



Theses and Dissertations

---

2008

## Effect of food deprivation on the metabolic profile of llamas (Lama glama) in the Letanias experimental station - Viacha

Edwin Eddy Ali Quisbert  
*Brigham Young University - Provo*

Follow this and additional works at: <https://scholarsarchive.byu.edu/etd>



Part of the [Animal Sciences Commons](#), and the [Food Science Commons](#)

---

### BYU ScholarsArchive Citation

Ali Quisbert, Edwin Eddy, "Effect of food deprivation on the metabolic profile of llamas (Lama glama) in the Letanias experimental station - Viacha" (2008). *Theses and Dissertations*. 5329.  
<https://scholarsarchive.byu.edu/etd/5329>

This Thesis is brought to you for free and open access by BYU ScholarsArchive. It has been accepted for inclusion in Theses and Dissertations by an authorized administrator of BYU ScholarsArchive. For more information, please contact [scholarsarchive@byu.edu](mailto:scholarsarchive@byu.edu), [ellen\\_amatangelo@byu.edu](mailto:ellen_amatangelo@byu.edu).

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS

FACULTAD DE AGRONOMIA

CARRERA DE INGENIERIA AGRONOMICA



TESIS DE GRADO

EFECTO DE LA PRIVACION DE ALIMENTOS EN EL PERFIL  
METABOLICO DE LLAMAS (*Lama glama*) EN LA ESTACION  
EXPERIMENTAL DE LETANIAS - VIACHA

Edwin Eddy Ali Quisbert

LA PAZ - BOLIVIA

2008

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRES**  
**FACULTAD DE AGRONOMIA**  
**CARRERA DE INGENIERIA AGRONOMICA**



**TESIS DE GRADO**

**EFFECTO DE LA PRIVACION DE ALIMENTOS EN EL PERFIL  
METABOLICO DE LLAMAS (*Lama glama*) EN LA ESTACION  
EXPERIMENTAL DE LETANIAS – VIACHA**

**Edwin Eddy Ali Quisbert**

**LA PAZ – BOLIVIA**

**2008**

**Effect of Food Deprivation on the Metabolic Profile of Llamas (*Lama glama*) in the Letanias  
Experimental Station - Viacha**

**Abstract**

In the highlands, where regular agriculture and livestock are not viable, raising camelids is the only means of subsistence for rural families. While grazing during the dry season in the high Andean region, llamas face serious nutritional deficiencies due to limited forage availability. This study was done at the experimental station of the Benson Agriculture and Food Institute located in the community of Letanias which is in the municipality of Viacha. The objective was to determine the effect of food deprivation on the metabolic profile of blood plasma (concentration of urea-nitrogen, total protein, albumin, and creatinine) as well as the concentration of nitrogen in feces and urine of four and five year old llamas. These llamas were fed on a diet of 80% barley hay and 20% alfalfa hay during two periods of study (before and after food deprivation). Eight male Q'ara llamas were cannulated with a one meter tube in the jugular vein for blood sampling and trained to stay in metabolic cages. The study took place over a period of seven weeks, in which there was a four week period where food was reduced to 30%. The statistical analysis used was the paired t test. The results obtained were: urea-nitrogen concentration =  $23.31 \pm 8.73$  mg/dl, total protein =  $9.15 \pm 1.50$  mg/dl, albumin =  $4.47 \pm 0.41$  mg/dl, and creatinine =  $2.39 \pm 0.49$  mg/dl. The results for nitrogen concentration (%) in feces and urine were  $1.61 \pm 0.09$  and  $0.82 \pm 0.15$  respectively. The average weight loss for the animals was 13.25 kg. According to the results obtained in this study, the concentration of metabolites in blood plasma is within the range reported in other investigations. Statistical analysis indicates no significant differences ( $p < 0.05$ ) in the study periods before and after food deprivation for urea nitrogen, total protein, albumin, and nitrogen in the feces. In contrast, there was a significant difference ( $p < 0.01$ ) in plasma creatinine, nitrogen in the urine, and animal body weight.

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRES  
FACULTAD DE AGRONOMIA  
CARRERA INGENIERIA AGRONOMICA**

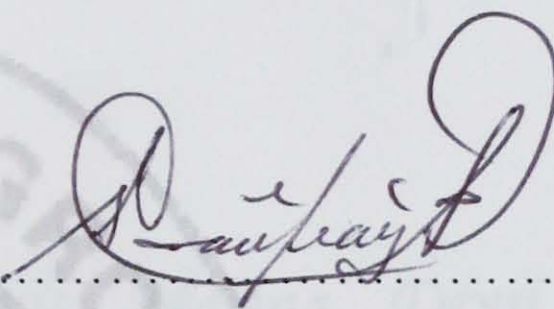
**EFFECTO DE LA PRIVACION DE ALIMENTOS EN EL PERFIL METABOLICO  
DE LLAMAS (*Lama glama*) EN LA ESTACION EXPERIMENTAL DE  
LETANIAS – VIACHA**

*Tesis de Grado presentado como requisito  
parcial para optar el Título de  
Ingeniero Agrónomo*

**EDWIN EDDY ALI QUISBERT**

**TUTOR:**

M.V.Z. Santiago Copa Quispe

  
.....

**ASESORES:**

Ing. Zoot. Francisco Flores Lopes

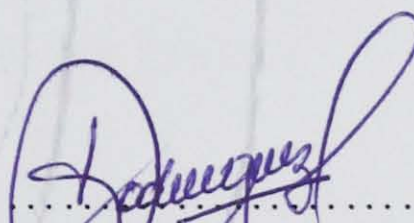
.....

PhD. Todd Robinson

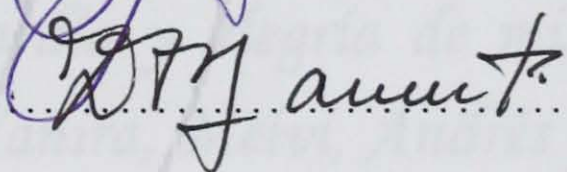
.....

**TRIBUNAL EXAMINADOR:**

Ing. M.Sc. Tito Rodríguez Claros

  
.....

Ing. Zenón Martínez Flores


  
.....

Ing. M.Sc. Diego Gutiérrez Gonzáles

.....

**APROBADA**

**PRESIDENTE TRIBUNAL EXAMINADOR:**

  
.....

---

---

## DEDICATORIA

*El presente trabajo esta dedicado con mucho cariño a mis padres Germán Ali M. y Alicia Quisbert F., por el apoyo incondicional que me dieron en el proceso de mi formación tanto personal como profesional, a través de su incansable trabajo y enseñanza en la vida.*

*A mis queridos hermanos: Marina, Deysi, Freddy y Jhannet, quienes me brindaron su constante apoyo y aliento moral para la culminación de mi carrera universitaria.*

*A la picardía y alegría de mis sobrinos: Andrea, Yanira, Melvi, Andrés y Joel.*

*Y por ultimo un agradecimiento a mis amigos de la Facultad de Agronomía y a todas las personas que me apoyaron, sugirieron y aportaron directa o indirectamente en el desarrollo de la presente investigación.*

---

---

# AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía, a los docentes de la carrera de Ingeniería Agronómica, por haber impartido sus valiosos conocimientos en mi formación profesional.

Un agradecimiento especial a mi Tutor M.V.Z Santiago Copa Quispe, de quien recibí apoyo incondicional y acertada dirección, de igual forma a mi asesor Ing. Zoot. Francisco Flores Lopes, por su valiosa colaboración y sugerencias del presente trabajo.

Al tribunal revisor Ing. M.Sc. Tito Rodríguez Claros, Ing. Zenón Martínez Flores y al Ing. M.Sc. Diego Gutiérrez Gonzáles, que gracias a sus acertadas correcciones se pudo culminar el documento.

A Benson Agriculture and Food Institute of Brigham Young University USA por el apoyo económico en la ejecución y conclusión del presente trabajo.

Al Ph.D. Todd Robinson profesor de Brigham Young University, por su apoyo en la redacción del trabajo de investigación.

Al Ing. Zoot. Lino Constancio López L., por el apoyo en la parte del análisis de laboratorio y la orientación que tan desinteresadamente me brindó.

A mi compañero Porfirio Yupanqui por su amistad incondicional y sus consejos oportunos en el análisis estadístico de la presente investigación.

Y por ultimo un agradecimiento a mis amigos de la Facultad de Agronomía y a todas las personas que me apoyaron, sugirieron y aportaron directa o indirectamente en el desarrollo de la presente investigación.

# INDICE DE CONTENIDO

	Página
<b>SECCIÓN PRELIMINAR</b>	
INDICE DE CONTENIDO .....	i
INDICE DE CUADROS .....	v
INDICE DE FIGURAS .....	vii
RESUMEN .....	viii
<b>1. INTRODUCCION .....</b>	<b>1</b>
1.1 Objetivos .....	2
1.1.1 Objetivo general .....	2
1.1.2 Objetivos específicos .....	2
<b>2. REVISION BIBLIOGRAFICA .....</b>	<b>3</b>
2.1 Población y distribución de los camélidos en Bolivia .....	3
2.2 Importancia de los camélidos sudamericanos en Bolivia .....	5
2.3 Anatomía y fisiología digestiva de la llama .....	6
2.4 Importancia de los nutrientes .....	7
2.5 Digestibilidad de nutrientes .....	8
2.6 Destino de los nutrientes .....	10
2.7 Requerimientos nutricionales de los camélidos sudamericanos (CSA) ...	10
2.8 Consumo de materia seca.....	12
2.9 Producción de los forrajes .....	13
2.9.1 Cebada ( <i>Hordeum vulgare</i> ) .....	13
2.9.2 Alfalfa ( <i>Medicago sativa</i> ) .....	13
2.10 Metabolismo .....	14
2.11 Agua y metabolismo intermedio .....	15
2.12 Sangre .....	16
2.13 Composición de la sangre.....	16
2.14 Plasma sanguíneo .....	18
2.15 Proteína .....	18
2.16 Componentes orgánicos del plasma sanguíneo .....	19
2.16.1 Proteína plasmática .....	19
2.16.2 Proteínas totales .....	21



2.16.2.1	Alteraciones de las proteínas plasmáticas o séricas totales ...	22
2.16.3	Albúmina .....	24
2.16.3.1	Alteraciones de la albúmina .....	26
2.16.4	Creatinina .....	27
2.16.4.1	Alteraciones de la creatinina .....	28
2.16.5	Urea .....	29
2.16.5.1	Alteraciones de la urea .....	31
2.16.6	Nitrógeno residual .....	32
2.17	Balance de nitrógeno .....	33
2.18	Parámetros bioquímicos de la sangre en camélidos .....	34
<b>3.</b>	<b>MATERIALES Y METODOS .....</b>	<b>35</b>
3.1	Localización .....	35
3.2	MATERIALES .....	37
3.2.1	Materiales de campo .....	37
3.2.1.1	Semovientes y sus características .....	37
3.2.1.2	Insumos alimenticios .....	37
3.2.1.3	Equipos .....	37
3.2.2	Materiales de laboratorio .....	39
3.2.2.1	Materiales para el análisis de ácidos grasos, proteína, creatinina y albúmina .....	40
3.3	METODOLOGÍA .....	41
3.3.1	Selección de animales .....	41
3.3.2	Preparación de los alimentos .....	41
3.3.3	Etapas de estudio de investigación .....	41
3.3.4	Preparación de los animales .....	42
3.3.4.1	Canulación en vena yugular de los animales .....	42
3.3.4.2	Pesaje de los animales .....	43
3.3.4.3	Adiestramiento de los animales a los corrales .....	43
3.3.4.4	Adiestramiento de los animales en las jaulas metabólicas .....	43
3.3.5	Alimentación de animales .....	43
3.3.5.1	Alimentación dentro el corral .....	43
3.3.5.2	Alimentación dentro las jaulas metabólicas .....	43

3.3.5.3	Horario de oferta del alimento .....	44
3.3.5.4	Determinación de restricción del consumo de alimento al 30% .	44
3.3.6	Obtención de muestras .....	44
3.3.6.1	Muestra de alimento .....	44
3.3.6.2	Muestras de sangre .....	44
3.3.6.3	Obtención del plasma .....	45
3.3.6.4	Colección de heces fecales .....	46
3.3.6.5	Colección de orina .....	46
3.3.7	Análisis de laboratorio de las muestras .....	47
3.3.7.1	Análisis de alimento ofrecido .....	47
3.3.7.2	Análisis de la proteína total .....	47
3.3.7.3	Análisis de albúmina .....	47
3.3.7.4	Análisis de creatinina .....	48
3.3.7.5	Análisis de orina y heces fecales .....	48
3.4	Factores de estudio .....	48
3.5	Variables de respuesta .....	48
3.6	Análisis estadístico .....	49
3.7	Análisis cronológico .....	49
3.7.1	Análisis de regresión lineal .....	50
3.7.2	Análisis de la componente estacional .....	50
<b>4.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIONES .....</b>	<b>51</b>
4.1	Niveles de nitrógeno en los alimentos ofrecidos .....	51
4.2	Concentración de nitrógeno (%) .....	52
4.2.1	Concentración de nitrógeno (%) en heces fecales .....	52
4.2.2	Concentración de nitrógeno (%) en la orina .....	54
4.3	Concentración de metabolitos en el plasma sanguíneo .....	56
4.3.1	Concentración de nitrógeno ureico (mg/dl) .....	56
4.3.2	Concentración de proteína total (g/dl) .....	58
4.3.3	Concentración albúmina (g/dl) .....	61
4.3.4	Concentración de creatinina (mg/dl) .....	63
4.4	Peso vivo de los animales (kg) .....	65
4.5	Análisis cronológico .....	67

4.5.1	Análisis cronológico para la creatinina .....	67
4.5.2	Análisis cronológico para el peso vivo .....	69
<b>5.</b>	<b>CONCLUSIONES</b> .....	<b>72</b>
<b>6.</b>	<b>RECOMENDACIONES</b> .....	<b>74</b>
<b>7.</b>	<b>BIBLIOGRAFIA</b> .....	<b>75</b>
Cuadro 4:	Promedios estimados de la tasa de pasaje de la fase sólida en llama y ovino .....	7
Cuadro 5:	Coefficiente de digestibilidad (%) de ovinos y llamas en función de la calidad de la dieta .....	9
Cuadro 6:	Requerimientos energéticos para procesos productivos .....	11
Cuadro 7:	Consumo de forraje en la pradera nativa por llama (kg/día) .....	12
Cuadro 8:	Valor nutricional de forrajes harinificados .....	14
Cuadro 9:	Constituyentes de la sangre y suero de los animales domésticos (referidos a 100 cc) .....	17
Cuadro 10:	Fracciones proteicas del suero humano y de algunos animales (en % de la proteína total) .....	20
Cuadro 11:	Valores de referencia de la concentración de proteínas totales de algunas especies animales .....	22
Cuadro 12:	Valores de referencia de la concentración de albúminas de algunas especies animales .....	25
Cuadro 13:	Valores de referencia de la concentración de creatinina de algunas especies animales .....	28
Cuadro 14:	Valores de referencia de la concentración de urea nitrogeno (BUN) de algunas especies animales .....	30
Cuadro 15:	Nitrógeno residual contenido en el suero de algunas especies domésticas (mg/100 ml) .....	32
Cuadro 16:	Componentes orgánicos en plasma sanguíneo de llamas .....	34
Cuadro 17:	Características climáticas de Letrán, Provincia Ingavi .....	35
Cuadro 18:	Composición de los alimentos ofertados .....	41
Cuadro 19:	Etapas de estudio de la investigación .....	42
Cuadro 20:	Oferta de alimentos durante el trabajo de investigación .....	44

## INDICE DE CUADROS

	Página
<b>Cuadro 1:</b> Población de camélidos sudamericanos en la Región Andina .....	3
<b>Cuadro 2:</b> Provincias con mayor población de camélidos en Bolivia .....	4
<b>Cuadro 3:</b> Producción anual de carne de llama (tn) .....	6
<b>Cuadro 4:</b> Promedios estimados de la tasa de pasaje de la fase sólida en llama y ovino .....	7
<b>Cuadro 5:</b> Coeficiente de digestibilidad (%) de ovinos y llamas en función de la calidad de la dieta .....	9
<b>Cuadro 6:</b> Requerimientos energéticos para procesos productivos .....	11
<b>Cuadro 7:</b> Consumo de forraje en la pradera nativa por llama (kg/día) .....	12
<b>Cuadro 8:</b> Valor nutricional de forrajes henificados .....	14
<b>Cuadro 9:</b> Constituyentes de la sangre y suero de los animales domésticos (referidos a 100 cc) .....	17
<b>Cuadro 10:</b> Fracciones proteicas del suero humano y de algunos animales (en % de la proteína total) .....	20
<b>Cuadro 11:</b> Valores de referencia de la concentración de proteínas totales de algunas especies animales .....	22
<b>Cuadro 12:</b> Valores de referencia de la concentración de albúminas de algunas especies animales .....	25
<b>Cuadro 13:</b> Valores de referencia de la concentración de creatinina de algunas especies animales .....	28
<b>Cuadro 14:</b> Valores de referencia de la concentración de urea nitrógeno (BUN) de algunas especies animales .....	30
<b>Cuadro 15:</b> Nitrógeno residual contenido en el suero de algunas especies domesticas (mg/100 ml) .....	32
<b>Cuadro 16:</b> Componentes orgánicos en plasma sanguíneo de llamas .....	34
<b>Cuadro 17:</b> Características climáticas de Letanías, Provincia Ingavi .....	35
<b>Cuadro 18:</b> Composición de los alimentos ofertados .....	41
<b>Cuadro 19:</b> Etapas de estudio de la investigación .....	42
<b>Cuadro 20:</b> Oferta de alimentos durante el trabajo de investigación .....	44

<b>Cuadro 21:</b> Cronograma de colección de sangre .....	45
<b>Cuadro 22:</b> Análisis químico de alimentos ofrecidos .....	51
<b>Cuadro 23:</b> Concentración de nitrógeno (%) en materia fecal .....	52
<b>Cuadro 24:</b> Concentración de nitrógeno (%) en la orina .....	54
<b>Cuadro 25:</b> Concentración de nitrógeno ureico (mg/dl) en el plasma .....	56
<b>Cuadro 26:</b> Concentración de proteína total (g/dl) en el plasma .....	59
<b>Cuadro 27:</b> Concentración de albúmina (g/dl) en el plasma .....	61
<b>Cuadro 28:</b> Concentración de creatinina (mg/dl) en el plasma .....	63
<b>Cuadro 29:</b> Peso vivo de los animales (kg) .....	65
<b>Figura 5:</b> Concentración de proteína total (g/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos .....	60
<b>Figura 6:</b> Concentración de albúmina (g/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos .....	62
<b>Figura 7:</b> Concentración de creatinina (mg/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos .....	64
<b>Figura 8:</b> Peso vivo de los animales (kg) antes y después de la privación de alimentos .....	68
<b>Figura 9:</b> Análisis de tendencia para la creatinina .....	68
<b>Figura 10:</b> Análisis estacional para la creatinina .....	68
<b>Figura 11:</b> Análisis de tendencia para el peso vivo .....	70
<b>Figura 12:</b> Análisis estacional para el peso vivo .....	71

# INDICE DE FIGURAS

	<b>Página</b>
<b>Figura 1:</b> Mapa de ubicación provincia Ingavi, La Paz – Bolivia .....	36
<b>Figura 2:</b> Concentración de nitrógeno (%) en heces fecales antes y después de la privación de alimentos .....	53
<b>Figura 3:</b> Concentración de nitrógeno (%) en la orina antes y después de la privación de alimentos .....	55
<b>Figura 4:</b> Concentración de nitrógeno ureico (mg/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos .....	58
<b>Figura 5:</b> Concentración de proteína total (g/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos .....	60
<b>Figura 6:</b> Concentración de albúmina (g/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos .....	62
<b>Figura 7:</b> Concentración de creatinina (mg/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos .....	64
<b>Figura 8:</b> Peso vivo de los animales (kg) antes y después de la privación de alimentos .....	66
<b>Figura 9:</b> Análisis de tendencia para la creatinina .....	68
<b>Figura 10:</b> Análisis estacional para la creatinina .....	69
<b>Figura 11:</b> Análisis de tendencia para el peso vivo .....	70
<b>Figura 12:</b> Análisis estacional para el peso vivo .....	71

## RESUMEN

En las zonas altas, donde la agricultura y ganadería común no son viables, la crianza de los camélidos constituye el único medio de subsistencia de las familias campesinas. La llama, bajo condiciones de pastoreo en la región alto andina durante la época seca (estiaje) enfrenta deficiencias nutricionales debido a serias limitaciones de disponibilidad de forraje. El presente trabajo se realizó en la Estación Experimental de Benson Agriculture and Food Institute de la Brigham University, ubicado en la comunidad de Letanias – Viacha, con el objetivo de determinar el efecto de la privación de alimentos en el perfil metabólico del plasma sanguíneo (concentración de nitrógeno ureico, proteínas totales, albúmina y creatinina), la concentración de nitrógeno en heces y orina en llamas de 4 a 5 años de edad alimentadas con una ración de 80% de heno de cebada y 20% de heno de alfalfa en dos periodos de estudio (antes y después de la privación de alimentos). Se emplearon 8 llamas machos del tipo Q'ara canuladas con una sonda de un metro de longitud en la vena yugular para el muestreo de sangre; estos animales fueron adiestrados para permanecer en jaulas metabólicas, el tiempo de estudio fue de 7 semanas (49 días), con un periodo de reducción de alimento al 30% de 4 semanas (28 días) y el análisis estadístico que se utilizó fue la prueba de t pareada. Los resultados obtenidos fueron: concentración de nitrógeno ureico  $23,31 \pm 8,73$  mg/dl, proteínas totales  $9,15 \pm 1,50$  g/dl, albúmina  $4,47 \pm 0,41$  g/dl, creatinina  $2,39 \pm 0,49$  mg/dl. Los resultados de la concentración de nitrógeno (%) en heces fecales y orina fueron  $1,61 \pm 0,09$  y  $0,82 \pm 0,15$  respectivamente. La media general de pérdida de peso de los animales fue 13.25 kg. Según los resultados obtenidos en el estudio, la concentración de metabolitos en el plasma sanguíneo se encuentra dentro del rango reportado en otras investigaciones. El análisis estadístico indica que no existen diferencias significativas ( $p > 0,05$ ) en los periodos de estudio antes y después de la privación de alimentos para los metabolitos del plasma: nitrógeno ureico, proteínas totales, albúmina y para el nitrógeno en heces fecales; contrariamente, si existe diferencia significativa ( $p < 0,01$ ) en la creatinina del plasma, en el nitrógeno de la orina y en el peso vivo de los animales.

## 1. INTRODUCCION

Las llamas (*Lama glama*) constituyen la principal fuente de ingresos para las familias establecidas en las alturas, debido a que otras especies ganaderas y la agricultura no se desarrollan por las inclemencias del tiempo; esta especie está marginada en las regiones de praderas naturales más pobres de los altos andes, donde las condiciones edafoclimáticas son mínimas, sin embargo han demostrado una alta adaptabilidad a estas condiciones.

Esta especie animal es considerada más eficiente que los ovinos en la digestión de alimentos de mediana y baja calidad. Esta mayor eficacia digestiva está relacionada con el mayor tiempo de retención de alimento en el tracto digestivo. (San Martín, 1999).

Las praderas nativas del altiplano son la base fundamental de la producción de los camélidos, en los cuales los requerimientos nutricionales no están establecidos, sin embargo se estima que los aportes nutricionales son deficitarios por el consumo de pastos naturales, siendo aun más notorio este problema durante la época seca (estiaje) meses de mayo a noviembre, donde la producción de forraje es prácticamente nula, debido principalmente a la ausencia de lluvias y las temperaturas bajas en la noche. No obstante, la llama ha desarrollado un sistema fisiológico y bioquímico de aprovechamiento de los nutrientes, mediante el reciclaje de nitrógeno, proteínas, elementos iónicos, agua y otros (tubo digestivo, tejidos, sangre), también a través de la saliva y por la pared de los compartimentos (C1 y C2). Estas características adaptativas son muy importantes en la época de estiaje debido a que les permite mantener o disminuir muy poco las condiciones corporales. (Copa y Medina, 2003).

Para desarrollar la suplementación forrajera en esta especie, es necesario determinar en alguna medida la nutrición de estos rumiantes. Entre las alternativas disponibles a nivel de recursos forrajeros, se tiene por una parte al grupo de los cereales menores, cebada (*Hordeum vulgare* L.), avena (*Avena sativa* L.) y triticales (*X. triticosecale* W.), y por otra parte algunas leguminosas como la alfalfa (*Medicago sativa*), leguminosa de características proteicas.



En este sentido, una de las estrategias para mejorar la producción y la productividad de esta especie tiene que estar orientado a mejorar la nutrición, determinando mediante la investigación fórmulas ecuacionales que permitan plantear requerimientos nutricionales de acuerdo a un estado fisiológico determinado o propósito de producción, debido a no existir valores de los metabolitos a nivel corporal o sanguíneo. Todo esto a la ausencia de criterios bioquímicos que plasmen una verdadera investigación sobre nutrición animal.

Con estos antecedentes surge la necesidad de realizar estudios de nutrición que demuestren los efectos que tiene una mala alimentación en la época de estiaje en el perfil metabólico de los camélidos sudamericanos.

## 1.1 OBJETIVOS

### 1.1.1 Objetivo general

- Determinar los efectos de la privación de alimentos en el perfil metabólico de llamas (*Lama glama*) machos en la estación experimental de Letanias - Viacha.

### 1.1.2 Objetivos específicos

- Determinar la concentración de nitrógeno en heces fecales antes y después de la privación de alimentos.
- Determinar la concentración de nitrógeno en la orina antes y después de la privación de alimentos.
- Determinar la concentración de metabolitos en el plasma sanguíneo (nitrógeno ureico, proteínas totales, albúminas y creatinina) antes y después de la privación de alimentos.
- Determinar el peso vivo inicial y el final a efecto de la privación de alimentos.

## 2. REVISIÓN BIBLIOGRAFICA

### 2.1 Población y distribución de los camélidos en Bolivia

Alzérreca (1988), indica que los camélidos se encuentran distribuidos en Bolivia en el altiplano alto andino, el cual fisiográficamente es una meseta ínter cordillerana cuya altura constituye de norte a sur desde los 3600 a 4500 msnm. Además que debido a las condiciones climáticas y pobreza de suelos, ofrece pocas posibilidades de desarrollo para la agricultura y la cría de ganado bovino; pero las condiciones son favorables para la crianza de ganado camélido.

Las áreas de mayor concentración de llamas se encuentra en el departamento de Potosí con 819,029 cabezas, que significa el 40,5%, seguido por Oruro con 739,823 cabezas el 36,6%, llegando a ocupar estos departamentos el 77,1 % del total nacional que asciende en el país a 2,022.569 cabezas. Posteriormente está La Paz con 426,034 cabezas con 21,1%, Cochabamba con 37,240 cabezas que es 1,8 % y entre otros 443 que significa el 0,02% (Rodríguez y Cardozo, 1994 citado por Agrodata, 1995).

Estudios realizados por Delgado (2003), muestran que en la Región Andina existen aproximadamente 3,764.000 llamas, 3,489.000 alpacas, 248,500 vicuñas y 797,500 guanacos. El país de mayor importancia en la producción camélida es el Perú que posee el 87% de alpacas, el 30% de llamas y 57% de vicuñas. Bolivia posee el 64% de llamas, el 12% de alpacas y el 18% de vicuñas.

**Cuadro 1. Población de camélidos sudamericanos en la Región Andina**

País	Especie			
	Llama	Alpaca	Vicuña	Guanaco
Perú	1,120.285	3,026.087	141,319	1,600
Bolivia	2,622.310	456,794	45,162	1,000
Argentina	155,000	1,000	33,414	771,000
Chile	79,294	45,224	27,921	23,850
Ecuador	10.000	200	712	

Fuente: Delgado, (2003)

**Cuadro 2. Provincias con mayor población de camélidos en Bolivia**

Departamento y Provincia	Llamas (No. cabezas)	Alpacas (No. cabezas)	TOTAL (No. cabezas)	Porcentaje (%)
<b>LA PAZ</b>	<b>295,894</b>	<b>209,923</b>	<b>505,817</b>	<b>18,0</b>
Pacajes	93,392	57,419	150,811	31,0
Camacho	5,295	24,305	29,600	
Franz Tamayo	8,003	51,824	59,827	
Ingavi	56,874	657	57,531	
Inquisivi	36,652	0	36,652	
Los Andes	18,865	1,967	20,832	4,0
Bautista Saavedra	4,525	32,147	36,672	
José Manuel Pando	39,081	37,449	76,530	
<b>ORURO</b>	<b>1,205.823</b>	<b>193,329</b>	<b>1,399.152</b>	<b>50,0</b>
Avaroa	126,985	7,809	134,792	
Carangas	172,645	18,598	191,243	
Sajama	191,477	88,533	280,010	20,0
Ladislao Cabrera	150,521	624	151,145	
Atahuallpa	128,608	27,597	156,205	
Sud Carangas	114,119	6,703	120,822	9,0
<b>COCHABAMBA</b>	<b>98,707</b>	<b>904</b>	<b>99,611</b>	<b>3,0</b>
Ayipaya	52,589	791	53,330	
<b>POTOSÍ</b>	<b>797,790</b>	<b>127,96</b>	<b>810,586</b>	<b>29,0</b>
Tomás Frías	89,706	72	89,778	
Rafael Bustillos	44,950	7,717	52,667	
Chayanta	102,071	1,324	103,395	
Alfonso de Ibáñez	46,506	584	47,090	6,0
Nor Lipez	114,770	0	114,770	
Sud Lipez	118,568	246	118,814	
Adolfo Quijarro	160,876	1,912	162,788	20,0
Daniel Campos	52,922	727	53,649	
<b>TOTALES (cabezas)</b>	<b>2,398.572</b>	<b>416,952</b>	<b>2,815.524</b>	
<b>( % )</b>	<b>85,0</b>	<b>15,0</b>	<b>100,0</b>	<b>100,0</b>

Fuente: FIDA et al. (1999)

## 2.2 Importancia de los camélidos sudamericanos en Bolivia

La llama presenta características de rusticidad y adaptación a condiciones climáticas adversas, su crianza en la actualidad, constituye un recurso renovable importante y uno de los principales rubros pecuarios que participa en el desarrollo del altiplano (Aguilar, 1993).

Según Ticona, (1990) citado por Suárez (1995), en la actualidad las llamas y alpacas constituyen el principal medio de vida para la población marginada en las áreas deprimidas y marginadas de los Andes, el cual se estima aproximadamente cerca de 45.000 familias; además señala que, beneficia indirectamente con el aprovechamiento de carne y fibra a centenares de familias de los barrios marginales de las principales ciudades de La Paz, El Alto, Oruro, Potosí, Cochabamba y Sucre.

Martínez (2005), señala que la importancia de los camélidos sudamericanos se divide en tres grupos importantes: social, económica y ecológica, el primero debido a que más de 50.000 familias campesinas (4,3%) se dedican a la crianza de estos animales, por lo que indirectamente significa una fuente de trabajo para más de 25.000 pobladores del área urbana y periférica. Además menciona que en la parte económica las exportaciones de pelos finos de llama y alpaca alcanzaron en 1992, un valor de USD 1,6 millones, y las prendas de vestir de estos pelos, USD 0,44 millones, que en conjunto equivalen al 1,6 % del total de las exportaciones no tradicionales; señala también que ecológicamente los camélidos contribuyen a la protección del suelo, ya que han desarrollado características de adaptación como las almohadillas plantares que les permite, pisar con suavidad sin hacer daño al suelo, defecan en un solo lugar aislando los parásitos impidiendo de esta manera la proliferación de enfermedades, y con el tiempo incorporan abono orgánico al suelo, donde se desarrollan nuevos pastos.

La producción de carne de llama es una opción que da rentabilidad al ganadero en el altiplano, de esta manera en los departamentos de La Paz, Potosí y Oruro se concentra la mayor producción, siendo de 662, 698 y 583 toneladas respectivamente de la producción nacional (AGRODATA, 1995).

**Cuadro 3. Producción anual de carne de llama (tn)**

Año	La Paz	Cochabamba	Oruro	Potosí	Total
1990	633	38	534	686	1891
1991	622	37	527	596	1782
1992	635	38	547	610	1825
1993	645	39	557	624	1867
1994	651	40	561	628	1880
1995	662	41	583	698	1928

Fuente: AGRODATA (1995)

### 2.3 Anatomía y fisiología digestiva de la llama

Tejada *et al.* (1992), indica que los camélidos exhiben los procesos básicos de la digestión de rumiantes; pero difieren del infraorden "pécora" (conocidos como verdaderos rumiantes) en la morfología estomacal, ausencia de cuernos y el reemplazo de cascos por almohadillas plantares y pezuñas en la parte terminal. Estas características los ubican en el infraorden "Tylopoda".

El tamaño o volumen del estomago de los C1 y C2 es el 83,6 % y el C3 constituye apenas el 11 %, además en las llamas el volumen de los compartimentos: C1 y C2, por unidad de peso metabólico, es mayor comparado con el volumen total del retículo y rumen de los ovinos. En llamas adultas el contenido de los compartimentos C1 y C2 representa el 15 %, en cambio el C3 del 1 al 2 % del peso corporal (Martínez, 2005).

Fernandez y Novoa, Riera y Cardozo citado por PRODENA (1995), describen que las llamas consumen 2.1% de su peso vivo diariamente, mientras que una oveja consume 4.3% de su peso vivo expresado en materia seca; este bajo consumo de alimento se debe a la lentitud del pasaje de la ingesta a través del tracto digestivo.

Estudios comparativos entre camélidos sudamericanos (CSA) y otros rumiantes realizados por San Martín (1999), señalan que los CSA retienen el alimento en el tracto digestivo por un mayor tiempo; siendo que las alpacas el valor de retención es de 50,3 h, mientras que en ovinos es 43,2 h., también se realizó comparaciones entre llamas y ovinos usando Ytterbium como marcador de la fase sólida, dando como resultado un mayor tiempo de retención en las llamas (62 h.) que en ovinos (41 h.).

**Cuadro 4. Promedios estimados de la tasa de pasaje de la fase sólida en llama y ovino**

Índices	Ovino	Llama
Retículo – rumen, %h ( $k_1$ )	4,6	3,5
Tiempo de retención en retículo – rumen, h ( $1/k_1$ )	22,0	29,0
Aparición de las primeras partículas marcadas en heces, h	12,0	19,0
Tiempo de retención promedio total, h	41,0	62,0

Fuente: San Martín (1999)

La eficiencia digestiva de llamas para aprovechar las pasturas mas fibrosas y lignificadas, se debe a la mayor frecuencia de contracciones en el rumen y además los ciclos de rumia son mas activos, permitiendo una maceración mas eficiente, una mejor mezcla de los componentes del bolo alimenticio y una mejor absorción de los nutrientes (Valleñas y Stevens citado por PRODENA, 1995).

## 2.4 Importancia de los nutrientes

El suministro de alimentos depende de los buenos resultados continuos de la investigación de las ciencias agrícolas y las ciencias disciplinarias relacionadas, así como la aplicación de nuevos conocimientos a la solución de problemas relacionados con la producción de alimento nutritivo seguro y sano (Church *et al.*, 2002).

Niwa *et al.* (1997), afirman que las proteínas son esenciales en el metabolismo humano y de los animales, a pesar de existir el nitrógeno en la atmósfera no es aprovechable para cubrir los requerimientos del ser humano y de los animales, ya que para la síntesis

de proteínas, ácidos nucleicos y de otras sustancias nitrogenadas solo se utiliza el nitrógeno orgánico proveniente de polipéptidos que contiene su dieta, por eso se tiene que evaluar la calidad nutritiva del forraje, para cubrir los requerimientos nutritivos de los animales.

## 2.5 Digestibilidad de nutrientes

Según Cañas (1995), el termino "digestión" se refiere a los procesos que ocurre en el alimento cuando se encuentra en el tracto digestivo. La digestibilidad indica los nutrientes que son absorbidos en el tracto digestivo y no aparecen en las heces fecales, estos nutrientes pueden provenir de dos fuentes; los que provienen de la ración y los que son propios del animal (fluidos digestivos y células descamadas).

Sostiene también que la digestibilidad de los nutrientes se ve afectada por varios factores como: químicos (niveles de proteína, carbohidratos, energía y minerales) fisiológicos (estado de madurez de los forrajes) físicos (tamaño de partículas, densidad y solubilidad de los alimentos) manejo y medio ambiente.

Bautista (2003), indica que la digestibilidad *in – vivo* en llamas y ovinos, son atribuidos al hábito de selectividad, encontrándose mayores coeficientes de digestión para las llamas. Esta digestibilidad superior en camélidos sudamericanos, esta condicionada a diversos factores como ser:

- Un ambiente de pH en los compartimientos, lo cual tiene implicación en la calidad de fermentación, la mayor basicidad o neutralidad en las cámaras de fermentación tiene relación con el desarrollo de los microorganismos, en cambio una acidez favorece el desarrollo de las bacterias celulíticas y protozoos.
- El flujo de la fase liquida es alto en camélidos sudamericanos, debido a mayor salivación del agua reciclada en el rumen y la secreción de bicarbonato lo cual está asociado al uso de ácidos grasos volátiles y posiblemente los sacos glandulares estén involucrados en este proceso.

- El contenido de la MS de la digesta del rumen es más alta en camélidos, lo que podría estar relacionado por el mayor tiempo de retención de la digesta sólida, en tanto una mayor digestión de las paredes celulares en camélidos podría ser una consecuencia de su mayor tiempo de retención en el rumen.

### 2.5 Destino de los nutrientes

- El tamaño de las partículas es un factor relacionado con la retención de la digesta, las diferencias entre partículas de la digesta es diferente en las especies animales y tienen efecto en el proceso digestivo, las partículas pequeñas tienen un tamaño de 1 a 2 mm, en bovinos y ovinos, mientras que en los camélidos, el tamaño es de 3 mm.

Se realizaron varias pruebas de digestibilidad *in vivo* entre llamas y ovinos, los cuales mostraron mayores coeficientes de digestión en llamas que en ovinos para dietas de baja y mediana calidad, así como comparables coeficientes de digestión entre las dos especies para la dieta de alta calidad (San Martín, 1999).

**Cuadro 5. Coeficiente de digestibilidad (%) de ovinos y llamas en función de la calidad de la dieta**

Coeficiente de digestión	Tratamientos <sup>1</sup>						Promedio	
	Bajo		Medio		Alto			
	Ovino	Llama	Ovino	Llama	Ovino	Llama	Ovino	Llama
Materia orgánica	41	51	52	60	75	73	56	62
Fibra detergente neutro	33	43	32	43	40	40	35	42
Fibra detergente ácido	42	47	34	40	41	46	39	44
Proteína cruda	19	24	37	38	73	68	43	43

<sup>1</sup> Alto: 15% de proteína cruda (PC) y 3.2 Mcal de energía digerible/kg de materia seca (ED).

Medio: 11% PC y 2.8 ED. Bajo: 7% PC y 2.2 ED.

Fuente: San Martín (1999)

Una prueba de digestión implica cuantificar los nutrientes consumidos y la cantidad que se eliminan en las heces, para realizar esta prueba se requiere la recolección cuantitativa de heces libres de contaminación urinaria. (Maynard *et al.*, 1992). Así mismo, la digestibilidad de un alimento consiste en la diferencia entre los nutrientes



consumidos y los que aparecen en las heces. La digestibilidad se puede calcular midiendo cada clase de nutrimento o la totalidad como fuente alimenticia (Bateman, 1970).

## 2.6 Destino de los nutrientes

Shimada (1983), indica que la sangre es el medio líquido por el cual la mayoría de los nutrimentos absorbidos son conducidos al hígado y a otros órganos para ser metabolizados; también transporta las hormonas; lleva oxígeno de los pulmones a los tejidos. Recoge el bióxido de carbono en dirección contraria; recolecta las sustancias de desecho de los órganos para su concentración y posterior eliminación a través de los riñones.

## 2.7 Requerimientos nutricionales de los camélidos sudamericanos (CSA)

Según Cañas (1995), el requerimiento nutricional de los animales depende de una serie de factores, como: el trabajo físico, edad, sexo, peso, estado fisiológico, referido en especial al estado de preñes o lactancia en un determinado clima y los factores relacionados con el "estrés", el cual indica que es un factor que altera la tasa metabólica del individuo y con ello el requerimiento de nutrientes. La magnitud de este efecto depende de los nutrientes de que se trate, así los requerimientos de proteína son menos variables que los de energía.

Los camélidos poseen una serie de características fisiológicas peculiares como: presencia de bolsitas glandulares, mayor tiempo de retención de la digesta, alta motilidad, que les permiten obtener unos mayores balances energéticos de los forrajes con contenido elevados de carbohidratos estructurales (celulosa y hemicelulosa) (Martínez, 2005).

Estudios realizados por Schneider y Engelhardt (1974), estimaron los requerimientos energéticos para mantenimiento en dos llamas sometidos a 3 niveles de consumo, *ad libitum*, 60% y 80%; al nivel de *ad libitum* se reportó 61,2 Kcal de energía metabolizable por peso metabólico, este requerimiento energético para las llamas es mas bajo que para ovino de 98 Kcal EM/kg de peso vivo metabólico.

Esta tendencia concuerda con lo reportado por Schneider citado por Novoa (1991), quien señala que las llamas son capaces de reducir su metabolismo basal de 61,2 a 52 Kcal. EM/Kg de peso vivo metabólico cuando los animales están bajo restricción alimenticia.

### 2.3 Consumo de materia seca

Fowler (1989) citado por Martínez (2005), sugiere aplicar en llamas y alpacas los siguientes requerimientos energéticos para procesos productivos, información que fue derivada de necesidades de ganado caprino (Cuadro 6).

**Cuadro 6. Requerimientos energéticos para procesos productivos**

ESTADO FISIOLÓGICO	LLAMA Y ALPACA
Crecimiento	8,92 Kcal. ED. /g. ganancia de peso vivo (GPV)
Gestación últimos cuatro meses	93 Kcal. ED. / Kg. <sup>0,75</sup> /día
Lactación	1,533 Kcal. / Kg. de leche producida
Trabajo	Incremento de manutención en 25, 50, 75 y 75 % según intensidad.

Fuente: Martínez (2005)

Church *et al.* (2002), sostienen que los animales según la edad y especie requieren una fuente de nitrógeno (N) en forma de aminoácidos esenciales, grasa en forma de ácidos grasos esenciales, elementos minerales esenciales, una fuente de energía que puede variar de grasas y proteínas principalmente en los animales carnívoros a tejido vegetal fibroso grueso en los herbívoros, y algunas vitaminas lipo e hidrosolubles. La cantidad y la proporción que requieren depende del tipo de conducto gastrointestinal, la edad, su nivel de productividad (mantenimiento corporal, trabajo, crecimiento, producción, etc.).

Para Novoa *et al.* (1991), el menor requerimiento proteico de los camélidos sudamericanos se debe a la capacidad de reciclar urea corporal; esta urea es utilizada por la flora ruminal para sintetizar la proteína microbiana. Los animales cuando reciben una ración de bajo contenido proteico, reducen la excreción renal de urea.

Promedio

Fuente: Novoa (2003)

Igualmente, la mayor digestibilidad de raciones con bajo contenido de nitrógeno se explica por la habilidad de los CSA de mantener una mayor concentración de amoníaco ( $\text{NH}_3$ ) en los compartimentos 1 y 2 comparados con ovinos (San Martín, 1999).

## 2.8 Consumo de materia seca

Para Alcázar (2002), es importante conocer la capacidad de ingestión de materia seca (I.M.S.) de los animales cuando se formulan raciones. Las vacas alimentadas con pasturas tienen un consumo voluntario limitado desde el punto de vista físico (debido al volumen) pero si se incluyen concentrados en la alimentación, el control del consumo es fisiológico o influenciado por la producción.

Cañas (1995), señala que el animal debe gastar diariamente en suplir el requerimiento de energía de mantenimiento que es un costo alto que está estrechamente relacionado al consumo del alimento, la obtención de un producto animal también está altamente relacionado al consumo.

Estudios realizados por Merlo (2003), determinaron que el consumo de materia seca de llamas, varía de acuerdo a los meses del año. Esta variación posiblemente obedece al desarrollo fenológico de las plantas y que el contenido de humedad de las mismas. También señala que la media de consumo de forraje en pradera nativa en llamas, es de 1,395 kg MS/día en la llama 1; 1,446 kg MS/día, en la llama 2 y 1,323 kg MS/día en la llama 3, teniendo una media general de 1,388 kg MS/día, lo que equivale al consumo de una unidad llama por día (Cuadro 7).

**Cuadro 7. Consumo de forraje en la pradera nativa por llama (kg/día)**

Llamas	Febrero	Marzo	Abril	Promedio
1	1,263	1,543	1,380	1,395
2	1,418	1,555	1,364	1,446
3	1,287	1,350	1,333	1,323
<b>Promedio</b>	1,323	1,483	1,359	1,388

Fuente: Merlo (2003)

La mayor parte de la información disponible sobre el consumo de los camélidos sudamericanos proviene de estudios comparativos con ovinos bajo condiciones estabuladas. Así, el consumo promedio de materia seca en alpacas y llamas es de 1,8% y 2,0% de peso vivo respectivamente, por otra parte el consumo promedio de materia orgánica por kg de peso metabólico en llamas es de 53 g/kg (San Martín, 1999).

## 2.9 Producción de los forrajes

### 2.9.1 Cebada (*Hordeum vulgare*)

Tapia *et al.* (1979), afirman que la cebada forrajera (*Hordeum vulgare*), es destinado principalmente a la alimentación de los animales como forraje verde y como heno de cebada.

Según Verastegui (1987), la proteína de la cebada varía del 11 al 15 % en base seca, aunque las proteínas no son de buena calidad. El valor energético de la cebada es inferior al maíz y trigo; en cuanto al valor vitamínico y mineral, la cebada es uno de los cereales más ricos en vitamina B1, contienen tres veces más niacina que el maíz y es deficiente en minerales, puesto que todos los cereales presentan una mala relación entre Ca y el P.

### 2.9.2 Alfalfa (*Medicago sativa*)

La alfalfa ocupa un lugar prominente porque supera en rendimiento a las plantas henificables también por su gustosidad en riqueza de proteínas, elevado contenido de calcio y en vitaminas, la alfalfa constituye uno de los mejores forrajes para los cerdos, ovinos, y vacunos. El heno de alfalfa tiene 14,8% de proteína y son más digestibles; la alfalfa de tipo medio proporciona 10,5 kg de proteína digestible por 100 kg, las hojas contienen dos veces mas proteína que los tallos, de ahí que una pérdida importante de hojas no sólo reduce el rendimiento de heno sino que también aminora mucho su valor nutritivo (Morrison, 1991 citado por Haytara, 1997).

PDLA – CIF – SEFO (2000), indican que la alfalfa (*Medicago sativa*) por su característica pratense es fundamental en la alimentación del ganado, particularmente lechero en la zona andina de Bolivia por su excelente adaptación al medio ecológico. Es una especie apropiada para obtener heno de buena calidad, con tallos altos y abundantes hojas.

El mejor momento de cosecha para la henificación es desde el estado de botón floral hasta 10% de floración. En este momento la planta tiene alrededor de un 70 % de elementos nutritivos digestibles totales; este valor puede bajar a 50% con máxima floración.

Mannetje *et al.* (1992), citado por PDLA – CIF – SEFO (2000), indican que la alfalfa es una leguminosa altamente palatable y nutritiva que contiene 2,5 a 4 % fibra bruta y 15,62 a 25 % de proteína cruda con 60 a 70 % de digestibilidad.

#### Cuadro 8. Valor nutricional de forrajes henificados

Alimento	MS (%)	EM (Mcal/kg)	PC (%)	FC (%)	Ca (%)	P (%)
- Heno de Cebada	91	1,7	4	42	0,30	0,07
- Heno de alfalfa	90	2,03	15	29	1,40	0,20

Fuente: Alcazar (2002)

#### 2.10 Metabolismo

Bautista (2003), menciona que el metabolismo es el conjunto de intercambios entre el organismo animal y el ambiente externo gracias al cual mantiene y renueva sus células y tejidos. Se explica y se divide en anabolismo, que comprende la formación de la biosíntesis de nutrientes a partir de metabolitos simples para formar tejidos del organismo; y el catabolismo se refiere a los procesos de desintegración de compuestos en otros más sencillos, hasta los productos terminales de CO<sub>2</sub>, H<sub>2</sub>O, urea y liberación de energía.

(Church *et al.*, 2002)

El metabolismo son todos los cambios químicos que tienen lugar en un organismo vivo animal o vegetal. Desde el punto de vista de la producción animal, el metabolismo puede entenderse como un conjunto de intercambios entre el organismo animal y el ambiente externo gracias al cual mantienen y renuevan sus células y tejidos (Alcázar 2002).

Según Matheus (2001), el metabolismo se subdivide en: catabolismo, que son aquellos procesos de degradación de las sustancias complejas, y el anabolismo, es un proceso relacionado, con las síntesis de moléculas orgánicas complejas. Las dos rutas se producen en tres niveles de complejidad: primero, la interconversión de los polímeros y lípidos complejos con los intermediarios monoméricos; el segundo, la interconversión de los azúcares monoméricos, aminoácidos y lípidos con los compuestos orgánicos aun mas sencillos y el tercero, es la degradación final hasta compuestos inorgánicos como  $\text{CO}_2$ ,  $\text{H}_2\text{O}$  y  $\text{NH}_3$ .

Shimada (1983), manifiesta que la energía nutricional involucra la transformación corporal de la energía alimenticia, en energía para las funciones vitales a través de flujo secuencial de reacciones de oxidación - reducción, donde las moléculas ricas en energía son empleadas en reacciones orgánicas.

También señala que una vez los alimentos que han sido ingeridos y con ello separados en los nutrimentos específicos (aminoácidos, monosacáridos, ácidos grasos de varios tamaños volátiles, medianos, largos, aminos, minerales, etc.) tiene lugar el proceso de absorción que es el paso de los nutrimentos a través de la pared gastrointestinal hacia el torrente sanguíneo especialmente a la circulación portal.

## 2.11 Agua y metabolismo intermedio

Las células de los mamíferos son estructuras complejas de macromoléculas organizadas para oxidar carbono con el fin de liberar energía. El oxígeno, el carbono y nitrógeno por ejemplo, son transportados a través de los tejidos en una corriente de agua que los lleva desde los pulmones o intestino a través de las células y hacia el filtro renal o para evitar refrigeración son eliminados por evaporación (agua) (Church *et al.*, 2002).

En el interior de las células y a través de los espacios extracelulares de los rumiantes, el agua actúa como el solvente de las sustancias absorbidas transportándolas hacia y desde los puntos en que son metabolizados los productos residuales como el CO<sub>2</sub>, que deriva de la actividad catabólica de las células de los mamíferos.

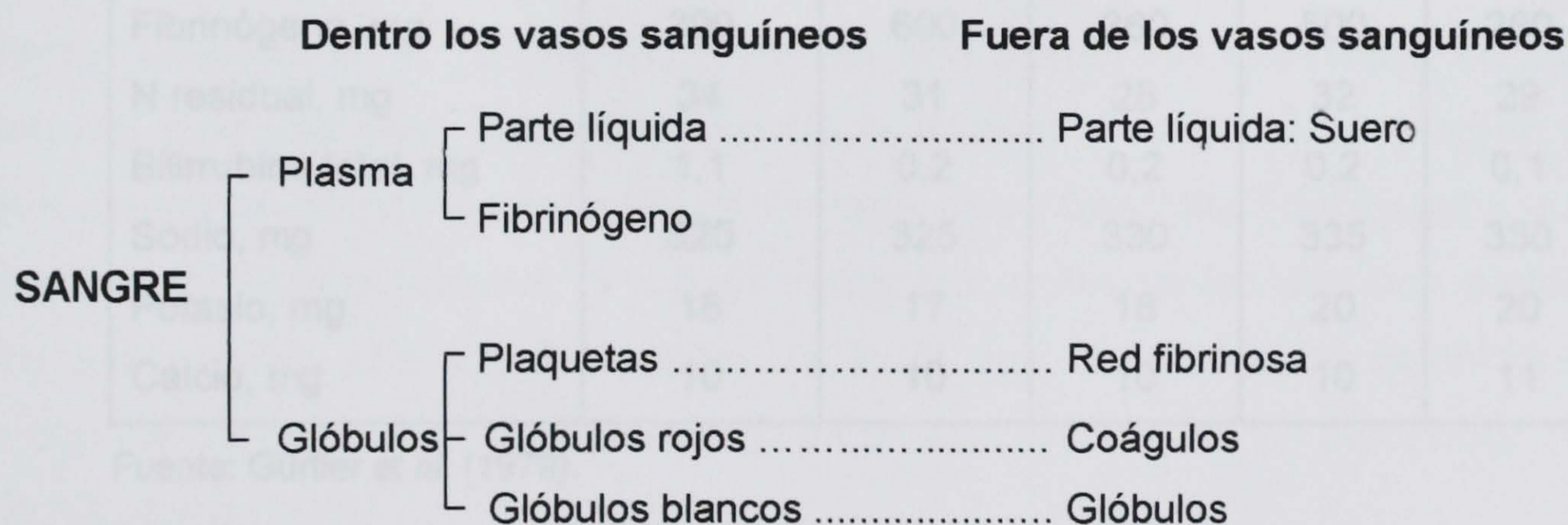
## 2.12 Sangre

Gürtler *et al.* (1979), describen a la sangre como un líquido corporal que está compuesto de plasma sanguíneo y elementos formes que son los glóbulos rojos (eritrocitos), glóbulos blancos y plaquetas (trombocitos). La constancia de la composición de la sangre queda asegurada en virtud de numerosos sistemas reguladores, pese a que todos los componentes de la sangre son destruidos y renovados continuamente o bien se intercambian con los elementos de los líquidos tisulares e intercelulares.

## 2.13 Composición de la sangre

Según West (1994), la sangre está compuesta de una porción fluida (plasma) en la cual están suspendidas las células sanguíneas. Los cuales son: glóbulos rojos, glóbulos blancos y plaquetas. El plasma constituye aproximadamente el 66 % de la cantidad total de sangre y está compuesto por tres grupos de proteínas: fibrinógeno, suero-globulina y suero albúmina. Aparte de las proteínas mencionadas el plasma contiene material nitrogenado no-proteínico, como los aminoácidos; producto de desecho, como la urea.

Por otra parte, Vidal (1984), indica que la sangre que ha salido de los vasos y la que circula presenta caracteres físicos diferentes como:



Gürtler *et al.* (1979), describen que la sangre fuera de los vasos sanguíneos coagula en breve plazo y a partir del cual exuda tras algunas horas el suero sanguíneo. Si se evita la coagulación de la sangre adicionando sustancias anticoagulantes, pueden separarse mediante centrifugación los corpúsculos hemáticos del plasma, obteniéndose de esta manera el plasma sanguíneo. Se diferencia del suero únicamente en que el plasma todavía contiene el fibrinógeno, así como diferentes precursores de los factores coagulantes.

Además, la sangre posee una composición química extraordinariamente compleja y que en ella se encuentran muchos elementos estructurales y metabólicos del organismo en concentraciones determinadas (Cuadro 9).

**Cuadro 9. Constituyentes de la sangre y suero de los animales domésticos (referidos a 100 cc)**

Especie	Caballo	Vaca	Oveja	Cerdo	Perro
<b>Sangre Integra:</b>					
Agua, g	78	80	81	80	80
Hemoglobina, g	11	12	12,5	12	14
Glucosa, mg	55-95	40-60	30-60	60-90	60-80
Sodio, mg	200	260	280	215	310
Potasio, mg	170	40	35	170	28
Calcio, mg	4	7	5	5	6
<b>Suero y plasma:</b>					
Agua, g	90	91	91	91	92
Prótidos, g	6,8	6,7	6,5	7,5	6,7
Fibrinógeno, mg	300	600	360	500	250
N residual, mg	34	31	28	32	29
Bilirrubina total, mg	1,1	0,2	0,2	0,2	0,1
Sodio, mg	320	325	330	335	330
Potasio, mg	18	17	18	20	20
Calcio, mg	10	10	10	10	11

Fuente: Gürtler *et al.* (1979).



## 2.14 Plasma sanguíneo

El plasma sanguíneo es de color amarillo, dependiendo la presencia de pigmentos como la bilirrubina, carotinas y otros. El tono amarillento del plasma se debe principalmente a la presencia de bilirrubina (Gürtler *et al.*, 1979).

Frandsen *et al.* (1995), reporta que si una cantidad de sangre se trata para evitar su coagulación y luego se deja en reposo, los elementos celulares poco a poco se depositan al fondo del recipiente, en tanto por encima queda un líquido de color pajizo. Esta proporción líquida de la sangre, llamado plasma es la que directa o indirectamente baña todas las células del organismo y las protege de las perturbaciones externas.

A la vez menciona que el plasma sanguíneo está compuesto de 92% de agua y 8 % de sólidos. Los riñones son los encargados de conservar constantemente el agua y otros constituyentes del plasma por filtración selectiva y resorción de agua y sólidos del plasma sanguíneo. De los sólidos, cerca a 90% son proteínas y 0,9% es materia inorgánica y el resto es materia orgánica no proteínica.

El plasma es el medio líquido de suspensión de los elementos sólidos de la sangre (eritrocitos, leucocitos, plaquetas, etc.). Si se toma una muestra de sangre, se deja coagular y se separa el coágulo, el líquido remanente es el *suero*; éste no contiene elementos figurados (células) ni fibrinógeno, proteína involucrada en la formación del coágulo. Por el contrario, si se impide la coagulación de la sangre y se separan las células, el líquido resultante es el *plasma*, que contiene lo mismo que el suero y además fibrinógeno (Pacheco, 2001).

## 2.15 Proteína

Según Maynard *et al.* (1992), las proteínas son sustancias complejas, de naturaleza coloidal y de alto peso molecular además la palabra proteína es un término selectivo que abarca un grupo de productos afines pero con diferencias fisiológicas y que desde el punto de vista nutricional, la característica que distingue las diversas proteínas son los aminoácidos que las componen. Al igual que las grasas y carbohidratos, las proteínas contienen carbono, hidrogeno y oxigeno, además de un porcentaje constante de nitrógeno (16 %).

Devlin (2000), describe que las proteínas, por su organización, son macropéptidos. Aunque no hay un límite definido en la transición de grandes péptidos a proteínas, generalmente conviene llamar proteína al péptido que contiene un número de aminoácidos mayor a 100.

Algunas proteínas se han aislado en forma pura y cristalizada, lo que permitió conocer su composición elemental. Todas las proteínas contienen carbono, hidrógeno, oxígeno y nitrógeno y muchas de ellas también azufre. Otras proteínas contienen fósforo, hierro, zinc y cobalto.

Para Balcells (2001), la proteína es un constituyente muy importante de las células y los tejidos del cuerpo, se componen de aminoácidos. Hay diferentes tipos de proteínas con diferentes funciones, son así proteínas los enzimas, algunas hormonas, la hemoglobina, el LDL (transportadora de colesterol), el fibrinógeno, el colágeno, las inmunoglobulinas, etc.

## **2.16 Componentes orgánicos del plasma sanguíneo**

### **2.16.1 Proteína plasmática**

Pacheco (2001), sostiene que en el plasma se encuentran más de 200 proteínas, muchas no son estrictamente "plasmáticas" ya que se encuentran ahí sólo transitoriamente o experimentando parte de su catabolismo. El término proteínas plasmáticas se restringe a unas 50 moléculas que realmente llevan a cabo funciones específicas en el plasma: de transporte, nutritiva, reguladora del equilibrio hídrico y ácido base, inmunitaria, etc.

Según Gürtler *et al.* (1979), las proteínas plasmáticas son una mezcla de diferentes cuerpos proteicos, de estructura y funciones variables. Su concentración oscila en condiciones normales sólo dentro de márgenes muy estrechos.

La cuantía en que entran las diversas fracciones proteicas en la composición de la proteína sérica varía de acuerdo con cada especie animal. Mientras que en el hombre el

contenido de albúmina es normalmente superior al de globulina, la proporción se invierte en los animales domésticos.

**Cuadro 10. Fracciones proteicas del suero humano y de algunos animales (en % de la proteína total)**

Especies	Albúmina	Globulina $\alpha$	Globulina $\beta$	Globulina $\gamma$
Hombre	61	14	10	15
Caballo	40	16	23	21
Vaca	44	14	11	31
Oveja	42	18	9	31
Cerdo	45	17	18	20

Fuente: Gürtler *et al.* (1979).

La tasa total de proteína plasmática oscila en los mamíferos adultos entre 6 y el 8%. Mientras en el momento del nacimiento, dicho valor es de 4%. Tras la ingestión del calostro, se eleva el contenido de proteína total del plasma. Inclusive en los animales recién nacidos existe escasa o nula cantidad de gammaglobulinas en el plasma antes de tomar calostro.

Frandsen *et al.* (1995), sostiene que muchas sustancias del plasma son insolubles en agua, pero relacionadas con proteínas plasmáticas se solubilizan y de este modo pueden ser transportadas fácilmente en este líquido. La fracción de gammaglobulinas de las proteínas plasmáticas se relaciona con la inmunidad y la resistencia a las enfermedades, a demás las proteínas plasmáticas ayuda a evitar que ocurran grandes cambios en el pH (acidez o alcalinidad) de la sangre.

Las anormalidades plasmáticas no indican una enfermedad específica sino un estado que altera los tejidos responsables del balance entre las síntesis de proteínas y el catabolismo o pérdida mecánica. Para interpretar la concentración total de proteínas plasmáticas puede ser necesario conocer también las cantidades de albúmina, globulinas o de ambas, ya que una disminución en una fracción puede enmascarse con un aumento en la otra (Maxine, 1991).

## 2.16.2 Proteínas totales

Murray *et al.* (2001), sostienen que la proteína total es una medición aproximada de la proteína sérica que puede reflejar el estado nutricional, una enfermedad renal una enfermedad hepática y muchas otras condiciones. Si la proteína total es anormal, se deben realizar más exámenes para identificar cuál fracción de la proteína y luego cuál proteína específica es anormal.

Las proteínas séricas están separadas en dos grupos: albúmina y globulinas. La proteína total es igual a albúmina más globulinas; estas últimas se dividen aproximadamente en globulinas alfa-1, alfa-2, beta y gamaglobulinas. Los niveles normales en el hombre es de 6,0 a 8,3 g/dl, siendo que niveles superiores a este puede ser indicio de: Inflamación o infección crónica, mieloma múltiple; los niveles inferiores pueden ser síntomas de: hemorragia, glomerulonefritis, enfermedad hepática, malabsorción (absorción inadecuada de los nutrientes en el tracto intestinal), desnutrición, enteropatía por pérdida de proteína y gamaglobulinemia.

Según Zapata *et al.* (2001), los principales contribuyentes a la presión osmótica del plasma sanguíneo son los iones y en una pequeña proporción las proteínas. Sin embargo, la baja constante de presión osmótica de las proteínas es vital para el mantenimiento del sistema cardiovascular. Se distinguen dos grandes grupos de proteínas del plasma: las albúminas y las globulinas. Se separan unas de otras por medios químicos sencillos y determinando la cantidad de cada grupo se obtiene la relación A-G (Albúmina – Globulina).

La albúmina de la sangre y las globulinas con excepción de algunas globulinas gamma, son sintetizadas en el hígado; por tanto, cualquier proceso que afecte la síntesis de albúmina disminuirá la relación A-G. La producción de anticuerpos puede ocasionar algunos cambios en la concentración de gamma-globulina; sin embargo el cambio es más cualitativo que cuantitativo.

El incremento de las proteínas totales puede deberse a la deshidratación la cual presenta una hemoconcentración por vómitos o diarreas, también por un aumento en el

nivel de globulina cuando no existe deshidratación como en enfermedades hepáticas avanzadas (cirrosis), infecciones crónicas y en algunos casos de neoplasias.

Una disminución en los niveles de las proteínas totales se debe siempre a un nivel bajo de la albúmina, acompañado ya sin incremento del nivel de globulina, o por un incremento en el nivel de globulina que es menor que el descenso en el nivel de albúmina. Por lo tanto la relación A-G disminuye. Esto puede ocurrir por pérdida de albúmina en orina por nefrosis, pérdidas de proteínas plasmáticas por hemorragias, falta de ingestión de cantidades adecuadas de proteínas en la ración, incapacidad del hígado para producir albúmina por hepatitis o cirrosis hepática.

#### **Cuadro 11. Valores de referencia de la concentración de proteínas totales de algunas especies animales**

Espece	Proteína total (g/dl)
Oveja	5,4 – 7,8
Cabra	6,1 – 7,1
Vaca	6,2 – 8,2
Cerdo	5,8 – 8,3
Caballo	5,7 – 7,0
Perro	5,5 – 7,5
Gato	5,7 – 8,0

Fuente: Zapata *et al.* (2001)

#### **2.16.2.1 Alteraciones de las proteínas plasmáticas o séricas totales**

Maxine (1991), describe las siguientes alteraciones:

##### **a) Valores aumentados**

a.1) Policitemia.- Esta se puede dividir en dos: policitemia relativa y policitemia transitoria.

- Policitemia relativa.- En la hemoconcentración las proteínas plasmáticas totales aumentan en proporción a la pérdida de líquidos.
- En la deshidratación severa las proteínas totales aumentan hasta 9 g o más.
- Cuando hay anemia junto con deshidratación, el VPC (volumen del paquete celular) es baja o normal; la deshidratación puede interpretarse mal y enmascarar la deshidratación, a menos que se revise la concentración de proteínas totales y se observe su incremento.
- Policitemia transitoria.- El resultado de la concentración esplénica por la liberación de epinefrina aumentará el VPC en un 20 a 25 % en minutos.

a.2) Aumento en la producción de gammaglobulinas.- Tenemos:

- La respuesta a los antígenos puede aumentar las proteínas totales hasta 8.5 g; puede diferenciarse de la hemoconcentración por electroforesis.
- Enfermedades infecciosas y supurativas.
- Muchas enfermedades crónicas: tuberculosis en mamíferos.
- Envejecimiento: por lo general un aumento en la concentración de las proteínas séricas totales y en las globulinas, y una disminución en la albúmina.

**b) Valores disminuidos**

b.1) Producción deficiente:

Edad

- Más baja en los recién nacidos de todas las especies.
- En el perro recién nacido y durante las dos primeras semanas de vida, la concentración de globulinas es mayor que la de albúmina.

Desnutrición

- Dieta baja en proteínas o nitrógeno: disminuye la concentración de albúmina.
- Anorexia o caquexia: las proteínas totales se encuentran reducidas sobre todo si no se asocian con deshidratación y el radio A/G está reducido.

- Ingestión o absorción inadecuada o ambas, diarrea prolongada, pancreatitis crónica, fibrosis, malabsorción.

Hepatopatía: Sobre todo la crónica causa una producción reducida de albúmina.

Neoplasias: Cuando están involucrados tejidos linfoides y hepáticos.

## b.2) Pérdida de proteínas del cuerpo:

### Pérdida aguda de sangre

- Con la medición de las proteínas plasmáticas totales se detectará la dilución de éstas por el movimiento del líquido extravascular en respuesta a la reducción del volumen de sangre total. Este movimiento empieza a los pocos minutos y dura varias horas; luego se efectúa el regreso gradual de la concentración de las proteínas plasmáticas hacia lo normal a medida que se presenta la recuperación.

### Pérdida crónica de sangre o proteínas

- Pérdida gastrointestinal de proteínas séricas a través del exudado o por caída hacia la luz intestinal: enteropatía exudativa o por pérdida de proteínas.
- Parasitosis: disminución de las proteínas totales y albúmina, y aumento de la concentración de gammaglobulinas.
- Enfermedad renal: el daño glomerular permite que la albúmina y cantidades más pequeñas de globulinas pasen a la orina y cuando es severo, se producirá hipoalbuminemia y disminución de las proteínas plasmáticas totales.

## 2.16.3 Albúmina

Para Pacheco (2001), la albúmina es una de las pocas proteínas del plasma que carecen de carbohidratos. Es la más abundante (55%) y tiene un PM muy bajo (69,000); por lo tanto, la albúmina es responsable del 80% de la *presión osmótica coloidal* total del plasma. Está compuesta por 610 aminoácidos en una sola cadena polipeptídica con 50% de  $\alpha$ -hélice y 15% de estructura p. Se sintetiza exclusivamente en el hígado a razón de 20g al día y tiene una vida media de 10 días. Además de contribuir a la presión osmótica coloidal, la albúmina actúa como molécula transportadora de bilirrubina,

ácidos grasos, oligoelementos y algunos fármacos: cafeína, salicilatos, fenilbutazona, antibióticos, digitálicos, barbitúricos, etc.

Zapata *et al.* (2001), describe que la albúmina sanguínea es sintetizada en el hígado y su disminución afecta la relación A-G (albúmina – globulina), como ocurre en la fibrosis del hígado. Se observa hipoalbuminemia en la glomerulonefritis, amiloidosis, ocasionalmente en nefritis intersticial canina, desnutrición, diarrea parasitaria, malignidades hepáticas, necrosis hepática y hepatitis.

No se sabe mucho de casos de hiperalbuminemia. En la deshidratación la cantidad absoluta de albúmina puede aumentar, sin embargo las globulinas también aumentan de modo que no varía la relación A-G. Otras causas de disminución de la albúmina puede ser la falta de aminoácidos adecuados, en la gastroenteritis la rapidez del movimiento y posiblemente la mala digestión contribuyen a una pérdida mayor.

**Cuadro 12. Valores de referencia de la concentración de albúminas de algunas especies animales**

Especie	Albúmina (g/dl)
Oveja	2,7 – 3,7
Cabra	2,3 – 3,6
Vaca	2,7 – 3,7
Cerdo	2,3 – 4,0
Caballo	2,5 – 3,8
Perro	2,6 – 4,0
Gato	2,4 – 3,7

Fuente: Zapata *et al.* (2001)

Según Murray *et al.* (2001), la albúmina es una proteína esencial del organismo que circula en el plasma y posee vida media de 21 días aproximadamente. Su concentración proviene principalmente de la ingesta proteica de la dieta, que favorece su síntesis hepática. La concentración plasmática normal en el hombre es de 3,5 a 5,0 g/dl. Su concentración disminuye principalmente por alteraciones de la función hepática (disminuyen la síntesis), y por aumento de las pérdidas, y en menor medida a desnutrición proteica. Debido a que es la principal proteína plasmática, que mantiene la



presión oncótica del plasma, su disminución se manifiesta como edema generalizado, llamado anasarca.

La alimentación pobre en proteínas ocasiona un descenso del contenido proteico total del suero. La disminución de la fracción de albúmina existe especialmente en enfermedades hepáticas, ya que estas proteínas se originan en su mayor parte en el hígado (Gürtler *et al.*, 1979).

### **2.16.3.1 Alteraciones de la albúmina**

Maxine (1991), señala que la disminución de la albúmina (hipoalbuminemia): es el cambio más impresionante, el cual puede ser debido a:

#### **a) Inhibición de la síntesis**

- Desnutrición: debido a la ausencia de los aminoácidos adecuados, ausencia de enzimas y trastornos digestivos, trastornos de absorción (diarrea, malabsorción).
- Enfermedades hepáticas difusas que por lo general son de naturaleza crónica como: fibrosis (cirrosis), procesos malignos difusos, necrosis, inflamaciones.

#### **b) Aumento del catabolismo proteico por condiciones de stress**

Producido por fiebre, infecciones, traumatismos, embarazo (en ovejas durante la primera mitad de la gestación).

#### **c) Pérdida de a través de tejidos o vasos dañados**

- Lesiones glomerulares: debido a nefrosis, glomerulonefritis, amiloidosis.
- Enteropatía con pérdida de proteínas: además del catabolismo normal de la albúmina que se presenta en el tracto intestinal, el aumento en la pérdida se asocia con enfermedades entéricas crónicas por cambios que alteran la permeabilidad u obstruyen el drenaje linfático intestinal. Dichas enfermedades pueden ser: enfermedad de Johne, enteritis aguda en terneros, colitis ulcerativa, parasitosis, trastorno del abomaso en bovinos, neoplasias intestinales, linfangiectasia.

#### d) Secundarias a aumentos en la concentración de globulinas

Debido a que la presión osmótica coloidal se mantiene dentro de límites normales por un mecanismo regulador. Además puede producirse edema, ascitis e hidrotórax por una disminución de la presión coloidal asociada principalmente con niveles de albúmina que bajan hasta un intervalo de 1 a 2 g/dl y en menor grado con moléculas de globulinas que son escasas por su mayor peso.

#### 2.16.4 Creatinina

Maxine (1991), señala que la creatinina se forma en el metabolismo de la creatina muscular y la fosfocreatina, el cual no se encuentra afectada por las proteínas de la dieta, el catabolismo proteico, la edad, el sexo o el ejercicio. La eliminación de la creatinina se realiza a través de la orina después de haber sido filtrada por los glomérulos, la cantidad excretada depende del músculo esquelético y del funcionamiento renal, esta eliminación se realiza con mayor facilidad que el nitrógeno ureico, por lo que su aumento no se ve tan fácilmente como el del nitrógeno ureico cuando hay trastornos renales.

La creatinina es un producto de la degradación de la creatina, un componente importante del músculo. La creatinina se puede convertir en la molécula de ATP, que es una gran fuente de energía. La producción diaria de creatina y por consiguiente de creatinina depende de la masa muscular, la cual fluctúa muy poco. La creatinina es excretada del cuerpo completamente por los riñones (Murray *et al.*, 2001).

Zapata *et al.* (2001), reporta que la creatinina esta en el cuerpo principalmente en forma de fosfato de alta energía. En los músculos es fuente de energía. En animales jóvenes de crecimiento se encuentra en mayores cantidades. La creatinina es una sustancia muy difusible y distribuida de manera uniforme en el agua corporal. Se elimina del plasma aproximadamente en la tasa de filtración glomerular.

Al estudiar la excreción de creatinina, tiene valor el hecho de que los niveles séricos de creatinina casi no son afectados por la creatinina exógena de los alimentos, por la edad, el sexo, el ejercicio o la ración. Por lo tanto los niveles elevados solamente se presentan cuando se altera la función renal.

La medición de los niveles de creatinina en sangre proporcionan la misma información para el diagnóstico y pronóstico de función renal que la obtenida por la medición del nitrógeno ureico.

**Cuadro 13. Valores de referencia de la concentración de creatinina de algunas especies animales**

Espece	Creatinina (mg/dl)
Oveja	0,9 – 2,0
Cabra	0,7 – 1,5
Vaca	0,6 – 1,8
Cerdo	0,8 – 2,3
Caballo	0,9 – 2,0
Perro	0,5 – 1,6
Gato	0,5 – 1,9

Fuente: Zapata *et al.* (2001)

**2.16.4.1 Alteraciones de la creatinina**

Maxine (1991), menciona que los valores normales varían de 1 a 2 mg/dl.

**a) Valores disminuidos**

- Pérdida muscular significativa
- Preñez

**b) Valores aumentados:**

b.1) El ritmo de filtración glomerular se reduce cuando la creatinina es mayor de 2 mg/dl, lo que provoca:

- Hipotensión: Insuficiencia cardiaca (ocasional), insuficiencia adrenocortical, choque.
- Aumento en la presión osmótica en las proteínas: deshidratación severa.

b.2) Al igual que en el NUS (Nitrógeno ureico en sangre), solo existe una correlación burda entre el grado de elevación y el de trastorno renal.

- Existe una tendencia de la creatinina a elevarse después del NUS a medida que progresa la enfermedad renal generalizada.

b.3) Además de la elevación en la enfermedad renal primaria, la creatinina también se eleva en la uremia prerrenal y postrrenal.

- Trastorno en el flujo sanguíneo (debido a un shock, deshidratación).

- Obstrucción del aparato urinario.

### 2.16.5 Urea

Zapata *et al.* (2001), definen que la urea es un compuesto orgánico relativamente simple producido por los mamíferos en el hígado como producto final del catabolismo de las proteínas. Es una de las sustancias más difusibles en el cuerpo y se encuentra en todos los líquidos del cuerpo. Es relativamente atóxica, aunque en concentraciones altas desnaturaliza proteínas con la formación de productos tóxicos, se elimina principalmente por los riñones, pero una porción de ella por la piel, sobre todo en los animales que sudan.

Se ha observado que el nitrógeno ureico sanguíneo no se eleva en perros, salvo pocas excepciones, hasta que al menos el 75% del riñón funcional se ha destruido, y se aconseja hacer la determinación en todos los pacientes quirúrgicos de más de 5 años y en toda enfermedad en perros viejos antes de iniciar el tratamiento.

La urea se aumenta en sangre por trastornos renales como la insuficiencia renal crónica y aguda; por obstrucción de las vías urinarias; excesiva destrucción de proteínas como en estados de fiebre, toxicidad o sepsis extensa. También se pueden aumentar los niveles de urea por una hemoconcentración debida generalmente a graves vómitos o diarreas; cuando existe alteración de la función cardiaca que reduce el flujo de sangre a través del riñón se ve aumentada la concentración de urea en sangre.

El descenso en los niveles de urea son raros, teóricamente pueden presentarse en asociación con graves enfermedades hepáticas o mal nutrición de proteínas.

**Cuadro 14. Valores de referencia de la concentración de urea nitrógeno (BUN) de algunas especies animales**

Especie	Urea (BUN) (mg/dl)
Oveja	10,3 – 26
Cabra	12,6 – 25,8
Vaca	7,8 – 24,6
Cerdo	8,2 – 24,6
Caballo	10,4 – 24,7
Perro	8,8 – 25,9
Gato	15,4 – 31,2

Fuente: Zapata *et al.* (2001)

La urea es el principal producto terminal del catabolismo de las proteínas que se forman en el hígado. Su formación se origina cuando la ornitina se combina con el amoníaco y el bióxido de carbono para formar citrulina; la citrulina se combina con el amoníaco para producir el aminoácido arginina. La arginasa, una enzima hepática, hidroliza la arginina a urea y ornitina, quedando esta última libre para participar nuevamente en el ciclo. La excreción de la urea se realiza a través de la filtración por los glomérulos, posteriormente entre el 25 y el 40% se reabsorbe en los túbulos (Maxine, 1991).

Según Murray *et al.* (2001), la urea es uno de los tres productos finales del metabolismo del nitrógeno. Los niveles de urea en sangre son normalmente bajos y relativamente constantes ya que la principal vía de excreción de la urea son los riñones. La acción de la hormona antidiurética en la permeabilidad de los conductos medulares permite a la urea difundirse en la zona medular. La presencia de urea y sodio en el intersticio medular incrementa el gradiente osmótico para la reabsorción del agua e incrementa la concentración de la orina. Las alteraciones en el BUN (Urea nitrógeno), pueden ser causa de enfermedad renal, pérdida de peso, vómitos, anemia crónica, deshidratación.

### 2.16.5.1 Alteraciones de la urea

Maxine (1991), sostiene que los valores normales del nitrógeno de la urea sanguínea (NUS) varían de 10 a 30 mg/dl.

#### a) Valores disminuidos

- Malnutrición proteica.
- Insuficiencia hepática: la capacidad de las células hepáticas para formar urea es una de las últimas funciones que falla cuando hay daño hepatocelular extenso.

#### b) Valores aumentados

b.1) Causas prerrenales: las elevaciones rara vez son mayores de 100 mg/dl.

Disminución del flujo sanguíneo renal, puede deberse a:

- Insuficiencia cardíaca congestiva.
- Choque: hipotensión más desviación de la sangre de los riñones.

Factores que reducen la presión de filtración neta en los glomérulos, debido a:

- Hipotensión.
- Choque.
- Insuficiencia suprarrenal.
- Insuficiencia cardíaca: algunos tipos.
- Aumento de la presión osmótica de las proteínas.
- Deshidratación (severa): las proteínas ejercen una gran fuerza para evitar que el líquido salga de los capilares glomerulares.
- Aumento de proteínas en la dieta: transitoria.

b.2) Enfermedad renal: La elevación del NUS se observará cuando aproximadamente el 70 % de las nefronas están afectadas.

- La correlación entre el nivel del NUS y la severidad de la enfermedad renal por lo general es bastante buena si se considera la duración del padecimiento.

b.3) Hiperparatiroidismo renal secundario.

b.4) Ingesta de proteínas elevada: muestra sin ayuno.

b.5) Uremia postrenal

- Perforación del aparato urinario.

- Obstrucción del aparato urinario.

b.6) Pseudohiperparatiroidismo (neoplasia)

### 2.16.6 Nitrógeno residual

Gürtler *et al.* (1979), mencionan que el nitrógeno (N) residual contenido en el suero depende de la alimentación aumentando ligeramente en los animales monogástricos con la ingestión de sustancias nutritivas ricas en proteínas, debido a la elevación de contenido de aminoácidos libres; en los mamíferos el N residual está compuesto en más de 50 % de urea y también por creatina, creatinina, ácido úrico, aminoácidos libres, alantoína y otros compuestos nitrogenados.

La tasa de N residual del plasma aumenta cuando existe insuficiencia funcional del riñón, como consecuencia de encontrarse alterada entonces la eliminación de la urea y otras sustancias nitrogenadas urinarias. Este estado se conoce con el nombre de uremia.

**Cuadro 15. Nitrógeno residual contenido en el suero de algunas especies domesticas (mg/100 ml)**

Espece	Concentración
Caballo	34 (20-40)
Vaca	31 (20-40)
Oveja	28 (20-38)
Cabra	36 (30-43)
Cerdo	32 (20-45)
Perro	29(17-38)
Gallina	28 (20-36)

Fuente: Gürtler *et al.* (1979)

## 2.17 Balance de nitrógeno en la sangre en camélidos

Shimada (1983), sostiene que dicho balance es la diferencia entre el nitrógeno ingerido y el excretado en heces y orina, aunque en vez de expresarse en porcentaje de lo ingerido, se hace en gramos totales.

También indica que un animal se encuentra en balance de nitrógeno, cuando la diferencia entre el nitrógeno ingerido y el que aparece en orina y heces es igual a cero. Por otra parte, si el valor del nitrógeno consumido es superior al excretado, el sujeto se encuentra en balance positivo; si elimina más de lo que ingiere estará en balance negativo.

### Cuadro 16. Componentes orgánicos en plasma sanguíneo de llamas

Lo que estos datos indican entonces es que el animal en balance de nitrógeno está cubriendo sus necesidades de mantenimiento, mientras que el que se encuentra en balance positivo está reteniendo nitrógeno (aumentando de peso) y el de balance negativo ni siquiera llena sus necesidades mínimas y está utilizando más nitrógeno del que ingiere y por lo tanto pierde peso.

El balance negativo de nitrógeno puede presentarse también cuando un animal está ingiriendo nitrógeno (proteína) a niveles superiores a su mantenimiento, pero esta proteína es deficiente en algún aminoácido, lo que obliga al catabolismo anormal de los otros aminoácidos.

Los camélidos del viejo mundo tienen un mejor balance nitrogenado que los ovinos pero que esto es debido a la menor excreción de nitrógeno a través de las heces y la orina, en lugar de una mayor eficiencia en el reciclado de urea al estómago (Fared *et al.*, 1979).

Fuente: Murray Foster (1979).

Estudios realizados en camélidos sudamericanos (alpacas) mediante una prueba de balance de nitrógeno por Huasasquiche (1974), estimaron los requerimientos para mantenimiento de este importante nutriente. El nitrógeno digerible y la proteína digerible requerida fueron estimados en 0,38 g de nitrógeno y 2,38 g de proteína.



## 2.18 Parámetros bioquímicos de la sangre en camélidos

Según Fowler (1989), citado por Fernández (1991), desde hace varios años se ha venido realizando investigaciones sobre camélidos sudamericanos con el objeto de determinar algunos parámetros bioquímicos especialmente de la sangre.

Algunos de dichos estudios se han realizado en un número representativo de animales, y sometidos a sus hábitos normales de alimentación y manejo. Sin embargo se ha constituido la base de investigaciones avanzadas a fin de conocer las características fisiológicas de los camélidos, como se observa en el Cuadro 16.

**Cuadro 16. Componentes orgánicos en plasma sanguíneo de llamas**

EXAMEN	PARAMETROS DE CONCENTRACION	UNIDAD
Proteínas totales	4,7 – 7,3	g/dl
Albúmina	2,9 – 5,0	g/dl
Urea	9,0 – 36,0	mg/dl
Creatinina	0,9 – 2,8	mg/dl
Colesterol	0,0 – 128,0	mg/dl
Glucosa	76,0 – 176,0	mg/dl
Calcio	7,6 – 10,9	mg/dl
Fósforo	1,6 – 11,0	mg/dl
SGOT	128 – 450	UI/L
SGPT	0,0 – 14,0	UI/L

Fuente: Murray Fowler (1989).

### 3. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1 Localización

La presente investigación se realizó en su etapa de trabajo de campo en la Estación Experimental de Letanías del Benson Agriculture and food Institute, de la Brigham Young University (U.S.A.), ubicado en la comunidad Letanias - municipio de Viacha, jurisdicción de la primera sección de la Provincia Ingavi del departamento de La Paz.

Letanías se encuentra ubicado a 32 km al sudoeste de la ciudad de La Paz, entre los paralelos 16°42'5" de latitud sur y 68°15'54" de longitud oeste. Su altitud fluctúa entre los 3793 a 3870 m.s.n.m. (Boeck, 1996)

El siguiente cuadro muestra la descripción climática en el área de Letanías.

**Cuadro 17. Características climáticas de Letanías, Provincia Ingavi**

Características	Descripción
Clima	Templado frío, con vegetación montañosa, estepa a estepa espinosa.
Temperatura media anual	8,3 °C
Humedad relativa	50 - 80%
Meses de lluvia	Noviembre, diciembre, enero, febrero y mayo.

Fuente: Boeck, 1996

Los análisis de laboratorio de las muestras obtenidas en el trabajo de campo, se realizó en los laboratorios del Benson Agriculture and Food Institute de la Brigham Young University, ubicada en la ciudad de Provo del Estado de UTAH (USA).

Figura 1. Mapa de ubicación provincia Ingavi, La Paz - Bolivia

3.2 MATERIALES

3.2.1 Lugar de estudio

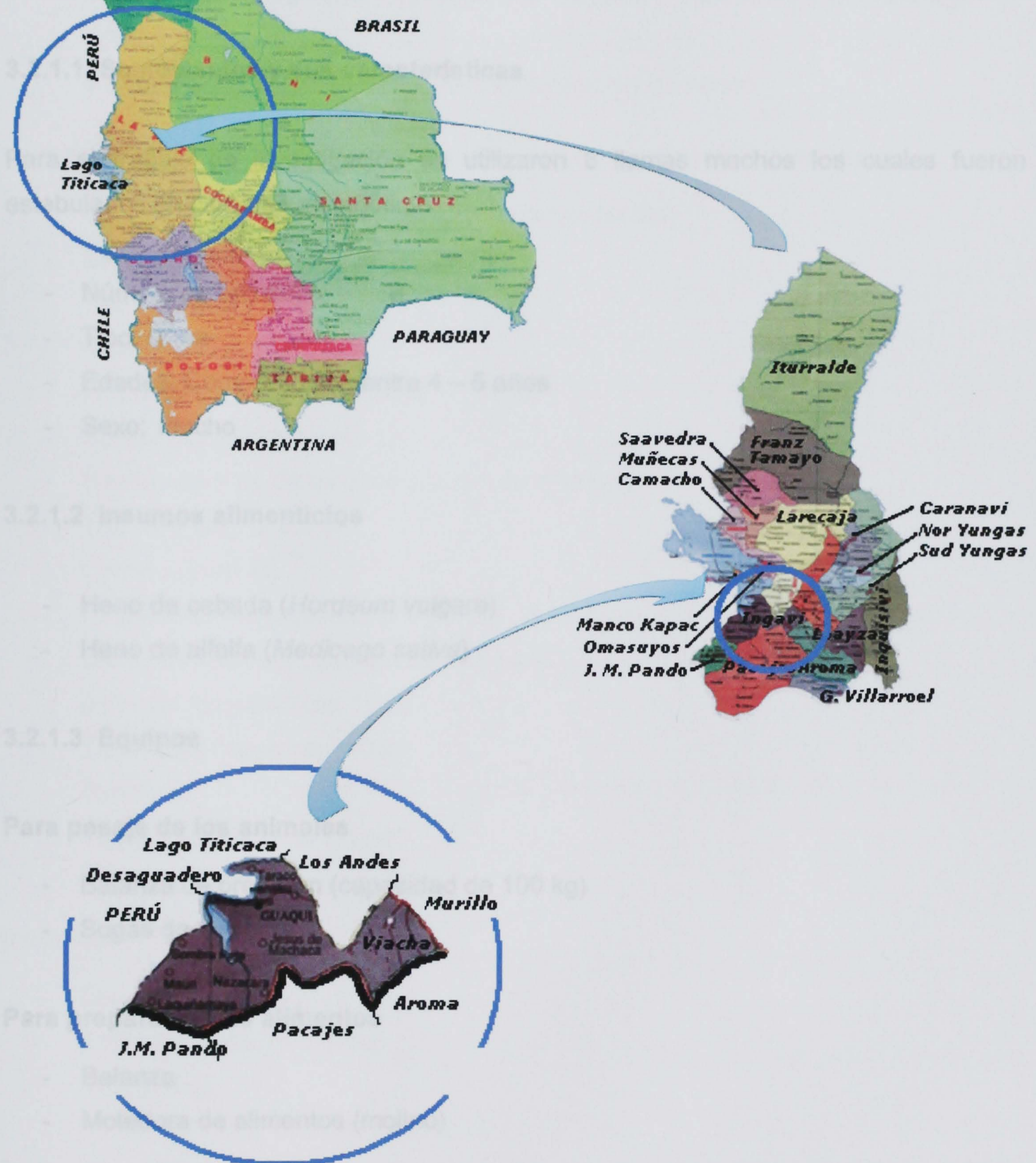


Figura 1. Mapa de ubicación provincia Ingavi, La Paz – Bolivia

## 3.2 MATERIALES

### 3.2.1 Materiales de campo

#### 3.2.1.1 Semovientes y sus características

Para el trabajo de investigación se utilizaron 8 llamas machos los cuales fueron estabulados en cámaras metabólicas.

- Número de animales: 8
- Tipo: Q'ara
- Edades: Comprendidos entre 4 – 5 años
- Sexo: macho

#### 3.2.1.2 Insumos alimenticios

- Heno de cebada (*Hordeum vulgare*)
- Heno de alfalfa (*Medicago sativa*)

#### 3.2.1.3 Equipos

##### Para pesaje de los animales

- Balanza de precisión (capacidad de 100 kg)
- Sogas de sujeción

##### Para preparación de alimentos

- Balanza
- Moledora de alimentos (molino)

##### Otros materiales

- Recipientes de plástico capacidad de 50 kg.
- Yutes capacidad 50 kg.

### Para organización de los animales

- Ambiente cerrado
- 4 cámaras metabólicas con embudos metálicos inoxidable para coleccion orina.
- 4 arneses con sus respectivas bolsas colectoras de heces

### Para técnica de colección de sangre (canulación y colección de muestras)

- Sogas de sujeción hechas de fibra de llama (wiska)
- Esquiladora eléctrica
- Tijera
- Gasas
- Antisépticos (Alcohol yodado)
- Aguja hipodérmica No 10
- Sondas de 1 m de longitud y 2 mm de diámetro
- Tapones para la sonda
- Cintas adhesivas
- Pegamento instantáneo
- Vendas adhesivas (elastikon brand medical)
- Jeringas hipodérmicas 10 ml
- Tubos de ensayo cap. 10 ml
- Gradillas
- Tubos eppendorf de 1,5 ml
- Tips de pipeta de 2 ml (greiner)

### Insumos

- Suero salina fisiológica
- Anticoagulante (heparina)
- Antibióticos

### Para conservación de muestras

- Refrigeradora o congeladora
- Centrifugadora (2500 r.p.m.)
- Micro pipetas de 0,5 – 1 ml

### Para oferta de alimentos

- Balanza digital capacidad máxima. 5 kg.
- Comederos plásticos
- Bebederos plásticos con capacidad de 8 litros

### Para colección de orina

- Recipientes capacidad 2000 ml
- Probeta de 100 ml.
- Bandejas de 3 lt para colección diaria
- Recipientes para almacenar muestras de capacidad de 60 ml

### Reactivo

- Acido Clorhídrico

### Para colección de alimento residual, y heces fecales

- Bolsas de papel capacidad de 3 kg
- Bolsas de papel de 50 gr.
- Arnés
- Horno

### 3.2.2 Materiales de laboratorio

- Microtubos graduado de 1,7 ml (muestreo de plasma sanguíneo)
- Tips de pipeta 400 UL (Greiner) de 2 ml
- Una pipeta (P 1000)
- Etiquetas de hoja  $\frac{1}{2}$  x  $1 \frac{1}{4}$  pulgada
- Frascos conical simple cups clear polystyrene non sterile de 2 ml
- Gradilla para microtubo graduado
- Analizador de plasma sanguíneo NOVA 16+ BIOMEDICAL de electrolite reagent pack.

### Reactivos

- Standard A solución acuosa de 750 ml
- Standard B en solución acuosa de 300 ml
- Standard C en solución acuosa salina de 500 ml

- Standard R como solución de referencia de 450 ml
- Standard F solución acuosa salina de 800 ml (solución de lavado)
- Standard H en solución acuosa de 1100 ml (agente liberador de CO<sub>2</sub>)

### **Equipos para análisis de alimento, orina y heces fecales**

- Analizador de Nitrógeno por combustión de gas. Análisis Leco, St. Joseph. MI - U.S.A.

#### **3.2.2.1 Materiales para el análisis de proteína, creatinina y albúmina**

- Microplaca de ensayo Nro 83.18735
- Cronometro
- Tekk 50 ml (probeta)
- Vaso de precipitación de 800 ml
- Pipetman capacidad de 1 ml
- Microlab 500 HAMILTON de MD – 9660755
- Greiner micropipetas
- Pipetman Hamilton de 300 µl de 8 salidas
- Heidolph Titramax 100
- Visher vortex cenie 2 cat Nro 12 – 812
- Tecan GENIOS F129015
- Programa computarizado para el análisis de albúmina, proteína y creatinina

#### **Reactivos estándar para el análisis de proteína, creatinina y albúmina:**

- Reactivo de creatina TECO Kit # C515 – 480 y reactivo estándar de creatinina (TECO creatinine STD)
- Reactivo de proteína total estándar (TECO protein STD)
- Reactivo de albúmina TECO (Kit # A502 – 480) y reactivo estándar de albúmina (TECO albumin STD)
- Reactivo A y Reactivo B
- NEFA – C de WACO para el análisis de enzimas

### 3.3 METODOLOGIA

#### 3.3.1 Selección de animales

En el presente trabajo de investigación se utilizaron animales de la estación experimental de Letanías (Benson Agriculture and Food Institute). En el cual se realizó la selección de 8 llamas machos de tipo Q'ara de 4 - 5 años de edad.

Los animales seleccionados fueron de buena constitución corporal, buenas condiciones de salud, sin defectos congénitos y hereditarios, los cuales se agruparon en dos, cada grupo conformado por cuatro animales sorteados al azar.

#### 3.3.2 Preparación de los alimentos

Los alimentos fueron a base de heno de cebada y heno de alfalfa. Estos alimentos se molieron en fragmentos de aproximadamente 3 – 4 cm en la moledora eléctrica, luego se mezcló manualmente según la proporción definida para el estudio (Cuadro 18).

**Cuadro 18. Composición de los alimentos ofertados**

Composición	Alimento ofertado a los animales	
	Kg	(%)
Heno de cebada	2,0	80
Heno de alfalfa	0,5	20

#### 3.3.3 Etapas del estudio de investigación

La fase de campo de la investigación fue de 49 días (7 semanas), donde se consideró las siguientes etapas:



**Cuadro 19. Etapas de estudio de la investigación**

Semana	Etapas de estudio
0	Ingreso al corral
1	Acostumbramiento a la comida
2	Ingreso a las jaulas metabólicas
3	Inicio de reducción del alimento
4	Primera semana de reducción del alimento
5	Segunda semana de reducción del alimento
6	Tercera semana de reducción del alimento
7	Última semana de reducción del alimento

### 3.3.4 Preparación de los animales

#### 3.3.4.1 Canulación en vena yugular de los animales

La cateterización de los animales se realizó debido a la frecuencia de toma de muestras de sangre establecida en la investigación, bajo el siguiente procedimiento:

Se realizó una incisión en el cuello (vena yugular) del animal con ayuda de un bisturí de punta, para insertar en la vena yugular (alrededor de 15 cm) una sonda de aproximadamente un metro de longitud y un diámetro de 2 mm de luz, a través de una aguja hipodérmica N° 12 con dirección de la circulación sanguínea. Luego de verificar el fluido continuo de sangre se aplicó suero salino fisiológico en volumen de 5 ml para neutralizar el flujo de sangre, efectuada esta operación se retiró con cuidado la aguja hipodérmica. Al extremo exterior de la sonda se ubicó un tapón y se aseguró al cuello del animal con una venda adhesiva. Esta operación sirvió para obtener sangre mediante succión con una jeringa hipodérmica.

Para mantener un fluido constante de la sangre, se realizó un lavado de la sonda cada 48 horas para evacuar la posible coagulación de la sangre a nivel de la unión de la sonda con la vena; esta operación se realizó de la siguiente forma: se retiró el tapón de la sonda y con ayuda de una jeringa hipodérmica estéril se procedió a succionar el contenido de la misma hasta que fluya sangre, luego con otra jeringa hipodérmica se inyectó inmediatamente 5 ml de una solución de salina fisiológica con heparina sódica (anticoagulante al 5%) y antibiótico (antibacteriano) esto con la finalidad de que evacue la sangre de la sonda y solo quede la solución salina fisiológica.

### 3.3.4.2 Pesaje de los animales

Los animales fueron pesados empleando una balanza digital de precisión de una capacidad de 100 kg cada 7 días por un periodo de 49 días, esta toma del peso vivo se realizó desde el inicio del trabajo de investigación (día 1) hasta la conclusión del mismo (día 49).

### 3.3.4.3 Adiestramiento de los animales a los corrales

Se ubicaron a los animales dentro de corrales por el lapso de 2 semanas, desde el inicio de la investigación (día 0) hasta el día 14. En este periodo los animales fueron acostumbrados al consumo del alimento en estudio.

### 3.3.4.4 Adiestramiento de los animales en las jaulas metabólicas

Los animales fueron adiestrados por un lapso de 14 días para la permanencia en las jaulas metabólicas. Durante este periodo se acostumbro al animal, el colocado del arnés en el cuerpo con el objetivo de facilitar la sujeción de las bolsas colectoras de heces alrededor del ano.

## 3.3.5 Alimentación de animales

### 3.3.5.1 Alimentación dentro del corral

Se ofertó el alimento dentro del corral a cada grupo (compuesto por 4 animales) durante las dos primeras semanas. El alimento ofertado fue *ad libitum*, el cual se ubico en 4 bañadores de plástico en las diferentes esquinas del corral.

### 3.3.5.2 Alimentación dentro las jaulas metabólicas

Los animales fueron ingresados en la tercera semana de estudio a las jaulas metabólicas, donde se ofertó por una semana alimento (*ad libitum*), en esta semana se midieron las variables programadas. En la cuarta semana se procedió a la reducción del alimento a un 30 % del total consumido.

**Cuadro 20. Oferta de alimentos durante el trabajo de investigación**

Alimento Ofertado	Semanas						
	1	2	3	4	5	6	7
Alimento en corral ( <i>ad libitum</i> )	x	x					
Alimento en Jaula metabólica ( <i>ad libitum</i> )			x				
Alimento en Jaula metabólica (reducción al 30 %)				x	x	x	x

### 3.3.5.3 Horario de oferta del alimento

La alimentación se realizó dos veces por día, en los siguientes horarios:

- 8:00 am
- 14:00 pm

El agua fue ofrecida a las llamas "*ad libitum*" durante todo el periodo de investigación.

### 3.3.5.4 Determinación de restricción del consumo de alimento al 30%

Se estableció el promedio consumido de alimento por animal (1,40 kg/animal) en las jaulas metabólicas durante 7 días (tercera semana de estudio); con estos datos se determinó el consumo de alimento reducido al 30% por animal.

### 3.3.6 Obtención de muestras

#### 3.3.6.1 Muestra de alimento

Se tomaron las siguientes muestras: 100 g del alimento mezclado (80% de heno de cebada y 20% de heno de alfalfa), 100 g de heno de cebada y 100 g de heno de alfalfa. Estas muestras fueron enviadas al laboratorio para su análisis (Analizador de Nitrógeno por combustión de gas. Análisis Leco, St. Joseph, MI – USA).

#### 3.3.6.2 Muestras de sangre

Se tomaron muestras de sangre cada 7 días por un periodo de 49 días (días 0, 7, 14, 21, 28, 35, 42 y 49), esta toma de muestras se realizó antes de que consuman algún alimento (8:00 am) desde el inicio de la investigación hasta la conclusión del mismo.

Se obtuvo la sangre utilizando una jeringa hipodérmica mediante sonda conectada a la vena yugular, en una cantidad de 20 ml por cada animal. Estas muestras obtenidas se depositaron de la siguiente manera: 10 ml de sangre fue colocado debidamente codificado en 2 tubos vacutainer con anticoagulante (PST cel and lithium heparina). Los restantes 10 ml de sangre fueron colocados en 2 tubos vacutainer sin anticoagulante.

### 3.3.6.3 Obtención del plasma

Concluida la colección de sangre se procedió a centrifugar los tubos vacutainer con anticoagulante durante 20 minutos a 2500 rpm. Posteriormente se realizó la separación del plasma sanguíneo mediante una micropipeta con capacidad de 1,5 ml, para depositar el plasma en tubos eppendorf y se los almacenó debidamente codificados en una nevera (freezer) hasta iniciar la fase de análisis de laboratorio.

## Cuadro 21. Cronograma de colección de sangre

### Grupo 1

FECHAS	TOMA DE MUESTRAS							
	1	2	3	4	5	6	7	8
16 de abril (día 0)	X							
23 de abril (día 7)		X						
30 de abril (día 14)			X					
7 de mayo (día 21)				X				
14 de mayo (día 28)					X			
21 de mayo (día 35)						X		
28 de mayo (día 41)							X	
4 de junio (día 49)								X

**Grupo 2**

FECHAS	TOMA DE MUESTRAS							
	1	2	3	4	5	6	7	8
22 de mayo (día 0)	X							
29 de mayo (día 7)		X						
5 de junio (día 14)			X					
12 de junio (día 21)				X				
19 de junio (día 28)					X			
26 de junio (día 35)						X		
3 de julio (día 42)							X	
10 de julio (día 49)								X

**3.3.6.4 Colección de heces fecales**

Se colectaron muestras de heces fecales durante la tercera y la última semana del estudio (dentro la cámara metabólica), mediante una bolsa instalada al arnés alrededor del ano del animal, la colección se realizó transcurrido las 24 horas posterior a la oferta del alimento.

Posteriormente las heces fecales fueron sometidas a una temperatura de 100 °C durante 72 horas para determinar la materia seca por diferencia del peso y luego se almacenó en bolsas de papel para su posterior análisis de laboratorio.

**3.3.6.5 Colección de orina**

Al recipiente contenedor de orina se añadió 10 ml de ácido clorhídrico al 50 %, con la finalidad de evitar las pérdidas de nitrógeno de la orina por evaporación.

La colección de orina se realizó durante la tercera y la última semana del estudio (dentro la cámara metabólica), cada 24 horas de la oferta de alimento al animal para su consumo, se procedió con la colección y determinación de volumen miccionado de la orina en una probeta de capacidad de 2000 ml. El volumen colectado fue debidamente registrado y almacenado en un frasco de 60 ml el cual fue depositado en el freezer o congelador (-20 °C) para ser analizado en el laboratorio.

### 3.3.7 Análisis de laboratorio de las muestras

Los análisis de laboratorio de las diferentes muestras colectadas en el trabajo de investigación se realizó en los laboratorios del Benson Agriculture and Food Institute de la Brigham Young University, ubicado en la ciudad de Provo del estado de Utah (USA).

Resultados de la concentración de creatinina.

#### 3.3.7.1 Análisis de alimento ofrecido

3.3.7.1.1 Análisis de orina y heces fecales

Del alimento ofrecido se determinó el contenido de nitrógeno, se empleó el Analizador de Nitrógeno por combustión de gas. Análisis Leco, St. Joseph. MI - U.S.A. Este equipo incinera aproximadamente 0,30 g de la materia sólida y mide el nitrógeno que se volatiliza.

(materia fecal), midiendo el nitrógeno que se volatiliza.

#### 3.3.7.2 Análisis de la proteína total

El procedimiento para el análisis de la proteína total se detalla a continuación:

Las muestras de plasma se depositaron en una micro placa de ensayo de 96 celdas y se mezcló 5  $\mu$ l de plasma diluida y el reactivo Teco STD con 250  $\mu$ l de reactivo TECO a través de una micro pipeta Hamilton Microlab 500.

Posteriormente se colocó las muestras al equipo Tecan Genios F129015 por 10 minutos para su análisis. El análisis en Genios se realiza a una longitud de onda de 550 nm (nanometros) y se multiplica los resultados por 2 para la concentración final.

- Concentración de nitrógeno en heces fecales (%)

#### 3.3.7.3 Análisis de albúmina

Concentración de proteínas en el plasma sanguíneo

Para obtener los datos de la albúmina se mezcló en una micro placa de ensayo 2  $\mu$ l de muestra de plasma y 300  $\mu$ l de reactivo STD, se esperó 5 minutos a temperatura ambiente para introducir al equipo Genios y mediante el programa Teco albumin se obtuvieron los resultados de la concentración de albúmina. El análisis de la albúmina Teco se realiza a una longitud de onda de 630 nm.

- Peso vivo de los animales (kg)

### 3.3.7.4 Análisis de creatinina

En el análisis de la creatinina se mezcló en una microplaca de ensayo 5 µl de muestra de plasma y 150 µl de reactivo STD, posteriormente se hizo la incubación en Genios por el tiempo de 15 minutos. A través del programa Tecocreatinine se obtuvo los resultados de la concentración de creatinina.

### 3.3.7.5 Análisis de orina y heces fecales

En las muestras de orina y heces fecales se determinó el % de nitrógeno (% N), se empleó el Analizador de Nitrógeno por combustión a gas. Análisis Leco, St Joseph. MI – USA. Este equipo incinera aproximadamente un ml de orina y 0,30 g de materia sólida (materia fecal), midiendo el nitrógeno que se volatiliza.

## 3.4 Factores de estudio

Los factores de estudio en el presente trabajo de investigación fueron los niveles de consumo de alimento de una misma dieta:

- 100 % de consumo de alimento (80 % de heno de cebada y 20 % de heno de alfalfa).
- 30% de consumo de alimento (80 % de heno de cebada y 20 % de heno de alfalfa).

## 3.5 Variables de respuesta

- Concentración de nitrógeno en heces fecales (%)
- Concentración de nitrógeno en orina (%)
- Concentración de metabolitos en el plasma sanguíneo:
  - Nitrógeno ureico (mg/dl)
  - Proteína total (g/dl)
  - Albúmina (g/dl)
  - Creatinina (mg/dl)
- Peso vivo de los animales (kg)

### 3.6 Análisis estadístico

Para determinar los efectos de la privación de alimentos en el perfil metabólico entre las dos etapas estudiadas, se utilizó la prueba estadística t- student pareada, debido a que el experimento se realizó comparando un resultado cuantitativo en dos grupos de datos, los cuales están relacionados (no son independientes), donde se comparó el efecto de la cantidad consumida de una misma ración (100 % y 30% de consumo de alimento) (Caballero, 1975).

$$t = \frac{(\bar{y}_B - \bar{y}_A) - (\mu_B - \mu_A)}{s \sqrt{1/n_A + 1/n_B}}$$

Donde:

$n_A$  = el tamaño de la primera muestra.

$n_B$  = el tamaño de la segunda muestra.

$\bar{y}_A$  = media muestral de la primera muestra.

$\bar{y}_B$  = media muestral de la segunda muestra.

$\mu_A$  = media poblacional de la primera muestra.

$\mu_B$  = media poblacional de la segunda muestra.

$s$  = la desviación típica muestral conjunta.

### 3.7 Análisis cronológico

Moya (2006), indica que una serie cronológica considera un caso particular de dos variables, en la que una de ellas es el tiempo y la variable asociada, se observa en momentos determinados y generalmente a intervalos iguales.

Los valores observados  $(T_i, y_i)$   $i = 1, 2, 3, \dots, n$  son únicos, el tiempo no se repite, es decir, estos pares no tienen frecuencias conjuntas, por esta razón, la representación gráfica de una serie es una poligonal en el plano pues se considera a  $Y$  una función del tiempo:  $Y = f(T)$ . El estudio de una serie cronológica tiene por objetivo principal, explicar las fluctuaciones de la variable asociada  $Y$  y utilizar este conocimiento para pronosticar sus variaciones en el futuro y asociar con otras series.



### 3.7.1 Análisis de regresión lineal

Mediante este análisis, se establece la tendencia de una variable Y en función del tiempo con un modelo (ecuación). El análisis consiste en calcular un modelo de regresión que se ajuste a la serie, cuya bondad será necesariamente establecida por el coeficiente de determinación ( $R^2$ ).

Ecuación de la regresión lineal (ecuación de una recta):

$$Y = a + bX$$

Donde:

$$a = \bar{y} - bx$$

$$b = \frac{\sum XY - \frac{(\sum X)(\sum Y)}{n}}{\sum X^2 - \frac{(\sum X)^2}{n}}$$

### 3.7.2 Análisis de la componente estacional

El objetivo de este análisis consiste en determinar un modelo de comportamiento estacional (cambios de las variables en el tiempo de estudio). Para realizar este análisis se utilizó el método del porcentaje medio, donde los datos  $y_{ij}$  de cada subperiodo se expresan como porcentajes respecto de la media del periodo.  $I_{ij} = y_{ij} / \bar{y}_i$  formando una nueva serie de datos. A continuación se calcula la media aritmética  $I_j$  de los datos de los subperiodos (Moya, 2006).

## 4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

### 4.1 Niveles de nitrógeno en los alimentos ofrecidos

En el Cuadro 22, se presenta los niveles de nitrógeno en la dieta ofrecida a las llamas obtenidos en el presente estudio de investigación. La cebada tuvo una concentración de N del 0,92 %, menor a 3,27 % de la alfalfa, la dieta ofrecida a los animales (80% de heno de cebada y 20 % de heno de alfalfa) alcanzó una concentración total de N del 1,62%. Los valores de proteína bruta<sup>1</sup> se obtuvieron multiplicando los datos del nitrógeno total obtenidos en los alimentos por el factor 6,25.

**Cuadro 22. Análisis químico de alimentos ofrecidos**

Composición	Nitrógeno (%)	Proteína (g/kg)
Cebada ( <i>Hordeum vulgare</i> )	0,92	5,75
Alfalfa ( <i>Medicago sativa</i> )	3,27	20,44
Dieta (80 % Cebada 20% de alfalfa)	1,62	10,13

Referente a los niveles de proteína bruta, la cebada presentó el menor valor con 5,75 g/kg, mientras que la alfalfa presentó el mayor valor con 20,44 g/kg. La dieta ofertada muestra un valor intermedio de 10,13 g/kg.

Estos valores encontrados de proteína en el presente trabajo de investigación, son similares a los reportados por Mannelje *et al.* (1992), citado por PDLA – CIF – SEFO (2000), el cual indica que la alfalfa contiene de 2,5 a 4 % de fibra bruta y 15,62 a 25 % de proteína cruda con un 60 a 70 % de digestibilidad.

<sup>1</sup> es una estimación grosera de la concentración proteica del alimento que se calcula midiendo la concentración de nitrógeno en la muestra y multiplicando este valor por 6,25 (concentración promedio de nitrógeno en las proteínas). La proteína cruda o bruta incluye la proteína verdadera y los compuestos NNP como amoníaco, urea, ácidos nucleicos, aminos, amidas, nitratos, aminoácidos y péptidos.

## 4.2 Concentración de nitrógeno (%)

### 4.2.1 Concentración de nitrógeno (%) en heces fecales

En el Cuadro 23, se observa la concentración de nitrógeno en heces fecales antes y después de la privación de alimentos en las llamas alimentadas en base a una ración de 80% de heno de cebada y 20% de heno de alfalfa.

En los resultados obtenidos se observa una media de 1,58 % de nitrógeno con un rango de 1,53 – 1,63 % antes de la privación de alimentos, por otra parte después del periodo de la privación de alimentos presenta una concentración de 1,61 % con un rango de 1,52 – 1,70 % de nitrógeno.

**Cuadro 23. Concentración de nitrógeno (%) en materia fecal**

PERIODO	Concentración de nitrógeno (%)	
	Media $\pm$ DS	Rango
Antes de la privación	1,58 $\pm$ 0,05 a	1,53 – 1,63
Después de la privación	1,61 $\pm$ 0,09 a	1,52 – 1,70

DS = Desviación estándar

La prueba de t para muestras pareadas (Anexo 1, cuadro 1) indica que la comparación de la concentración de nitrógeno en materia fecal de las llamas antes y después de la privación de alimentos no presenta diferencia significativa ( $P \geq 0.05$ ).

La no existencia de diferencia entre los dos periodos de estudio puede ser debido a la presencia del nitrógeno metabólico fecal (cantidad de nitrógeno residual que no procede de la dieta), como ser: las proteínas endógenas: enzimas digestivas, mucoproteínas segregadas al canal alimenticio y células mucosales descamadas, que no son digeridas y absorbidas, además del nitrógeno de la microflora ruminal (Lloyd *et al.*, 1982).

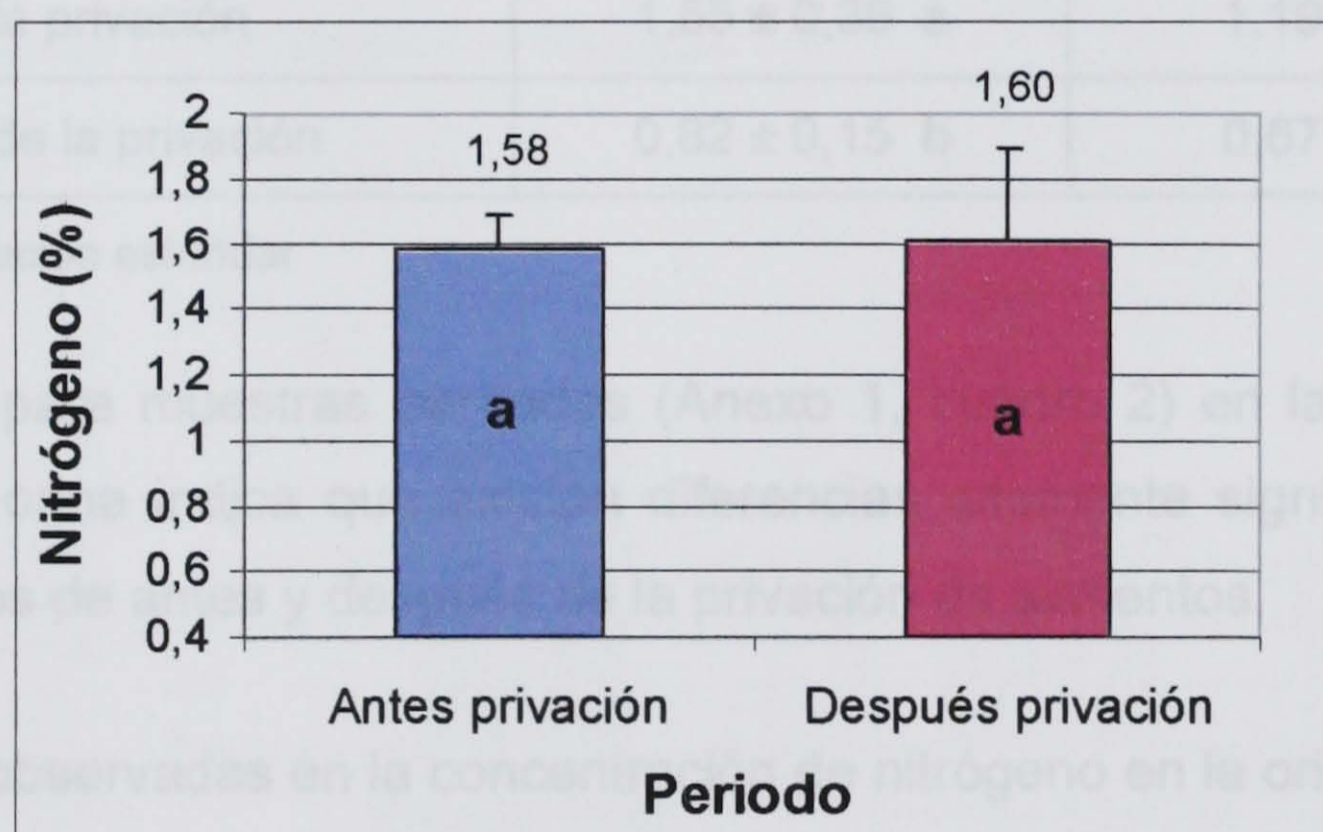
Es importante considerar el nitrógeno fecal procedente de la microflora ruminal en el periodo de privación de alimentos, debido a que independientemente del aporte proteico de la dieta, la mayor parte de las proteínas que llegan al intestino del rumiante son propias del soma bacteriano. Cuando la proteína es un elemento costoso de suplementar, el metabolismo ruminal aporta la posibilidad de reemplazar una parte de

las proteínas de la dieta por alguna fuente de NNP más económica, como la urea. (Relling y Mattioli, 2003).

Los mismos autores señalan que en la mayoría de las especies, la urea se elimina del organismo a través de la orina, como producto de desecho del metabolismo proteico. El rumiante en cambio aprovecha la urea usándola como una fuente de nitrógeno para los microorganismos ruminales. La urea llega al rumen secretada con la saliva o directamente a través de la pared ruminal, difundiendo a favor de su gradiente de concentración. Una vez en el rumen es rápidamente desdoblada por la flora ureolítica en  $\text{CO}_2$  y amoníaco, cerrando el denominado *ciclo rumino-hepático de la urea*.

Por otra parte, los animales de estudio no han realizado ningún trabajo físico, ni de producción, pero todavía efectúan procesos internos esenciales para la vida. Es así, que los nutrientes necesarios para dichos procesos, son adquiridos a través del catabolismo de las proteínas, lo que conlleva a un aumento del nitrógeno metabólico fecal. (Maynard *et al.*, 1979)

Los resultados obtenidos de la concentración de nitrógeno en materia fecal, se encuentra dentro el rango de 1,41 – 1,79 (%N), reportado por Ajata (2006).



**Figura 2. Concentración de nitrógeno (%) en heces fecales antes y después de la privación de alimentos**

En la Figura 2, se observa que la concentración de nitrógeno en las heces fecales no presentó diferencia estadísticamente significativa ( $p > 0,05$ ) entre los periodos estudiados.

La privación de alimentos no influye en la concentración de nitrógeno en las heces fecales, debido probablemente a la utilización de la urea (reciclaje) como fuente de NNP, y al catabolismo que sufren las proteínas como respuesta a la restricción de alimento.

#### 4.2.2 Concentración de nitrógeno (%) en la orina

De acuerdo al Cuadro 24, la media de la concentración de nitrógeno en la orina de las llamas antes de la privación de alimentos fue de 1,55 % con un rango de 1,19 – 1,91 % y la media de la concentración de nitrógeno después de la privación de alimentos fue de 0,82 % con un rango de 0,67 – 0,97 %. Estos datos se obtuvieron en base a una ración de 80% de heno de cebada y 20% de heno de alfalfa.

**Cuadro 24. Concentración de nitrógeno (%) en la orina**

PERIODO	Concentración de nitrógeno (%)	
	Media $\pm$ DS	Rango
Antes de la privación	1,55 $\pm$ 0,36 a	1,19 – 1,91
Después de la privación	0,82 $\pm$ 0,15 b	0,67 – 0,97

DS = Desviación estándar

La prueba de t para muestras pareadas (Anexo 1, cuadro 2) en la concentración de nitrógeno en la orina indica que existen diferencias altamente significativas ( $P < 0,01$ ), entre los periodos de antes y después de la privación de alimentos.

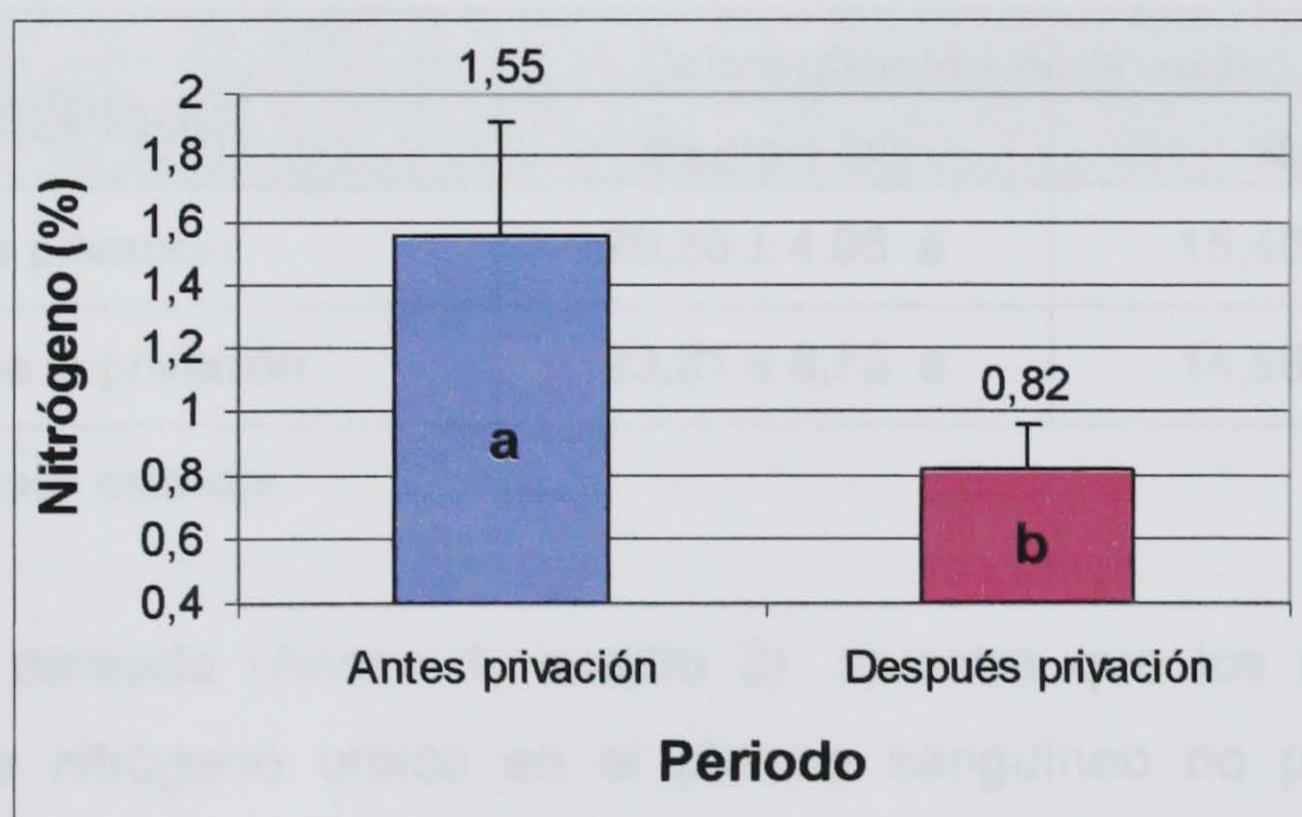
Las diferencias observadas en la concentración de nitrógeno en la orina, probablemente es un efecto de la manutención del animal con una dieta baja de proteína, ocasionando el agotamiento de sus reservas orgánicas de proteína y se refleja en una disminución de la excreción del nitrógeno urinario (Lloyd *et al.*, 1982). Esta disminución, es debido a que el hígado debe ajustar constantemente sus actividades metabólicas con objeto de

asegurar el flujo homogéneo de nutrientes y de metabolitos a los otros órganos y tejidos (Shimada, 1983), y la absorción y el metabolismo del nitrógeno no es la excepción. El hígado remueve y detoxifica el amonio absorbido (ciclo de la urea) desde el tracto digestivo, transformándolo principalmente en urea la cual posteriormente es reciclada por saliva o pared ruminal, o eliminada por orina.

Entonces el ciclo de la urea juega un papel fundamental en el metabolismo del nitrógeno en los animales toda vez que esta es la vía metabólica que sigue el amonio ruminal. Los rumiantes excretan parte de la urea al rumen, donde los microorganismos lo utilizan para sintetizar aminoácidos, siendo estos absorbidos posteriormente por el animal. El reciclado de la urea permite a los animales reducir las necesidades de ingestión de proteína y producción de orina, además les permite alimentarse con forraje de bajo contenido de proteína (Relling y Mattioli, 2003).

Así mismo, la urea sintetizada en el hígado sigue tres caminos: parte es reciclada a rumen vía salival, parte es excretada por riñón, y parte pasa nuevamente al rumen directamente por la pared ruminal según su concentración en sangre. A nivel hepático parte de la urea puede ser utilizada en la resíntesis de ciertos aminoácidos y así formar proteínas.

Los resultados de la concentración de nitrógeno, muestran valores inferiores a los reportados por Ajata (2006), de 3,82 – 4,54 (%N), quien realizó trabajos en perfil metabólico y balance de nitrógeno en llamas.



**Figura 3. Concentración de nitrógeno (%) en la orina antes y después de la privación de alimentos**

Como se muestra en la Figura 3, la concentración de nitrógeno en la orina presentó diferencias altamente significativas ( $p < 0,01$ ) entre los periodos estudiados.

La privación de alimentos influye en la concentración de nitrógeno en la orina, debido probablemente a la cantidad baja de proteína suministrada en la dieta a los animales durante la privación de alimentos, donde el hígado recicla la urea al rumen vía salival, o directamente por la pared ruminal según su concentración en sangre. A nivel hepático parte de la urea es utilizada en la resíntesis de ciertos aminoácidos y así formar proteínas necesarias para la mantención, entonces se reduce considerablemente la excreción de nitrógeno en la orina.

### 4.3 Concentración de metabolitos en el plasma sanguíneo

#### 4.3.1 Concentración de nitrógeno ureico (mg/dl)

En el siguiente cuadro se observa los resultados de la concentración de nitrógeno ureico en el plasma sanguíneo de llamas antes y después de la privación de alimentos. La media de la concentración de nitrógeno ureico en el plasma sanguíneo antes de la privación de alimentos fue de 20,35 mg/dl con un rango de 15,40 – 25,30 mg/dl y la media de la concentración de nitrógeno ureico después de la privación de alimentos fue de 23,31 mg/dl con un rango de 14,58 – 32,04 mg/dl.

**Cuadro 25. Concentración de nitrógeno ureico (mg/dl) en el plasma**

PERIODO	Concentración de N ureico (mg/dl)	
	Media $\pm$ DS	Rango
Antes de la privación	20,35 $\pm$ 4,95 a	15,40 – 25,30
Después de la privación	23,31 $\pm$ 8,73 a	14,58 – 32,04

DS = Desviación estándar

La prueba de t pareada (Anexo 1, cuadro 3), muestra que los resultados para la concentración de nitrógeno ureico en el plasma sanguíneo no presentó diferencia estadística significativa ( $P > 0,05$ ), entre la comparación de los periodos antes y después de la privación de alimentos.

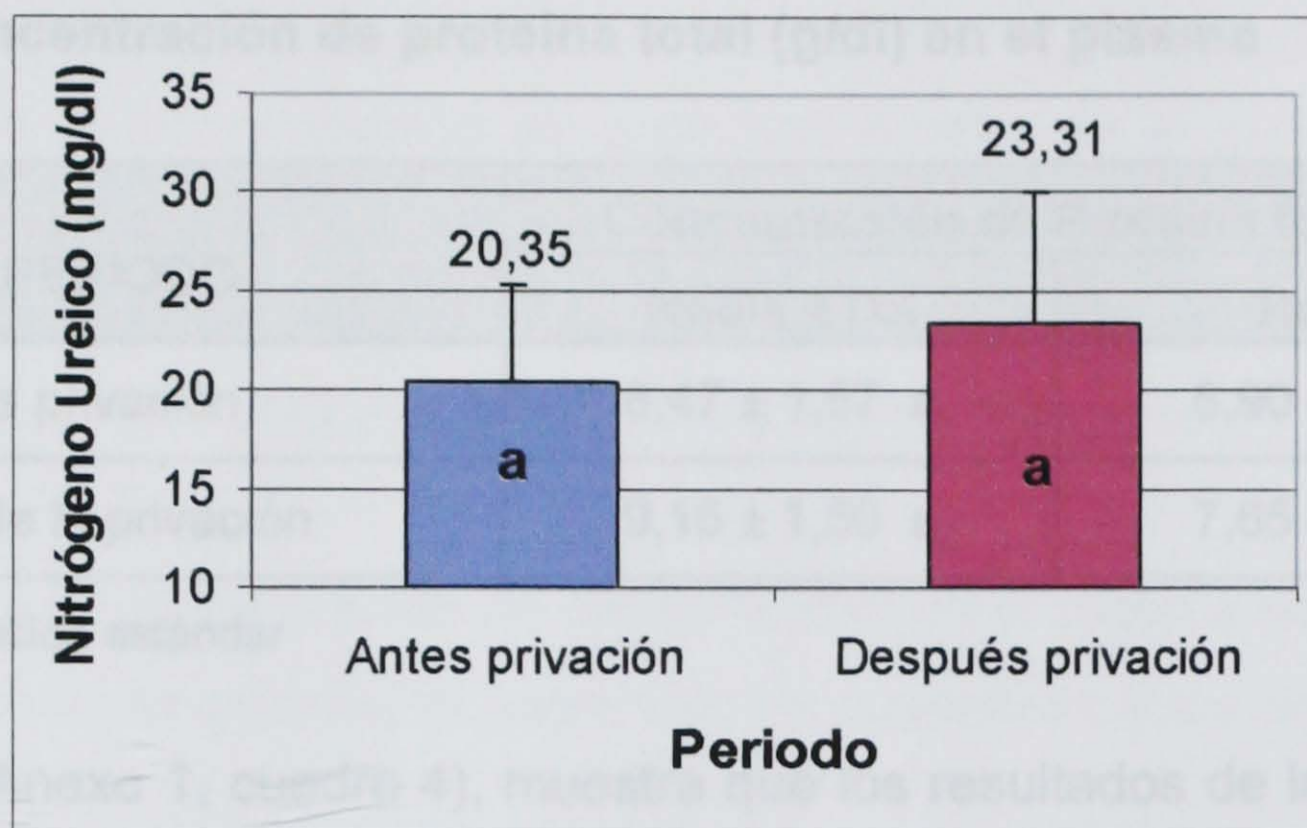
La no existencia de diferencia significativa en la concentración de nitrógeno ureico del plasma sanguíneo en los periodos de estudio, puede deberse a que durante la digestión de alimentos en el rumen, las proteínas son separadas en aminoácidos, los cuales contienen nitrógeno que se libera como amoníaco. (Eckert *et al.*, 1990). El amoníaco liberado por esta fracción en el rumen es absorbido a la sangre, conducido al hígado en donde se forma urea (ciclo de la urea), la cual llega a reciclarse a través de la saliva, o por las paredes del rumen. Este proceso de reciclaje es más eficiente cuando la dieta tiene niveles bajos de proteína (después de la privación), permitiendo tener niveles de nitrógeno amoniacal para crecimiento microbiano (Relling y Mattioli, 2003).

En cuanto a la dieta Stritzler *et al.*, 1983 sostiene que las raciones pobres en nitrógeno provocan un mayor reciclaje y una menor excreción de urea en orina. La dieta ofrecida al animal era de 10,13 g/kg con 1,62 % de N; dieta pobre en nitrógeno, si se considera que en el periodo de privación de alimentos los animales consumían aproximadamente 0,42 kg de alimento por cada animal (en promedio). Entonces la principal vía de transferencia del nitrógeno al rumen sería a través de la pared ruminal, y la transferencia por la saliva tendría una importancia secundaria.

Así mismo, el hígado de los animales es el órgano clave pues sintetiza las proteínas, provee a la circulación de los aminoácidos cuando se necesitan y procesa el nitrógeno para su excreción cuando existe exceso o el reciclaje cuando se presenta niveles bajos del mismo. Su funcionamiento apropiado no solo depende de su capacidad de absorber y retener aminoácidos, sino de su capacidad de proveer una adecuada y cuidadosa liberación de ellos a todo el sistema (Maynard *et al.*, 1983).

Los valores obtenidos en el presente trabajo de investigación se encuentran dentro de los rangos aceptables para camélidos, y estas son reportados por Fowler (1989) quien menciona que la concentración de urea en el plasma sanguíneo se encuentra en el rango de 9,0 – 36,0 mg/dl.





**Figura 4. Concentración de nitrógeno ureico (mg/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos**

En la Figura 4, se observa que la concentración de nitrógeno ureico en el plasma sanguíneo son estadísticamente similares, con una media de 20,35 mg/dl y 23,31 mg/dl, antes y después de la privación de alimentos.

La privación de alimentos no influye en la concentración de nitrógeno ureico en el plasma, debido a que el hígado recicla el nitrógeno mediante la saliva y por las paredes del rumen a través del ciclo de la urea.

#### 4.3.2 Concentración de proteína total (g/dl)

Los resultados obtenidos para la concentración de proteínas totales en el plasma sanguíneo de llamas, indican que en el periodo antes de la privación de alimentos se obtuvo una media de 8,47 g/dl, con un rango de 6,90 g/dl – 10,04 g/dl. Mientras que en el periodo después de la privación de alimentos, la media obtenida fue de 9,15 g/dl, con un rango de 7,65 – 10,65 g/dl.

**Cuadro 26. Concentración de proteína total (g/dl) en el plasma**

PERIODO	Concentración de Proteína total (g/dl)	
	Media $\pm$ DS	Rango
Antes de la privación	8,47 $\pm$ 1,57 a	6,90 – 10,04
Después de la privación	9,15 $\pm$ 1,50 a	7,65 – 10,65

DS = Desviación estándar

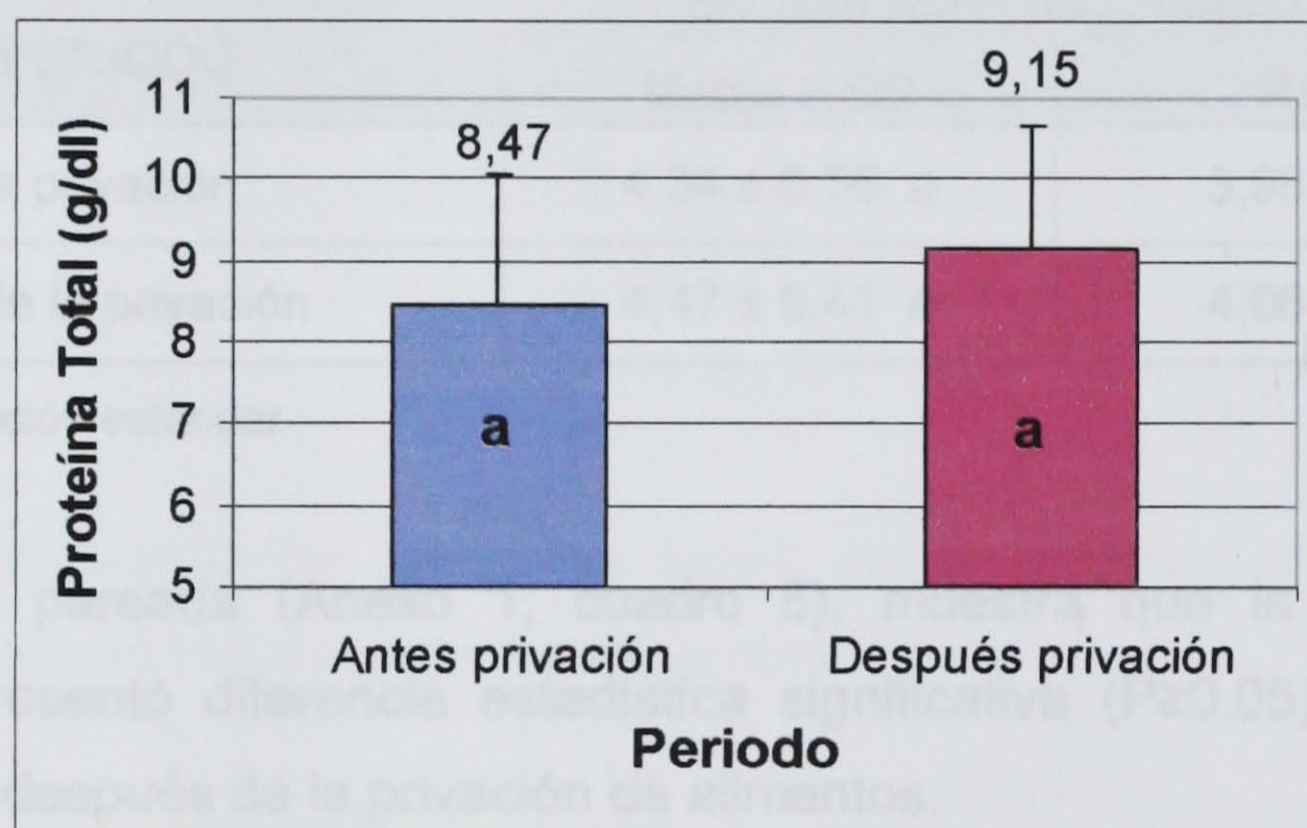
La prueba de t (Anexo 1, cuadro 4), muestra que los resultados de la concentración de proteínas totales en el plasma sanguíneo de llamas, no presentó diferencia estadística significativa ( $P > 0.05$ ), en la comparación de los periodos de estudio (antes y después de la privación de alimentos).

Este resultado puede deberse a que los animales, utilizan las proteínas microbianas y la proteína no degradada en rumen para metabolizarlas y poder así cubrir sus requerimientos, los aminoácidos libres que provienen de este proceso de digestión son absorbidos por las paredes del intestino y conducidos por medio del sistema porta-hepático. Una vez que llegan al hígado, a través de la corriente sanguínea, son distribuidos por las células para su posterior utilización (Relling y Mattioli, 2003). Así mismo, la dieta pobre en nitrógeno suministrado a los animales, provoca una baja concentración de amoníaco en el rumen, aumentan la concentración de ureasa en el epitelio y estas incrementarían la difusión de urea hacia el rumen al transformar la urea en amoníaco. Esta dieta aumenta el reciclaje de nitrógeno porque la baja concentración de amoníaco limita la fermentación microbiana para un nivel energético dado (Stritzler *et al.*, 1983).

Existe una relación inversa entre la tasa de transferencia de nitrógeno del plasma al rumen, a través del ciclo "rumino-hepato-salival", y la concentración de amoníaco en el rumen. Solo en condiciones de bajos niveles de amoníaco en el rumen, son relativamente altos los niveles de nitrógeno endógeno reciclado, que sirve como una fuente secundaria de nitrógeno para los microorganismos (síntesis microbiana de proteína). Las raciones pobres en nitrógeno provocan un mayor reciclaje y una menor excreción de urea en orina (Bondi, 1988).

En estudios realizados por Fowler (1989), se encontraron valores comprendidos entre 4,7 – 7,3 g/dl en la concentración de proteínas totales en el plasma sanguíneo de llamas. Así mismo, Zapata *et al.* (2001), indica los valores de referencia de la concentración de proteínas totales de algunas especies animales como la oveja (5,4 – 7,8 g/dl), cabra (6,1 – 7,1 g/dl) y la vaca (6,2 – 8,2 g/dl) entre otros.

Los resultados de la concentración de proteína total en el plasma sanguíneo de llamas obtenido en el presente estudio, muestra valores superiores a los reportados por estos dos autores.



**Figura 5. Concentración de proteína total (g/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos**

Se observa en la Figura 5, que no existen diferencias estadísticas significativas en la concentración de proteínas totales del plasma sanguíneo.

La privación de alimentos no influye en la concentración de proteínas totales del plasma sanguíneo, debido a la utilización de proteínas microbianas para cubrir sus requerimientos. Además el amoniaco presente en el rumen del animal pasa al hígado, donde es convertido en urea. En el hígado se sintetiza las proteínas (anabolismo de aminoácidos); cuando la dieta es pobre en nitrógeno la mayor parte del nitrógeno utilizado para la síntesis es proveniente de los microorganismos (NNP).

### 4.3.3 Concentración albúmina (g/dl)

En el Cuadro 27, se observa la media de la concentración de albúmina en el plasma sanguíneo y el rango antes y después de la privación de alimentos y esta alcanzó a 4,34 g/dl (rango de 3,98 – 4,70 g/dl), y 4,47 g/dl (rango de 4,06 – 4,88 g/dl) respectivamente.

**Cuadro 27. Concentración de albúmina (g/dl) en el plasma**

PERIODO	Concentración de Albúmina (g/dl)	
	Media $\pm$ DS	Rango
Antes de la privación	4,34 $\pm$ 0,36 a	3,98 – 4,70
Después de la privación	4,47 $\pm$ 0,41 a	4,06 – 4,88

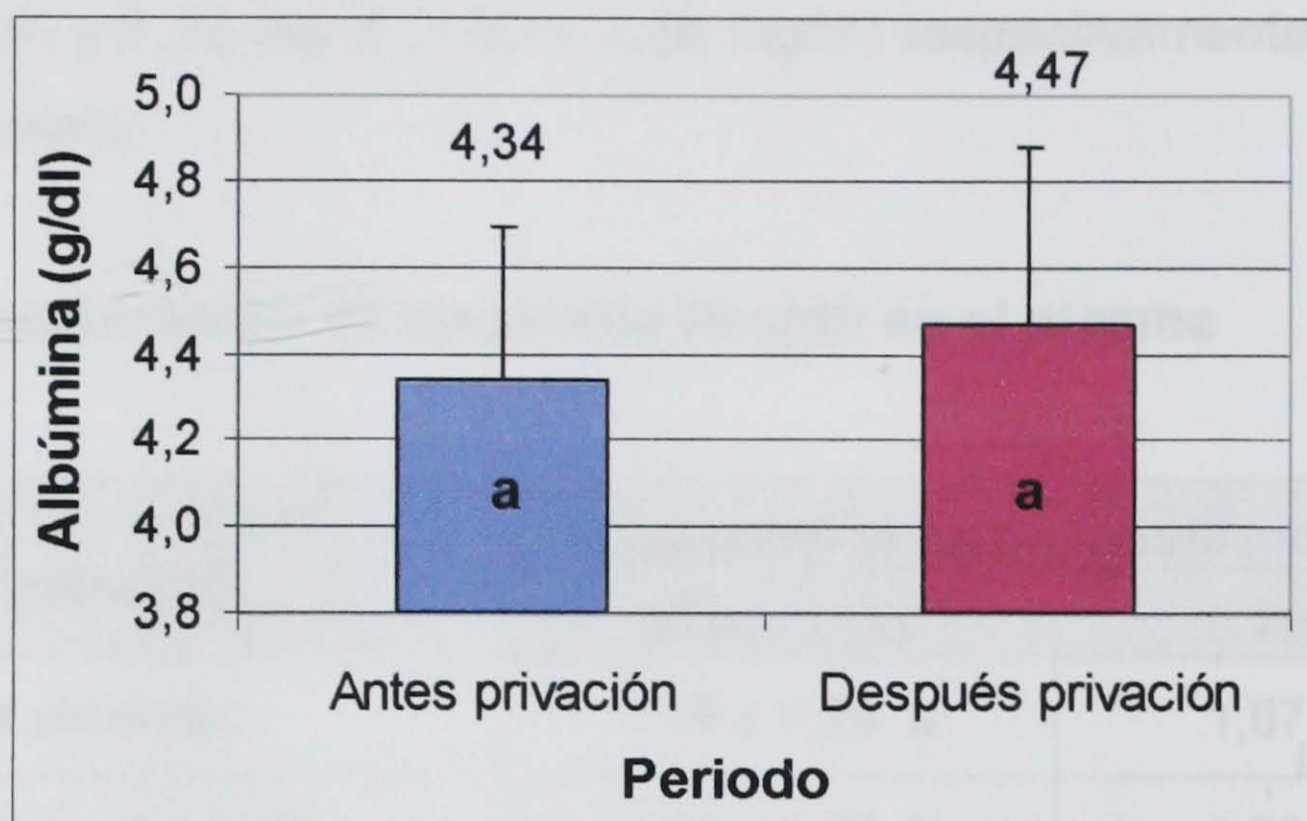
DS = Desviación estándar

La prueba de t pareada (Anexo 1, cuadro 5), muestra que la concentración de albúminas no presentó diferencia estadística significativa ( $P \geq 0.05$ ), comparando los periodos antes y después de la privación de alimentos.

La albúmina para mantener su concentración plasmática, depende de su tasa de síntesis y el hígado reduce notablemente la síntesis cuando la ingestión de proteína disminuye, como en el ayuno (Relling y Mattioli, 2003). Debido a que la albúmina se encuentra a nivel intravascular y extravascular, la diferencia no significativa puede ser debido a que en el periodo de privación de alimentos aumenta el pasaje del extravascular al intravascular, sosteniendo así su concentración plasmática. Por lo tanto puede coexistir desnutrición y niveles normales de albúmina (Bondi, 1988).

Por otra parte, el incremento de albúmina en el plasma se puede atribuir a la deshidratación de los animales (perdida de agua mediante heces y orina); así como, el poco consumo de agua por efecto de las temperaturas bajas que se presentaron en el lugar de estudio. Ocasionando de esta forma una hemoconcentración de las proteínas plasmáticas (Zapata *et al.*, 2001).

La concentración de albúmina en el plasma se encuentra dentro de los valores de referencia para llamas reportados por Fowler (1989) de 2,9 – 5,0 g/dl, y son superiores a los valores de otras especies, oveja 2,7 – 3,7 g/dl, cabra 2,3 – 3,6 g/dl y en vacunos 2,7 – 3,7 g/dl (Zapata *et al.* 2001).



**Figura 6. Concentración de albúmina (g/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos**

En la Figura 6, se observa la concentración de albúmina presente en el plasma sanguíneo de llamas alimentadas con una dieta de 80% de heno de cebada y 20 % de heno de alfalfa. Los valores estadísticamente no presentaron diferencia antes y después de la privación de alimentos.

La privación de alimentos no influye en la concentración de albúmina en el plasma sanguíneo, debido probablemente a la transferencia de la albúmina del nivel extravascular al intravascular, sosteniendo así su concentración plasmática. Así mismo la restricción del consumo de alimento ocasionaría una hemoconcentración de la sangre, debido al bajo consumo de agua, ya que se encuentra estrechamente relacionado el consumo de alimento y agua como lo expresa Lloyd *et al* (1982).

#### 4.3.4 Concentración de creatinina (mg/dl)

Los resultados de la concentración de creatinina es el plasma sanguíneo de llamas machos alimentados con una dieta de 80% de heno de cebada y 20% de heno de alfalfa, en los periodos antes y después de la privación de alimentos, fueron 1,86 mg/dl (1,57 – 2,15 mg/dl) y 2,39 mg/dl (1,90 – 2,88 mg/dl) respectivamente; como se observa en el siguiente cuadro.

**Cuadro 28. Concentración de creatinina (mg/dl) en el plasma**

PERIODO	Concentración de Creatinina (mg/dl)	
	Media $\pm$ DS	Rango
Antes de la privación	1,86 $\pm$ 0,29 a	1,57 – 2,15
Después de la privación	2,39 $\pm$ 0,49 b	1,90 – 2,88

DS = Desviación estándar

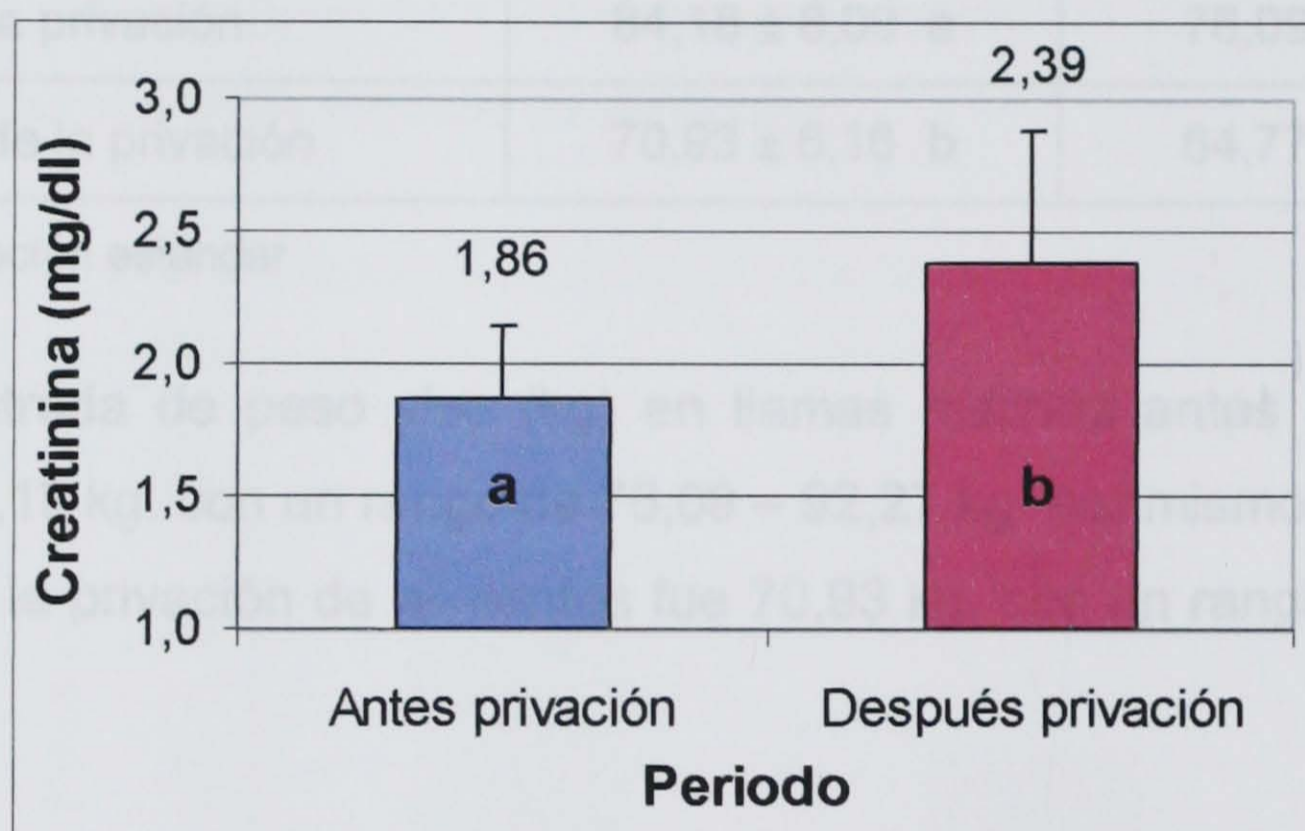
Según la prueba de t pareada (Anexo 1, cuadro 6), la concentración de creatinina en el plasma sanguíneo, presentó diferencias altamente significativas ( $P < 0,01$ ), entre los periodos de estudio (antes y después de la privación de alimentos).

Estas diferencias en la concentración de creatinina, es probablemente debido a que los animales sufren un proceso de metabolismo muscular para la obtención de energía necesaria (periodo de privación de alimentos), por tanto, existe el aumento de creatinina en sangre por el gran recambio muscular; es decir, el músculo se esta rompiendo por falta de alimento, para cubrir sus necesidades energéticas (Matheus, 2001). Por otro lado, la creatinina depende muy poco de la proteína de la dieta, del sexo, catabolismo proteico (Maxine, 1991).

Así mismo, la creatinina es una molécula de deshecho generada de la creatina, una molécula muy importante para la producción de energía muscular. La creatinina se transporta desde los músculos por medio de la sangre hacia el riñón. Los riñones filtran la mayoría de la creatinina y la eliminan en la orina (Stritzler *et al.*, 1983). Es así, que el

aumento en la concentración de creatinina en la sangre, puede también ser debido a una mala filtración glomerular del riñón (Kolb, 1979).

Los resultados obtenidos sobre la concentración de creatinina en el plasma sanguíneo de llamas en los periodos de estudio, son similares a los obtenidos por Fowler (1989) que reportó 0,9 – 2,8 mg/dl de creatinina en llamas. También se asemejan a valores obtenidos en otras especies (oveja 0,9 – 2,0 mg/dl, vacuno 0,6 – 1,8 mg/dl); reportados por Zapata *et al.* (2001).



**Figura 7. Concentración de creatinina (mg/dl) en el plasma sanguíneo antes y después de la privación de alimentos**

En la Figura 7, se observa que existe diferencia estadísticamente significativa ( $p < 0,01$ ), entre los periodos de estudio antes y después de la privación de alimentos.

La privación de alimentos influye en la concentración de creatinina en el plasma sanguíneo, debido probablemente a que en el segundo periodo existe una pérdida de masa muscular (desnutrición), lo que ocasionaría que la creatina se deshidrate para obtener energía formando la creatinina; a la vez podría existir una mala filtración glomerular del riñón ocasionando de esta manera el incremento de la concentración en el plasma sanguíneo.

#### 4.4 Peso vivo de los animales (kg)

Los resultados del peso vivo de llamas machos de 4 a 5 años de edad, alimentados con una ración de 80% de heno de cebada y 20% de heno de alfalfa, en dos periodos de estudio (antes y después de la privación de alimentos); se muestra en el Cuadro 29.

**Cuadro 29. Peso vivo de los animales (kg)**

PERIODO	Peso vivo (kg)	
	Media $\pm$ DS	Rango
Antes de la privación	84,18 $\pm$ 8,09 <b>a</b>	76,09 – 92,27
Después de la privación	70,93 $\pm$ 6,16 <b>b</b>	64,77 – 77,09

DS = Desviación estándar

La media encontrada de peso vivo (kg) en llamas machos antes de la privación de alimentos fue 84,18 kg, con un rango de 76,09 – 92,27 kg. Así mismo, la media del peso vivo después de la privación de alimentos fue 70,93 kg, con un rango de 64,77 – 77,09 Kg.

La prueba de t pareada, muestra diferencias altamente significativas ( $P < 0.01$ ), entre los periodos de estudio antes y después de la privación de alimentos, para la variable peso vivo de los animales (Anexo 1, cuadro 7).

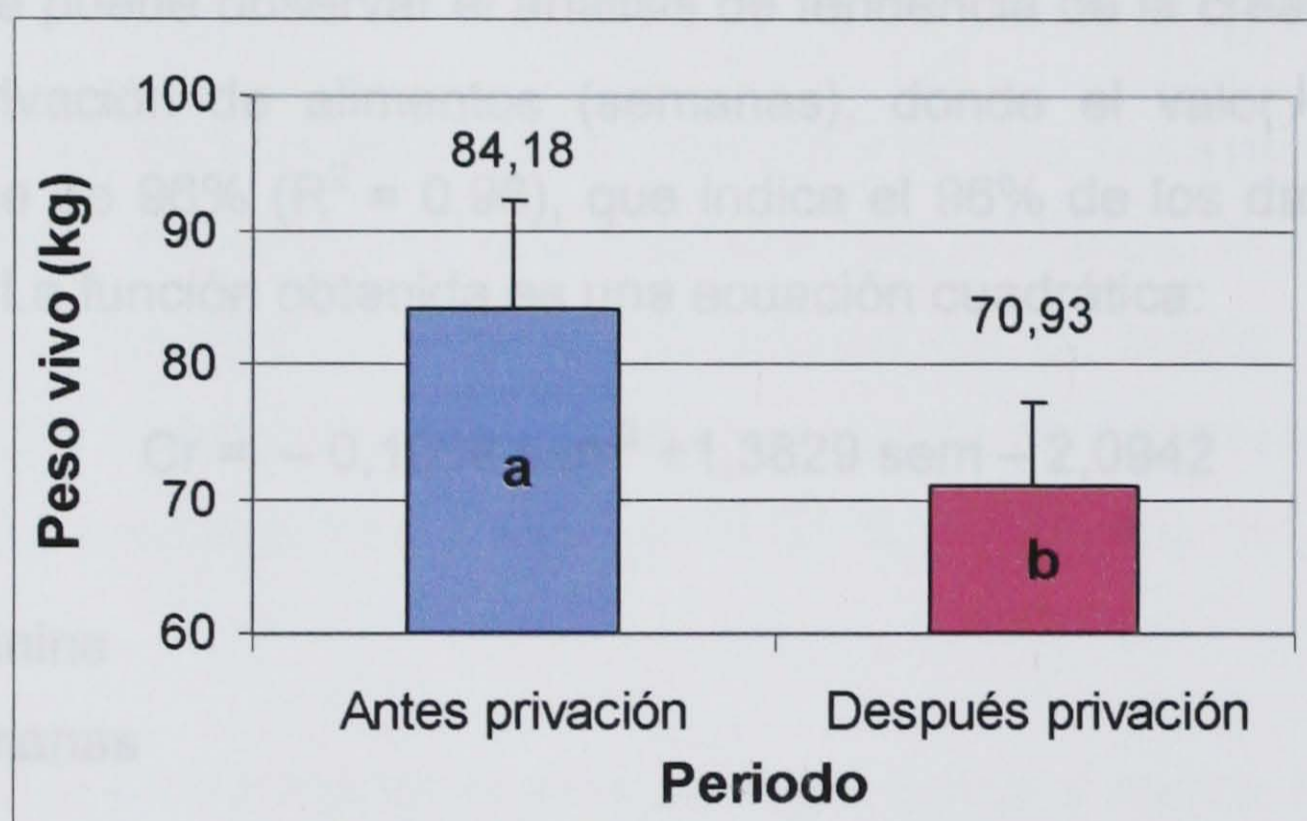
Estos resultados, se pueden atribuir a la reducción de alimentos que sufrieron los animales en el periodo de privación; ya que sus necesidades fisiológicas no fueron cubiertas con el alimento suministrado en este periodo. Así mismo, debido a que la nutrición del rumiante depende de la nutrición de su micropoblación ruminal. Esta degrada parcial o totalmente los componentes de la dieta, por lo cual puede aceptarse que en realidad se está alimentando al rumen para que luego éste alimente al rumiante (Relling y Mattioli, 2003).

También se debe considerar otros factores como ser: efecto del stress de los animales al ser ubicados en jaulas metabólicas, al acostumbramiento a la ración suministrada, a



la toma de muestras de sangre periódica y el lavado constante de la sonda insertada en la vena yugular para evitar la coagulación de la sangre. La ganancia de peso vivo no solo depende del alimento, también está relacionado con el temperamento de los animales, como es el caso de los animales nerviosos y agresivos, estos tienen una ganancia de peso vivo menor, sin embargo los de temperamento tranquilo tienden a una mejor conversión alimenticia (Atencio, 1978).

Se puede indicar que finalizado la fase de experimentación, la media general de pérdida de peso de los animales entre los periodos antes y después de la privación de alimentos fue de 13,25 kg, lo que indicaría que existe un proceso de desnutrición, debido a la disminución de la ingesta de alimentos.



**Figura 8. Peso vivo de los animales (kg) antes y después de la privación de alimentos**

En la Figura 8, se muestra la tendencia del peso vivo de los animales que se presentó en el estudio de investigación. Antes del periodo de privación de alimentos el peso vivo fue de 84,18 kg, llegando a disminuir a 70,93 kg después de la privación de alimentos.

La privación de alimentos afecta a la ganancia del peso vivo, debido a que sus necesidades fisiológicas y nutricionales no fueron cubiertas con el alimento suministrado en el periodo de privación de alimentos.

## 4.5 Análisis cronológico

El análisis cronológico se realizó para las variables que presentaron diferencia altamente significativa (creatinina y peso vivo), entre los periodos de estudio antes y después de la privación de alimentos. Las otras variables no poseen un comportamiento regular de tendencia en el tiempo, por lo que no se puede pronosticar con certeza sus variaciones en el futuro.

### 4.5.1 Análisis cronológico para la creatinina

#### a) Análisis de tendencia

En la Figura 9, se puede observar el análisis de tendencia de la creatinina con respecto al tiempo de privación de alimentos (semanas), donde el valor del coeficiente de determinación fue de 96% ( $R^2 = 0,96$ ), que indica el 96% de los datos son explicados por la regresión. La función obtenida es una ecuación cuadrática:

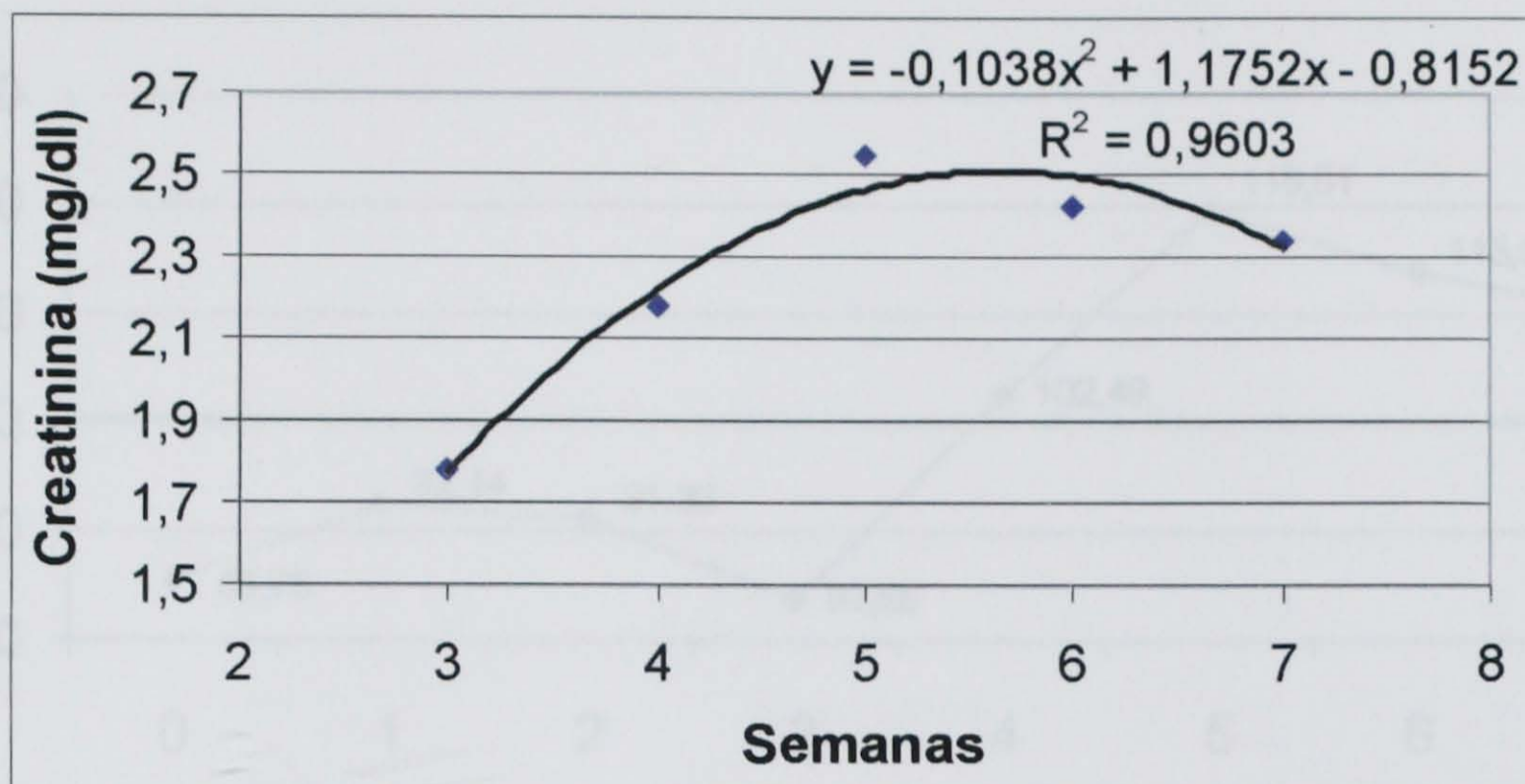
$$Cr = -0,1038 \text{ sem}^2 + 1,3829 \text{ sem} - 2,0942$$

Donde:

Cr = creatinina

sem = semanas

Los valores de referencia de la creatinina son 0,9 – 2,8 mg/dl reportados por Murray Fowler (1989), con la ecuación cuadrática se puede indicar que en la semana número 11 se obtendrá un valor inferior al mínimo (0,56 mg/dl). Esto señalaría que a mayor tiempo de privación de alimentos existe mayor pérdida muscular para la obtención de energía, por tanto, existe el aumento de creatinina en sangre; pero esta utilización de energía no es constante en el tiempo y por consiguiente la concentración de creatinina en el plasma disminuye.



**Figura 9. Análisis de tendencia para la creatinina**

### b) Análisis estacional

Las diferencias entre los promedios de la primera y tercera semana de estudio, pueden atribuirse al cambio del alimento que toleraron los animales. A partir de la tercera semana se puede observar un incremento gradual del promedio hasta 19,61 % por encima de la media (quinta semana), posteriormente la concentración de creatinina en el plasma vuelve a disminuir hasta llegar a 10,04 % por encima del promedio (séptima semana).

El incremento de la creatinina en el plasma en la cuarta y quinta semana, puede ser probablemente a las reservas de energía son bajas en el animal, lo que ocasionaría un proceso de metabolismo muscular para la obtención de energía necesaria (periodo de privación de alimentos), por tanto, existe el aumento de creatinina en sangre por el gran recambio muscular; es decir, el músculo se está rompiendo por falta de alimento, para cubrir sus necesidades energéticas (Matheus, 2001).

Así mismo, se debe considerar que la diferencia de creatinina, puede ser también a las características, comportamiento, stress, contextura física, temperamento y el consumo de alimento ofrecido a los animales.

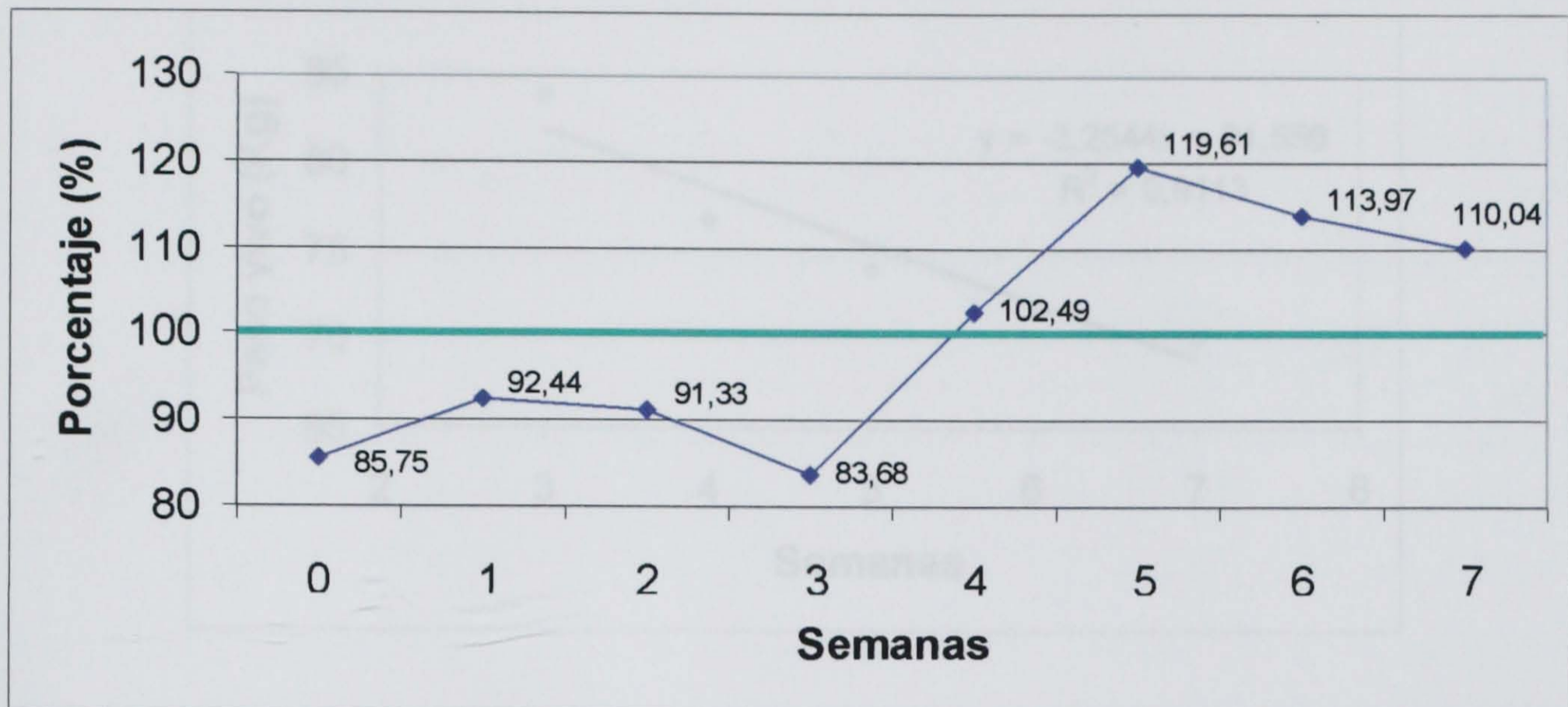


Figura 10. Análisis estacional para la creatinina

#### 4.5.2 Análisis cronológico para el peso vivo

##### a) Análisis de tendencia

El valor del coeficiente de determinación  $R^2$  indica que el 91% de los datos son explicados por la regresión. El grafico de dispersión se puede observar que los puntos tienden a una recta de función:

$$PV = -3,2544 \text{ sem} + 91,556$$

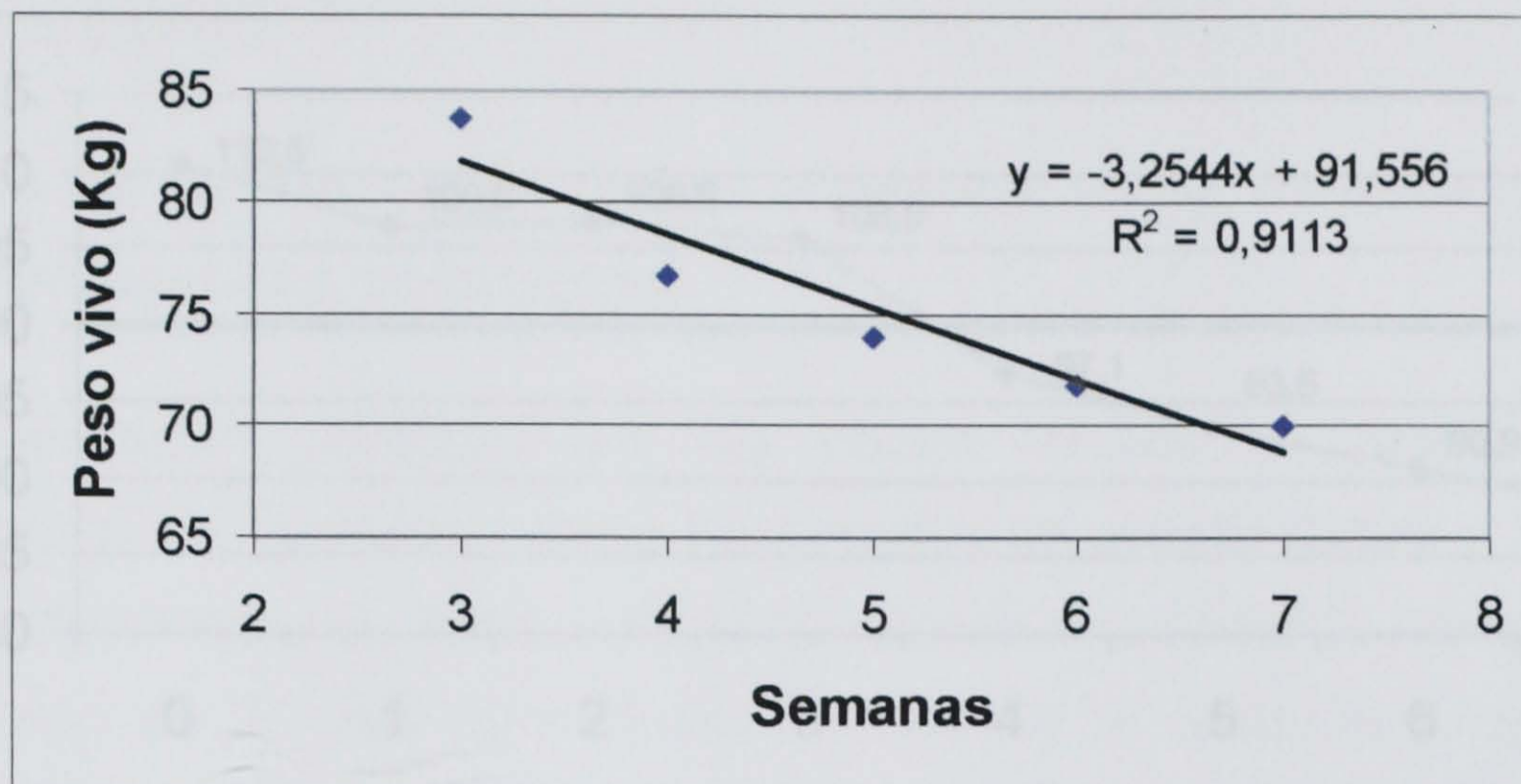
Donde:

PV = peso vivo

sem = semanas

El peso promedio de los animales antes de la privación de alimentos fue 84,18 kg. Así mismo, se considera 60 kg como el peso mínimo para llamas adultas entre 4 a 5 años de edad de condiciones corporales aceptables, entonces con la función obtenida se puede afirmar que en la semana numero 10 de privación de alimentos, el valor de peso vivo llegaría a 59,01 kg.

De acuerdo a estos resultados, si el bajo consumo de alimento continúa en el tiempo, la deficiencia de nutrientes ocasionaría que los animales muestren una desnutrición severa, originando de esta forma una reducción en la resistencia a las enfermedades infecciosas y parasitarias.



**Figura 11. Análisis de tendencia para el peso vivo**

Figura 12. Análisis estacional para el peso vivo

### b) Análisis estacional

En el estudio, el peso promedio de las llamas tuvo una variación a través de las semanas como se observa en la Figura 12. Las primeras tres semanas (antes de la privación de alimentos) presentaron pesos promedios por encima del promedio general, y las últimas cuatro semanas (después de la privación) presentaron pesos promedios por debajo de la media.

Al considerar la media el 100%, los animales ingresan al estudio con un peso de 10,6 % por encima de la misma, este valor disminuye en las tres semanas siguientes hasta llegar al 6 %, se atribuye esta reducción de peso al cambio de alimento, stress y la selectividad de alimento de los animales. A partir de la tercera semana (inicio de la privación de alimentos) se observa un descenso constante del peso hasta llegar a 11,5 % por debajo de la media general.

El descenso de peso en esta etapa del estudio, es debido a que sus necesidades fisiológicas y nutricionales no fueron cubiertas con el alimento suministrado. Como respuesta a la falta de nutrientes los animales sufren un proceso de metabolismo muscular (destrucción de sus tejidos) para la obtención de energía necesaria, ocasionando de esta manera la disminución de masa corporal.



**Figura 12. Análisis estacional para el peso vivo**

- La concentración de nitrógeno en la orina presentó diferencias altamente significativas entre los periodos estudiados. Estos resultados fueron debidos a que el hígado recicla el sup e oxida el nitrógeno en la orina, o directamente por la pared ruminal según su concentración en sangre, ocasionando una reducción considerable en la excreción de nitrógeno en la orina. La media general fue  $0,82 \pm 0,15$  %N.
- La concentración de metabolitos en el plasma sanguíneo fueron los siguientes:
  - El nitrógeno ureico no presentó diferencias estadísticamente significativas en su concentración en los periodos estudiados, porque el hígado recicla el nitrógeno mediante la saliva y por las paredes del rumen a través del ciclo de la urea. El promedio general fue  $23,31 \pm 8,75$  mg/dl.
  - La concentración de proteínas totales en el plasma sanguíneo de las llamas no presentó diferencias significativas entre los periodos de estudio, debido a que el animal utiliza las proteínas microbianas para cubrir sus requerimientos. El promedio general fue  $9,15 \pm 1,50$  g/dl.
  - La concentración de albúminas no presentó diferencias significativas en la comparación de los periodos estudiados, debido a la transferencia de albúmina del ciclo ruminal al ruminante, sosteniendo así su concentración en el plasma. La media general fue  $4,47 \pm 0,41$  g/dl.

## 5. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos en el presente trabajo de investigación, se han establecido las siguientes conclusiones:

1. La concentración nitrógeno en las heces fecales no presentó diferencia estadísticamente significativa entre los periodos de estudio (antes y después de la privación de alimentos). Este resultado fue debido al reciclaje de nitrógeno mediante la utilización de la urea como fuente de NNP, y al catabolismo que sufren las proteínas como respuesta a la restricción de alimento. El promedio general fue  $1,70 \pm 0,09$  %N.
2. La concentración nitrógeno en la orina presentó diferencias altamente significativas entre los periodos estudiados. Estos resultados fueron debido a que el hígado recicla la urea al rumen vía salival, o directamente por la pared ruminal según su concentración en sangre, ocasionando una reducción considerable de la excreción de nitrógeno en la orina. La media general fue  $0,82 \pm 0,15$  %N.
3. La concentración de metabolitos en el plasma sanguíneo fueron los siguientes:
  - El nitrógeno ureico no presentó diferencia estadísticamente significativa en su concentración en los periodos estudiados, porque el hígado recicla el nitrógeno mediante la saliva y por las paredes del rumen a través del ciclo de la urea. El promedio general fue  $23,31 \pm 8,73$  mg/dl.
  - La concentración de proteínas totales en el plasma sanguíneo de las llamas no presentó diferencias significativas entre los periodos de estudio, debido a que el animal utiliza las proteínas microbianas para cubrir sus requerimientos. El promedio general fue  $9,15 \pm 1,50$  g/dl.
  - La concentración de albúminas no presentó diferencias significativas en la comparación de los periodos estudiados, debido a la transferencia de albúmina del nivel extravascular al intravascular, sosteniendo así su concentración plasmática. La media general fue  $4,47 \pm 0,41$ g/dl.

- La concentración de creatinina presentó diferencias altamente significativas entre los periodos antes y después de la privación de alimentos, debido a que en el segundo periodo existe una pérdida de masa muscular (desnutrición), lo que ocasionaría que la creatina se deshidrate para obtener energía formando la creatinina, aumentando de esta manera su concentración. La media general fue  $2,39 \pm 0,49$  mg/dl.
4. El peso vivo de los animales presentó diferencias altamente significativas entre los periodos de estudio, debido a que sus necesidades fisiológicas y nutricionales no fueron cubiertas con el alimento suministrado en el periodo de privación de alimentos. La media general fue  $70,93 \pm 6,16$  kg, la pérdida de peso promedio en el periodo de privación de alimentos fue de 13,25 kg.
  5. En la llama la selectividad de alimentos influye en forma importante sobre el consumo voluntario, que sumado a su baja capacidad de ingesta de alimento en el campo, transforma al consumo de alimento en la principal limitante productiva. Sin embargo, esta deficiencia tiende a ser contrarrestada, con la mayor habilidad que muestra esta especie para digerir los diferentes componentes de las paredes celulares, y podría disminuirse a través del suministro de forrajes combinados, que reduzcan el efecto negativo de la falta de algún nutriente.
- Realizar investigaciones de perfil metabólico en llamas alimentadas con pastos naturales como: lru lchu (*Festuca orthophylla*), kochu (*Nassella* sp.), tulla yula (*Parastrophis* sp.), entre otros.



## 6. RECOMENDACIONES

Según los datos obtenidos en el presente trabajo de investigación, se efectúa las siguientes recomendaciones:

- Se recomienda suplementar con forrajes henificados a los animales, después de 8 semanas de la época de estiaje, porque sus necesidades fisiológicas y nutricionales no son cubiertas con el alimento (pasto natural), lo que ocasiona una disminución de masa corporal (desnutrición), originando una reducción en la resistencia a las enfermedades infecciosas y parasitarias.
- Se debe realizar estudios de restricción de alimentos por tiempos más prolongados, para determinar los valores extremos de la concentración de metabolitos.
- Se recomienda realizar los análisis de laboratorio inmediatamente después del muestreo, debido a que en el plasma sanguíneo y orina los metabolitos se alteran con el tiempo.
- Probar con otros alimentos introducidos que se hayan adaptado en la zona (ej. Jipi de quinua), para conocer el efecto en los metabolitos y puedan servir como fuente de suplementación en la época de estiaje.
- Realizar investigaciones del perfil metabólico en llamas alimentadas con pastos naturales como: Iru ichu (*Festuca ortophylla*), khachu (*Nasella sp.*), tulka t'ula (*Parastrephia sp.*), entre otros.

## 7. BIBLIOGRAFIA

- AGRODATA 1995. Estadística agropecuaria. Secretaria Nacional de Agricultura y ganadería (SNAG). La Paz – Bolivia, pp 67 – 72.
- AGUILAR, A. 1993. Comportamiento alimenticio al pastoreo de llamas. Boletín N° 34 Small Ruminant Collaborative Research Support program. (SR – CRSP) La Paz – Bolivia pp 34 – 42.
- AJATA, M. 2006. Perfil Metabólico y balance de nitrógeno en llamas (*Lama glama*) alimentadas con jipi de quinua y heno de cebada. Tesis para optar el título de Ingeniería Zootécnica. UAC – TIHUANACO.
- ALCÁZAR, P. J., 2002. Ecuaciones simultáneas y programación lineal como instrumento para la formulación de raciones. Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía, Fundación W.K. KELLOG. Proyecto UNIR – UMSA. Primera Edición. La Paz, Bolivia 215p.
- ALZERRECA, H. 1988. Evolución de las investigaciones en praderas y pastura de la zona de camélidos de Bolivia. In VI Convención Internacional sobre Camélidos Sudamericanos. CEE – CORDEOR. IBTA. ABOPA. UTO. Oruro – Bolivia. Pp 79 – 93.
- ATENCIO, R. D. A. 1978. Peso vivo y órganos internos de la llama y sus interrelaciones. Tesis Med. Vet. Zoot. UNTA. Puno Perú.
- BALCELLS, A, 2001. La clínica y el laboratorio. Interpretación de análisis y pruebas funcionales. Decimoctava edición. MASOON, Barcelona. 733p.
- BATEMAN, J. V. 1970. Nutrición animal: Manual de métodos analíticos. Centro Regional de Ayuda Técnica. Agencia para el Desarrollo Internacional (A.I.D.) México. Pag. 125 -134.

- BAUTISTA, J. L. 2003. Alimentos y alimentación de animales domésticos Universidad Nacional del Altiplano (UNA). Puno Perú. 175 p.
- BOECK, V. W. 1996. Evaluación del comportamiento de dos variedades de acelga (*Beta vulgaris L.*) bajo condiciones de walipini. Benson Agriculture and Food Institute. Letanias – Viacha. 85 p.
- BONDI, A. A. 1988. Nutrición animal: Metabolismo proteico de los rumiantes, pág. 155.
- CABALLERO, A. W. 1975. Introducción a la estadística. Editorial IICA. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas. San José – Costa Rica. 184-206 pp.
- CAÑAS, C. R. 1995. Alimentación y Nutrición Animal. Santiago Pontificia Universidad Católica de Chile. Facultad de Agronomía Colección en Agricultura. 576 p.
- CARDOSO, A Y GENIN, D. 1996. La llama: un recurso alimenticio andino por desarrollar, ciclo de Conferencia sobre Alimentos Andinos. Cochabamba – Bolivia. 18p.
- CHURCH, D. 1985. El rumiante, fisiología digestiva y nutrición. Editorial Acribia, Zaragoza – España.
- CHURCH, D., y PONT, W. 2002. Fundamentos de nutrición y alimentación de animales. Segunda Edición. Editorial Limosa, SA. México. 635 p.
- COPA, S. y MEDINA, J. 2003. Realidad de la crianza de llamas y alpacas en el altiplano de Bolivia y Perú. Artículo del III Congreso Mundial sobre Camélidos. Potosí – Bolivia.
- DELGADO, J. 2003. Perspectiva de la Producción de la fibra de llama en Bolivia. Tesis de Doctorado. Universidad de Hohenheim, Stuttgart, Alemania.

- DEVLIN, T. 2000. Bioquímica, libro de texto con aplicaciones clínicas. Tercera Edición. Vol II. Editorial reverte; España pp. 1089-91.
- ECKERT, R., RANDALL, D. Y AUGUSTINE, G. 1990. Fisiología Animal Mecanismos y adaptaciones. 3º edición Interamericana McGRAW – HILL, Madrid 610 p.
- ENGELHARDT B. Y SCHNEYDER, 1974. Energy and nitrogen metabolism en the llama. An Res. And Develop 5: 68-72.
- FOWLER, M. 1989. Medicine and surgery of South American Camelids. Iowa State University Press/AMES. 391 p.
- FOWLER, M.E. y ZINKI J. G. 1989. Reference Ranges for Hematologic and Serum Biochemical Values in Llamas (*Lama glama*). Amer. J. Vet. Res. 2049 – 2053 pp.
- FRANDSON, R. D. y SPURGEON, T. L. 1995. Anatomía y fisiología de los animales domésticos. Ediciones Interamericanas McGRAW – HILL Madrid. 610 p.
- GANDARILLAS, M. 2002. La nutrición humana y sus requerimientos de proteína de origen animal. Tesis de grado de Magíster en Ciencias Animales. Pontificia Universidad Católica de Chile – Dirección de postgrado Santiago de Chile. 80 p.
- GÜRTLER, KETZ, KOLB, SCHRODER Y SEIDEL. 1979. Fisiología Veterinaria, Ed: Acribia. Zaragoza – España.
- HAYTARA, C. P. 1997. Degradabilidad *in situ* de henos de *Phalaris tuberosa*, *Avena sativa* y *Medicago sativa* en Alpacas y Llamas. Universidad Nacional del Altiplano – Puno, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Puno – Perú. 65 p.
- HUASASQUICHE, A. 1974. Balance de Nitrógeno y Digestibilidad en alpacas y ovinos. Tesis de grado. Prog. Acad. Med. Vet. Univ. Nac. San Antonio de Abad. Cuzco, Perú.

- KOLB, E. 1979. Fisiología veterinaria. Ediciones. Acribia Zaragoza – España. pp 420-559.
- LLOYD, M. y MESTAS L. 1982. Nutrición de rumiantes. Guía metodológica de investigación. Edit. Acribia. España.
- MARTINEZ, Z. 2005. Conservación, manejo y producción de camélidos sudamericanos. Facultad de Agronomía – UMSA. 140 p.
- MATHEUS, 2001. Bioquímica. Ed. McGRAW – HILL Interamericana. Oregon State University, USA.
- MAXINE, M. B. 1991. Manual de patología clínica en veterinaria. Editorial Limusa, tercera reimpresión. Mexico – D.F. 384 p.
- MAYNARD, L. A., LOOSLI, K.J., HINTZ, H. F. Y WARNER, R. G. 1992. Nutrición animal. Séptima edición, cuarta edición español McGRAW – HILL, 629 pp.
- MERLO, F. 2003. Evaluación de la vegetación nativa en periodo de lluvia de los campos de pastoreo en la estancia de Larqa Uma de la comunidad Pujrata Tesis de grado – Universidad Católica Boliviana. La Paz Bolivia.
- MOYA, R. 2006. Estadística Descriptiva. Segunda edición. Editorial San Marcos pp 400 – 500.
- MURRAY R.K., GRANNER D.K., MAYES P.A., RODWELL V.W. 2001. Bioquímica de Harper. 15º Edición. Editorial Manual Moderno. México D. F. p 875.
- NIWA, Y. 1997. Manual Técnico VI Métodos Químicos de Análisis. Centro de investigación y desarrollo piscícola del Altiplano (C.I.D.P.A.). Dirección Nacional de Recursos pesqueros. Agencia de Cooperación Internacional del Japón (JICA), La Paz – Bolivia. 45 p.

- NOVOA, C y B. FLORES. 1991. Estudio comparativo de la digestibilidad de los forrajes en ovinos y alpacas en: Revista, Facultad de Medicina y Veterinaria. Universidad Nacional de Mayor de San Marcos (UNMSM) Lima, Perú. Pp 88-96.
- TEJADA, E. y GUZMAN, R. 1992. Palatabilidad y aceptabilidad de especies forestal
- PACHECO, L. D., 2001. Bioquímica estructural y aplicada a la medicina. Segunda Edición, Editorial Limusa, Instituto Politécnico Nacional. México. 381 pp.
- PDLA – CIF – SEFO, 2000. Factores de establecimiento y potencial de producción de alfalfa en el altiplano central y norte de Bolivia. (Informe 1998 – 2000). Cochabamba – Bolivia. *Proyecto UNEP/FAO, Corporación Andina de Fomento (CAF), Centro de Información para Desarrollo (CID), La Paz – Bolivia, 174 p.*
- RELLING, A. Y MATTIOLI, G., 2003. Fisiología digestiva y metabólica de los rumiantes. Cátedra de Fisiología. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de la Plata (U.N.L.P.). 72 p.
- VIDAL, J. 1984. Anatomía Fisiología e Higiene. Editorial Síntesis, ediciones 18. Buenos
- SAN MARTIN, F. y BRYANT, F., 1989. Fisiología y Nutrición de los Camélidos Sudamericanos, pp. 61-90. Riobamba, Ecuador. 253 p.
- VILLAVICENCIO, M. 1995. *Biotecnología*. Consejo Nacional de Ciencias y Tecnología
- SAN MARTIN, F. 1999. Nutrición y Alimentación de los Camélidos Sudamericanos, XVI Congreso Panamericana de Ciencias veterinarias. Universidad Técnica de Oruro (UTO), Escuela Militar de Ingeniería (EMI), Seminario 2. Santa Cruz, La Paz, Oruro, noviembre 9 – 12, 1998. La Paz – Bolivia. 87 p.
- SHIMADA, A. 1983. Alimentación y Nutrición Animal. Novena Edición, Editorial Limusa. México. 303 p. *– 9335 de la plaza I Jaime Otazo I, Lima – Perú; Disponible en: <http://www.veterinaria.org>*
- STRITZLER, N.; GALLARDO, M. y GINGINS, M. 1983. Suplementación nitrogenada en forrajes de baja calidad. Rev. Arg. Prod. Anim. Vol. 3, N°4, 283-309.
- SUÁREZ, G, 1995. Los Camélidos Sudamericanos en Bolivia, pp. 19 - 31. In: Lineamientos de políticas para el Desarrollo Sostenible del recurso camélido. Imprenta Artes gráficas Latina. La Paz, Bolivia. 204 p.

- TAPIA, M. y FLORES, J. 1979. Manual de agricultura andina. IICA Serie Informes de Conferencias y reuniones. N° 189. La Paz – Bolivia. pp 120 – 132.
- TEJADA, E. y GUZMAN, R. 1992. Palatabilidad y selectividad de especies forestal arbóreas y arbustivas en ovinos, caprinos y camélidos. Programa de repoblamiento forestal. CORDECO – IC – COTESU. Cochabamba – Bolivia.
- UNEPCA, 1999. Censo Nacional de Llamas y Alpacas en Bolivia. Fondo Interamericano de Desarrollo Agrícola (FIDA), Fondo Desarrollo Campesino (FDC), Unidad Ejecutora proyecto Camélidos (UNEPCA), Corporación Andina de Fomento (CAF), Centro de Información para Desarrollo (CID). La Paz – Bolivia, 174 p.
- VERASTEGUI, L. 1987. Alimentos. Ed. Universitarias. Puno – Perú, 214 p.
- VIDAL, J. 1984. Anatomía Fisiología e Higiene. Editorial Stella, ediciones 16. Buenos Aires – Argentina pp. 54 – 60.
- VILLAVICENCIO, M. 1996. Bioquímica. Consejo Nacional de Ciencias y Tecnología (CONCYTEC). Ediciones CONCYTEC. Lima – Perú 434 p.
- WEST, G. 1994. Diccionario Enciclopédico de Veterinaria. Edición Ltda., Editorial TEXT (Barcelona). pp 782 – 784.
- ZAPATA, W. B., FAJARDO, H. D. 2001. Manual de Química Sanguínea Veterinaria (en línea) SIN 1680 – 9335 de la piedra I Jaime Otero I. Lima – Perú.  
Disponible en: [http:// www.visionveterinaria.com](http://www.visionveterinaria.com)



***ANEXOS***



### Anexo 1. Análisis estadístico de los metabolitos (prueba de t pareada)

#### Cuadro 1. Prueba de t pareada para la concentración de nitrógeno (%) en materia fecal

Nitrógeno (%)	Antes de la privación	Después de la privación
Media	1,58095153 a	1,6052551 a
Varianza	0,00249546	0,00870464
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	0,37735851	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-0,73360973	
P(T<=t) una cola	0,24542316	
P(T<=t) dos colas	0,49084632	<b>NS</b>

NS = No significativo

#### Cuadro 2. Prueba de t pareada para la concentración de nitrógeno (%) en la orina

Nitrógeno (%)	Antes de la privación	Después de la privación
Media	1,553283 a	0,8169495 b
Varianza	0,131009	0,02159992
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	0,507737	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	6,204495	
P(T<=t) una cola	0,000404	
P(T<=t) dos colas	0,000808	<b>**</b>

\*\* = Altamente significativo

**Cuadro 3. Prueba de t pareada para la concentración de nitrógeno ureico (mg/dl) en el plasma**

<b>Nitrógeno ureico (mg/dl)</b>	<b>Antes de la privación</b>	<b>Después de la privación</b>
Media	20,3487269 a	23,312752 a
Varianza	24,5332249	76,1987573
Observaciones	16	16
Coeficiente de correlación de Pearson	0,24758051	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	15	
Estadístico t	-1,33119785	
P(T<=t) una cola	0,10150176	
P(T<=t) dos colas	0,20300351	<b>NS</b>

NS = No significativo

**Cuadro 4. Prueba de t pareada para la concentración de proteína total (g/dl) en el plasma**

<b>Proteína total (g/dl)</b>	<b>Antes de la privación</b>	<b>Después de la privación</b>
Media	8,47478888 a	9,1499121 a
Varianza	2,46158245	2,26407571
Observaciones	16	16
Coeficiente de correlación de Pearson	0,3825475	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	15	
Estadístico t	-1,58049296	
P(T<=t) una cola	0,06742328	
P(T<=t) dos colas	0,13484656	<b>NS</b>

NS = No significativo

**Cuadro 5. Prueba de t pareada para la concentración de albúmina (g/dl) en el plasma**

Albúmina (g/dl)	<i>Antes de la privación</i>	<i>Después de la privación</i>
Media	4,33594106 a	4,4661176 a
Varianza	0,13033027	0,16943014
Observaciones	16	16
Coeficiente de correlación de Pearson	0,57842517	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	15	
Estadístico t	-1,45625594	
P(T<=t) una cola	0,08296695	
P(T<=t) dos colas	0,16593389	<b>NS</b>

NS = No significativo

**Cuadro 6. Prueba de t pareada para la concentración de creatinina (mg/dl) en el plasma**

Creatinina (mg/dl)	<i>Antes de la privación</i>	<i>Después de la privación</i>
Media	1,86379375 a	2,3856687 b
Varianza	0,08209759	0,2414968
Observaciones	16	16
Coeficiente de correlación de Pearson	0,14719273	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	15	
Estadístico t	-3,92999236	
P(T<=t) una cola	0,00066846	
P(T<=t) dos colas	0,00133692	<b>**</b>

\*\* = Altamente significativo

Cuadro 7. Prueba de t pareada para el peso vivo de los animales (kg)

Peso vivo (kg)	Antes de la privación	Después de la privación
Media	84,175 a	70,925 b
Varianza	65,405	37,8903333
Observaciones	16	16
Coeficiente de correlación de Pearson	0,95910419	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	15	
Estadístico t	18,9725853	
P(T<=t) una cola	0,00000	
P(T<=t) dos colas	0,00000	**

\*\* = Altamente significativo

## Anexo 2. Concentración de nitrógeno (%) en heces fecales y orina

Día	N° Animal	Heces fecales		Orina	
		Semana 3	Semana 7	Semana 3	Semana 7
1	1	1,474	1,363	2,392	0,1115
	2	1,453	1,504	1,152	0,0322
	3	1,745	1,327	1,1965	0,1699
	4	1,386	1,477	0,1823	0,0578
	5	1,656	1,479	1,1965	1,8375
	6	1,58	1,529	0,30075	1,5225
	7	1,608	1,417	1,807	1,0545
	8	1,39	1,478	0,96245	0,6549
2	1	1,513	1,446	1,816	0,070155
	2	1,63	1,466	1,506	0,0287
	3	1,727	1,458	1,2925	0,14815
	4	1,627	1,346	0,3003	0,0966
	5	1,737	1,819	1,3665	1,3365
	6	1,552	1,51	1,2225	1,094
	7	1,69	1,647	2,578	1,463
	8	1,428	1,712	0,6173	0,37155
3	1	1,732	1,481	2,62	0,2192
	2	1,698	1,552	0,9324	0,0538
	3	1,469	1,377	0,9346	0,16395
	4	1,648	1,492	0,11005	0,084795
	5	1,719	1,515	2,874	2,5995
	6	1,661	1,652	2,4515	1,677
	7	1,588	1,932	4,235	1,8325
	8	1,399	1,575	3,3335	1,183
4	1	1,628	1,549	3,8435	0,1033
	2	1,722	1,506	1,0125	0,12625
	3	1,831	1,667	3,0895	0,14556
	4	1,658	1,535	0,0878	0,0775
	5	1,568	1,5	1,6445	2,2115
	6	1,55	1,7	1,6495	1,0006
	7	1,788	2,555	2,309	2,022
	8	1,476	1,751	0,8074	0,55715

## Anexo 3.

Día	N° Animal	Heces fecales		Orina	
		Semana 3	Semana 7	Semana 3	Semana 7
5	1	1,566	1,502	3,9295	0,18045
	2	1,631	1,423	0,3564	0,05685
	3	1,558	1,349	1,39	0,16145
	4	1,459	1,405	0,0652	0,12075
	5	1,75	1,506	1,536	2,247
	6	1,428	1,507	1,625	2,0065
	7	1,669	2,483	2,5885	1,4445
	8	1,512	1,752	1,3675	0,5737
6	1	1,605	1,389	2,997	0,13595
	2	1,604	1,490	0,36195	0,07775
	3	1,666	1,451	1,1525	0,13935
	4	1,488	1,472	0,0425	0,08335
	5	1,572	1,475	1,372	2,9
	6	1,523	1,752	0,549	2,786
	7	1,569	2,68	1,98	0,8364
	8	1,724	1,68	1,343	0,5529
7	1	1,511	1,596	3,424	0,17835
	2	1,563	1,532	0,36095	0,077765
	3	1,523	1,41	3,676	0,12885
	4	1,568	1,359	0,1322	0,09425
	5	1,502	1,515	1,0055	2,939
	6	1,392	1,618	0,4036	3,039
	7	1,391	2,369	2,255	0,2334
	8	1,622	1,553	1,251	0,6486

## Anexo 3. Concentración de metabolitos del plasma sanguíneo

Nº Muestra	Nº Animal	Nitrógeno ureico (mg/dl)	Proteína total (g/dl)	Albúmina (mg/dl)	Creatinina (mg/dl)
1	1	17,69911	8,006864	4,294981	1,4722
	2	21,37521	8,736141	5,150416	1,7844
	3	24,22661	8,352018	5,616522	1,8748
	4	17,06503	8,196142	5,159754	1,9762
	5	27,49425	6,729636	4,402624	1,9159
	6	30,10217	6,660886	3,566862	1,9004
	7	18,65179	8,209165	4,461253	2,0366
	8	14,78962	7,736482	4,226234	1,6506
2	1	19,02951	7,967895	4,93539	1,642
	2	38,41751	8,457791	5,649982	1,9187
	3	21,78755	11,29696	4,35827	1,7105
	4	30,24841	9,52665	4,502485	2,1295
	5	30,76579	7,407517	4,872621	2,0447
	6	17,2602	7,172156	3,773858	1,9373
	7	26,3963	7,712365	4,92352	2,8399
	8	17,65852	8,503387	4,714641	1,5285
3	1	20,64388	7,338824	4,455278	1,6502
	2	21,63973	7,71738	4,24933	2,0282
	3	16,75383	9,27614	4,479141	1,6995
	4	16,8044	11,65882	5,096725	2,1295
	5	34,85812	7,262561	4,343485	1,8995
	6	21,02657	5,382712	3,806827	1,9912
	7	17,94591	7,731659	4,144284	2,5532
	8	21,3896	6,945461	3,742538	1,6108
4	1	18,04532	9,315109	4,381355	1,5133
	2	17,76913	9,766036	4,709989	1,9926
	3	21,11846	10,36171	4,651369	1,6201
	4	23,48361	9,376346	4,473694	2,094
	5	23,35913	8,059817	4,534648	1,5845
	6	15,76272	7,254152	3,850157	1,6534
	7	12,28879	9,858734	3,998045	2,153
	8	22,69043	8,291161	4,458192	1,6477

Nº Muestra	Nº Animal	Nitrógeno ureico (mg/dl)	Proteína total (g/dl)	Albúmina (mg/dl)	Creatinina (mg/dl)
5	1	24,88792	8,357585	5,382821	2,0145
	2	21,8459	9,27614	6,077441	1,7297
	3	36,1574	13,40129	4,245699	2,1515
	4	21,71364	10,1947	4,035082	2,1734
	5	24,86847	7,43736	4,636844	2,0227
	6	24,50051	6,810408	3,663178	2,2864
	7	24,39967	8,633616	4,784817	2,8257
	8	23,30051	10,79928	4,030307	2,2609
6	1	22,21935	8,023565	5,240162	2,8006
	2	14,03468	10,33944	6,465214	1,8365
	3	40,07857	8,915109	4,356973	2,9923
	4	17,82359	7,511401	3,969978	2,209
	5	17,31788	6,657158	4,840717	2,2254
	6	22,71564	7,181802	3,820485	2,3347
	7	21,44002	10,88127	5,21647	3,1408
	8	17,62826	8,937484	3,869938	2,8428
7	1	16,31036	9,849541	4,740855	1,905
	2	16,86664	10,57325	5,050815	1,6721
	3	25,12521	8,99779	4,25789	2,5842
	4	22,60057	9,070161	4,384986	2,0967
	5	25,3664	8,102451	4,930722	2,7075
	6	28,03999	7,321678	3,811301	2,1871
	7	18,86355	9,226882	4,13039	3,3906
	8	18,50053	9,183472	3,692143	2,8768
8	1	19,03729	12,25449	4,909452	2,0529
	2	16,74216	9,448717	5,037586	1,6228
	3	37,42555	10,16686	4,67212	2,5623
	4	21,87702	9,420882	4,535686	1,9981
	5	48,06484	6,490886	4,510785	2,4007
	6	25,59462	6,56442	4,203863	2,3659
	7	16,39802	9,038773	4,20033	2,7917
	8	16,19129	10,68834	4,388958	2,9563



**Anexo 4. Planilla del peso vivo de llamas machos alimentados con una ración de 80% de cebada y 20% de alfalfa**

Primer Grupo:

N° Animal	PESO VIVO (KG)							
	16 de abril (día 0)	23 de abril (día 7)	30 de abril (día 14)	7 de mayo (día 21)	14 de mayo (día 28)	21 de mayo (día 35)	28 de mayo (día 41)	4 de junio (día 49)
1	96,30	97,70	96,35	96,05	87,95	82,70	79,60	77,45
2	83,95	78,15	78,10	79,05	71,45	69,50	67,65	65,50
3	85,10	88,45	87,15	87,70	78,10	76,50	71,85	70,70
4	80,75	76,80	74,10	73,75	69,15	65,70	64,15	62,10

Segundo Grupo:

N° Animal	PESO VIVO (KG)							
	22 de mayo (día 0)	29 de mayo (día 7)	5 de junio (día 14)	12 de junio (día 21)	19 de junio (día 28)	26 de junio (día 35)	3 de julio (día 41)	10 de julio (día 49)
5	87,30	82,95	84,25	85,25	77,30	74,55	72,25	69,90
6	94,20	86,40	87,95	87,75	80,20	76,85	76,25	75,05
7	78,65	71,10	73,80	72,60	67,70	65,60	63,85	62,05
8	93,55	92,75	94,70	88,25	82,45	80,45	79,25	77,20



Materiales e insumos utilizados en la canulación de llamas



Canulación en la vena yugular de las llamas



Determinación de peso vivo de la llama



Alimentación de los animales en los corrales



Alimentación de los animales en jaulas metabólicas



Colección de muestras de sangre

