieta en alpaca fue intermedia entre llama y ovino, confirmando su mayor y menor capacidad para seleccionar que la llama y ovino, respectivamente (Cuadro 3) (San Martín, 1996a; Pezo *et al.*, 2014).

Cuadro 3. Composición nutritiva (%) de muestras esofágicas de llamas, alpacas y ovinos durante la estación seca y lluviosa en una pradera de *Festuca dolichophylla*

Índices	Período seco			Período lluvia			E.E.	Promedio		
	LL	A	O	LL	A	O		LL	A	O
DIV MS	40.2	42.9	46.1	49.3	55.3	54.8	0.91	44.7	49.1	50.5
PC	7.4	7.8	9.4	10.6	12.0	13.9	0.49	9.0	9.9	11.7

DIV MS: digestibilidad *in vitro* de la materia seca; PC: proteína cruda

LL: llama; A: alpaca; O: ovino; E.E.: error estándar.

Fuente: San Martín, 1996a

2.4 CONSUMO VOLUNTARIO

La información sobre consumo voluntario es muy importante en la formulación de estrategias de manejo del pastizal y el ganado. El consumo de materia seca promedio en alpacas y llamas es de aproximadamente 1.8 y 2% de peso vivo respectivamente, menor que el de la oveja que es aproximadamente 3% (San Martín, 1996a).

El menor consumo de alimentos de los CSA es el resultado del mayor tamaño corporal y el relativo menor requerimiento de energía, además de la menor selectividad, el menor volumen del estómago por unidad de peso metabólico y el mayor tiempo de retención del alimento ingerido (San Martín, 1987).

Estudios sobre consumo y tolerancia a la privación de agua, señalan que el consumo es menor en alpacas y llamas en comparación con el ovino. Este menor consumo es explicado principalmente por el menor consumo de materia seca observado en los CSA, sin embargo, cuando se hacen comparaciones entre la relación consumo de agua y consumo de materia seca, se observa que la alpaca y el ovino tienen una relación similar, mientras que la llama presenta una relación menor, lo que explicaría la mejor adaptación de esta última especie a ambientes áridos (San Martín, 1987; San Martín, 1996a).

El consumo de materia seca por unidad de peso metabólico en los CSA bajo condiciones de pastoreo fluctúa de 36 a 67g, dependiendo del tipo de pastura y de estación del año. Mientras alpacas y llamas tiene el mismo nivel de consumo bajo condiciones de pastoreo; dicho consumo comparado con el de ovinos es menor en 36% bajo pasturas cultivadas y en 26% en pasturas nativas (San Martín, 1987).

Con algunas excepciones, el consumo del forraje en la estación lluviosa en la región del altiplano, fue similar o ligeramente menor que el consumo en la estación de seca. Este similar o menor consumo en la estación lluviosa, aun cuando la calidad de las dietas registradas en esta estación es mayor que en la estación seca, podría deberse a que los animales durante la estación seca incrementaron su capacidad digestiva en respuesta al consumo de forraje de baja calidad, incrementando el tiempo de retención de estos alimentos en el C1, causando una reducción en su consumo (San Martín y Bryant, 1987; San Martín, 1996a).

2.5 DIGESTIÓN DE LAS PROTEÍNAS

Las proteínas de las plantas pueden ser degradadas de múltiples maneras, dependiendo de la planta, los microorganismos y el propio animal (Ceron, 2014).

Tal como ocurre en los rumiantes, los CSA han demostrado su dependencia de los microorganismos para la degradación de la fibra vegetal, porque no poseen la capacidad de producir por sí mismos las enzimas requeridas para su degradación. Las actividades enzimáticas son realizadas por los microorganismos presentes en el rumen, que degradan y fermentan el forraje fibroso de la dieta generando ácidos grasos volátiles (AGV) y proteína de alto valor nutritivo para el rumiante. A cambio, el animal les brinda a los microorganismos el lugar apropiado para crecer (Varga y Kolver, 1997).

En el caso de las llamas y alpacas, presentan menores requerimientos de energía y proteínas en comparación con otros rumiantes, sin embargo, tienen un mayor requerimiento de proteína por unidad de energía (Van Saun, 2006).

En los animales rumiantes, los requerimientos proteicos se definen en relación con las necesidades microbianas y del animal. La proteína de la dieta se puede fraccionar de acuerdo con su solubilidad y degradabilidad dentro de la cámara de fermentación. Las poblaciones microbianas pueden utilizar proteínas dietéticas altamente solubles y degradables y nitrógeno no proteico (Van Saun, 2006).

El metabolismo de la proteína o del nitrógeno (N) en los rumiantes, contenido en el alimento, se puede dividir en el rumen en dos componentes: Nitrógeno no proteico (NNP) y Nitrógeno proteico (Estrada, 2009).

El NNP es utilizado exclusivamente en forma de amoníaco (NH_3); tenemos las fuentes de NNP como la urea, muy solubles y son rápidamente convertidos a NH_3 y otras fuentes de NNP como los ácidos nucleicos que son también degradados en el rumen pero a una tasa más lenta (Estrada, 2009).

El nitrógeno proteico es fraccionado en dos: una fracción que corresponde a la Proteína no degradable en el rumen (PNR) o proteína de sobrepaso y es el porcentaje de proteína que simplemente pasa del rumen al tracto digestivo, siendo totalmente indegradable en el rumen e indigestible en el intestino delgado por estar ligada a la fibra ácido detergente y que será excretada en las heces; la otra fracción corresponde al N proteico que es degradado en el rumen (PDR) por los microorganismos ruminales (bacterias, hongos y protozoarios) y está dado por la diferencia entre $100 - (\text{NNP} + \text{PNR})$ y se considera como la proteína verdadera potencialmente degradable en el rumen, cuando el tiempo de fermentación microbiana es suficiente para que dicho proceso se lleve a cabo (NRC, 2001; Estrada, 2009).

Los microorganismos del rumen utilizan el NH_3 , esqueletos carbonados de los AA y energía para sintetizar sus propias proteínas (proteína microbiana) y reproducirse. Estos microorganismos pasan luego al tracto digestivo junto con la PNR para su posterior digestión y absorción (Estrada, 2009). Bajo ciertas circunstancias, la producción de NH_3 ruminal excede su asimilación y se difunde a través del epitelio ruminal, donde es llevado hacia el hígado y convertido en urea, para ser transportado en la sangre, donde se puede reciclar en la saliva o puede eliminarse a través de la orina. Cuando la urea se recicla, posteriormente es utilizada y se produce la biosíntesis de aminoácidos para ser reusados en el rumen (Ceron, 2014). Una

fracción de los aminoácidos absorbidos en el intestino delgado será utilizada para la síntesis de músculo y proteínas de la leche. Finalmente, parte de la PNR y parte de la proteína microbial no será digerida ni absorbida en el tracto digestivo y será excretada en las heces (Figura 2) (Estrada, 2009).

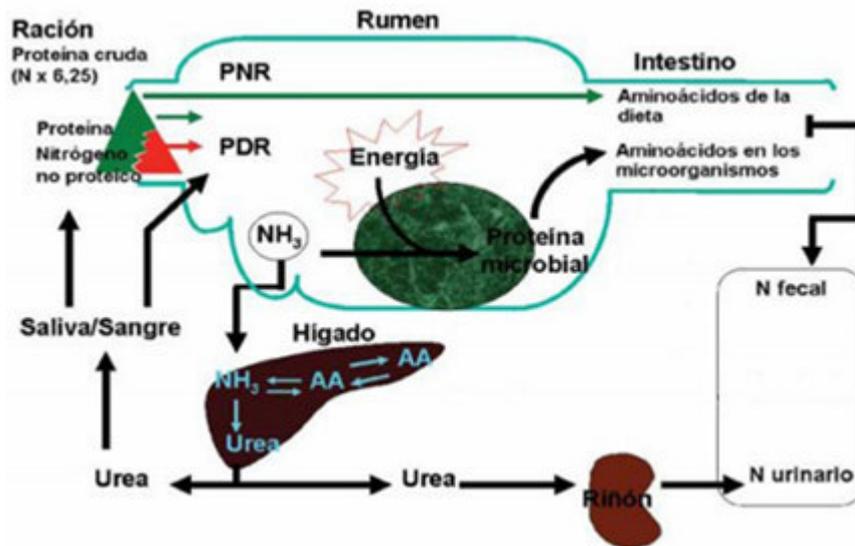


Figura 2. Esquema del metabolismo del nitrógeno en un rumiante/camélido.

PNR = proteína no degradable en el rumen, PDR = proteína degradable en el rumen, NH_3 =amoníaco, AA=aminoácidos, N=nitrógeno

Fuente: Estrada, 2009

El metabolismo microbiano en los rumiantes incluye una variedad de procesos o rutas que empiezan con la digestión de la proteína, la utilización de los péptidos, le sigue la degradación de los aminoácidos y tienen como función incorporar los aminoácidos para la síntesis de proteína o desaminados para formar amoníaco ruminal. La elección entre la síntesis y desaminación para la bacteria es dependiente del momento y la cantidad de energía disponible para el crecimiento e incorporación de los aminoácidos. Cuando no hay energía disponible, la desaminación es el mecanismo de elección para la utilización del amoníaco ruminal (Ceron, 2014).

Aproximadamente el 25-30% de los microorganismos del rumen tienen actividad proteolítica que es capaz de degradar las proteínas en el rumen, tenemos bacterias que poseen proteasas que son exoenzimas, que actúan en la proteína vegetal produciendo péptidos, éstos entran dentro del microorganismo donde son atacados por peptidasas y son divididos en aminoácidos, los aminoácidos liberados pueden ser utilizados por los microorganismos para

sintetizar sus propias proteínas o puede ser desaminados. Los aminoácidos desaminados producen AGV, CO₂ y amoníaco (NH₃). Los AGV resultante pueden ser utilizados como fuente energética o como esqueletos carbonados para la síntesis de otros aminoácidos (Rodríguez *et al.*, 2007; Van Lier y Regueiro, 2008). El pH óptimo para el proceso de la desaminación es de pH 6-7, que es el mismo que el de la proteólisis, pero la desaminación es un proceso más lento que la proteólisis (Schmidt y Zsedely, 2011).

Las poblaciones bacterianas que habitan en el C1 de los CSA representan un ecosistema natural que incluye una alta diversidad genética con una gran variedad de funciones metabólicas que son significativamente importantes para entender la nutrición del animal. El C1 al igual que el rumen en los rumiantes, posee un ecosistema microbiano complejo que incluye bacterias, protozoos, arqueas y hongos. En este compartimento ocurre la fermentación del forraje consumido, un proceso fundamental para la nutrición del animal (Ceron, 2014).

Tenemos las bacterias *Prevotella* spp. que producen dipeptidil peptidasas tipo IV que actúan en el primer paso de la degradación de las proteínas (Wallace y McKain, 1991; Walker *et al.*, 2003). Los pequeños péptidos generados, son luego digeridos por un amplio rango de especies bacterianas que incluyen *Butyrivibrio fibrisolvens*, *Ruminococcus flavefaciens*, *Lachnospira multipara* y *Ruminobacter amylophilus* (Wallace y McKain, 1991).

Los protozoos también desempeñan un papel importante en la degradación de las proteínas porque tienen la capacidad de engolfar grandes partículas de alimento y bacterias ruminales, además suministran cantidades considerables de proteína soluble al ambiente ruminal, debido a la capacidad que poseen para degradar la proteína insoluble de las fracciones del alimento engolfado y a que no pueden utilizar el N amoniacal (Rodríguez *et al.*, 2007).

Las bacterias ruminales involucradas en la desaminación son llamadas bacterias hiperproductoras de amonio (HAP), las cuales incluyen a las bacterias *Peptostreptococcus anaerobius*, *Clostridium sticklandii* y *Clostridium aminophilum* (Attwood y Reilly, 1996; Attwood *et al.*, 1998).

2.6 SÍNTESIS DE NITRÓGENO UREICO SANGUÍNEO

El Nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) es la cantidad de nitrógeno circulando en el torrente sanguíneo en forma de urea. Esta concentración de urea comúnmente se reporta como

Nitrógeno Ureico Sanguíneo (NUS) o concentración de Nitrógeno Ureico (UN). Esto ocurre por dos grandes procesos que alteran la concentración de la urea en el suero: la tasa de síntesis de urea por los hepatocitos y la tasa de aclaración de la urea por los riñones (Rodrigo, 2015).

La tasa de síntesis de la urea depende de forma primaria de la función hepática y está influenciada por alteraciones en la dieta a base de proteína o su catabolismo, la cual es sintetizada específicamente en hígado a partir del amoníaco proveniente del rumen (Rodrigo, 2015). Gran parte de los compuestos nitrogenados de la dieta son convertidos a amoníaco en el rumen por la degradación bacteriana y es utilizado por estos microorganismos para la síntesis proteica (Arias y Nesti de alonso, 1999).

La síntesis de urea se produce cuando la producción de amoníaco es mayor a la capacidad de los microorganismos ruminales de transformarle en proteína microbiana o cuando la microflora existente es incapaz de utilizarla, este exceso de NH_3 no utilizado se volatiliza y se pierde a través del eructo o es completamente absorbido a través de su pared ruminal. Inicialmente se pensaba que sólo el amoníaco se absorbía por difusión simple y a través del epitelio ruminal, luego se demostró que la mayor parte de NH_3 se encuentra y se absorbe como amonio (NH_4). Luego es transportado por vía porta al hígado para convertirse en urea y detoxificarse. Como el amoníaco es un compuesto tóxico para el organismo, es combinado con CO_2 para formar urea ($\text{CH}_4\text{N}_2\text{O}$), esta reacción se produce en el hígado por el llamado ciclo de Krebs-Henseleit o de la ornitina y consume energía a razón de tres ATP por molécula de urea producida. Esta urea es liberada en la sangre (nitrógeno ureico sanguíneo-NUS) para ser reciclada por absorción de las paredes del rumen o por la saliva; también puede ser secretada en la leche (MUN), o puede ser eliminada en la orina. Por lo tanto el amoníaco, la urea y el ácido úrico son los productos de excreción del exceso de nitrógeno resultante de la degradación metabólica de los aminoácidos u otros compuestos nitrogenados (Arias y Nesti de alonso, 1999; Meléndez *et al.*, 2000; Relling y Mattioli, 2003; Van Saun, 2006).

El exceso de NH_4 perjudica al animal en dos aspectos: por un lado aumenta el pH ruminal y puede alterar su funcionamiento si éste supera el rango normal y por otra parte el NH_4 es absorbido por el rumen y detoxificado en el hígado, mediante la formación de urea, con el consecuente gasto energético adicional para el rumiante (Relling y Mattioli, 2003).

Cuando la concentración de NH_3 es elevada en el rumen, en la sangre, en el líquido cefalorraquídeo y otros tejidos, está resultando en el envenenamiento por amoníaco al abrumar la capacidad de desintoxicación de los hepatocitos mediante la inhibición del ciclo de Krebs (Emmanuel *et al.*, 2015). Altos niveles de amoníaco en sangre influyen sobre el apetito, por lo que limitan el consumo de alimentos y raramente se alcanzan situaciones agudas de toxicidad,

sin embargo, su presencia constante en niveles altos causa permanentes situaciones subóptimas de producción (Arias y Nesti de alonso, 1999).

La tasa de aclaramiento renal de la urea depende de la tasa de filtración glomerular (TFG) y de la tasa de reabsorción de urea por los túbulos renales (Rodrigo, 2015). Es decir si una sustancia se filtra libremente por los glomérulos, no se reabsorbe ni es secretada en el túbulo, su aclaramiento renal es igual a la TFG; para sustancias que se filtran y se secretan, la eliminación urinaria es superior a la TFG y para las sustancias que se filtran y se reabsorben, la eliminación urinaria es menor que la TFG (Domínguez y Lajarín, 2016). Este aclaramiento renal es definido como el volumen de plasma que es limpiado o depurado de una sustancia al pasar a través de un tejido u órgano en un tiempo determinado (Moya *et al.*, 2015).

En el caso del NUS, no todo lo que se filtra es excretada por la orina, también puede difundirse desde la espalda hasta el rumen o a través de la saliva o difundirse desde la sangre hacia la leche en el caso de hembras lactantes (Rodrigo, 2015).

2.6.1 Nitrógeno ureico sanguíneo

El nitrógeno ureico sanguíneo es el mayor producto final del metabolismo proteico o nitrógeno en rumiantes (Rodrigo, 2015). Los niveles de urea en la sangre son normalmente bajos y relativamente constantes ya que la principal vía de excreción de la urea son los riñones (Pari, 2015).

En el caso de los camélidos, el metabolismo de la urea es diferente de otros animales rumiantes, recicla un porcentaje mayor de urea producida, excretando sólo alrededor del 3% de la urea producida por hora, comparado con el 12% por hora de otros animales en circunstancias similares (Burton *et al.*, 2002); esto también es respaldado por un estudio realizado en llamas, ovejas y cabras por Kiani *et al.* (2015), el cual las llamas en comparación con las ovejas y cabras tenían concentraciones plasmáticas de urea más elevadas alimentadas con dieta baja en proteínas, apoyando la teoría que las llamas tienen una mayor capacidad de reciclar urea al C1 en comparación con los verdaderos rumiantes.

En los rumiantes la concentración de NUS ha sido empleada en los perfiles metabólicos como un indicador de la actividad metabólica proteica del animal y para evaluar el estado de la proteína de la dieta. Ello se basa en que la urea es sintetizada en el hígado en cantidades proporcionales a la concentración de amoníaco producido en el rumen y su concentración sanguínea está en directa relación con el aporte proteico de la ración y con la relación energía-

proteína de ésta (Ortega *et al.*, 1997; Van Saun, 2006). También se ha usado como una medida clínica de la función renal por ser una vía de excreción de la urea en sangre (Van Saun, 2006).

El aumento de la cantidad de NUS es debido a la reducción de la eliminación renal (dado por trastornos renales como insuficiencia renal crónica y aguda o por obstrucción de las vías urinarias) y también al aumento del catabolismo de proteínas. Las causas patológicas también se insertan como responsables del aumento de la urea en sangre, donde altos valores de urea ocurren en los sustos traumáticos, hemorrágicos, deshidratación o pérdida de electrolitos por graves vómitos y diarreas, problemas cardiacos donde se reduce el flujo de sangre a través del riñón e infecciones toxémicas (Van Saun, 2006; Pari, 2015).

El descenso en los niveles NUS son raros, teóricamente pueden presentarse en asociación con graves enfermedades hepáticas, malnutrición de proteínas y un aumento de la ingesta de energía debido a que esta sale del cuerpo en la orina, incrementando la ingesta de agua lo que puede aumentar la producción urinaria disminuyendo la concentración de urea en sangre (Van Saun, 2006; Rodrigo, 2015).

En el caso de los rumiantes trabajos realizados en New York y Pennsylvania han demostrado que altos niveles de NUS pueden reducir las tasas de concepción debido al balance negativo de energía, incremento en la acidez del útero y cambios en la relación de los minerales que tapizan el útero. Además, niveles altos de NUS han sido relacionados a problemas hepáticos y a la aparición tardía del primer estro. Varios trabajos científicos relacionan los niveles de proteína cruda de la dieta con los niveles de NUS y las tasas de concepción (Arias y Nesti de Alonso, 1999). Se ha encontrado en rumiantes que niveles bajos de concepción no son influenciados por niveles de nitrógeno ureico entre 10 mg/dl a 20 mg/dl pero a concentraciones mayores de 20 mg/dl decrecen (Rodrigo, 2015).

Se han reportado rangos de referencia de NUS en alpacas y llamas descritas por Bustinza (2001b) y Fowler (2010), que son datos resumidos de muestras recolectadas de animales sanos, lo que sugiere que no hay indicios de enfermedad renal, sin embargo en estos rangos no se tiene reporte del tipo de alimentación o calidad proteica suministrada a estos animales. Asimismo tenemos estudios realizados por Rodrigo (2015) y Flores *et al.* (2015) el cual, lo que se conoce es que fueron realizados en época seca y época de lluvia respectivamente, y que su alimentación fue a base de los pastos naturales que se encontraban en ese momento (Cuadro 4).

Cuadro 4. Rangos de referencia de NUS (mg/dl) en alpacas y llamas

Especie	Edad	NUS (mg/dl)	Observación	Fuente
Alpacas	---	22 – 46	Sangre total	Bustinza (2001b)
Camélidos sudamericanos	<1 año	12 - 28	---	Fowler (2010)
	Adultos	9 - 34	---	Fowler (2010)
Llamas	---	9 - 36	---	Fowler (2010)
Alpaca	Madres lactante	8.5 – 10.16	Época seca	Rodrigo (2015)
	crías	6.72 – 8.96	Época seca	Rodrigo (2015)
Alpaca	Adultos y tuis	9.33 – 32.67	Época lluvia	Flores <i>et al.</i> (2015)

Asimismo Fowler (2010) ha descrito rangos de referencia de niveles de NUS en vacas y caballo y Avellanet *et al.* (2007) en ovino. Se puede observar que los niveles de NUS en las alpacas y llamas son más altos en comparación a los animales descritos (vaca, caballo y ovinos) (Cuadro 5). Según Van Saun (2006) indica que al comparar datos de NUS de llamas y alpacas con rumiantes, parecería que los camélidos tienen mayores concentraciones de NUS con un valor promedio > 18.6 mmol/l.

Cuadro 5. Rango de referencias de NUS (mg/dl) en las diferentes especies de animales.

Especie	NUS	Fuente
Camello	15.7-48.5	Fowler (2010)
vaca	20-30	Fowler (2010)
caballo	10-24	Fowler (2010)
ovinos	11 .6 – 27.8	Avellanet <i>et al.</i> (2007)

Diversos estudios realizados en alpacas y llamas adultas, han demostrado la influencia de las dieta con diferente calidad proteica sobre los niveles de NUS, tenemos los estudios realizados por Robinson *et al.* (2004), Barreda (2017) para el caso de alpacas y Kiani *et al.* (2015) para llamas adultas, en donde se observó que a mayor calidad proteica (>14% proteína cruda) mayor son los niveles de NUS frente a los que de baja calidad proteica.

Esta influencia de la dieta y entre las especies de llamas y alpacas, no se vio reflejado en un estudio realizado por Davies *et al.* (2006) en alpacas y llamas adultas, donde se observó que no hubo diferencia estadística significativa en el nivel de NUS y en la ingesta de N dietético entre las dietas y entre las especies. Sin embargo el autor señala que las llamas mostraron un aumento de la ingesta de nitrógeno de 55.8% a 64.9% entre las dietas (9%PC y 12% PC respectivamente), con un aumento de retención de N de 0.79 g/día a 3.8 g/día y que en las alpacas aumentaron su ingesta de N de 56.3% a 57.2 %, lo que sólo aumentó la retención de N de 0.9 g/día a 1.1 g/día; señalando que estas diferencias de especies indican que las alpacas tienen un menor requerimiento de N para satisfacer las necesidades metabólicas que las llamas, que probablemente están relacionadas con el tamaño corporal más pequeño de la alpaca y que las llamas son más eficientes en la digestión de alimentos de baja calidad que las alpacas, por su mayor digestibilidad de materia seca en relación al peso metabólico que las alpacas.

También tenemos un estudio realizado por Ali (2008) donde obtuvo rangos para llamas en donde sus niveles de NUS no varió significativamente ante la privación del alimento consumido y según indica puede estar relacionado con la mayor eficiencia de reciclaje de urea que realiza cuando la dieta tiene bajos niveles de proteína (después de la privación), permitiendo tener niveles de nitrógeno amoniacal para crecimiento microbiano.

Otro factor que influye sobre los niveles de NUS, es la época del año (época de lluvia y época de seca). Estudios señalaron elevados valores de NUS en época de lluvia de 29.0 mg/dl con rangos de 15.0 mg/dl – 42.1 mg/dl y en época seca de 18.3 mg/dl con rango de 3.5 mg/dl – 30.9 mg/dl., el cual es atribuible a la alta solubilidad de los componentes proteicos y a la mayor disponibilidad de proteína de la dieta en época de lluvia, en cambio en la época seca los niveles bajos de NUS es por la reducida disponibilidad y baja de ingestión de proteína (Siguas *et al.*, 2007).

El factor sexo no influye en los niveles de NUS, corroborado por un estudio realizado por Sánchez (2007) en alpacas hembras y machos adultos, en donde los resultados obtenidos para hembras fueron de 8.87mg/dl con rangos de 5.69 a 11.05mg/dl y en machos fue de 8.79 mg/dl con rangos de 5.69 a 11.05mg/dl, confirmando la no influencia entre sexos.

Un estudio realizado por Burton *et al.* (2002) en alpacas gestantes y crías, se hallaron diferencias en el nivel de NUS en alpacas gestantes antes y al día del parto, donde se observó una disminución al día del parto (de 6.9 mmol/l a 4.0 mmol/l), luego fue aumentando a 5.4 mmol/l al día 8. El mismo autor explica que una vez que la cría nace, la madre tiene una mejor capacidad para regular el reciclaje de urea y el metabolismo proteico. En las crías, la concentración de NUS varió significativamente desde el nacimiento hasta el día 18 y luego se

mantuvo constante durante el resto del estudio. Según este estudio demuestra que en crías de alpacas, los ajustes metabólicos ocurren entre 7 y 14 días de edad.

2.7 PERÍODOS CRÍTICOS EN LA PRODUCCIÓN DE CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS

Para identificar los períodos críticos nutricionales de estos animales bajo condiciones de pastoreo en las zonas alto andinas, lo primero que debe hacerse es identificar los cambios en la disponibilidad de forraje, la calidad nutritiva, así como las necesidades nutritivas de los animales en sus diferentes etapas productivas (San Martín, 1994).

Las potenciales deficiencias nutricionales que se muestran en el tiempo es por los diferentes estados fisiológicos de la pradera altoandina, su disponibilidad y calidad, el cual se producen durante el ciclo anual (San Martín, 1996b). Así tenemos que en la época seca, los CSA bajo condiciones de pastoreo en la región alto andina se enfrentan a serias limitaciones de disponibilidad de forraje. Esta época corresponde a los meses de mayo a octubre, en donde la precipitación pluvial es mínima y por lo tanto la producción de forraje se encuentra reducida. En época de lluvia aproximadamente el 75% de la precipitación pluvial se produce entre los meses de diciembre y marzo, coincidiendo con la máxima producción de forraje (San Martín, 1994).

Por otro lado, la calidad nutritiva sigue una tendencia similar a la producción de forraje. En donde trabajando en alpacas en dos tipos de pastizales, observaron que la calidad de la dieta seleccionada, medida en términos de digestibilidad y proteína, alcanza sus valores más bajos durante los meses de agosto a octubre, correspondiente a la época seca; por el contrario, la digestibilidad y proteína se incrementaron en la época de lluvia (San Martín, 1994).

En el Cuadro 6 y Figura 3, se muestra, en el tiempo, diferentes estados fisiológicos de la pradera altoandina, su disponibilidad y calidad, el cual nos permiten identificar las potenciales deficiencias nutricionales: el periodo I (noviembre y diciembre) es de energía, periodo III (mayo a julio) de proteína y en el periodo IV (agosto a octubre) de energía y proteína (San Martín, 1996b; Pezo *et al.*, 2014).

Cuadro 6. Relación entre los cambios estacionales, precipitación y características forrajeras de la pradera altoandina.

PERIODO	ESTADO FENOLÓGICO	MESES	PRECIPITACIÓN	CARACTERÍSTICA DEL FORRAJE
I	Inicio del crecimiento	Noviembre a Diciembre	Inicio de lluvias	Verde, alta calidad, cantidad limitada
II	Crecimiento, floración	Enero a abril	Lluvias	Verde, alta calidad, cantidad no limitada
III	Maduración	Mayo a julio	Inicio de temporada seca	Seco, baja calidad, cantidad no limitada
IV	Dormancia	Agosto a octubre	Temporada seca	Seco, baja calidad, cantidad limitada

Fuente: Pezo *et al.*, 2014

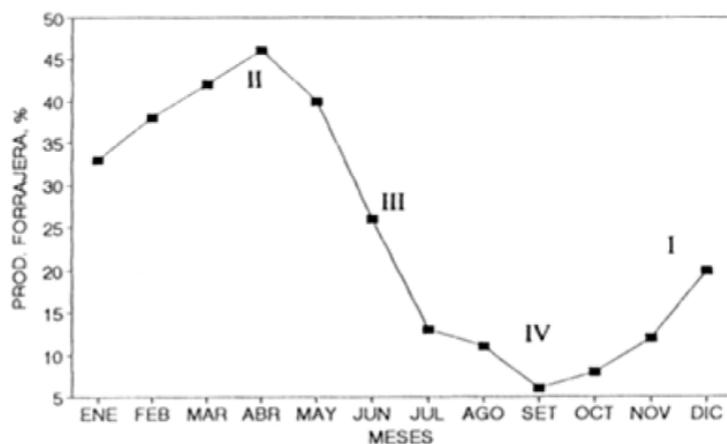


Figura 3. Curva de producción forrajera anual
 I: periodo I inicio de crecimiento; II: período II crecimiento, floración; III: período III maduración;
 IV: período IV dormancia
 Fuente: San Martín, 1996b.

Al evaluar conjuntamente las diferentes fases de la crianza de alpacas y llamas, y la estacionalidad de la disponibilidad y calidad del forraje durante el año, es posible identificar algunas etapas donde los requerimientos nutricionales de los animales son difícilmente cubiertos. Así es posible identificar dos períodos críticos en la crianza de CSA: el destete que se realiza entre los meses de setiembre y octubre y el último tercio de gestación, que se produce entre los meses de setiembre, octubre, noviembre y diciembre (Figura 4) (San Martín, 1996b; Yaranga, 2009; Pezo *et al.*, 2014).

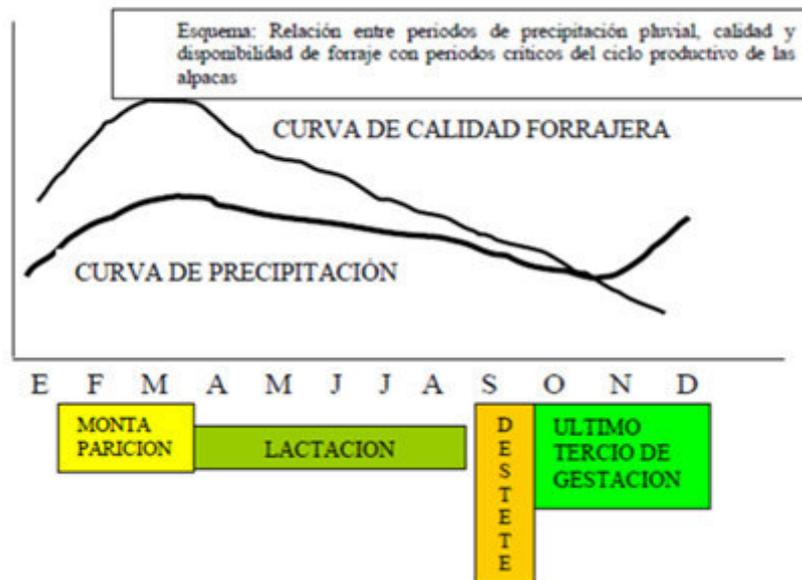


Figura 4. Relación entre período de precipitación pluvial, calidad y disponibilidad de forrajes con período crítico del ciclo productivo de las alpacas.

Fuente: Yaranga, 2009

2.7.1 Destete

El destete es una actividad que consiste en separar a las crías de las madres y se forma la punta de tuis. Existen dos sistemas de destete: separar a las crías de sus madres y el uso de protectores o cobertores de ubre (Tacunan, 2015). El destete completo, en general se da a los 7 meses en promedio (Paredes, 2010).

Antes del destete se pueden identificar tres períodos de alimentación distintos: Período 1 lactancia pura: alimentación netamente de leche materna hasta los 8 días después del crecimiento; Período 2, alimentación intermedia: período de adaptación hacia un consumo de pastos, se ha demostrado que un 100% de animales consume pasto ya a los 15 a 18 días de edad y Período 3 consumo mixto entre leche materna y pastos naturales con mayor frecuencia por las mañanas, con contenido variados en los compartimentos estomacales (Paredes, 2010).

En el destete, los animales jóvenes dejan de depender de la madre para cubrir parte de sus requerimientos y cuando se realiza es entre los meses de setiembre y octubre, meses que coinciden con una baja disponibilidad y calidad del forraje ya que coincide con la etapa crítica de sequía (San Martín, 1994; San Martín, 1996b).

Como consecuencia de ello, los animales experimentan una disminución de peso durante este período, el cual les impide alcanzar pesos adecuados para el primer empadre, en el

caso de las alpacas deben alcanzar los 33 -36 kg de peso vivo y en el caso de llamas a los 50-55 kg de peso vivo, para ingresar a la fase de reproducción en el primer año de edad (San Martín, 1994; García *et al.*, 1999). En caso de no alcanzar este peso mínimo podría postergar su capacidad reproductiva al año siguiente, con lo cual estaría logrando la primera cría a los tres años (Yaranga, 2009). Este problema podría superarse mejorando el ambiente nutricional de los animales, especialmente después del destete (García *et al.*, 1999).

Se ha observado que en el caso de las alpacas, ante cambios en el tipo o presentación de alimentos con los que no están familiarizadas, reducen abruptamente su consumo por un tiempo más prolongado que el ovino y la llama, antes de recuperar su nivel normal de consumo. Es así que el entrenamiento predestete es una buena estrategia para reducir la neofobia y promocionar la familiarización y aceptación de los alimentos nuevos (Castro *et al.*, 2017)

Los animales de cuatro meses tienen más desarrollada la capacidad de utilización de los forrajes que los de menor edad y serían más eficientes en la utilización de las paredes celulares y bajo contenido nitrogenado de los pastos naturales (Prud'hon *et al.*, 1993; López *et al.*, 2000).

En un estudio realizado por Castro *et al.* (2017) se determinó que la edad apropiada de las alpacas para el aprendizaje temprano de consumo es a los tres meses de edad, debiendo exponerse al consumo por un periodo mayor de 11 días para que el alimento sea considerado parte de la dieta diaria.

En casos de requerimientos para animales en crecimiento indican que los animales más jóvenes tienen una mayor acumulación de proteínas y eficiencia de ganancia en comparación con los animales en crecimiento que se acercan a la madurez (Van Saun, 2006). Según Robinson *et al.* (2004), señala que las alpacas más jóvenes pueden tener un requerimiento de proteína de mantenimiento más alto que el valor de 0.38 g / W^{0.75}.

2.8 ALTERNATIVAS ALIMENTICIAS PARA PERÍODO CRÍTICO

Es muy importante considerar para animales de mayor exigencias nutritivas como: animales destetados (a fin de que puedan llegar al año de edad con el peso adecuado para el empadre), hembras preñadas durante el último tercio de gestación y madres con baja producción láctea, una estrategia alimenticia que les permita alcanzar sus exigencias productivas. Dentro de estas estrategias tenemos: el uso de pastos cultivados, suplementación energética-proteica o reservar mejores áreas de pastoreo (San Martín, 1991; Pezo *et al.*, 2014).

2.8.1 Pastos cultivados

Es una tecnología de cultivo de pastos donde se utiliza generalmente una mezcla de leguminosas (alfalfa, trébol) y gramíneas (rye grass, avena forrajera y dactylis) (Ho, 2017). La relación existente en una mezcla forrajera de leguminosas y gramíneas debe ser 30% y 70% ó 50 y 50% respectivamente del total de la pradera (Pulgarín, 2011). A estos pastos cultivados se les considera como herramienta principal para manipular la producción en la explotación porque al asociar gramíneas con leguminosas mejora la calidad de la dieta de los animales, en lo referente a los contenidos de carbohidratos, fibra, proteína y minerales (DGPA, 2005; Pulgarín, 2011).

Las ventajas más importantes en la asociación de pastos cultivados son: evita el timpanismo o empanzamiento del ganado por ser más digerible, es más palatable y agradable para los animales, tiene mayor rendimiento de forraje (30 TM/corte/Ha) en comparación con la alfalfa de solo (15 TM/corte/Ha), evita la invasión de maleza (kikuyo) porque al asociar pastos se consigue tener mayor cobertura de forraje evitando el ingreso de luz y con ello el crecimiento de malezas y disminuye la erosión de los suelos e incrementa la producción de leche en un 30 a 40 % (Care, 2015).

La selección del tipo de pasto va a depender de factores biológicos como climáticos (Ho, 2017) y la duración y el rendimiento de los pastos va a depender de la planificación del cultivo como: época de siembra, fertilización tanto en la siembra como en mantenimiento, deshiervos, riegos oportunos, momento adecuado de corte o pastoreo y resiembras (Care, 2015).

En el caso de las gramíneas, son plantas que presentan las hojas alargadas y angostas como: el maíz, la avena forrajera, cebada, dactylis, rye grass, etc.; estas se caracterizan por tener raíces en forma de cabellera, poco profundas y no resisten las sequias, por tanto necesitan riegos permanentes (cada 8 a 10 días). Estas plantas son ricas en carbohidratos que proporcionan calorías (energía) para que los animales tengan fuerza y puedan moverse (Care, 2015).

Tenemos por ejemplo en caso de gramíneas al rye grass italiano (*Lolium multiflorum*), que es una gramínea perenne que dura más de tres años y resiste el pisoteo del ganado, pero depende considerablemente de la disponibilidad de agua y su manejo, se adapta desde los 2,000 a 4,200 msnm y es una planta es de porte mediana (50-60 cm de altura) y es gustoso para los animales (Care, 2015; Ho, 2017).

En el caso de las leguminosas, son plantas que presentan hojas anchas y pequeñas, como la alfalfa, tréboles, frejol, habas, etc.; estas se caracterizan por tener una raíz principal que

se profundiza en la tierra, por lo tanto toleran la sequía, pero también necesitan riegos permanentes para que puedan crecer rápido. Estas plantas son ricas principalmente en proteínas que aportan al crecimiento y producción de los animales (Care, 2015). También pueden transformar el nitrógeno puro del aire en nitratos y amonio, formas asimilables por la planta, gracias a la acción simbiótica de las bacterias, una pradera compuesta con un 15 a 20 % de trébol blanco es capaz de proveer al sistema suelo-pradera entre 200-300 kg de nitrógeno/ha/año (Grijalva *et al.*, 1995).

Tenemos por ejemplo en el caso de leguminosas al Trébol blanco (*Trifolium repens*) que es una leguminosa que requiere de suelos de textura arcillosa, pero con alto contenido de materia orgánica, se puede adaptar desde los 2200 a los 4100 msnm y funciona bien en asociación con el rye grass. Tiene una duración de seis a ocho años según manejo y fertilización (Ho, 2017).

La asociación de pastos cultivados del género *Lolium* (gramínea) y *Trifolium* (leguminosa) ha dado excelentes resultados de rendimiento y son plenamente aceptados por las alpacas y llamas, lo que constituye una alternativa importante para aliviar la presión sobre los pastos naturales y al mismo tiempo obtener una mayor productividad por unidad de superficie con los consiguientes beneficios económicos para los productores (Mamani *et al.*, 2011). Estudios han demostrado el efecto de un mejor nivel nutricional en la alimentación de las alpacas y la gran respuesta que se obtiene por este sistema de crianza a base de pastos cultivados (Flórez *et al.*, 1992).

Se ha comprobado que en sistemas en donde este manejo se realiza, la tasa de fertilidad es mayor que en aquellos donde no se practica. Esta diferente respuesta se explica por las mejores condiciones nutricionales de las hembras destetadas en relación a las no destetadas (Leyva, 1991).

Estudios realizados concluyeron que la alimentación post destete mediante pastos cultivados permite adelantar la función reproductiva de alpacas y llamas hembras, incrementando la producción de los rebaños, en donde el peso necesario para el empadre bajo pradera natural fue alcanzado por el 27% (8/30) con un peso vivo alcanzado de 32.6 ± 2.9 kg para alpacas y 47% (14/30) con un peso vivo alcanzado de 51.5 ± 10.7 kg para llamas y bajo pastos cultivado por el 87% (26/30) en alpacas con un pesos vivo alcanzado de 37.9 ± 6.3 kg y 93% (28/30) con un peso vivo alcanzado de 59.3 ± 9.4 kg en llamas (García *et al.*, 1999).

Se ha reportado peso de alpacas criadas en praderas un promedio de 28.5 kg de peso vivo, mientras que aquellas criadas en pasturas cultivadas de 44 kg de peso vivo (San Martín, 1991). Esto también es corroborado en un estudio realizado por San Martín (1994) y García *et al.* (2002), en donde los animales que pastorearon en praderas cultivadas tuvieron mayores ganancias de peso que los animales que lo hicieron en pradera nativa.

Esta respuesta se explica por la mayor oferta forrajera en las pasturas cultivadas, tanto en cantidad como en calidad, que permitió cubrir los requerimientos de mantenimiento y las ganancias de pesos obtenidas (García *et al.*, 2002).

García *et al.* (1999) concluye que la alimentación post destete mediante estos recursos forrajeros (rye gras + trébol) es una propuesta realista para adelantar la función reproductiva de las hembras y en consecuencia incrementar la producción de fibra y carne pero también acortar el intervalo generacional que es importante en el mejoramiento genético por selección.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Lugar de ejecución

La parte experimental del trabajo se realizó en la estación IVITA Maranganí, ubicada en el distrito de Maranganí, provincia de Canchis, región Cusco, a una altura de 3700 msnm, durante los meses de setiembre y octubre del año 2017.

La parte de análisis se realizó en el Laboratorio de Bioquímica, Nutrición y Alimentación Animal (LBNAA) de la Facultad de Medicina Veterinaria (FMV) de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM) en el mes de octubre y noviembre del 2017.

3.2. Descripción del material experimental

3.2.1 Animales

Se utilizaron 127 animales (63 alpacas y 64 llamas), tanto tuis hembras como tuis machos destetados, aparentemente sanos hasta el término del estudio.

3.2.2 Alimentación

La alimentación fue de pastos cultivados asociación de rye grass italiano (*Lolium multiflorum*) y trébol blanco (*Trifolium repens*), en una proporción de 82.1 y 17.9 % respectivamente, se trabajó bajo las condiciones de manejo del pastoreo que utiliza el IVITA-Maranganí de pastos cultivados en animales destetados.

3.2.2.1 Manejo

Día 1: Se realizó el destete y el pesado de los animales y fueron llevados a la zona de pastoreo de pastos cultivados, en donde se formó un potrero mediante un cerco eléctrico de tres hilos de 350 m² (7 x 50 m), el horario de pastoreo se inició a las 08:00 horas y concluyó a las 17:00 horas. Diariamente se establece otro potrero, el cual hasta la toma de muestra sanguínea se conservó el área de 350m². El área se determinó con la referencia dada por Bojórquez (1998) de pastos cultivados de la localidad de Chaquicocha, en un período de descanso de 50 días obtuvo una producción 2590 kg/MS/ al corte y 18110 kg MS/ha/año y el consumo del animal de acuerdo a lo descrito por San Martín (1996a), para alpacas y llamas el consumo de 1.8% y 2% kg de MS/ PV respectivamente. Se contó con una carga animal al momento del destete de 0.3 UA/m²/día.

Día 20: Se realizó la toma de muestra para el análisis de la composición química del pasto cultivado ofrecido, para la composición botánica del potrero antes que salgan a pastorear y para la composición botánica del consumo de alpacas y llamas destetadas.

Día 21: Se realizó la toma de muestra sanguínea a todos los animales (127) en horas de la mañana (06 am aprox.), antes que salgan a pastorear cuando estaban en ayunas.

3.3. Variables evaluadas

3.3.1 Composición química del alimento ofrecido

La toma de muestra para el análisis proximal se obtuvo del muestreo estratificado que se realizó para determinar la composición botánica del potrero, que se realizó un día antes de la toma de muestra sanguínea, antes que los animales salgan a pastorear, es decir el día 20 de iniciado el consumo de pastos cultivados.

3.3.2 Índice de selectividad

3.3.2.1 Composición botánica del potrero

Se realizó, un día antes de la toma de muestra sanguínea, el día 20 de iniciado el consumo de pastos cultivados, antes que los animales ingresen al potrero.

La toma de muestra consistió en un muestreo estratificado del potrero (de acuerdo a la altura del crecimiento), tomando cinco muestras representativas, éstas fueron homogenizadas y pesada en base fresca. Luego se tomó una submuestra representativa y en base seca se realizó la separación manual en gramíneas y leguminosas. Una vez realizada la separación manual se pesó la proporción de gramíneas y leguminosas encontradas. Se determinó en base al peso el porcentaje de la cantidad de gramíneas y leguminosas presentes en el potrero. Esta toma de muestra también se utilizó para tomar una submuestra para el análisis químico del alimento ofrecido.

3.3.2.2 Composición botánica del consumo de alpacas y llamas destetadas

Se realizó un día antes de la toma de muestra sanguínea, el día 20 de iniciado el consumo de pastos cultivados.

Se tomaron cinco muestras del consumo de alpacas y cinco muestras del consumo de llamas. Este muestreo se realizó en horas de la mañana después de 30 minutos de pastoreo y se identificaron a cinco alpacas y cinco llamas destetadas y se simuló su consumo en 50 estaciones de pastoreo (NRC, 1962). Las muestras fueron homogenizadas y pesadas en base fresca.

Luego se tomó una submuestra representativa y en base seca se realizó la separación manual en gramíneas y leguminosas. Una vez realizada la separación manual se pesó la proporción de gramíneas y leguminosas encontradas. Se determinó en base al peso el porcentaje de la cantidad de gramíneas y leguminosas presentes en su consumo.

3.3.2.3 Determinación del Índice de selectividad (IS)

Se determinó entre la composición botánica del consumo de las alpacas y llamas destetadas y la composición del potrero, mediante la fórmula diseñada por Ngwa *et al.* (2000):

$$IS = \frac{\% \text{ consumido}}{\% \text{ disponible}}$$

Donde:

% consumido: porcentaje de la especie consumida por el animal

% disponible: porcentaje de la especie que está disponible para su consumo en el potrero

Interpretación (Pezo y Skarpe, 2009):

IS > 1.3: indica que la especie está siendo preferida por sobre otras

IS 0.7 a 1.3: indica que la especie es neutra, es decir que la proporción consumida de la especie y su disponibilidad en la pastura es la misma

IS < 0.7: indica que la especie es rechazada.

3.3.3 Nitrógeno ureico sanguíneo

La toma de muestra se realizó con el personal que estaba en constante permanencia con los animales encargándose de realizar la sujeción y el personal con experiencia en la toma de muestra sanguínea.

La obtención de la muestra sanguínea se realizó por punción a la vena yugular, empleándose tubos vacutainer al vacío tapa roja y agujas Nro. 21. Los tubos debidamente identificados se trasladaron al laboratorio de la estación para ser centrifugadas a 3500 rpm, durante 10 min y el suero se almaceno a -20°C hasta ser remitido al Laboratorio de Bioquímica, Nutrición y Alimentación Animal de la FMV de la UNMSM para su respectivo análisis. El tiempo entre la última toma de muestra sanguínea y el centrifugado fue como mínimo de 30 minutos.

3.4. Determinaciones de laboratorio

3.4.1 Análisis de la composición química del alimento ofrecido

El análisis proximal de humedad, materia seca, proteína cruda, fibra cruda, extracto etéreo y ceniza de la pastura cultivada disponible en el potrero se realizó de acuerdo a los protocolos de la AOAC (1995).

3.4.1.1 Humedad y Materia seca

- **Procedimiento**

- a. Se colocó una cápsula de porcelana dentro de una estufa a 60°C durante 20 min, con el fin de quitar la humedad. Se enfrió en un desecador.
- b. Luego se sacó la cápsula del desecador y rápidamente se pesó en una balanza de precisión y se anotó su peso.
- c. Luego se colocó la muestra picada en la cápsula de porcelana ya secada y limpia y se pesó en una balanza de precisión y se anotó el peso.
- d. Seguidamente se colocó la cápsula de porcelana con el contenido en la estufa a 60 °C durante 48 hr. En ese lapso la muestra pierde humedad, lo que queda es materia seca.
- e. Se enfrió la capsula y su contenido en un desecador y se pesó en la balanza de precisión y se anotó el peso (C).

- **Cálculo de resultados**

Los resultados se calcularon en base a la siguiente fórmula:

$$\% H = 100 \times \frac{(B-A) - (C-A)}{(B-A)} \quad \% MS = 100 - \% H$$

Donde:

% H: porcentaje de humedad

% MS: porcentaje de materia seca

A: Peso de la cápsula seca y limpia (g)

B: Peso de la cápsula + muestra húmeda (g)

C: Peso de la cápsula + muestra seca (g)

3.4.1.2 Proteína cruda

- **Procedimiento**

- ✓ **Proceso de digestión**

- a. Se pesó 0.3 g de muestra y se colocó en el tubo de digestión que contenía una pastilla de mezcla catalizadora y 6 ml de ácido sulfúrico concentrado.
- b. Luego se colocó en el digestor Kjeldahl a su máxima temperatura.
- c. En donde se digiere la materia orgánica hasta cuando el digesto tenga el aspecto de un líquido transparente.

- ✓ **Proceso de destilación**

- a. Luego disolver la muestra digerida en 25 ml de agua.
- b. Luego se colocó en el extremo del condensador, el matraz Erlenmeyer conteniendo 25 ml de ácido bórico al 3 %
- c. Se adicionó al tubo con el digesto 25 ml de hidróxido de sodio
- d. Se destiló durante 4 minutos
- e. El amoniaco se recibe en la solución de ácido bórico

- ✓ **Proceso de titulación y cálculos**

- a. El destilado bajo la forma de borato de amonio se titula con Ácido sulfúrico 0.1 N, previamente se adiciona tres gotas del indicador.
- b. El viraje del indicador de verde o violeta indica el término de la titulación
- c. Se anota el gasto de ácido sulfúrico

- **Cálculos de los resultados**

$$\% \text{ PC} = \frac{\text{Gasto} \times 14 \times 0.1 \times 6.25}{\text{MP} \times 10}$$

Dónde:

%PC: porcentaje de proteína cruda

Gasto: gasto de ácido sulfúrico

14: Peso molecular del nitrógeno

0.1: Normalidad del ácido sulfúrico

6.25: Factor de conversión de nitrógeno a proteína

MP: muestra pesada

3.4.1.3 Fibra cruda

- **Procedimiento**

- Se colocó 2 g de muestra libre de grasa en un vaso de 600 ml de capacidad.
- Se adicionó 200 ml de ácido sulfúrico al 1.25%.
- Se colocó sobre el calentador del extractor para hervir durante 30 min.
- Se filtra cuidadosamente a través de la tela. Se lava la fibra con agua destilada caliente, hasta que la reacción acida de tornasol desaparezca.
- Luego se transfirió la fibra a un vaso de 600 ml de capacidad, lavando la tela filtrante con 200 ml de hidróxido de sodio al 1.25% y se hirvió por 30 min.
- Se colocó una pequeña porción de asbesto en el fondo de un crisol y se filtró la fibra. Se lavó la fibra añadiendo agua destilada caliente, hasta que la reacción alcalina al tornasol desaparezca.
- Se secó en una estufa el crisol con el contenido de fibra a 60°C durante una noche, se enfrió en un desecador. Se pesó y anotó.
- Se incineró la fibra en una mufla por 3 h a 600 – 700°C
- Se enfrió en un desecador. Se pesó y anotó.
- Reporte la pérdida de peso, como equivalente a la fibra cruda.

- **Cálculo de los resultados**

$$\% FC = \frac{Pcs - Pci}{Pm} \times 100$$

Donde:

%FC: porcentaje de fibra cruda

Pcs: peso de crisol secado a 60°C

Pci: peso del crisol después de la incineración

Pm: peso de la muestra

3.4.1.4 Extracto etéreo

- **Procedimiento**

- Se pesó 2 g de muestra previamente secada y se depositó dentro del dedal de celulosa forrado internamente con papel filtro.
- Se colocó dentro del porta dedal y se fijó bajo el condensador del aparato de extracción Goldsfich.

- c. Se depositó dentro del vaso de extracción previamente secado, 30 a 40 ml de éter, y se colocó debajo del condensador cerrando herméticamente.
- d. Se abrió la llave del agua y se subió las parrillas hasta que quede en contacto con la base del vaso de extracción
- e. Se inició el calentamiento a temperatura alta y se observó durante 10 min si hay fugas de éter
- f. A partir del inicio de la ebullición se mantuvo durante 6 horas de extracción
- g. Cuando finalizó el tiempo de extracción, se bajó las parrillas y se dejó que el dedal termine de gotear. Se quitó el dedal que contiene la muestra. Se colocó en lugar del dedal, el tubo colector de vidrio y se volvió a colocar el vaso de extracción y se subió las parrillas calientes.
- h. Se destiló el éter que se encuentre en el vaso de extracción y poco antes que se evapore a sequedad; se bajó las parrillas y se retiró el vaso
- i. Se vació el éter de los tubos recolectores a un recipiente especial para éter usado
- j. Se subió nuevamente las parrillas, se colocó sobre ellas el portavaso de aluminio y sobre él se determinó la evaporación del éter residual del vaso de extracción
- k. Se limpió perfectamente el exterior del vaso de extracción y se introdujo en la estufa a 100°C durante 30 minutos. Se enfrió en un desecador, se pesó y anoto el peso.

- **Cálculo de los resultados**

$$\% EE = \frac{(VEg - VE) \times 100}{PM}$$

Donde:

% EE: Porcentaje de extracto etéreo

PM: peso de muestra inicial en gramos

VE: peso del vaso de extracción en gramos

VEg: peso del vaso de extracción más residuo de grasa en gramo

3.4.1.5 Ceniza

- **Procedimiento**

- a. Se pesó en un crisol tarado 2 g de muestra seca
- b. Se colocó en una mufla que mantenga la temperatura a 600°C durante tres horas

- c. Se cortó la corriente eléctrica y se esperó que la temperatura baje hasta 200°C. Luego se pasó el crisol a un desecador para que enfríe.
- d. Se pesó el crisol con su contenido y se anotó el peso.

- **Cálculo de los resultados**

$$\% \text{ MO} = (C - B) / \text{muestra} * 100 \qquad \% \text{ Ceniza} = 100 - \text{MO}\%$$

Dónde:

% MO: porcentaje de materia orgánica

% Ceniza: porcentaje de ceniza

C: Peso crisol con muestra incinerada

B: Peso crisol con muestra

3.4.2 Determinación del nitrógeno ureico sanguíneo

Se determinó la concentración de nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) en las muestras de suero sanguíneo, mediante el método enzimático, utilizando un kit comercial de urea según protocolo establecido por Wiener Lab (2000). Las muestras fueron analizadas por triplicado.

3.4.2.1 Fundamento del método

La ureasa descompone específicamente a la urea produciendo dióxido de carbono y amoníaco; éste reacciona con fenol e hipoclorito en medio alcalino, produciendo azul de indofenol que se determina colorimétricamente.

3.4.2.2. Procedimiento

- a. Se reconstituyeron los reactivos según las instrucciones del fabricante y se homogenizaron las muestras de suero sanguíneo antes de ser analizadas.
- b. Se preparó una batería de tubos de vidrio conteniendo 1 gota de agua. Tubo blanco, tubo estándar (S) y tubos muestra de sueros sanguíneos.

- c. Se colocó 20 ul de estándar al tubo S y 20 ul de suero en los tubos de muestra de suero sanguíneos.
- d. Se agregó 1 gota de ureasa a cada uno de los tubos y se agitó suavemente.
- e. Se incubó a 37°C por 5 minutos.
- f. Se agregaron 1 ml del Reactivo A y 1 ml del Reactivo B.
- g. Se incubó a 37°C por 5 min.
- h. Se agregó 10 ml de agua destilada a cada tubo.
- i. Se mezcló por inversión y se retiró del baño.
- h. Después de 10 minutos se hizo la lectura en el espectrofotómetro a 540 nm, llevando a cero con el blanco.

3.4.2.3. Cálculo de resultados

Los resultados se calcularon en base a la siguiente fórmula:

$$\text{NUS (mg/dl)} = \frac{D}{S} \times \text{Factor} \quad \text{Factor} = \frac{28 \text{ mg/dl}}{S}$$

Donde:

D: Absorbancia de la muestra

S: Absorbancia del estándar

3.5. Análisis de la información

Los valores de NUS tanto de alpacas como de llamas destetadas fueron sometidos al test de normalidad de Shapiro - Wilk obteniéndose un pvalue>0.05 concluyendo que los datos siguen una distribución normal y después fueron analizados a través de la prueba de t de Student de dos muestras de iguales varianzas.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Composición química del pasto cultivado ofrecido

En el cuadro 7, se presenta la composición química del pasto cultivado ofrecido para los animales.

Cuadro 7. Composición química de la asociación Rye grass italiano y trébol blanco ofrecido

Nutriente	%
Humedad	81.91
Materia Seca	18.09
Proteína cruda	16.30
Fibra cruda	19.20
Extracto etéreo	1.43
Ceniza	6.60

La composición química de los forrajes se ven influenciados por diversos factores, como la variedad, edad de corte, época de corte, composición florística, riego, etc. Los nutrientes que más se ven afectados son la proteína cruda y la fibra cruda; en el presente estudio el nivel de proteína cruda fue superior al reporte de Bojórquez (1998) en la localidad de Chaquicocha para el período de descanso de 30, 40, 50 días. En fibra cruda fue superior para el período de descanso de 30 y 40 días e inferior para el período de descanso de 50 días.

Como se menciona la proteína cruda y la fibra cruda se ven influenciadas por diversos aspectos, especialmente el tiempo de descanso, ya que a mayor tiempo de crecimiento la fibra cruda se incrementara y la proteína cruda disminuirá; en el trabajo realizado la pastura tuvo un descanso de 50 días aproximadamente y se realizó durante la época seca (Setiembre – octubre) pero durante este periodo la pastura recibió un riego por inundación cada 10 días y además la proporción de leguminosas fue mayor a lo reportado por Bojórquez (1998) siendo superior en proteína cruda ya que estas plantas son ricas principalmente en proteínas y pueden proveer al suelo el nitrógeno necesario para su crecimiento (Grijalva *et al.*, 1995).

Índice de selectividad

En el cuadro 8, se presenta la composición botánica del potrero y la composición botánica del consumo de alpacas y llamas destetadas. Los resultados obtenidos de índice de selectividad (IS), indican que tanto las alpacas y llamas destetadas no han presentado selectividad en su consumo, ha sido neutra, es decir que la composición botánica de la dieta consumido tanto gramíneas y leguminosas fue por igual a la composición botánica disponible en la pastura entre las especies.

Cuadro. 8 Composición botánica e índice de selectividad entre la composición botánica del potrero y del consumo de alpacas y llamas destetadas

	Composición botánica		Índice de Selectividad (IS)	
	Gramínea (%)	Leguminosa (%)	Gramíneas	Leguminosas
Potrero	82.10	17.90		
Consumo de alpacas	78.50	21.50	0.96	1.20
Consumo de llamas	84.00	16.00	1.02	0.89

Esto resultados difiere con lo indicado por San Martín (1996a) en donde en un estudio comparativo de la composición botánica de la dieta determinó que la mayor preferencia de las llamas es por las gramíneas y la alpaca su alta selectividad por plantas herbáceas. Esto puede deberse que el estudio fue en un pastoreo de pastos naturales donde se tenía una variedad de especies para seleccionar, a diferencia de lo realizado en los pastos cultivados donde sólo se tiene dos variedades y su capacidad de seleccionar disminuye.

Nitrógeno ureico sanguíneo

Los resultados del Test de Shapiro –Wilk $pvalue > 0.05$ indican que los valores de NUS tanto de alpacas como de llamas destetadas siguen una distribución normal.

Shapiro-Wilk W test for normal data

Variable	Obs	W	V	z	Prob>z
NUS	127	0.98617	1.396	0.750	0.22671

En el cuadro 9, se muestra los valores de NUS de las alpacas y llamas destetadas mantenidas en una pastura cultivada, se observa que no existe diferencia estadística ($P > 0.05$) significativa entre las especies evaluadas.

Cuadro 9. Nitrógeno ureico sanguíneo (mg/dl) en alpacas y llamas destetadas

	N animales	Promedio	DE	Rango
Alpacas	63	19.04 ^a	3.24	12.13 - 26.36
Llamas	64	19.05 ^a	3.93	8.80 - 25.69

^a Letras similares indican no diferencia estadística ($p\text{-valor} \geq 0.05$); DE: desviación estándar.

Estos resultados coincide con lo reportado por Davies *et al.* (2006) donde señaló que no hubo diferencia significativa de niveles de NUS entre las alpacas y llamas adultas alimentadas con diferente cantidad de proteína cruda (9 y 12%). Esto puede deberse, que en alimentos de alta calidad proteica, su eficiencia digestiva para tener una mayor utilización del nitrógeno es mínima en ambas especies, reflejándose por su similaridad en sus concentraciones de nitrógeno ureico sanguíneo.

Los promedios obtenidos de NUS en alpacas y llamas destetados (19.04 y 19.05 mg/dl respectivamente) se encuentran dentro de los rangos reportados por Fowler (2010) de 12-28 mg/dl) en animales menores de 1 año y por Flores *et al* (2015) de 9.33 - 32.67 mg/dl. Sin embargo se encuentra inferior al reportado por Bustinza (2001b) de 22-46 mg/dl, Davies *et al.* (2006), Sigvas *et al.* (2007) y Pari (2015) y superior al reportado por Burton *et al.* (2002),

Robinson *et al.* (2004) y Rodrigo (2015), el cual estas diferencias puede deberse al estado nutricional, geográfico y fisiológico que pueden haber estado los animales de estudio donde los niveles de NUS está altamente correlacionado con la disponibilidad de agua, estado nutricional y fisiológico del animal (Davies *et al.*, 2006).

Asimismo los valores encontrados de NUS, fue inferior al reportado por Barreda (2017) y superior reportado por Rodrigo (2015). Esto puede deberse a la edad y etapa productiva de los animales que trabajaron los autores; Barreda (2017) trabajó con alpacas adultas y Rodrigo (2015) trabajo con crías. Considerar que en los animales adultos sus necesidades nutritivas para mantenerse es menor que en un animal en etapa de crecimiento cuyo requerimiento nutritivo es más alto (Van Saun, 2006) y por lo tanto su uso de reciclaje de urea de un animal adulto en mantenimiento será menor que en animales de crecimiento, aumentando así los niveles de NUS de los animales adultos. En el caso de las crías su tracto digestivo aún no está completamente desarrollado y se ve reducida su actividad microbiana hasta las 16 semanas de edad (Samaniego, 1977) y por ello el uso del nitrógeno va a ser diferente que en animales destetados cuyo tracto digestivo ya está más desarrollado como un adulto.

Los resultados obtenidos muestran que tanto alpacas como llamas destetados responden de igual forma en los niveles de NUS consumiendo pastos cultivados; las razones para esto podrían estar relacionado a que en ambas especies, su dieta en el consumo de pastos cultivados de dos asociaciones no fue diferente, teniendo como resultado de IS neutra y como esta reportado en la literatura, el aspecto de mayor importancia que influye sobre los niveles de NUS es el contenido y calidad de proteína en la dieta.

Como se reportó en la literatura, los aspectos anatómicos (tres compartimentos, presencia de sacos glandulares en los compartimentos) y fisiológicos (mayor reciclado de urea, contracción estomacal y flujo salival) que poseen ambas especies son muy similares y a esto se suma que al estar consumiendo una pastura cultivada de alta calidad proteica (16.30 % de proteína cruda) presenta un mecanismo de regulación en donde su tiempo de retención del alimento y su capacidad de reciclaje de urea en ambas especies disminuye, por ello no se encontró diferencias significativas en el nivel del NUS. Las mayores diferencias en estas especies se han observado a favor de las llamas en condiciones de bajo contenido de proteína cruda y alto contenido de fibra en los alimentos donde el tiempo de retención del alimento y reciclaje de urea aumenta (San Martín y Bryant, 1987; Kiani, 2015).

Esta similitud entre ambas especies puede estar relacionada con factores nutricionales como disponibilidad de proteína, ingestión de proteína y solubilidad de los componentes proteicos de la dieta (López *et al.*, 2005), viéndose reflejada en este estudio por su falta de selectividad en el consumo de pastos cultivados entre alpacas y llamas destetados. Esto concuerda con lo descrito por Ortega (1997) donde la concentración de NUS está en directa relación con el aporte proteico de la ración y con la relación proteína-energía de esta, siendo empleada en los perfiles metabólicos como un indicador de la actividad metabólica proteica del animal.

V. CONCLUSIONES

Bajo las condiciones en que se desarrolló el estudio se concluye:

- No existe diferencia en los niveles de nitrógeno ureico sanguíneo entre alpacas y llamas destetadas mantenidas en pastos cultivados.
- No hubo selectividad entre las especies de pastos cultivados por las alpacas y llamas destetadas.

VI. LITERATURA CITADA

Ali EE. 2008. Efecto de la privación de alimentos en el perfil metabólico de llamas (*Lama glama*) en la estación experimental de Letanias-Viacha. Tesis Ingeniería Agronómica. Univ. Mayor de San Andrés. La Paz. Bolivia. 105 p.

AOAC. 1995. Official methods of analysis. Association of Official Analytical Chemists; International Suite 400. 2200. Wilson. (16 th.ed) Boulevard Arlington Virginia. 22201-3301. Washington. D.C. USA.

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.

Attwood GT, Reilly K. 1996. Characterization of proteolytic activities of rumen bacterial isolates from forage-fed cattle. *The Journal of applied bacteriology*. 81: 545-552.

Attwood GT, Klieve AV, Ouwerkerk D, Patel BK. 1998. Ammonia-hyperproducing bacteria from New Zealand ruminants. *Applied and environmental microbiology*. 64: 1796-1804.

Avendaño S. 2002. Estudio comparativo de la digestibilidad *in vitro in situ* y enzimática de forrajes de diferente calidad nutritiva en alpacas (*Lama pacos*). Tesis de Médico Veterinario. Univ. Nac. Mayor de San Marcos. Lima- Perú. 52 p.

Barreda JL. 2017. Efecto de la suplementación alimenticia en la fertilidad de alpacas machos y hembras por inseminación artificial. Tesis Médico veterinario. Univ. Nac. Del Altiplano. Puno-Perú. 50 p.

Burton S, Robinson TF, Roeder NP, Johnston NP, Latorre EV, Reyes SB, Schaaajle B. 2002. Body condition and blood metabolite characterization of alpaca (*Lama pacos*) three months prepartum and offspring three months postpartum. USA. Small Ruminant Research 48 (2003): 69-76.

Bojórquez C. 1998. Producción de pastos cultivados en tres zonas agroecológicas de la sierra central. Revista de investigaciones Pecuarias. Vol. 9 N° 1.

Bustinza V. 2001a. La Alpaca I Conocimiento del gran potencial andino. Primera edición. Instituto de Investigación y Promoción de Camélidos Sudamericanos. Puno - Perú. 495 p.

Bustinza V. 2001b. La alpaca II Crianza, manejo y mejoramiento. Primera edición. Instituto de Investigación y Promoción de Camélidos Sudamericanos. Puno - Perú. 343 p.

Cabezas O, Giannetto A, Merino M, Piccione G. 2007. Seasonal variation of serum urea concentration in alpacas (*Lama pacos*) housed at three different altitudes. Arch Vet Ital 58(1): 21-27.

CARE Perú. 2015. Cultivando pastos asociados. Sistematización de la experiencia. 1ª ed. Huaraz: Multiservicios Vegal. [Internet], [06 de diciembre 2015]. Disponible en: <http://www.care.org.pe/wp-content/uploads/2015/06/Cultivando-Pastos-Asociados-Sistematizacion1.pdf>

Castro J, Chirinos D, Rojas R. 2016. Aprendizaje temprano a la ingesta de concentrado en alpacas huacaya. Rev. Inv. Vet. Peru 2017. 28(1): 71-77.

Ceron ME. 2014. Estudio de la diversidad microbiana del compartimento C1 del sistema digestivo de la llama (*Lama glama*). Tesis de Doctorado de Farmacia y Bioquímica. Universidad de Buenos Aires. Argentina. 155 p.

Cerón MF, Henao AF, Múnera OD, Herrera AC, Díaz A, Parra AM, Tamayo CH. 2014. Concentración de nitrógeno ureico en leche. Interpretación y aplicación práctica. 1ª ed. Medellín: Biogénesis. 18 p.

Cummings JF, Munnell JF, Vallenás A. 1972. The mucigenous glandular mucosa in the in the complex stomach of two new-world camelids, the llama and guanaco. Journal of morphology. 137: 71-109.

Davies HL, Robinson TF, Roeder BL, Sharp ME, Johnston NP, Christensen AC, Schaalje GB. 2006. Digestibility, nitrogen balance, and blood metabolites in llama (*Lama glama*) and alpaca (*lama pacos*) fed barley or barley alfalfa diets. Small Ruminant Research. 73 (2007): 1-7.

De Veth MJ, Kolver ES. 2001. Diurnal variation in pH reduces digestion and synthesis of microbial protein when pasture is fermented in continuous culture. Journal of dairy science. 84: 2066-2072.

DGPA (Dirección General de Promoción Agraria). 2005. Manual de Manejo de pastos cultivados para zonas alto andinas. Ministerio de Agricultura. 32 p.

Domínguez A, Lajarín M. 2016. Valoración de la función renal en la práctica clínica. Trabajo fin de grado. Universidad Complutense. Facultad de farmacia. Madrid. España. 21 p.

Eckerlin RH, Stevens CE. 1973. Bicarbonate secretion by the glandular sacculles of the llama stomach. The Cornell veterinarian. 63: 436-445.

Emmanuel N, Patil NV, Bhagwat S, 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 (1): 356-361

Englehardt W, Scheneider. 1999. Energy and nitrogen metabolism in the llama. Anim.Res.Develop. 5: 68-72

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.

Estrada MA. 2009. Comparación de coeficientes de digestibilidad aparente y balance del nitrógeno en llamas (*Lama glama*) y ovino (*Ovis aries*) criados en la región andina del altiplano boliviano. Tesis de grado de ingeniería agronómica. Universidad Mayor de San Andrés. 132p.

FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). 2005. Situación Actual de los Camélidos Sudamericanos en Perú. Perú. Proyecto de Cooperación Técnica en apoyo a la crianza y aprovechamiento de los Camélidos Sudamericanos en la Región Andina. 60 p.

Flórez JA. 1973. Velocidad de pasaje de la ingesta y digestibilidad en alpacas y ovinos. In *Prog. Acad. Med. Veterinarios*. Lima, Perú: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 44 p.

Flórez A, Malpartida E, San Martín F. 1992. Manual de Forrajes para zonas áridas y semiáridas andinas. Red de Rumiantes menores (RERUMEN). Lima. Perú. 281p.

Flores S, Li O, Gavidia C, Hoyos L, Barrios M. 2015. Determinación del perfil bioquímico sanguíneo hepático y renal en alpacas (*Vicugna pacos*) aparentemente normales. *Rev. Inv. Vet. Peru* 2016. 27 (1): 196-203.

Fowler M. 2010. *Medicine and Surgery of Camelids*. 3^a ed. Editorial Wiley-Blackwell. USA. Iowa State. 644 p.

García W, Pezo D, Franco E, San Martín F, Novoa C. 1999. Crecimiento post destete y obtención de peso apropiado para el empadre en alpacas y llamas. *Rev. Inv. Vet. Perú*. 10 (2):39-42.

García W, San Martín F, Novoa C, Franco E. 2002. Engorde de llamas bajo diferentes regímenes alimenticios. *Rev. Inv. Vet. del Perú*. 13 (2): 1-9

Garriz M, López A. 2002. Suplementación con Nitrógeno no proteico en Rumiantes. Facultad de Veterinaria de la Universidad de Buenos Aires. 24 p.

Grijalva J, Espinosa F, Hidalgo M. 1995. Producción y utilización de pastizales en la región interandina del Ecuador. INIAP. Quito. Ecuador. 55 p.

Harrison DG, Beever DE, Thomson DJ, Osbourn DF. 1976. Manipulation of fermentation in the rumen. J. Sci. Food Agric. 27, 617-620.

Heller R, Gregory PC, Engelhardt W. 1984. Pattern of motility and flow of digesta in the forestomach of the Llama (*Lama guanaco* f. *glama*). J Comp Physiol. (1984) 154: 529-533.

Heller R, Cercasov V, Engelhardt W. 1986. Retention of fluid and particles in the digestive tract of the llama (*Lama guanacoe* f. *glama*). Comp. Biochem physiol. (83A.) 4: 687-691.

Hidalgo V. 2013. Formulación de alimentos balanceados para el engorde de Ganado Vacuno. Guía Técnica. UNALM. Puno. 32 p.

Ho R. 2017. Agricultura familiar y desarrollo alpaquero en el sur del Perú: Auditoria técnica de las experiencias de Soluciones Prácticas (2005-2015). Soluciones Prácticas. 116 p.

Jouany JP, Dardillat C, Kayouli C. 1995. Microbial cell wall digestion in camelids. In: Tisserand J.L. (ed.). Elevage et alimentation du dromadaire. Zaragoza: CIHEAM. Options Méditerranéennes: Série B. Etudes et Recherches. N°13. p 33-42.

Kiani A, Alsted L, Nielsen MO. 2015. Differential metabolic and endocrine adaptations in llamas, sheep, and goats fed high- and low-protein grass-based diets. Domestic Animal Endocrinology. Oct. 53: 9-16.

Leyva V. 1991. Camélidos sudamericanos. Informe técnico. Fase III. Proyecto Camélidos Sudamericanos. IVITA-CIID. 89 p.

López A, Raggi LA. 1992. Requerimientos nutritivos de camélidos sudamericanos: llamas (*Lama glama*) y alpacas (*Lama pacos*). Arch. Med. Vet. 24. p 121-130.

López A, Morales MS, Cabrera R, Urra X. 2000. Ingestión y digestibilidad aparente de forrajes por la llama (*Lama glama*): I. Heno de alfalfa (*Medicago sativa*) y paja de trigo (*Triticum aestivum*) en diferentes proporciones. *Arch. Med.vet.* 32 (2): 201-208.

López Y, León E, Ramírez J, Labrada J, Rodríguez Y. 2005. Efecto de la Suplementación con *Leucaena Leucocephala* Sobre Algunos Indicadores Bioquímicos de la Sangre en Ovejas Pelibuey Cubanas. *Revista Virtual Visión Veterinaria*.

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.

Mamani RH, Huanca T, Aguilar EL, Condori N, Cuayla G, Barrionuevo L, Tapia G. 2011. Situación actual y perspectivas de los camélidos sudamericanos del distrito de torata. AIMGBRCS. Moquegua. Peru. 107 p.

Meléndez P, Donovan A, Hernández J. 2000. Milk Urea Nitrogen and infertility in Florida Holstein Cows. *J Dairy Sci.* (83): 459- 463.

MINAGRI (Ministerio de agricultura y riego). 2008. Camélidos sudamericanos. Situación de las actividades de crianza y producción. Disponible en: <http://www.minagri.gob.pe/portal/40-sector-agrario/situacion-de-las-actividades-de-crianza-y-produccion/298-camelidos-sudamericanos>.

Moya Y, Toro J, Cruz G. 2015. Evaluación de la función renal: el concepto de clearance renal y su aplicación diagnóstica. *Rev. Farmacol. Chile.* 8(3): 25-34.

Ngwa AT, Pone DK, Mafeni JM. 2000. Feed selection and dietary preferences of forage by small ruminants grazing natural pastures in the Sahelian zone of Cameroon. *Animal Feed Science and Technology.* 88: 253-266.

NRC (National Research council).1962. Basic problems and techniques in ranges research. Washington, DC: The National academies press. p 70.

NRC (National Research Council). 2001. Nutrient requirements of Dairy Cattle. 7 rev. ed. Washington, DC., USA. National Academy Press. 381 p.

Ortega H, Arthaus R, Tahoada, Gallardo M. 1997. Niveles de urea y amonio en sangre y leche de bovinos y su influencia sobre la reproducción. FAVE. (10) 1-2: 33-39.

Paredes ME. 2010. Relación de medidas biométricas y el desarrollo macroscópico del intestino de la cría de alpaca (*Vicugna pacos*). Tesis Médico Veterinario. Univ. Nac. Mayor de San Marcos. Facultad de Med. Veterinaria. Lima. Perú. 56 p.

Pari J. 2015. Efecto de la castración en alpacas sobre el metabolismo de compuestos nitrogenados proteicos y no proteicos. Tesis Médico veterinario y zootecnista. Univ. Nac. Del Altiplano. Puno. Perú. 55p.

Patra AK, Aschenbach JR. 2018. Ureases in the gastrointestinal tracts of ruminant and monogastric animals and their implication in urea-N/ammonia metabolism. Journal of Advanced Research. Review. [Internet], [23 February 2018]. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.jare.2018.02.005>

Pezo D, Skarpe C. 2009. ¿Cómo determinar las especies forrajeras que prefieren los animales en una pastura con composición florística compleja?. Agroforestería en las Américas. N° 47. 85-93 p

Pezo D, Franco E, García W, Franco F, Bravo W, Alarcón V, San Martín F. 2014. Manual del técnico alpaquero. 2ª ed. Lima: Soluciones prácticas. 130 p

Pulgarín SJ. 2011. Respuesta de una mezcla forrajera establecida de clima frío, a la aplicación de silicato de magnesio. Tesis Ingeniería Agroindustrial. Quito. Ecuador. 141 p

Prud'Hon M, Cordesse R, De Rouville S, Thimonier J. 1993. Les camélidés sud-américains: le point des connaissances. INRA Prod Anim 6 (1): 5-15.

Relling A, Mattioli G. 2003. Fisiología Digestiva y Metabólica de los Rumiantes. Facultad de Ciencias Veterinarias Universidad Nacional de la Plata. Argentina. p 7-38.

Robinson TF, Roeder BL, Schaalje GB, Hammer JD, Burton S, Christensen M. 2004. Nitrogen balance and blood metabolites of alpaca (*Lama pacos*) fed three forages of different protein content. *Small Ruminant Research*. 58 (2005): 123-133.

Rodrigo J. 2015. Niveles de Nitrógeno ureico en sangre y leche de alpacas madre y crías. Tesis de Médico Veterinario. Puno- Perú: Univ. Nac. Del Altiplano Puno. 51 p.

Rodríguez R, Sosa A, Rodríguez Y. 2007. La síntesis de proteína microbiana en el rumen y su importancia para los rumiantes. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*. 41 (4): 303-311.

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*). *Rev. inv. vet. Perú*. 28 (1): 62-70.

Russell JB, Wilson DB. 1996. Why are ruminal cellulolytic bacteria unable to digest cellulose at low pH? *Journal of dairy science*. 79: 1503-1509.

Samaniego LG. 1977. Estudio morfo fisiológico en el desarrollo postnatal del estómago de la alpaca (*Lama pacos*). Univ. Nac. Mayor de San Marcos. Lima-Perú. 46 p.

San Martín F. 1987. Comparative forage selectivity and nutrition of South American camelids and sheep ed. (Ph.D. Dissertation). Lubbock, TX: Texas Tech Univ. 146 p.

San Martín F. 1991. Alimentación y nutrición. En: Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos. Fernández-Baca, S. Santiago de Chile.: FAO. p. 213-261.

San Martín F. 1994. Avances y alternativas de alimentación para los camélidos sudamericanos. *Investigaciones Pecuarias*. 7 (2): 1-4.

San Martín F. 1996a. Nutrición en alpacas y llamas. Fondo Contravalor Perú-Suiza, CISA/IVITA, Fac. Med. Vet., Univ. Nac. Mayor San Marcos. Pub. Cient. IVITA N° 27: 3-21 p

San Martín F. 1996b. Nutrición de camélidos sudamericanos y su relación con la reproducción. *Rev. Argentina de Producción Animal*. 16(4):305-312.

San Martín F, Bryant FC. 1987. Nutrición de los camélidos sudamericanos: estado de nuestro conocimiento. Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de Altura. Programa Colaborativo de Apoyo a la Investigación en Rumiantes menores. Lima -Perú. 67 p.

Sánchez A. 2007. Influencia del sexo sobre algunos parámetros bioquímicos en alpacas (*Lama pacos*) a condiciones de Huancavelica. Maestría en producción animal. EPG – Universidad Nacional de Huancavelica.

Schmidt J, Zsedely E. 2011. Nutrition of ruminants. University of West-Hungary. 50 p.

SIEA (Sistema integrado de estadística agraria). 2016. Anuario estadístico de la producción agrícola y ganadera 2016. Ministerio de Agricultura y Riego. Perú. 156 p.

Siguas O, Paucar R, Olazabal J, San Martín F, Vélez V. 2007. Valores bioquímicos sanguíneos en alpacas en dos épocas del año en condiciones de Huancavelica: aportes al perfil metabólico de la especie. APPA-ALPA. Cuzco-Perú. p 1-4.

Tacunan VC. 2015. Producción de alpacas. Instituto superior tecnológico público Canipaco chacapampa. Huancayo. 88 p

Van Lier E, Regueiro M. 2008. Digestión en retículo-rumen. Departamento de producción animal y pasturas. Univ. De la república. Facultad de agronomía. Montevideo. Uruguay. 30 p.

Van Saun RJ. 2006. Nutrient requirements of South American camelids: a factorial approach. *Small Ruminant Research*. 61:165–186.

Varga GA, Kolver ES. 1997. Microbial and animal limitations to fiber digestion and utilization. *The Journal of nutrition*. 127:819S-823S.

Wallace RJ, McKain N. 1991. A survey of peptidase activity in rumen bacteria. *Journal of general microbiology*. (137): 2259-2264.

Walker ND, McEwan NR, Wallace RJ. 2003. Cloning and functional expression of dipeptidyl peptidase IV from the ruminal bacterium *Prevotella albensis* M384. *Microbiology*. (149): 2227-2234.

Wiener Lab. 2000. Uremia para la determinación de urea en suero, plasma y orina. Wiener Laboratorios S.A.I.C. Argentina.

Yaranga RM. 2009. Alimentación de camélidos sudamericanos y manejo de pastizales. Univ. Nac. Centro del Perú-Facultad de Zootecnia. Huancayo. 36 p.

VII. APÉNDICE

Apéndice 1. Información de NUS (mg/dl) de alpacas y llamas destetadas utilizadas en el trabajo.

NUS (mg/dl)	
Alpaca	Llama
12.1272289	8.79598394
12.4391935	9.65822581
12.8448718	9.9588710
13.3035484	11.7155020
14.4104418	12.6270968
15.1811895	13.0629719
15.6321818	13.5869880
15.7437722	13.7042254
15.8016364	13.8296774
16.0046948	14.7691935
16.2676364	15.2078431
16.2819277	15.4108527
16.3100000	15.5736434

16.5547445	15.9025641
17.0059312	16.6352941
17.0563380	16.9076923
17.2206573	17.1294118
17.3712930	17.1948718
17.4063260	17.3267273
17.6107056	17.5686275
17.7042570	17.7416867
17.7366548	18.0078431
17.8030842	18.0155039
17.8450704	18.4470588
17.8450704	18.5038760
17.8533887	18.8837209
17.8921162	19.0256410
18.1737089	19.4352941
18.2065728	19.6717949
18.2065728	19.6976744
18.4963504	19.7098039
18.8659549	19.7794872
18.9295775	19.8062016
18.9655991	19.8946154
18.9764869	19.9948718
19.2475795	20.0232558

19.2863071	20.0392216
19.3479319	20.0775194
19.5523114	20.3137255
19.6567273	20.4573643
19.6885645	20.5116279
19.7959668	20.7829457
20.5255878	20.8627451
20.5931198	21.1794872
20.6763990	21.4117647
20.7259786	21.6820513
21.3570581	21.8974359
21.4257908	21.9846774
21.7261411	22.0156863
21.7323601	22.0156863
21.7648686	22.1958233
22.1134163	22.3441026
22.3441026	22.4549020
22.4619640	22.6196078
22.5117371	22.7364341
22.9586375	22.9534884
23.1805128	23.0458182
24.0169231	23.0461538
24.2799526	23.7674419

24.8243430	24.7441860
25.0422535	24.8907631
26.3064516	25.0923077
26.3649635	25.4196078
	25.6941176

Apéndice 2. Peso (kg) promedio de alpacas y llamas al destete

Especie	N° de animales	Promedio	DE
Alpacas	63	27.8	4.61
Llamas	64	41.2	8.29

DE: desviación estándar

Apéndice 3. Prueba de t con iguales varianzas

```

-----
Group | Obs   Mean  Std. Err.  Std. Dev.  [95% Conf. Interval]
-----+-----
1 | 63   19.041  .4084818   3.242224   18.22445   19.85754
2 | 64   19.05377 .491611   3.932888   18.07136   20.03618
-----+-----
combined | 127  19.04743 .3187874   3.592551   18.41656   19.6783
-----+-----
diff |      -.0127742 .6401387          -1.279688   1.25414
-----

diff = mean(1) - mean(2)                t = -0.0200
Ho: diff = 0                            degrees of freedom = 125

Ha: diff < 0          Ha: diff != 0          Ha: diff > 0
Pr(T < t) = 0.4921    Pr(|T| > |t|) = 0.9841    Pr(T > t) = 0.5079

```