



**Universidad Nacional Mayor de San Marcos**

**Universidad del Perú. Decana de América**

**Facultad de Medicina Veterinaria**

**Escuela Profesional de Medicina Veterinaria**

**Efecto de la suplementación alimenticia sobre la  
composición bioquímica sérica y fluido folicular en  
alpacas**

**TESIS**

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

**AUTOR**

Melissa Stephanie Teresa TICONA ARTEAGA

**ASESOR**

MV. Mg. Wilfredo HUANCA LÓPEZ

Lima, Perú

2018



UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS  
Universidad del Perú, DECANA DE AMÉRICA  
**Facultad de Medicina Veterinaria**  
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA

Trabajo sustentado y aprobado ante el Jurado designado por la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria mediante Resolución Directoral N° 0251-EPMV/FMV-2018.

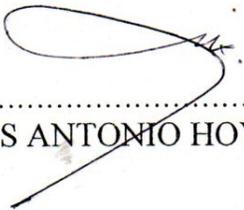
**PRESIDENTE:**

  
.....  
VÍCTOR RAÚL LEIVA VALLEJOS

**MIEMBROS :**

  
.....  
WILFREDO HUANCA LÓPEZ  
Asesor de la Tesis

  
.....  
SANDRA BEZADA QUINTANA

  
.....  
LUIS ANTONIO HOYOS SIFUENTES

San Borja, 11 de enero de 2019

V° B°

.....  
**Dra. Daphne Ramos Delgado**  
Directora  
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria



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

En el Auditorio Principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el día **martes 18 de diciembre de 2018**, a las **11:00** horas, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral N° **0251-EPMV/FMV-2018**, integrado por los siguientes profesores:

PhD. MV Víctor Raúl Leiva Vallejos	Presidente del Jurado
MV. Mg. Wilfredo Huanca López	Asesor de la Tesis
MV Mg. Sandra Bezada Quintana	Miembro del Jurado
MV Mg. Luis Antonio Hoyos Sifuentes	Miembro del Jurado

Luego de la instalación del Jurado, a cargo del Presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, el Bachiller Doña: **TICONA ARTEAGA, MELISSA STEPHANIE TERESA** para optar el Título Profesional de Médico Veterinario, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

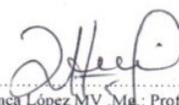
**“EFECTO DE LA SUPLEMENTACIÓN ALIMENTICIA SOBRE LA COMPOSICIÓN BIOQUÍMICA SÉRICA Y FLUIDO FOLICULAR EN ALPACAS”**

Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria del Asesor de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de dieciocho (18).

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

Siendo las **12:00 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:

  
Víctor Raúl Leiva Vallejos: PhD MV. Dr. Prof. Principal D.E

  
Wilfredo Huanca López MV. Mg.: Prof. Principal D.E.

  
Sandra Bezada Quintana: MV. Mg. Prof. Asociado D.E.

  
Luis Antonio Hoyos Sifuentes: MV. Mg. Prof. Asociado D.E.

## DEDICATORIA

A mis padres Dora y Rufino, y a mi hermana Mariafernanda, quienes me apoyaron y estuvieron conmigo en todo momento, dándome amor y comprensión. Gracias por todo su esfuerzo y sacrificio realizado para permitirme llegar hasta aquí. Siempre estaré eternamente agradecida con ustedes por todo lo que hacen a diario por mí. Dios nos mantenga siempre en unión y salud.

A mis abuelitos Beler y Luis, y a mi Mamita Teresa por cuidarme y apoyarme siempre. Darme aliento y enseñarme a seguir adelante para cumplir las metas propuestas.

A ti, hermanita sé que me guías desde el cielo y acompañas todos mi pasos, así como los de mi hermana y mis padres. Eres mi ángel.

A Paulo por su amor, confianza, respeto y apoyo en todo momento durante este camino que juntos aun seguiremos recorriendo con alegrías y tristezas, de las cuales saldremos con nuevos aprendizajes para el futuro. Sigamos avanzando, que aún hay otras metas por cumplir a tu lado.

A nuestros hermanos productores alpaqueros de nuestra Sierra que muchas veces son olvidados por el Gobierno pero continúan en su lucha diaria con mucho esfuerzo.

## AGRADECIMIENTOS

A Dios por estar siempre a mi lado, cuidando y apoyándome en todo momento. Por permitirme estudiar esta hermosa carrera y brindarme mucha perseverancia a lo largo de estos años.

Al Dr. Wilfredo Huanca por su paciencia, confianza y tiempo brindado para poder realizar este estudio.

Le agradezco por creer en mí y permitirme realizar este proyecto.

A mis amigos y compañeros de la FMV - UNMSM por su ayuda, amistad y comprensión durante todo este proceso y durante mi etapa académica: Paulo, Álvaro, Giovanni, Miguel, Gabriel, Ana L., Sara, Eli, Kathy, Piera, Cecibel, Grecia, Carito.

A la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, mi alma mater por acogerme entre sus aulas en estos años y brindarme grandes enseñanzas y amistades.

A los docentes y personal del CIP Chuquibambilla de la UNA por brindarme las facilidades para poder realizar este proyecto, por el apoyo y las enseñanzas brindadas. Muchísimas gracias.

A cada uno de los integrantes del Repro Team del Laboratorio de Biotecnologías Reproductivas (Fred, Juan Carlos, Jesús, Abiel, Nathie, Renato, Josias, Martita) y al Dr. Pozo por el apoyo brindado en las diferentes etapas de la realización del presente trabajo, pues sin ustedes el camino hubiera sido más difícil.



Proyecto “EFECTO DEL ESTADÍO DE DESARROLLO DE LA ONDA FOLICULAR SOBRE LA RESPUESTA OVÁRICA, TASA DE RECUPERACIÓN Y CALIDAD DE EMBRIONES EN ALPACAS”

Contrato N° 405-PNICP-PIAP-2014.

# ÍNDICE

RESUMEN.....	v
ABSTRACT.....	vi
LISTA DE CUADROS.....	vii
LISTA DE FIGURAS.....	viii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
2.1 Realidad de los Camélidos Sudamericanos en el Perú.....	3
2.2 Fisiología reproductiva de la alpaca hembra.....	4
2.2.1 Pubertad.....	4
2.2.2 Comportamiento sexual.....	5
2.2.3 Estacionalidad reproductiva.....	6
2.2.4 Dinámica folicular en los Camélidos Sudamericanos.....	7
2.2.5 Ovulación.....	9
2.2.6 Cuerpo lúteo.....	11
2.2.7 Gestación.....	14
2.2.8 Reconocimiento maternal de la preñez.....	16
2.2.9 Mortalidad embrionaria.....	17
2.3 Requerimientos nutricionales en Camélidos.....	19
2.3.1 Energía.....	19
2.3.2 Carbohidratos.....	20
2.3.3 Proteína.....	21
2.3.4 Grasas.....	21
2.4 Efecto de la nutrición en la reproducción.....	22
2.5 Fluido folicular.....	23
2.5.1 Importancia del contenido folicular.....	23
2.5.2 Composición bioquímica del contenido folicular.....	24
2.6 Composición bioquímica sanguínea en Alpacas.....	26
III. MATERIALES Y METODOS.....	30
3.1 Lugar de estudio.....	30
3.2 Unidades experimentales.....	30
3.3 Obtención del fluido folicular.....	31
3.4 Obtención de las muestras de sangre.....	32
3.5 Diseño experimental.....	32
3.6 Manejo de la alimentación.....	34

3.7	Análisis bioquímico de las muestras sanguíneas y de fluido folicular.....	35
3.8	Análisis estadístico.....	35
IV.	RESULTADOS.....	36
4.1	Composición bioquímica sanguínea.....	36
4.2	Composición bioquímica del fluido folicular.....	37
4.4	Efecto sobre el peso.....	38
V.	DISCUSION.....	39
5.1	Glucosa.....	39
5.1.1	Glucosa sanguínea.....	39
5.1.2	Glucosa en fluido folicular.....	40
5.2	Proteína.....	40
5.2.1	Proteína sanguínea.....	40
5.2.2	Proteína en fluido folicular.....	41
5.3	Triglicéridos.....	42
5.3.1	Triglicérido sanguíneo.....	42
5.3.2	Triglicérido en fluido folicular.....	42
5.4	Colesterol.....	43
5.4.1	Colesterol sanguíneo.....	43
5.4.2	Colesterol en fluido folicular.....	43
5.5	Albumina.....	44
5.5.1	Albumina en fluido folicular.....	44
5.6	Peso.....	44
VI.	CONCLUSIONES.....	46
VII.	LITERATURA CITADA.....	47
VIII.	APÉNDICE.....	56

## RESUMEN

El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar el efecto de la restricción alimenticia sobre la composición bioquímica sérica y fluido folicular en alpacas. Se utilizaron 12 alpacas vacías, de la variedad Suri, sin cría al pie que fueron distribuidas al azar a uno de los siguientes tratamientos: T1 (alpacas que consumen pastura natural), T2 (alpacas que consumen concentrado + pastura natural). El T2 tuvo un periodo de acostumbramiento al suplemento por 15 días. Posteriormente, el T2 fue suplementado con 150g/animal/día de concentrado para ganado de engorde por 30 días en horas de la mañana y luego procedía a pastorear junto al T1 durante 8 horas diarias. Se evaluó semanalmente con un ecógrafo Aloka SSD 500 y transductor lineal 7.5 MHz para verificar el tamaño folicular en ambos ovarios del T1 y T2. Además se realizó el pesaje semanal de todos los animales. El día 30 se tomó muestras de sangre de todas las alpacas en ayuno y se realizó la extracción del fluido folicular de aquellos folículos de tamaño  $\geq 7$ mm. Tanto para las muestras de sangre como en las de fluido folicular se evaluaron los siguientes metabolitos: glucosa, colesterol, triglicéridos, proteínas totales y albúmina. La suplementación alimenticia incrementa los niveles de glucosa (T1:  $120,42 \pm 12,35$ ; T2:  $254,83 \pm 32,63$ ) y proteínas totales (T1:  $8,62 \pm 2,71$ ; T2:  $12,43 \pm 1,24$ ) en suero sanguíneo y los triglicéridos (T1:  $9,69 \pm 1,65$ ; T2:  $17,66 \pm 2,70$ ) y proteínas totales (T1:  $1,12 \pm 0,56$ ; T2:  $3,02 \pm 0,72$ ) en fluido folicular ( $p > 0,05$ ). Estos resultados indicarían que la suplementación alimenticia tiene efecto sobre la glucosa y proteínas totales a nivel sanguíneo; y a nivel folicular sobre los triglicéridos y proteínas totales.

**Palabras clave:** Alpacas, suplementación, valores sanguíneos, fluido folicular, metabolitos.

## ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate the effects of alimentary restriction about the blood and follicular fluid biochemical composition in alpacas. Twelve empty, Suri variety, without breeding alpacas were used and distributed randomly to the next treatments: T1 (only consume natural pasture), T2 (concentrate + natural pasture). The T2 had accustomed period to the supplement for 15 days. Then, T2 were supplemented with 150g/animal/day commercial feed for fattening cattle for 30 days in the morning and after consume pasture with T1 during 8 hours in the day. Follicular size of T1 and T2, both ovaries were evaluated weekly by ultrasound scan Aloka SSD 500 and linear transducer 7.5 MHz. Besides the weekly weighing of all the animals was carried out. Blood samples were collected of all the alpacas in fast and follicular fluid samples of follicles of  $\geq 7$ mm size were extracted at 30 day. Glucose, Cholesterol, triglycerides, total protein and albumin were evaluated in both samples. Glucose (T1:  $120,42 \pm 12,35$ ; T2:  $254,83 \pm 32,63$ ) and total protein levels (T1:  $8,62 \pm 2,71$ ; T2:  $12,43 \pm 1,24$ ) increased in blood, and triglycerides (T1:  $9,69 \pm 1,65$ ; T2:  $17,66 \pm 2,70$ ) and total protein (T1:  $1,12 \pm 0,56$ ; T2:  $3,02 \pm 0,72$ ) increased in follicular fluid, both by supplementation ( $p > 0,05$ ). These results would indicate that supplementation has an effect on glucose and total proteins at the blood level; and at the follicular level on triglycerides and total proteins.

**Key words:** Alpacas, supplementation, blood levels, follicular fluid, metabolites.

## **LISTA DE CUADROS**

1. Cuadro N°1. Composición química del concentrado
2. Cuadro N°2. Especies predominantes del CIP Chuquibambilla (época de lluvia)
3. Cuadro N°3. Composición química proximal de pastura del CIP Chuquibambilla
4. Cuadro N°4. Composición bioquímica de sangre
5. Cuadro N°5. Composición bioquímica de fluido folicular
6. Cuadro N°6. Cambios en los pesos

## LISTA DE FIGURAS

1. Figura 1. Gráfico del diseño experimental

## I. INTRODUCCIÓN

La ganadería de los camélidos sudamericanos constituye una de las actividades de subsistencia para los pobladores de la zona altoandina de nuestro país debido a que los ingresos percibidos en la venta de sus productos no compensan los gastos de producción de estos (Alfaro, 2006).

Los productos de las alpacas son utilizados para diversos fines, es así que a partir de la fibra podemos obtener hermosos trajes, de la carne obtenemos un componente principal en toda alimentación y es que nos brinda proteína e incluso su materia fecal puede utilizarse como combustible y fertilizante (FAO, 2005). A pesar de que estos animales consumen pastura de pobre calidad, lo transforman con inusual eficiencia para generar productos de alta calidad (San Martín y Bryant, 1987). Sin embargo, la baja eficiencia reproductiva es una de las limitantes primordiales en la crianza alpaquera, en el que la tasa de mortalidad embrionaria temprana llega a un 12% en los 5 días posteriores a la ovulación (Leyva y García, 2000), y a un 50% entre los primeros 35 días de preñez (Fernandez Baca, 1970a)

La nutrición es uno de los factores más importantes y controlables que se puede manejar y que ejerce influencia sobre la reproducción. (Van Saun, 2008). Al tener poca información sobre la relación nutrición- reproducción en camélidos sudamericanos, muchos investigadores extrapolan datos de otras especies como vacunos, ovinos y camellos para poder mejorar la eficiencia de estas especies.

Para mejorar la calidad del ovocito es importante reconocer el ambiente en que se encuentra el ovocito, el cual está rodeado de fluido folicular que le proporciona los nutrientes necesarios para su crecimiento, óptimo desarrollo y maduración (Albomohsen *et al.*, 2011). Además los metabolitos presentes en el fluido folicular cumplen roles fundamentales; en bovinos, en estudios *in vitro*, se observó que la glucosa puede influenciar la competencia de ovocitos para su maduración y posterior fertilización y así llegar al estado de blastocisto, esto probablemente estaría relacionado al incremento de especies reactivas al oxígeno (ROS) y disminución de glutatión intracelular. (Hashimoto *et al.*, 2000).

Por otro lado, se han realizado estudios donde se observaron que cambios metabólicos en el suero sanguíneo pueden ser reflejados en la composición bioquímica del fluido folicular y puede indirectamente influenciar en la calidad del ovocito (Albomohsen *et al.*, 2011).

Es así como al observar que las alpacas, como los otros camélidos, si bien han desarrollado una capacidad de sobrevivir bajo condiciones adversas de forraje pobre; no se conoce como puede afectar la suplementación alimenticia en la calidad del ovocito, por lo que el presente estudio evaluará el efecto de la restricción alimenticia sobre la composición bioquímica del suero sanguíneo y del fluido folicular.

## II. REVISION BIBLIOGRAFICA

### 2.1 Realidad de los Camélidos Sudamericanos en el Perú:

Nuestro país alberga la mayor cantidad de alpacas y vicuñas a nivel mundial, según el MINAGRI (2013), y cuenta con 3'685,516 cabezas, de las cuales, Puno y Cusco son las regiones que presentan la mayor cantidad con 1.45 millones y 545,454 ejemplares, respectivamente. En tercer lugar tenemos a Arequipa (468,392 ejemplares) y le siguen, Huancavelica (308,586) y Ayacucho (230,910), entre otros departamentos.

Cerca del 99% de la población alpaquera, se encuentra en poder de pequeños criadores y el 1% restante en formas organizativas (medianas y grandes empresas, cooperativas, asociaciones, comunidades campesinas, etc.). Estos pequeños productores contrariamente, en lugar de ser los más beneficiados, son los menos favorecidos de la población peruana y se encuentran en estado de pobreza extrema. Habitan las áreas más empobrecidas, donde es difícil realizar las actividades adecuadas para poder producir y posteriormente comercializar los productos efectuados (FAO, 2005).

Un gran problema que afecta a los pequeños productores es la tasa de natalidad baja (45-55%) debido a métodos de empadre inadecuados, la selección y cruzamiento de animales no se basan en criterios productivos, hay escasez de machos reproductores y a menudo se registra consanguinidad por falta de renovación de los mismos. No se presta atención a los animales en crecimiento ni a las hembras preñadas, como consecuencia hay retraso en el crecimiento y las crías tienen bajo peso al nacimiento, lo que contribuye a las bajas tasas de supervivencia.

Los productores de camélidos dependen de los intermediarios para poder vender sus productos con grave perjuicio económico. El producto principal que se obtiene de la alpaca es la fibra que tiene características textiles muy apreciadas en el mundo. A su vez, la carne tiene un valor nutritivo similar o superior a otras carnes.

Perú es el país que produce mayor cantidad de fibra de alpaca a nivel mundial, según el MINAGRI (2017), siendo este uno de los rubros en el que ha sobresalido más en los últimos años con respecto a la exportación de pelo fino cardado de alpaca. Se registró un incremento de 26.2% para el 2013, lo cual corresponde a un aumento del 28.6%, en relación a su valor. En estos últimos años, se ha valorado más el precio promedio a nivel internacional de la fibra de alpaca.

Así también gracias al incremento del interés por la gastronomía peruana, se reconoce que las preferencias de los consumidores, orientado a una alimentación saludable, natural permite un mayor consumo de la carne de alpaca debido a su porcentaje bajo de colesterol y que puede ser usado para innumerables preparaciones culinarias.

Muchos organismos oficiales y privados vienen realizando actividades para fomentar la organización de los productores a nivel empresarial para fortalecer de esta manera sus habilidades gestión para facilitar la venta de sus productos y permitir el incremento de sus ingresos y mejora de la calidad de vida.

## 2.2 Fisiología reproductiva de la alpaca hembra

### 2.2.1 Pubertad

Cuando los mamíferos son capaces de liberar gametos y evidenciar un comportamiento sexual, alcanzan la pubertad. Los factores ambientales condicionan el inicio de la pubertad en todas las especies, tomándose en cuenta a la condición corporal del animal como el parámetro más importante, por lo que el animal debe conseguir como mínimo un 60% del peso corporal de una alpaca adulta que para Sumar (1985) en significaría un peso comprendido entre 33 a 36kg como requisito para iniciar la pubertad. En las condiciones de pastoreo natural en los Andes, dicho peso puede ser alcanzado a la edad de 12-14 meses.

En los sistemas de crianza tradicionales peruanos, las alpacas de un año de edad que alcanzan los 33kg de peso corporal al momento del apareamiento son cerca del 50% e incluso menos; por ende, la reproducción debe posponerse hasta aproximadamente los 2 años (Sumar, 2000).

Observaciones en alpacas (Fernandez Baca y Novoa, 1968) indican una conducta sexual observada en alpacas adultas similar en hembras de un año; estudios posteriores permitieron comprobar que las tasas de fertilización y ovulación no exhibían diferencias en los grupos mencionados (Fernandez Baca *et al.*, 1970b) y, además se encontró similitud en las tasas de parición, peso corporal y en sobrevivencia de crías, entre las alpacas adultas y las que tenían un año de edad.

Estos resultados indican que al mejorar el aspecto alimenticio durante el crecimiento de los animales o por selección por peso corporal o al utilizar ambos factores, se podría acrecentar la eficiencia reproductiva (Novoa y Leyva, 1996).

#### 2.2.2. Comportamiento sexual

Las alpacas como los demás camélidos son especies de ovulación inducida y que requieren del estímulo de la copula para que ocurra la ovulación (Fernández Baca, 1993) pero si no ocurre y no hay exposición al macho, la conducta de receptividad será constante (Sumar *et al.*, 1988a). De otra parte, el grado de receptividad sexual no tiene ninguna relación entre el diámetro del folículo susceptible a ovular y la intensidad del comportamiento sexual de la hembra (Fowler y Bravo, 2010).

Esta fase de aceptación o fase copulatoria es precedente a la de búsqueda de pareja y aproximación o fase de cortejo, tiene una duración variable de algunos segundos a 10 minutos y depende de la libido del macho; si esta fase dura más de 4 minutos, la hembra no se halla dispuesta a aceptar al macho.

En hembras primerizas cuando el macho, se acerca a ellas, pueden optar por adoptar la posición de copula; en otras ocasiones cuando el macho trata de montarla, trata de escapar pero a los segundos se detiene, se echa y adopta la posición de copula, esto suele ocurrir al inicio de la pubertad (Bustinza, 2001). La receptividad sexual es la misma entre alpacas adultas y primerizas. Además, camélidos hembras que no están preñadas pueden mostrar receptividad al macho en

cualquier momento. El rechazo al macho es manifestado cuando la hembra se corre del macho, patea al macho con las patas traseras, escupiendo, vocalizando y levantando la cola (Bravo, 2002)

En el periodo de apareamiento, en un primer momento la hembra trata de escapar; luego se coloca decúbito esternal y seguidamente lateral. Existen diversos grados de receptividad sexual y el que se coloque en dicha posición no depende de la concentración de estradiol ni del desarrollo folicular (Bravo *et al.*, 1991; Vaughan *et al.*, 2003).

Durante la fase de receptividad, es posible observar intentos de copula entre hembras y la ejecución de movimientos rítmicos de la pelvis que podrían inducir a la ovulación pero que se presenta en muy raras ocasiones. Sin embargo, se puede observar que las hembras adopten la posición de copula, decúbito esternal, el macho coloca sus miembros anteriores al nivel del tórax de la hembra y mientras que la hembra generalmente adopta una actitud de calma, el macho muestra una mayor excitación, dilatando sus narices de manera rítmica, realizando movimientos rítmicos de la pelvis hacia adelante y atrás, buscando introducir el pene. Ni la hembra ni el macho muestran señales en el momento en que se produce la eyaculación y la deposición del semen se lleva a cabo a nivel uterino. La duración de la copula es variable, si hay competencia con machos es corta, de  $8,1 \pm 5,4$  minutos, y si es libre es más larga,  $15,5 \pm 12,1$  minutos (Escobar, 1984). Mientras que en empadre controlado con un solo macho, el tiempo varía en  $17,5 \pm 12,1$  minutos.

### 2.2.3 Estacionalidad reproductiva

Durante todo el año los camélidos sudamericanos pueden reproducirse (Sumar, 2000). Por tal motivo son considerados como reproductores no estacionales. Bravo y Sumar (1989) señalan que las alpacas presentan función ovárica todo el año y no es afectada por la cantidad de folículos  $> 6\text{mm}$  presentes en la superficie ovárica ni por la estación.

La estacionalidad reproductiva mostrado en los meses de diciembre a marzo depende principalmente de la disponibilidad de alimento y manejo que de la influencia de las estaciones del año sobre la fisiología reproductiva (Novoa, 1991). Debido a ello se tiene que ante el sistema de crianza que se realiza en la serranía peruana, ambos sexos se encuentran en un mismo ambiente permanentemente, por lo que el nacimiento de crías solo se da en la época de lluvias (diciembre – marzo). Sin embargo, las hembras vacías al mantenerse aisladas y ser expuestas al macho cada

cierto tiempo, tienden a mostrar una actividad sexual normal, por lo que podrían dar cría en cualquier época del año (Novoa y Leyva, 1996).

Diversos estudios demostraron que la asociación continua de hembra y macho por un tiempo mayor a 15 días, genera un efecto de inhibición sobre la actividad sexual de los machos (Fernandez Baca *et al.*, 1972). Tanto en machos enteros como vasectomizados se ha reproducido tal efecto, pero al realizar el cambio de hembra elimina tal efecto inhibitorio; ello justificaría que en tales condiciones, la estacionalidad reproductiva de las alpacas, pese a ser sexualmente activas en todo el año al estar separados los machos de las hembras.

#### 2.2.4 Dinámica folicular en los Camélidos Sudamericanos

La dinámica folicular es según Gigli *et al.* (2006) el crecimiento de un grupo de folículos terciarios que divergen mientras uno de ellos continúa su crecimiento y se diferencia en un (folículo dominante y por otro lado, los demás que son los folículos subordinados, se atresian.

Las ondas foliculares es la manera en que se produce el crecimiento de los folículos en el ovario, estos suelen superponerse uno sobre otro. La onda folicular se divide en tres etapas: a) la fase de crecimiento, b) la fase de maduración y c) la fase de regresión (Bravo *et al.*, 1990a; Novoa, 1991). Durante la etapa de crecimiento, inicia el desarrollo de un conjunto de folículos antrales, estos tienen un tamaño de 2 a 3 mm y llegan a adquirir un diámetro de 4 a 5 mm. No se ha comprobado que el incremento en la concentración de FSH, determinen el comienzo del crecimiento folicular en alpacas y llamas, como es el caso de vacunos (Adams, 1999).

En la etapa de maduración, continúa creciendo el folículo dominante, se diferencia y alcanza el tamaño ovulatorio (igual o mayor a 7 mm de diámetro); entre tanto los demás regresionan (Fernandez Baca, 1993), dicho proceso probablemente se produce debido a la secreción de inhibina (Tibary, 2001). Hasta los 6 mm, los folículos podrían no mostrar dominancia pero conforme aumenta de tamaño, un folículo se vuelve dominante en relación a los demás. La dominancia se da tanto para los folículos del ovario en que se encuentra el folículo dominante como para el otro ovario donde no se encuentra (Bustinza, 2001).

Cuando el folículo dominante adquiere su diámetro máximo, logra alcanzar la mayor concentración de estradiol, lo cual en alpacas suele darse al octavo día de iniciado la fase de crecimiento según Vaughan (2001) y en llamas se observa entre los días 10-13 (Chaves *et al.*, 2002).

Al no haber ovulación, el folículo dominante se atresia, por ello se menciona que puede controlar su duración; reconociéndose un nuevo folículo en el transcurso de 2 a 3 días posteriores a la primera reducción del folículo dominante (Bravo *et al.*, 1990a); hubo casos en los que se hubo dos folículos dominantes al mismo tiempo, donde uno se encuentra en regresión y el otro en crecimiento (Adams *et al.*, 1990).

Si hay copula, se producirá la ovulación y aparición del cuerpo lúteo por lo que se generara la emergencia de una nueva onda folicular ante un folículo dominante sin ovular para después regresionar; por lo tanto, la presencia en el ovario de un cuerpo lúteo, ya sea de gestación o de ciclo, no influirá sobre la cantidad de folículos que están en desarrollo (Del Campo *et al.*, 1996).

Algunos estudios muestran una distribución homogénea de folículos dominantes en ambos ovarios (Bravo y Sumar, 1989), por otro lado, algunos estudios indican que la cantidad de folículos que están en el ovario izquierdo se encontrarían apenas en mayor cantidad que en el otro ovario (Del Campo *et al.*, 1996). En los dos ovarios, la onda folicular se presenta de forma alternada en caso de alpacas, lo cual ha sido comprobado al observar en ambos ovarios al folículo dominante en un 85% (Fernández Baca, 1993); lo cual fue detectado posterior a la ovulación al cuerpo lúteo, en llamas, en el ovario izquierdo (47%), ovario derecho (51%) y en un 2% en los dos ovarios (Bravo *et al.*, 1990a; Sumar, 2000).

Bravo *et al.* (1990a) determinaron en Camélidos Sudamericanos la duración de la onda folicular obteniendo un media aproximada de 13,8 días; siendo la fase de crecimiento de  $4,8 \pm 1,5$  días;  $5 \pm 1,6$  días para la fase de maduración y  $4,0 \pm 1,1$  días para regresión; en cambio Adams *et al.* (1990) sugirió una duración aproximada de 20 a 25 días y Aba *et al.* (2000) observaron un largo de onda de  $22.6 \pm 2.5$  días; cuya fase de crecimiento era de  $9.2 \pm 2.8$  días;  $5.2 \pm 1.4$  días de maduración y  $8.2 \pm 2.2$  días de regresión; probablemente dicha desigualdad se dio debido a que los animales empleados para su estudio se encontraban en estado de lactancia.

### 2.2.5 Ovulación

Los Camélidos del Nuevo Mundo necesitan de un estímulo exógeno que suele generarse durante el coito para producirse la ovulación debido a ello son clasificados como especies de ovulación inducida (Fernandez Baca, 1993; Tanco *et al.*, 2011).

Un folículo dominante de diámetro mayor a 6mm en plena fase de crecimiento es el requisito fundamental para originar la ovulación como respuesta a la copula (Adams *et al.*, 1990). Se ha demostrado que un folículo en fase de regresión o con un diámetro folicular menor a 6mm, no produce ovulación (Bravo *et al.*, 1991). En ambos ovarios con frecuencia parecida se origina la ovulación (Bravo y Varela, 1993; Fernández-Baca *et al.*, 1970b). Aunque en el cuerno izquierdo, se produzcan la mayoría de las gestaciones aún no se ha demostrado que exista una mayor probabilidad de preñez generada por un ovocito proveniente del ovario izquierdo (Vaughan *et al.*, 2003).

La ovulación puede ocurrir 26 a 30h después de la copula (Adams *et al.*, 1990), también se puede inducir de manera artificial en llamas, posterior a la aplicación de hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), LH y gonadotropina corionica humana (hCG) entre las 24-30 horas (Fernandez Baca, 1971; Novoa, 1991; Sumar 1997; Huanca *et al.*, 2001); y en alpacas, la ovulación ocurre entre las 26 a 27 horas después de un estímulo hormonal o de monta (Huanca WF *et al.*, 2015).

Se ha visto que el semen mediante el plasma seminal está comprobado que pueden inducir ovulación en camellos bactrianos, este primer reporte apareció en China donde se indujo ovulación depositando el semen directamente a la vagina en ausencia de la copula (Chen *et al.*, 1985). Debido a la cercana relación filogenética entre las alpacas y llamas con los *Camelidae* del Viejo y del Nuevo Mundo, se consideró que se puedan observar efectos similares entre estas especies, es así como Ríos (1989) menciona resultados parecidos en camélidos sudamericanos y sugiere la presencia de un factor presente en el plasma seminal de alpacas que es capaz de inducir la ovulación.

Adams *et al.* (2005) documentó la existencia de un potente factor en el plasma seminal de alpacas y llamas que aumenta los niveles de LH circulantes e induce la ovulación.

Así es como actualmente este “factor inductor de la ovulación” que está en el semen ha sido determinado, este factor es de naturaleza proteica y posee una masa molecular de 14KDa, y una cadena de 12-23 aminoácidos, y genera un efecto luteotrópico (Chen *et al.*, 1985, Ratto *et al.*, 2012). De igual modo, en alpacas la ovulación puede ser inducida por el semen de alpaca y bovino al ser administradas intravaginalmente (Ríos, 1989). Por otro lado en llamas, la aplicación plasma seminal por vía intramuscular de alpacas y llamas produce la ovulación; el plasma seminal de toro lo produce en una baja proporción.

Con respecto a las ovulaciones espontáneas, se ha reportado en alpacas y llamas la existencia de este tipo de ovulaciones en un 3.5% ante folículos preovulatorios con una medida superior a 6mm (Bravo y Sumar, 1989). Suele producirse en caso de manejo del tracto reproductivo de la hembra en el momento de las ecografías tras rectales y por contacto físico entre machos y hembras. Además, las hembras que fueron montadas por machos vasectomizados o con mandil, tienden a ovular. Por otro lado, la ovulación se puede desencadenar cuando hembras montan a otras hembras. A su vez, los ruidos guturales y/o la presencia de los machos inducen la ovulación. A su vez, se ha reportado hasta un 5% de ovulación espontánea (Bustanza, 2001).

Para especies de ovulación inducida como espontánea, la descarga de la LH determinará el inicio de la ovulación (Hafez, 2002). El tamaño del folículo dominante condiciona a la descarga como respuesta a la copula (Bravo *et al.*, 1991).

El neuroléptico clave es la hormona liberadora de gonadotropinas o GnRH que controla en todas las especies vertebradas, la función reproductiva. La copula genera señales somatosensoriales, las cuales producen que las neuronas noradrenergicas del encéfalo y del cerebro medio se activen, dando lugar en los animales de ovulación inducida como es el caso de llamas y alpacas, el principal mecanismo de liberación preovulatoria de GnRH.

El folículo dominante produce estradiol y cuando alcanza su nivel máximo en el plasma, estimula al hipotálamo para que libere pulsos crecientes de GnRH, lo cual irá incrementando gradualmente la liberación pulsátil de LH llegando a un nivel muy alto llamado “pico preovulatorio de LH” que va a generar la secreción de histamina y prostaglandina que inducen el aumento de la permeabilidad vascular de los vasos pertenecientes a la teca interna y también genera la edematización de esta

área. La teca interna empieza a secretar progesterona que induce a la acción local de la colagenasa que debilita la túnica albugínea que esta alrededor del ovario, una vez producido el “pico de LH”. Por otro lado, la producción de  $PGF2\alpha$  también es estimulada por el pico de LH, ello genera que la musculatura lisa del ovario se contraiga y provoca a través de las células de la granulosa, la liberación de sus lisosomas que irán dañando el tejido conectivo aún más, el cual cubre la zona del ápex folicular. De esta manera se producirá la ruptura de la pared folicular y la expulsión del ovocito posterior (Richards, 2002).

Se ha observado el incremento de las concentraciones de LH como respuesta a un reflejo neuroendocrino después de darse la copula entre 15 a 40 minutos, dicho estímulo fue desencadenado debido a estímulos neuronales que involucrarían la estimulación de la cervix al momento de la penetración, el contacto físico y los sonidos emitidos por el macho (Fernandez Baca *et al.*, 1970b).

A las 2 o 3 horas de la monta se presenta el máximo pico de LH que es un aproximado de 3-8 ng/ml; regresando a su nivel inicial a las 7 a 12 horas de 0,96 ng/ml (Aba y Forsberg, 1999; Bravo *et al.*, 1992) citados por (Sánchez, 2017).

#### 2.2.6 Cuerpo lúteo

Realizado el proceso de ovulación, se empieza a dar la organización funcional y estructural del cuerpo lúteo debido a la actividad de la LH, donde las células de la teca generan células luteales pequeñas al luteinizarse, también se da la luteinización e hipertrofia de las células de la granulosa formándose así las células luteales grandes. Ante el estímulo de la LH, las células luteales pequeñas incrementa la secreción de progesterona al activar la proteína quinasa A vía segundo mensajero. Los receptores para la  $PGF2\alpha$  se encuentran en las células luteales grandes (Niswender *et al.*, 2000).

Ambas células son responsables de secretar progesterona; siendo las células de la granulosa más predominantes que las de la teca, estas contribuyen de manera significativa en la organización de la estructura lútea, además de estas células también se da la formación del sistema vascular que servirá de soporte al crecimiento y diferenciación tisular (Hafez, 2002).

La función principal del cuerpo lúteo es la producción de progesterona que prepara al útero para el inicio y mantenimiento de la gestación y, a su vez, ejerce un efecto inhibitorio a nivel hipotalámico e hipofisiario bloqueando la secreción de GnRH y gonadotropinas.

A los 5 días posteriores a la copula, se da el desarrollo del cuerpo lúteo (2 a 4 días después de la ovulación), desarrollándose en el sitio donde se dio la ovulación (Sumar y Bravo, 1991), además se iniciara la producción de progesterona, la cual se elevara entre 4 y 6 días posteriores al coito (Aba *et al.*, 1995) y llegara a su máximo diámetro (10 a 14mm) 8-9 días siguientes a la monta o post inyección de hCG, su máxima producción de progesterona es de 4,5ng/ml aproximadamente en un rango de  $4,41 \pm 0,36$ ng/ml (Aba *et al.*, 1995). Según los autores, la presencia de una concentración de progesterona (P4) mayor a 0,32nmol/l en alpacas (Sumar *et al.*, 1988a) o 2ng/ml en llamas (Adams *et al.*, 1991), refleja actividad luteal. En caso no se produzca gestación, los niveles de progesterona descienden los días 10 y 12, como consecuencia las hembras pueden ser sexualmente receptivas en 12-14 días después del coito (Adams *et al.*, 1991).

El eje hipotálamo hipofisiario de la alpaca es sensible al efecto inhibitor que produce la P4, posterior a la ovulación, se dan días de receptividad sexual que se cree sería debido a que la secreción del cuerpo lúteo de los niveles de P4 son limitados para desempeñar el efecto inhibitorio (Leyva y García, 1999a).

Las alpacas en gestación presentan un comportamiento parecido hasta el día 8, pero alrededor del día 13 se produce una declinación que entre el día 18 y 23 se logra recuperar los valores (Aba *et al.*, 1995). De haber preñez se mantendrá durante toda la gestación, el cuerpo lúteo.

Las oleadas de crecimiento folicular no son detenidas por la existencia de un cuerpo lúteo funcional, por ello días cercanos a la ovulación se desarrolla un folículo dominante nuevo; aunque la elevada concentración de P4 circulante, disminuye el crecimiento de los folículos de modo que se reduce el diámetro obtenido por el folículo dominante y el número de folículos que empiezan su crecimiento.

El cuerpo lúteo (CL) se detecta por palpación rectal o ultrasonografía directamente según Adams *et al.* (1991) y de manera indirecta a través de progesterona plasmática (Bravo *et al.*, 1990b). Con respecto a llamas, el cuerpo lúteo es detectable por ecografía de 3 a 4 días después de la monta, observándose una estructura de ecogenicidad media con presencia de un area central muy ecogenica. A su vez se ha observado por ultrasonografía como el CL logra su mayor tamaño en los

días 5,9 (13mm) y 21,4 (16mm) después de la ovulación tanto en hembras no gestantes y en gestación respectivamente; dándose en el día 8 post ovulación, una caída de progesterona tanto para preñadas como no preñadas, la cual reestablece en gestantes después del día 10 (Adams *et al.*, 1991). Entre los días 8 y 18 posteriores a la ovulación, existe una reducción breve en las cantidades de progesterona en llamas y alpacas preñadas (Aba *et al.*, 1995).

Alpacas que no preñaron pero ovularon, entre los días 9-12 posteriores a la ovulación se da la luteolisis (Fernandez Baca *et al.*, 1970c). La regresión se completa alrededor del día 18, teniendo así una duración de vida comprendida entre 8 y 9 días (Adams *et al.*, 1989; 1990; Sumar y Bravo, 1991; Sumar *et al.*, 1988a). La concentración de progesterona disminuye entre el primer y el tercer día previo al comienzo de la regresión de la forma del cuerpo luteo, disminución que se asocia a un aumento de PGF<sub>2</sub> de origen uterino (Aba *et al.*, 2000). Este incremento de la secreción de PGF<sub>2</sub> alcanza picos de valores altos; el incremento suele ser lento en preñadas, no obstante el día 24 se observaron valores notablemente altos en relación a los registrados al cuarto día. Leyva y García (1999b) demostraron que a los 4 días de iniciada la fase luteal inducida, al administrar prostaglandina exógena se veía afectada la continuidad del CL, por lo que se sugiere que en camélidos, la PGF<sub>2</sub> es el agente luteolítico.

Se ha descrito un mecanismo de luteolisis específico en las hembras de alpacas y sería local a nivel del cuerno derecho, lo que significa que solamente el cuerpo luteo situado en el ovario derecho sería abarcado; mientras la actividad del cuerno uterino izquierdo sería local y sistémica y quiere decir que la PGF<sub>2</sub> sintetizada por este cuerno afecta ambos cuerpos luteos ubicados sobre los ovarios izquierdo y derecho (Fernandez Baca *et al.*, 1979; Del Campo *et al.*, 1996). Las diferencias son explicadas por la desigualdad en la vascularización entre los dos cuernos ya que la arteria uterina derecha es más desarrollada e irriga igualmente al cuerno izquierdo y a la inversa, la vena uterina izquierda no irriga el cuerno derecho.

La monta puede inducir la luteinización del folículo que se halla al comienzo de la fase de regresión; este folículo luteinizado regresiona más rápidamente, entre 5 a 7 días, que el cuerpo luteo, 10 a 12 días (Sumar y Bravo, 1991). A los 5 días posteriores a la ovulación, la conducta que muestra a la hembra receptiva al macho está ausente y no dándose durante la permanencia activa del cuerpo luteo; este involuciona a partir del día 12 post ovulación, si no ocurre fertilización y retorna la receptividad al macho (Fernandez Baca, 1971).

La pseudopreñez no ha sido descrita entre los camélidos sudamericanos (Sumar, 1988b; Fernandez Baca, 1993); sin embargo, se ha observado un cuerpo luteo persistente que va desde el 56° hasta el 134° día en que la ausencia de gestación ha observada (Adams *et al.*, 1989).

El cuerpo luteo es necesario para la supervivencia del feto hasta el parto; su retiro o regresión, causa aborto o parto prematuro en las siguientes 24 horas (Sumar y Bravo, 1991).

### 2.2.7 Gestación

La duración de la gestación en alpacas tiene un promedio de 341 días para Huacayas y 345 días para Suris y en llamas  $346 \pm 8$  días (327 a 357 días), y no se ha observado ninguna influencia del número de parto o el sexo de la cría sobre la duración de la gestación (Hafez, 2002).

Los espermatozoides en las alpacas, luego de la copula se mantienen en los cuernos uterinos durante las primeras 12 horas, posteriormente un porcentaje mayor de 90, se dirige hacia la unión utero-tubal y el istmo, lugar donde se da la fertilización y es el reservorio principal de espermatozoides en esta especie y donde permanecen incluso por 30 horas (Bravo *et al.*, 1996).

Una vez que se produce la fecundación, es rápido el consiguiente desarrollo del embrión, pues al cuarto día posterior a la copula, embriones que poseen hasta 8 células pueden ser hallados (Bravo *et al.*, 1996). Entre el quinto o sexto día posterior a la ovulación, los embriones llegan al cuerno uterino como blastocistos recién eclosionados o en forma de blastocitos en eclosion, luego empiezan a extenderse entre los días 9 y 10, luego un contacto cercano entre el endometrio y el trofoblasto se genera durante el doceavo día de preñez (Tibary, 2001).

La implantación del embrión inicia el día 14 después de la ovulación y se origina en el cuerno uterino izquierdo, después se prolonga hacia el cuerno uterino derecho, pese a ello, las interdigitaciones formadas entre el trofoblasto (embrión) y las células epiteliales del endometrio aparecen solo en el cuerno izquierdo cercano al embrión. Se sugiere que estas zonas podrían estar involucradas en el proceso de reconocimiento maternal de la preñez e intercambio gaseoso entre la madre y el feto. Oliveira *et al.* (2003) señala que en alpacas, el blastocisto en el día 15, se encuentra en el lumen uterino de manera libre, y en los días 22 a 26 de preñez, se observa áreas de contacto y adhesión por complejos de interdigitación del trofoblasto a la zona del útero materno.

Tanto el trofoblasto como el endometrio poseen zonas de contacto que presentan una capa altamente glicosilada, dicha capa estaría relacionada con el proceso de adhesión. Hay investigaciones sobre una alta actividad biosintética e intercambio de nutrientes y gases en ambos sentidos, a pesar de que aún las áreas específicas de intercambio no han sido demostradas (Oliveira *et al.*, 2003).

Células binucleadas y multinucleadas conforman el trofoblasto en alpacas, que se van incrementando en número conforme la gestación avanza aunque no se conoce su función (Oliveira *et al.*, 2003). Dichas células posiblemente estarían involucradas con la secreción de factores de crecimiento y citoquinas necesarias para los procesos de implantación y placentación. El trofoblasto se encuentra rodeado por tejido conectivo extraembrionario para el día 30 de gestación, dicho tejido se encuentra bien vascularizado para el día 45, indicando la formación placentaria.

La placenta de los camélidos es difusa epiteliocorial, al igual que los equinos y porcinos, y a diferencia de los rumiantes, no posee cotiledones como zonas específicas de fijación. Las depresiones presentes en la mucosa uterina se unen a sus correspondientes proyecciones semicirculares proveniente del epitelio del corion (Fowler, 1989).

Durante la gestación se aumenta la curvatura ventral de los cuernos y disminuye el tono uterino. Existe una membrana fetal extra solamente en camélidos, la cual proviene de la epidermis y reviste en toda su extensión al feto, adheriéndose en las mucosas de los labios, ojos, nariz, ano, vulva y prepucio. Esta membrana tiene una función aún desconocida, pero podría realizar al momento del parto, un papel lubricante de modo que facilitaría la salida del feto, puesto que la cantidad de fluidos en estas especies es limitada (Fowler y Olander, 1990).

Se observó que casi en su totalidad, la zona de implantación del embrión es en el cuerno uterino izquierdo, aunque no se ha encontrado ninguna diferencia en la ovulación entre ambos ovarios; lo cual sugiere que los embriones originados en el cuerno uterino derecho se dirigirían al cuerno izquierdo para poder implantarse (Sumar, 1997).

Las razones de la migración no se conocen exactamente, al respecto la diferente actividad de luteolisis en los dos cuernos uterinos podría ser una razón, pues es sistémica en el izquierdo y solo local en el derecho (Fernandez Baca *et al.*, 1979), por ende la acción luteolítica del lado izquierdo queda contrarrestada al implantarse el embrión en el cuerno uterino izquierdo (Fernandez Baca,

1993). Al parecer post servicio en el día 21, se completaría la implantación del embrión en el útero (Fernandez Baca, 1971).

Durante toda la gestación tanto en llamas como alpacas, el CL es indispensable y la aplicación de prostaglandina F2 $\alpha$  o de sus semejantes producirían a las 24 a 72 horas la interrupción de la gestación en cualquier etapa en que se encuentre (Sumar, 1988b).

La detección del aumento de progesterona a nivel sanguíneo en alpacas, se origina entre el octavo y onceavo día, observándose una disminución momentánea en el tamaño del cuerpo lúteo, el cual después retorna gracias al reconocimiento maternal de la preñez, manteniéndose elevadas los niveles plasmáticos de P4 hasta en 14 días previos al parto, cuando inician decreciendo (Novoa y Leyva, 1996) es así que durante toda la gestación, la progesterona mantiene una concentración mayor a los 2ng/ml a nivel sanguíneo, con pequeñas fluctuaciones y con una disminución leve en las dos últimas semanas de preñez, a pesar de ello, 24h previas al parto, la progesterona cae abruptamente (Aba *et al.*, 1998). Durante la preñez, la progesterona es muy importante debido a que induce la ausencia de movimiento del miometrio, pues bloquea la inducción de receptores  $\alpha$ -adrenérgicos de E2 que al ser estimulados generan contracciones, también favorece la proliferación de las células del endometrio para sobrellevar la implantación del embrión y el desarrollo hasta el término del feto (Hafez, 2002). El sexo del feto se puede detectar entre los 55 a 60 días de gestación, debido a que los genitales externos son claramente diferenciados para este tiempo (Fernandez- Baca, 1971; Bravo y Varela, 1993).

#### 2.2.8 Reconocimiento maternal de la preñez

No se conoce como sucede en camélidos, el reconocimiento maternal de la preñez pero se sabe que el 98% de las gestaciones se ubican en el cuerno uterino izquierdo pese a que en ambos ovarios se pueda presentar el cuerpo lúteo y que los embriones tengan que migrar al cuerno izquierdo pese a inicialmente estar en el cuerno, por lo que se infiere que existiría un mecanismo capaz de controlar la luteólisis en los camélidos a diferencia de los rumiantes.

En otras especies como el porcino, vacuno, ovino y equino; el embrión y sus membranas (conceptus) son los que producen prostaglandinas, esteroides y proteínas, entre otros agentes que pueden desempeñar un rol en el establecimiento y mantenimiento de la preñez, teniendo la protección del cuerpo lúteo de la acción luteolítica durante este proceso. Es así como en vacunos y ovinos, el reconocimiento maternal de la preñez involucra la producción de proteínas interferón tipo

1 por parte del conceptus, de modo que suprime el desarrollo de los niveles de oxitocina y el desarrollo de episodios luteolíticos por la prostaglandina  $F2\alpha$ ; en vacas, en el día 16 de gestación ocurre el reconocimiento maternal de la preñez y en ovinos se da entre el doceavo y vigésimo segundo día de preñez (Bazer *et al.*, 1986).

En la cerda, el reconocimiento maternal de la preñez se da entre el onceavo y dieciseisavo día de gestación, donde esta involucrada la generación de estrógeno (estrona) por el conceptus, esta hormona produce un efecto contra la luteolisis dando como resultado la retención de la prostaglandina  $F2\alpha$  en la luz del útero (Bazer *et al.*, 1986). En cuanto al camello, cuando se incubaron membranas extra-embrionarias en embriones de 8 a 22 días después de la ovulación, obtuvieron que estas producían proteínas diferentes a las del ovino o bovino, más cuando había una gran actividad aromataza con la generación de estradiol  $17-\beta$ , dando lugar la señal para que se mantenga la función luteal originada por los estrógenos. El reconocimiento maternal de la preñez estaría dado por la síntesis de estrógeno por el embrión (Skidmore *et al.*, 1997).

Para que se genere el reconocimiento maternal de la gestación en camélidos deben emitirse señales entre el noveno y decimotercer día de gestación para neutralizar el efecto de luteolisis que genera la  $PGF2\alpha$ . Entre los días 7 y 15 de gestación, Powell *et al.* (2007) demostraron que la producción de cantidades crecientes de  $17\beta$ - estradiol en blastocistos de llama, lo cual se eleva entre los días 11 y 13, justo cuando el blastocisto varía su forma oval a alargada, también momento en que se produce la luteolisis, de manera que pueda ser la parte inicial para que se genere el reconocimiento maternal de la gestación en las alpacas y llamas.

El estradiol producido por los blastocistos de los camélidos podría estar relacionado con el desplazamiento del embrión al cuerno uterino contrario, al generar un aumento de las contracciones miométricas locales. En el mismo estudio demostraron que al aplicar diariamente de 10mg de benzoato de estradiol entre el séptimo y quinceavo día, se produce un atraso en el proceso de luteolisis y la secreción constante de progesterona, por ello se cree que la secreción de estradiol sería la señal en llamas y alpacas para el reconocimiento maternal de la preñez.

#### 2.2.9 Mortalidad embrionaria

En muchas especies domésticas, la disminución de la capacidad reproductiva está relacionada entre otros factores a la mortalidad embrionaria, siendo en camélidos sudamericanos esta pérdida embrionaria más alta (Fernandez Baca *et al.*, 1970d).

En el tercer día después de la copula, más del 85% representan los índices de fertilización en alpacas y en los días 21 a 31 de gestación se observa un 35%, mostrando así una merma embrionaria en los 30 días iniciales de preñez de aproximadamente 50% (Fernandez Baca, 1971).

Aun no se conoce adecuadamente los diversos causantes del elevado número de pérdidas embrionarias. Sin embargo, se atribuye a desbalances hormonales, restricción alimenticia, ambiente externo, factores inmunológicos, entre otros, como los más relevantes, sin presencia de infección del aparato reproductor (Sumar, 1997).

La nutrición tiene una consecuencia directa sobre el desarrollo embrionario temprano y la calidad del oocito bovino ya que repercute en la manifestación de patrones genéticos que dan lugar a factores dentro del folículo que intervienen en el proceso de maduración del oocito bovino (Webb *et al.*, 1999). Huanca (1997) señala al desbalance nutricional como causa de mortalidad embrionaria en camélidos sudamericanos; pese a no ser considerada una razón principal en esta especie.

Se demostró que hembras que no lograron generar un feto viable, no están completamente impedidas de gestar y llegar a parir si vuelven a copular (Novoa, 1970).

Sumar (1997) señala una hipótesis planteada, aun no demostrada que indica si en el estadio de regresión o crecimiento se genera copula, se produciría la fertilización y ovulación, pero no prosperaría posteriormente el cuerpo lúteo, talvez por la reducida liberación de LH, dándose así la mortalidad embrionaria temprana; pero varias literaturas endocrinológicas y fisiológicas indican que folículos en estado de regresión, esto es atresicos con una alta concentración de testosterona no serían sensibles al proceso de ovulación (Hafez, 2002); en tanto si en la fase de maduración se produce la copula, el cuerpo lúteo funcionara de manera óptima. Con liberación mayor de LH, habría una mayor estimulación en hipófisis que fortalecería el desarrollo y establecimiento del CL para la liberación adecuada de P4 (Leyva y Garcia, 1999a).

Entre el octavo y onceavo día, se genera una reducción de la concentración de progesterona, y también una disminución del tamaño del cuerpo lúteo y además el momento en que se da el reconocimiento maternal de la preñez estaría relacionado también con la mortalidad embrionaria en alpacas (Sumar, 2000).

La migración de embrión del cuerno derecho al cuerno izquierdo parece ser una ocurrencia común en alpacas. Esto sugiere que podría haber una variación en el ambiente uterino para el desarrollo embrionario entre un cuerno y otro, siendo el cuerno izquierdo el preferido para que la

gestación progrese. Al parecer el ovario derecho se vuelve dependiente de factores extraovarios durante los estadios tardíos de la gestación, lo cual se asocia a un mecanismo luteolítico en el cuerno uterino derecho más efectivo, por lo cual los embriones deberían migrar al cuerno uterino izquierdo para sobrevivir, la ausencia del embrión en el cuerno derecho puede conducir a regresión en el ovario derecho del cuerpo lúteo resultando a la larga en la muerte embrionaria.

## 2.3 Requerimientos nutricionales en camélidos

### 2.3.1 Energía

La energía ha sido el componente nutricional más intensamente estudiada, relacionada al desarrollo reproductivo.

Los extremos del consumo de energía, expresados en una condición corporal obesa o delgada, repercuten negativamente durante el ciclo de la fertilidad, desde la pubertad hasta la ciliencia del postparto (Van Saun, 2008). Es así como un inadecuado consumo de energía (Balance de energía negativo) induce a consecuencias adversas, afectando la salud animal y su desempeño. Efectos inmediatos de la deficiencia de energía se manifiestan como baja producción de leche en animales en lactación o una ganancia diaria lenta en animales en crecimiento, mientras tanto la respuesta inmune disminuye, lo cual puede ser visto en algún animal que carezca de energía. Estas consecuencias podrían ser reconocidas antes de cambios obvios en medidas de peso o condición corporal. Deficiencias de energía más severas o prolongadas son cuantificadas por una marcada reducción en peso o condición corporal y caracterizada por grandes discapacidades en el crecimiento, producción, salud (gran susceptibilidad de enfermedades), y capacidad reproductiva (retraso de la pubertad, disminución de la fertilidad).

En caso contrario cuando los requerimientos energéticos son consumidos en exceso (balance energético positivo) da como resultado una deposición de reserva de energía como tejido adiposo. Incrementando el peso o condición corporal directamente o indirectamente, obteniendo así rangos progresivos de obesidad, lo cual conlleva a riesgos en la salud asociados a enfermedades musculoesqueléticas, metabólicas y reproductivas (Cebra *et al.*, 2014).

En relación a los requerimientos energéticos, Engelhardt y Schneider (1977) citado por Fernandez-Baca (1991), usaron la técnica de balance de carbono con llamas y estimaron que el requerimiento de mantenimiento de energía metabolizable era  $61.2 \text{ kcal/kg W}^{.75}$ , un valor menor que  $98 \text{ kcal/ kg W}^{.75}$  que es para ovejas. Carmean *et al.* (1992), obtuvo que el valor de requerimiento de energía metabolizable para llamas era  $84.5 \text{ kcal/kg BW}^{.75}$ . Estas diferencias entre estos estudios podrían ser explicadas por las diferentes metodologías usadas para medir el balance energético y las dietas (Van Saun, 2005).

Por otro lado, las llamas especialmente durante un consumo reducido de alimento, tienen un menor metabolismo basal que ovejas y cabras en condiciones similares. Las llamas pueden reducir su gasto de energía desde  $61 \text{ kcal/kg W}^{.75}$  durante el periodo de control a  $52 \text{ kcal/kg W}^{.75}$  durante restricción del alimento, lo cual es más bajo que el rápido metabolismo de rumiantes avanzados (Schneider *et al.*, 1974) citado por San Martin y Bryant (1989).

Trabajando con alpacas (tuis de 1 año de edad) que se encontraban en un sistema de estabulación durante 70 días, reportaron requerimientos de mantenimiento de  $71 \text{ kcalEM/kg PV}^{.75}$  (Fernandez-Baca, 1991) y  $\text{EMm} = 71 \text{ kcal/ W}^{.75}$ . Esto sugiere que las necesidades energéticas para la ganancia de peso vivo y el mantenimiento para alpacas en crecimiento serían menores que los requerimientos para los ovinos (Bustinza, 2001).

Es importante tener en cuenta que estas preliminares estimaciones de requerimientos energéticos en los Camélidos Sudamericanos han sido realizadas en condiciones de estabulación, condiciones que son extrañas a estos animales que pasan considerable tiempo buscando y seleccionando sus alimentos en condiciones de pastoreo. Por ello, debido a la mayor actividad muscular durante el pastoreo, los requerimientos de mantenimiento deben incrementar considerablemente. Se señala que el consumo energético de mantenimiento en mamíferos sometidos a condiciones de alimentación bajo sistema de pastoreo podría aumentar de 25 a 50%, con respecto a lo observado en animales bajo condiciones de estabulación (San Martin y Bryant, 1987). Este aumento estaría condicionado por factores tales como: temperatura del medio ambiente, carga animal, desplazamiento del animal en búsqueda de alimento, agua o refugio, entre otros factores.

### 2.3.2 Carbohidratos

Los carbohidratos son una gran fuente de energía para la dieta de los Camélidos Sudamericanos. La fuente de energía primaria para estos animales son los ácidos grasos volátiles como resultado de

la fermentación microbiana de estos carbohidratos, así tenemos al acetato, butirato y propionato como los productos finales primarios disponibles para la utilización como energía del animal.

Los camélidos sudamericanos están bien adaptados en consumir dietas predominantemente de carbohidratos estructurales o fibrosos que al ser fermentados brindan mayor cantidad de acetato y butirato, los cuales se oxidan en los tejidos para ser utilizados como energía o son convertidos en grasa (Cebra *et al.*, 2014).

### 2.3.3 Proteína

Las proteínas son esenciales compuestos orgánicos que comprenden cadenas de aminoácidos y difieren de los carbohidratos en que contienen aproximadamente 16% de nitrógeno.

Reiner *et al.* (1987), indican que el contenido proteico de la dieta desmejora en la época seca y se incrementa en la época lluviosa, siendo la deficiencia proteica más marcada en el Altiplano.

Bajo condiciones de balance energético negativo, los animales podrían metabólicamente utilizar aminoácidos como un sustrato para la gluconeogénesis en un esfuerzo para mantener la disponibilidad de glucosa para el soporte de los tejidos dependientes de glucosa, desarrollo fetal y producción de leche (Cebra *et al.*, 2014).

Los requerimientos proteicos estimados son de 3.5g de proteína cruda/kg, lo cual es un valor menor que los estimados para ovinos y vacunos. Otros sugieren la estimación de los requerimientos para proteína cruda que es 31g de proteína cruda/Mcal energía digerible. A su vez el nitrógeno digerible y proteína digerible requeridos por la alpaca fue estimado en 0.38 y 2.38 g/kg PV<sup>.75</sup>, respectivamente. Este último valor de proteína digerida es inferior a los señalados para ovinos, vacunos y cabras, siendo para este ultimo 2.80g/kg PV<sup>.75</sup> (Bustinza, 2001). Esta menor demanda proteica en CSA puede deberse, en cierto modo a la habilidad que poseen de reciclar y reutilizar la úrea corporal para la formación de proteína microbiana con eficiencia extrema, sobretodo en porciones de baja calidad (Hinderer y Engelhardt, 1975; Engelhardt y Schneider, 1977; Engelhardt y Heller, 1985) citados por (Fernández Baca, 1991).

### 2.3.4 Grasas

Las grasas no son una fuente significativa de energía para los Camélidos sudamericanos, ya que no están presentes en grandes cantidades en una dieta basada en forraje (<4% de DM).

Componentes endógenos grasos en forrajes son predominantemente forrajes compuestos de no triglicéridos y además no son fuente de energía para el animal. Información acerca de grasa en la dieta de camélidos sudamericanos es inexistente, así que es necesaria la extrapolación de prácticas alimenticias de otros rumiantes.

La eficacia de alimentarse con fuentes de grasa inerte para camélidos sudamericanos, actualmente es desconocida. La cantidad de suplemento de grasa vegetal depende de la composición de la dieta donde las dietas basadas en forrajes son las más adversamente afectadas por suplementos de grasa comparados con dietas con alta cantidad de granos. Un rango de suplementación de 3% o menos (DM) para fuente de grasa vegetal para dietas con alta cantidad de forraje es recomendado (Cebra *et al.*, 2014).

#### 2.4 Efecto de la nutrición en la reproducción

La nutrición es uno de los factores más importantes y controlables de manejar, los cuales influyen en la reproducción. Varias interacciones entre nutrición y reproducción han sido sujeto de numerosos estudios en el vacuno y vacas lecheras.

Montones de investigaciones han mostrado la crítica naturaleza del estado de la proteína y energía, ya sea antes o después del parto en el desarrollo reproductivo.

La nutrición no solo tiene un efecto directo sobre el desempeño reproductivo, pero esto también puede incrementar la susceptibilidad a enfermedades infecciosas y metabólicas, debido a aberrantes alteraciones fisiológicas e inmunológicas cercanas al momento del parto.

Se conoce que las deficiencias nutricionales o excesos podrían impedir un desarrollo anatómico (pubertad, crecimiento embrionario o fetal), producción de hormonas (ciclicidad, preñez, mantenimiento), altera la respuesta inmune (condicional a enfermedad, viabilidad fetal y neonatal) o directamente afecta la función reproductiva (foliculogénesis, ovulación, función del cuerpo lúteo).

Al valorar como un todo, las distintas etapas de producción de crianza de llamas y alpacas, la calidad forrajera y disposición durante las estaciones del año, se hace factible reconocer fases en las que pobremente son cubiertas la parte nutricional de estos camélidos. Entre esta fases tenemos al destete en los meses de setiembre y octubre, y el tercio final de la gestación que generalmente abarca los meses de setiembre, octubre, noviembre y diciembre (San Martín, 1996). Los altos requerimientos nutricionales del animal en esta etapa productiva aunada a la escasa oferta forrajera,

dan como resultado un desarrollo fetal pobre que posteriormente se convierten en pesos de la cría bajos al nacer. Debido a esto, los pesos de las crías nacidas en enero donde inicia la época de lluvia son reducidos con respecto a las crías nacidas durante abril que es el fin de época de lluvias.

Estos pesos bajos disminuyen el porcentaje de que las crías recién nacidas sobrevivan (Ameghino y De Martini, 1991); asimismo, por la correlación positiva entre el peso al nacer y peso al ser destetado, probabilidades de que al primer servicio obtengan un peso óptimo las crías hembras, son menores. Durante el último periodo de gestación, alpacas con una mejor nutrición aparte de tener crías con pesos adecuados al nacimiento, también su actividad reproductiva será mejor; basado en lo anterior, Sumar y Rojas (1994) citado por San Martín (1996), proponen aplazar a fines de la época de lluvia, el periodo de empadre con el objetivo de que las alpacas aprovechen estratégicamente el forraje disponible durante su último periodo de gestación, y de esta forma permita confluir la gran oferta de pastura con la altísima demanda del camélido durante este último periodo de gestación.

## 2.5 Fluido folicular

### 2.5.1 Importancia del contenido folicular

El fluido folicular es un componente avascular dentro del ovario del mamífero, apartado del estroma perifolicular por la pared del folículo que constituye una “barrera folículo-sangre”. Consiste de transudado de plasma y secreciones de las células foliculares (Mishra *et al.*, 2003) estas sustancias están relacionadas a la actividad metabólica de estas células (Gerard *et al.*, 2002). Esta actividad metabólica junto con las propiedades de la barrera folículo-sangre están cambiando significativamente durante la fase de crecimiento y expansión de cada folículo (Wise, 1987).

El líquido folicular es relevante en la fisiología del ovario, debido a que forma el ambiente bioquímico del ovocito antes de la ovulación. Como el ovocito y las células de la granulosa crecen y maduran en un ambiente bioquímico, el cual cambia desde folículos pequeños a grandes, los metabolitos, iones y características enzimáticas del fluido folicular y folículos u oocitos desarrollados están altamente correlacionados (Iwata *et al.* 2006) citado por (Albomohsen *et al.*, 2011).

El fluido folicular tiene diferentes funciones relacionadas al ovocito como el mantenimiento del arresto meiotico, protección contra la proteólisis, extrusión durante la ovulación, mejora la atracción del espermatozoide, motilidad y reacción acrosomica (Orsi *et al.*, 2005). Por otro lado, la composición del fluido folicular puede ser usada como una guía provisional para formular adecuados medios de cultivo para cultivo celular *in vitro* y maduración del ovocito en especies particulares (Gerard *et al.*, 2002) debido a que las cantidades de esteroides, proteínas, mucopolisacáridos y carbohidratos son variables durante el crecimiento del folículo.

En vacas post parto se ha demostrado que debido a la relación cercana entre el fluido folicular y niveles de suero de ciertos metabolitos, cambios metabólicos en concentraciones del suero podrían ser reflejados en el fluido folicular y por lo tanto puede afectar la calidad de ambos, el ovocito y células de la granulosa (Leroy *et al.*, 2004). Es necesario para determinar las concentraciones fisiológicas de los metabolitos más comunes en el fluido folicular de diferentes tamaños de folículos y para investigar que niveles de extensión de suero y fluido folicular están relacionadas (Albomohsen *et al.*, 2011).

#### 2.5.2 Composición bioquímica del contenido folicular

Conocer los componentes del fluido folicular constituye una prueba de algunas exigencias en la nutrición del ovocito. Los constituyentes del fluido folicular son considerados como un factor de regulación en el desarrollo folicular y estereidogenesis (Deka *et al.*, 2014).

Los componentes del fluido folicular cambian conforme crece el folículo, es así como el fluido de los folículos dominantes nos sirve como muestra de calidad y permiten conocer la fase de desarrollo del ovocito, por medio de la existencia de sustancias provenientes del metabolismo de las células que lo conforman; ello nos brinda necesidades de requerimientos de las células y podría emplearse como pauta en la elaboración de medios adecuados para cultivo de células (Gerard *et al.*, 2002). En alpacas, los componentes del fluido folicular tienen escasa variación entre las diversas etapas de crecimiento, dichas cualidades son parecidas a diferentes especies que se han estudiado, por ello, los folículos secundarios podrían ser usados como fuente de fluido folicular (Pacheco y Coila, 2007).

La composición del fluido folicular ha estado bajo intensa investigación en tiempos actuales en una oferta para incrementar conocimiento del desarrollo folicular, maduración del oocito y atresia

folicular (Deka *et al.*, 2014). Algunos estudios *in vitro* han mostrado que los metabolitos tales como glucosa (Hashimoto *et al.*, 2000), urea (De Wit *et al.*, 2001) y B- hidroxibutirato (Gomez, 1997) pueden influenciar la competencia de ovocitos bovinos para madurar y después de la fertilización, para crecer al estado de blastocisto. En yeguas, el estado de desarrollo folicular se ha mostrado significativamente afectado por glucosa, proteínas totales, magnesio, colesterol, estradiol y contenido de progesterona (Collins *et al.*, 1997).

La glucosa juega un importante rol en el metabolismo ovárico porque esta es la principal fuente de energía para el ovario, posiblemente metabolizado por el ovario mediante vías anaeróbicas, dirigido a la formación de lactato. Según Leroy *et al.* (2004) en vacas lecheras, la concentración de glucosa incrementa como incrementa el diámetro del folículo.

Los niveles de glucosa hallados son parecidos en ambas etapas de crecimiento (Orsi *et al.*, 2005) a pesar de observarse una ligera reducción de folículos secundarios a preovulatorios, lo cual podría relacionarse a la función detrimental de la glucosa que se produce durante la capacitación de los espermatozoides.

De acuerdo a la concentración de aminoácidos en el fluido folicular dominante es afectado por el estado del ciclo estral; en cambio, las concentraciones de piruvato y glucosa se ha mostrado que no son afectados por la dominancia del folículo (Orsi *et al.*, 2005).

Se halló que la proteína en más del 50% está conformado por albumina, proteína muy relevante en el procedimiento de capacitación de los espermatozoides (Aitken, 1997). La concentración de albúmina aumenta levemente en fases preovulatorias en fluido folicular perteneciente a alpaca, lo cual señalaría que la albumina cumpliría una rol importante en la maduración y preparación de los gametos previo a la fertilización.

Los lípidos totales decrecen en cantidad conforme los folículos crecen y se vuelven preovulatorios, esto indicaría que parte del colesterol estaría disminuyendo debido a la conversión en hormonas esteroideas y estas aumentarían su progreso hacia la sangre para manifestar signos externos de ser receptivas sexualmente, reduciendo así su concentración a nivel de folículos preovulatorios.

El colesterol juega un rol significativo en la fisiología del ovario, es por ello que en el fluido folicular es derivado de dos fuentes, celular de la síntesis de novo proveniente del acetato y consumo de lipoproteínas del plasma. El colesterol es el precursor de la síntesis de esteroides y el fluido folicular solo lipoproteínas de alta densidad, los cuales son derivadas desde el plasma sanguíneo que cruzan la membrana basal de las células de la granulosa (Nandi *et al.*, 2007).

## 2.6 Composición bioquímica sanguínea en Alpacas

La determinación de constituyentes bioquímicos del suero puede proveer información valiosa relacionada a nutrición, sexo, edad y estatus fisiológico del animal. Además, la valoración química sanguínea nos puede ayudar a descubrir carencias de alimento según Ben *et al.* (2003), cabe indicar que también para problemas clínicos y alteraciones metabólicas.

Estos valores bioquímicos pueden ser influenciados por diferentes factores como sexo edad, estado reproductivo, estrés y estación del año (Ben *et al.*, 2003). Así como pueden sufrir variaciones en los procedimientos de muestreo, técnicas analíticas, factores físicos, condiciones ambientales o variaciones en la crianza.

La bioquímica sanguínea es una medición y evaluación de los componentes químicos disueltos en sangre; se considera como una herramienta muy válida para el diagnóstico preciso del estado sanitario, nutricional, productivo y reproductivo del animal, si se realiza de manera oportuna se podrían detectar a tiempo el apareamiento de algunas enfermedades y/o deficiencias que no necesariamente presentan síntomas aparentes; es un análisis rápido y fácil de realizar si se cuenta con los equipos adecuados.

Existen estudios que han reportado información acerca de los parámetros bioquímicos en camélidos sudamericanos, tanto en animales sanos como enfermos, sin embargo, existe muy limitada información acerca de la composición química de la sangre de alpaca en sus distintas fases de su vida en producción (Tallacagua y Mamani, 2017).

El nivel de glucosa sanguínea refleja las condiciones nutricionales, emocionales y endocrinas del sujeto. La fuente primordial de este monosacárido en sangre se origina a partir de la degradación de carbohidratos en su alimentación, por otra parte la rapidez de ingestión y en absorción pueden ser bastante volubles, hasta en la misma especie (Couto, 2010). La gran necesidad energética de la alpaca es producto a su adaptación a la altura donde el frío, la hipoxia son factores que estimulan en

mayor requerimiento energético. Los no rumiantes tienen niveles de glucosa más altos en la sangre que los rumiantes por los que los almidones son degradados por estos y ácidos absorbidos como ácidos propiónicos (Verastegui, 1984).

Se conoce que llamas y alpacas pueden presentar hiperglucemia debido a una menor replicación de insulina y una moderada resistencia de insulina, semejante a un cuadro de diabetes; esto debido a que la eliminación de glucosa es más lenta en camélidos en contraste con la de otros mamíferos (Cebra *et al.*, 2002).

Tallacagua y Mamani (2017) mostró que la cantidad de glucosa en llamas se encuentra en un rango de  $115,17 \pm 9$  mg/dl, al evaluarse hembras y machos de 1 año. Fowler y Bravo (2010) menciona que los CSA habitualmente muestran mayor cantidad de glucosa en suero (100 a 200 mg/dl) que los bovinos (45 a 75 mg / dl). Durante muchas enfermedades digestivas, los niveles de glucosa se pueden incrementar a 200-300 mg/dl. Esto puede resultar en diagnósticos erróneos de diabetes. En la llama adulta el nivel de glucosa en plasma es de 76 a 176 mg/dL.

El colesterol es considerado como componente principal de las membranas celulares y precursor de las hormonas esteroideas y los ácidos biliares, cuando hay un déficit se puede suministrar en la dieta. El nivel de colesterol y triglicéridos en el plasma varía de acuerdo con la especie. Los cambios de los niveles de colesterol en plasma no son identificables, pero se estima que pueden ser por mal funcionamiento nutricional, intestinal, hepático, hormonal, cardíaco y los factores renales (Ramírez, 2018).

Niveles de colesterol en vicuñas machos juveniles en cautiverio en Perú reportaron niveles de  $21,69 \pm 6,5$  mg/dl alimentados con pastos silvestres, dicho valor alto se presentó debido a la dieta suministrada. Desco *et al.* (1989) citado por Couto (2010), en 30 ovejas señala un promedio de 75.4, con cantidades que fluctúan por 35. El rango propuesto para alpacas y llamas adultas, según Fowler (1998) se encuentra entre 0-128 mg/dl citado por Sigua *et al.*, 2007.

Los triglicéridos son considerados como una fuente de energía, los cuales son consumidos según las necesidades del cuerpo, si son suministrados en la dieta son hidrolizados por la enzima lipasa pancreática de los ácidos grasos, de la misma forma que el colesterol bueno o HDL, los valores de los triglicéridos varían según la especie. El papel más importante de los triglicéridos es ser sustancias de reserva, para lo cual se adaptan mejor que el mismo glucógeno incluso; además

pueden almacenarse en mayores cantidades y brindar cerca de dos veces la energía que rinden los carbohidratos en sangre (Couto, 2010).

A ciencia cierta no se puede saber cuál es el motivo de la variación de los niveles de triglicéridos en sangre pero se puede suponer que se debe a efectos nutricionales, intestinales, hepáticos, hormonales, cardiacos, y los factores renales (Evans, 2009).

Según Kraft (1998) citado por Siguan *et al.* (2007), los valores encontrados en alpacas son inferiores a los encontrados en rumiantes y no rumiantes (hasta 50mg/dl, equino; 50-100mg/dl, perro; 50-100 mg/dl, gato; 15-45 mg/dl, bovino). Los valores de triglicéridos encontrados en alpacas varían según la época del año: seca y húmeda, habiéndose determinado valores de:  $8,8 \pm 5,2$  mg/dl y  $13,7 \pm 3,4$  mg/dl respectivamente. En alpacas adultas se registraron valores de 97 mg/dl con variaciones de 58,7 a 106,7 mg/dl, además presentaron diferencias por el sexo en machos de: 45,95 a 199,90 g/L y hembras de: 43,24 a 959,46 g/L.

Las proteínas plasmáticas constituyen alrededor el 7-9% de los solutos del plasma, la estructura es variable en relación a la concentración de las diferentes producciones que existe gran variabilidad, así por ejemplo en ovinos, conejos, perros, cuyes la albumina predomina sobre las globulinas; mientras que en los caballos, cerdos y vacunos la albumina y la globulinas son iguales o tienden a predominar las globulinas (Bush, 1982) citado por Flores *et al.* (2016).

Según Tallacagua y Mamani (2017), la cantidad de proteínas totales en llamas de 1 año, detectó valores de 4,32g/dl. En alpacas de 2- 4 años de la raza Suri y Huacaya; y en llamas de 2 años, se determinaron concentraciones de proteína hallando un promedio de 5.91- 6.83 g/dl para llamas y 6.83 g/dl en alpacas. Otros reportes por Vallenas (1957) y ISIS,(1999); quienes estiman en alpacas adultas, valores de 3.2 g/dl y 3.9 g/dl respectivamente.

Quispe (1988) afirma que en condiciones de efecto de alimentación, si existe variación para los valores de proteínas totales en animales que están sometidos a pastos cultivados, que los alimentados con pastos naturales.

La albúmina sanguínea es producida en el hígado, a un ritmo que depende del consumo de proteínas aunque condicionada a una regulación retroactiva por sus concentraciones plasmáticas. Entre sus tareas más importantes están almacenamiento de sustancias, transporte y el mantenimiento de la presión oncótica plasmática y fuente de aminoácidos internos. Esta proteína se encuentra en el suero y constituye entre 35 % a 50 % de la proteína total, aunque se estima que

alrededor del 30 % al 40 % está presente en la sangre el resto está en el espacio intersticial. La albumina ocupa más de la mitad del valor de las proteínas totales estimadas en 50 a 70 g/L (Evans, 2009) citado por Flores *et al.* (2016).

La concentración de albumina en llamas de 1 año (machos y hembras) es de  $3.87 \pm 0.56$  g/dL (Tallacagua y Mamani, 2017). En crías de alpacas menores de 2 meses, Escalante (2017) determinó que la concentración de albumina sérica se encontraba en un promedio de  $5.19 \pm 0.21$  g/dl. Se reportó los valores de 3.98 a 4.37 g/dl en vicuñas (Concha, 2009), y de 3.9 en guanacos (ISIS, 1999).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Lugar de estudio

El presente trabajo se llevó a cabo entre los meses de Febrero-Abril del año 2016 en el Centro de Investigación y Producción (CIP) Chuquibambilla perteneciente a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional del Altiplano. Este centro está localizado a una altitud de 4016 msnm, 14°47'37" latitud Sur y a 70°47'50", longitud Oeste en la provincia de Melgar, en el departamento de Puno. La temperatura media anual se encuentra a 11.9 °C y la precipitación promedio anual es de 718 mm.

#### 3.2 Unidades experimentales

Para el desarrollo del estudio, se construyeron corrales individuales con el fin de mantener aisladas a las unidades experimentales al momento de brindarles el concentrado. Posteriormente a ello, todos los animales fueron pastoreados juntos. En caso del área de pastoreo, se utilizó un área que tenía pastura natural propia de la zona.

Para el presente estudio fueron seleccionadas 12 alpacas al azar de 4 a 7 años de edad, vacías, de la variedad Suri, con descendencia presente en registro y sin cría al pie al momento de ser seleccionadas, no tuvieron contacto con los machos durante el tiempo que duro el experimento. Además todos los animales fueron previamente desparasitadas y se les suplemento vitamina A y D, antes del experimento. No se consideraron animales con problemas reproductivos.

Los animales seleccionados fueron identificados con collares previamente enumerados y con diferente color para distinguirse un grupo de otro.

### 3.3 Obtención del fluido folicular

Las muestras se obtuvieron a partir de la aspiración del fluido folicular de ovocitos  $\geq 7\text{mm}$  mediante la técnica OPU (Ovum Pick Up) con la ayuda de un ecógrafo marca ALOKA SSD500 y un transductor transvaginal de 7.5 MHz, con una aguja n°19.

Descripción de la técnica de aspiración folicular:

En primer lugar, las hembras seleccionadas recibieron anestesia epidural con 3.0 ml de lidocaína al 2% para reducir las ondas peristálticas y facilitar la manipulación del ovario. Posteriormente, se procedió a la limpieza y desinfección de la vulva y el perineo. Una vez realizada la limpieza del área, se procedió a introducir el transductor que tiene acoplado el sistema de guía de la aguja por la vulva. La cabeza del transductor se coloca en el fondo de la vagina para proceder a introducir la otra mano por el recto y se fija el ovario contra la cabeza del transductor; lo cual, contribuirá con la visualización en la pantalla del equipo de ultrasonografía, al igual que la aguja y a los folículos. Asimismo en la pantalla del ecógrafo podemos visualizar la trayectoria de la aguja lo cual nos facilita ubicar los folículos para realizar una aspiración exitosa y precisa. Una vez ubicado el folículo a aspirar, se impulsa la aguja suavemente para que penetre en la pared vaginal y luego la pared folicular; una vez conseguido, la bomba de vacío aspira el contenido, el cual es depositado en un recipiente destinado para la posterior evaluación del fluido folicular.

Realizada la aspiración del fluido folicular, se procedió a su centrifugación a 3000 rpm por 15 minutos para separar los detritos. El sobrenadante fue aspirado y colocado en viales, previamente identificados, para proceder a congelar las muestras hasta su análisis en la Facultad de Medicina Veterinaria.

### 3.4 Obtención de las muestras de sangre

Las alpacas se encontraban en ayunas al momento de tomar la muestra, la cual fue tomada entre 6 a 7 horas de la mañana del día 30 del experimento. La obtención de la muestra se realizó por medio de una punción de la vena yugular, empleándose tubos vacutainer sin anticoagulante con agujas número 21. Cada tubo fue rotulado con el número del animal y número de muestra.

La muestra fue centrifugada a 3000 rpm, durante 15 min y el suero fue almacenado a -20 °C en viales hasta su posterior análisis en la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

### 3.5 Diseño experimental

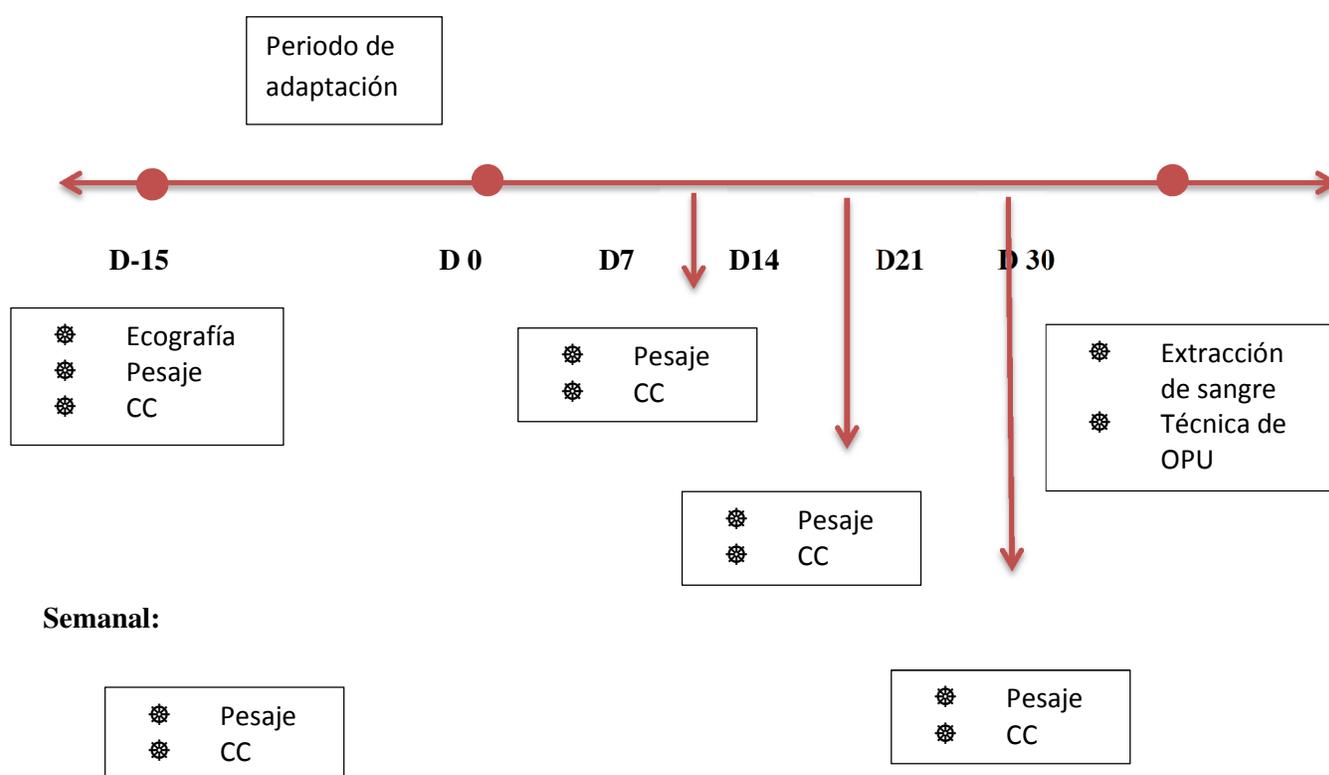
Los animales fueron distribuidos al azar a los siguientes tratamientos:

Tratamiento 1: Animales alimentados con pastura de la zona

Tratamiento 2: Animales alimentados con concentrado y pasto natural de la zona

Los animales pertenecientes al tratamiento 2, tuvieron un periodo de acostumbramiento al confinamiento en los corrales y al consumo del suplemento (concentrado para vacas de engorde) por dos semanas. También se realizó el pesado semanal de los animales para lo cual se utilizó una balanza de 100 kg, de manera que se pudo observar el aumento o disminución de peso. Además, se medía la condición corporal de los animales tomando en cuenta una escala subjetiva del 1 al 5; donde 1: emaciada y 5: obesa (Huanca *et al.*, 1998)

**Figura 1. Gráfico del diseño experimental:**



### 3.6 Manejo de la alimentación

Una vez seleccionados, se dividió en dos grupos al azar de 6 animales cada uno; los animales pertenecientes al T2 fueron alimentados con concentrado por un rango de 2 horas aproximadamente (6-8 am), mientras el T1 esperaba para luego ambos tratamientos pastorear en un rango de 8 horas por día, teniendo agua *ad libitum* en ambos casos.

El concentrado brindado estaba compuesto de maíz nacional, subproducto de trigo, subproducto de cebada, cascara de cacao, gluten de maíz, pancamel, polvillo de arroz, pasta de algodón, germen de tara, carbonato de calcio, sal, urea protegida, levaduras y premezcla vitamínica y mineral. El análisis proximal será presentado en el cuadro N° 1.

Así mismo, se utilizó una balanza de 20Kg. para el control del peso del concentrado suministrado a diario a los animales. Este concentrado tenía un peso de 150g/animal/día durante el periodo de acostumbramiento de 15 días. Una vez que se realizó el periodo de aprendizaje del consumo de concentrado, se empezó a brindar a cada animal una cantidad de 150gr + 10% adicional por animal por día. Este porcentaje adicional se brindaba con el fin de evitar pérdidas por los residuos de concentrado dejados por algunos animales.

El concentrado era brindado a primeras horas de la mañana 6:00 a 8:00 am de la mañana y luego ambos tratamientos salían a pastorear en un intervalo de 8 horas diarias.

Cuadro N° 1. Composición química del concentrado

COMPONENTE	PORCENTAJE
Proteína	12
Grasas	2.50
Fibra	16
Cenizas	7
Calcio	0.65
Fosforo	0.55
NDT	55
Humedad	13

### Periodo de Acostumbramiento

Durante el periodo de acostumbramiento, el cual tuvo como duración 15 días; las alpacas del tratamiento 1 fueron confinadas en su corrales individuales e inicialmente se les brindaba el concentrado para ganado de engorde junto con pastura natural de la zona para que les incentive a consumirlo, luego con el pasar de los días la cantidad de pastura iba disminuyendo hasta desaparecer y solo quedar el suplemento alimenticio.

Una vez acostumbrados al suplemento alimenticio pasaron 30 días y se realizó la toma de muestra sanguínea y del fluido folicular de ambos tratamientos.

### Evaluación del tamaño del folículo

Cada semana se realizaba la evaluación ecográfica para verificar los tamaños de los folículos de ambos ovarios en las alpacas pertenecientes al tratamiento 1 y 2.

### Evaluación del peso

Cada semana se pesaba a los animales en una balanza de 100kg y a la vez se evaluaba la condición corporal tomando en cuenta una escala subjetiva del 1 al 5 (Huanca *et al.*, 1998).

### Pastura de la zona

No se realizó el análisis de la pastura de la zona pero según estudios anteriores encontramos que el CIP Chuquibambilla es un área representativa de diferentes condiciones ecológicas del Altiplano. La vegetación es una pradera abierta compuesta por diferentes comunidades de planta. El Cuadro N° 2 se muestra las especies predominantes en época de lluvia (enero – marzo) del CIP Chuquibambilla y su composición química proximal (Cuadro N°3)

Cuadro N°2. Especies predominantes del CIP Chuquibambilla (época de lluvia)

Condición ecológica	Especie	Lluvia
	<i>Alchemilla pinnata</i>	1,81
	<i>Bromus unioloides</i>	0,12
	<i>Calamagrostis rigescens</i>	0,31
	<i>Calamagrostis vicunarum</i>	0,00
	<i>Carex ecuadorica</i>	7,65
	<i>Eleocharis albibracteata</i>	0,00
	<i>Festuca dolichophylla</i>	56,09
	<i>Geranium sessiliflorum</i>	0,12
<b>CIP</b>	<i>Gnaphalium multiceps</i>	0,35
<b>Chuquibambilla</b>	<i>Hypochoeris taraxacoides</i>	2,31
	<i>Hypochoeris stenocephala</i>	3,06
	<i>Hordeum muticum</i>	0,70
	<i>Mimulus glabratus</i>	0,57
	<i>Muhlenbergia fastigiata</i>	21,31
	<i>Oxalis corniculata</i>	0,12
	<i>Poa annua</i>	2,26
	<i>Trifolium amabile</i>	0,87
	Otros	2,35

Cuadro N°3. Composicion quimica proximal de pastura del CIP Chuquibambilla

Composición	Porcentaje	Minimo	Maximo
Materia Seca	74,15	21,63	88,08
Materia Orgánica	66,09	35,19	87,28
Proteina cruda	8,74	5,98	12,44
Extracto etéreo	4,48	2,82	5,80
Fibra detergente neutra	59,20	53,25	69,23
Cenizas	8,61	7,76	9,64

Calsin (2017) Determinación del efecto de la variación ecológica y épocas del año en la calidad de fibra de alpacas de la raza suri en los CIPs Chuquibambilla y La Raya.

### 3.7 Análisis bioquímico de las muestras de sangre y fluido folicular

Las muestras de sangre y fluido folicular fueron procesadas para analizar varios metabolitos bioquímicos (glucosa, colesterol, triglicéridos, proteínas totales y albumina). La determinación de las concentraciones de cada uno de los metabolitos en fluido folicular y suero sanguíneo fueron analizados usando el fotómetro semiautomático SINNOWA BS3000M. Los kits de reactivos usados para la estimación de cada metabolito pertenecen a FAR Diagnostics, Italia. Todas las mediciones fueron llevadas a cabo adoptando las recomendaciones de los fabricantes; en donde indicaban realizar la mezcla e incubación por 5 minutos a 37°C, luego se realizaba la lectura de la absorbancia del estándar (AbsStd) y de la muestra (AbsS) contra el reactivo blanco, todo ello para cada metabolito evaluado.

### 3.8 Análisis estadístico

Los datos obtenidos se analizaron utilizando el programa estadístico SPSS22 (Statistics Base 22.0 Chicago, USA). Se verificó que los datos bioquímicos obtenidos sigan una distribución normal mediante la prueba de Shapiro Wilk, para poder evaluar las diferencias significativas de los metabolitos entre los tratamientos (T1: Animales alimentados con pasto; T2: Animales alimentados con pasto y concentrado) a nivel de fluido folicular y composición sanguínea mediante la prueba T-Student de muestras independientes. También mediante el uso de la misma prueba, se analizó las diferencias significativas de los pesos inicial y final de ambos tratamientos (T1 y T2). El análisis de los resultados se realizó bajo un nivel de significancia de  $p < 0,05$ .

## IV. RESULTADOS

### 4.1 Composición bioquímica sanguínea

La concentración de los metabolitos (glucosa, colesterol, triglicéridos, proteínas totales y albumina) a nivel sanguíneo presentes en ambos tratamientos se muestra en el Cuadro 3.

La concentración de glucosa y proteínas totales presentaron diferencias significativas en la composición sanguínea entre ambos tratamientos (T1 y T2), observándose valores más altos en el tratamiento. En cambio, las concentraciones de colesterol, triglicéridos y albumina no presentaron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos T1 y T2 ( $p < 0,05$ ).

CUADRO N°4. Composición bioquímica de sangre

<b>Tratamiento</b>	<b>Glucosa (mg/dl)</b>	<b>Colesterol (mg/dl)</b>	<b>Triglicéridos (mg/dl)</b>	<b>Proteínas Totales (g/dl)</b>	<b>Albumina (g/dl)</b>	<b>Globulinas (g/dl)</b>
<b>T1</b>	120,42±12,35 <sup>a</sup>	31,68±5,37 <sup>a</sup>	13,72±4,48 <sup>a</sup>	8,62±2,71 <sup>a</sup>	4,24±0,72 <sup>a</sup>	4.38±1.99 <sup>a</sup>
<b>T2</b>	254,83±32,63 <sup>b</sup>	33,58±3,89 <sup>a</sup>	15,77±1,71 <sup>a</sup>	12,43±1,24 <sup>b</sup>	4,43±0,31 <sup>a</sup>	8±0.93 <sup>b</sup>
<b>Valores referenciales</b>	99-146 mg/dl	46-117 mg/dl	9-53 mg/dl	5.6-7 g/dl	2.8-4.2 g/dl	2.1-3.1 g/dl

<sup>a,b</sup> Datos con diferentes superíndices entre el T1 y T2, indican diferencia significativa en los metabolitos evaluados con un nivel de significancia:  $p < 0,05$ .

Datos obtenidos de Chemistry (Cobas) Reference Intervals de Cornell University, 2017 (Apéndice 6).

#### 4.2 Composición bioquímica del fluido folicular

La concentración de los metabolitos evaluados (glucosa, colesterol, triglicéridos, proteínas totales y albumina) en fluido folicular presente en ambos tratamientos se muestra en el Cuadro 4. La concentración de triglicéridos y proteínas totales presentaron diferencias significativas en la composición folicular entre ambos tratamientos (T1 y T2), observándose valores más altos en el tratamiento. En cambio, las concentraciones de glucosa, colesterol y albumina no presentaron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos T1 y T2 ( $p < 0,05$ ).

CUADRO N°5. Composición bioquímica de fluido folicular

<b>Tratamiento</b>	<b>Glucosa (mg/dl)</b>	<b>Colesterol (mg/dl)</b>	<b>Triglicéridos (mg/dl)</b>	<b>Proteínas Totales (g/dl)</b>	<b>Albumina (g/dl)</b>	<b>Globulina (g/dl)</b>
<b>T1</b>	24,14±9,77 <sup>a</sup>	17,01±3,08 <sup>a</sup>	9,69±1,65 <sup>a</sup>	1,12±0,56 <sup>a</sup>	0,99±0,33 <sup>a</sup>	0,13±0,23 <sup>a</sup>
<b>T2</b>	24,25±9,50 <sup>a</sup>	15,14±1,32 <sup>a</sup>	17,66±2,70 <sup>b</sup>	3,02±0,72 <sup>b</sup>	1,21±0,30 <sup>a</sup>	1,81±0,42 <sup>b</sup>

<sup>a,b</sup> Datos con diferentes superíndices entre el T1 y T2, indican diferencia significativa en los metabolitos evaluados con un nivel de significancia:  $p < 0,05$ .

#### 4.3 Efecto sobre el peso

En el Cuadro N°6 se observan los pesos inicial y final de cada tratamiento. No se presentó diferencia significativa entre los tratamientos con respecto al peso inicial y final ( $p < 0,05$ ).

CUADRO N°6. Cambios en los pesos

<b>PESO</b>	<b>Peso inicial</b>	<b>Peso final</b>
<b>Tratamiento 1</b>	68±5,04 <sup>a</sup>	68,5±5,22 <sup>a</sup>
<b>Tratamiento 2</b>	67,58±5,68 <sup>a</sup>	70,25±6,33 <sup>a</sup>

<sup>a,b</sup> Datos con diferentes superíndices entre el peso inicial y peso final, indican diferencia significativa en los tratamientos evaluados con un nivel de significancia:  $p < 0,05$ .

## V. DISCUSIÓN

Cabe mencionar que si bien se encontró diferencia significativa en algunos metabolitos, esto probablemente podría haber sido influenciado debido a que no se tomaron datos de todos los animales bajo el mismo ecosistema antes de ningún tratamiento.

### 5.1 Glucosa

#### 5.1.1 Glucosa sanguínea

En el presente estudio, la cantidad de glucosa sanguínea de las alpacas del T1 se encuentran dentro del rango referencial, en cambio el T2, el cual fue alimentado tanto por concentrado como pastura natural, presenta valores mucho más elevados de los tomados como referencia de glucosa sanguínea. Esta hiperglucemia del T2 podría estar relacionado a situaciones de estrés (Cebra et al., 2001) a las que estuvieron sometidas diariamente al estar estabuladas de manera individual y al recibir un alimento diferente a la pastura natural. Estas condiciones generan la activación del sistema simpático, lo cual ejerce múltiples efectos metabólicos como la liberación de glucosa desde el hígado hacia el torrente sanguíneo (Guyton, 2011). Por otro lado, el incremento de glucosa podría haberse dado debido a la diferente alimentación que tuvo con respecto al T1.

#### 5.1.2 Glucosa en fluido folicular

En diversas especies, la composición del fluido folicular cambia de acuerdo a la fase del desarrollo folicular (Albomohsen *et al.*, 2011; Leroy *et al.*, 2004).

En el presente estudio no se observaron diferencias en las concentraciones de glucosa a nivel folicular entre las alpacas alimentadas con pastura natural (T1) y las alimentadas con pastura natural y concentrado (T2), lo cual nos podría indicar que no existe efecto de la suplementación sobre el nivel de glucosa en el fluido folicular según el presente estudio. Además esto podría sugerir la regulación de los niveles de glucosa a nivel folicular y que posiblemente podrían estar relacionados con la calidad de los ovocitos. También podría relacionarse a un incremento del catabolismo local de los carbohidratos foliculares.

Estos valores presentados difieren de lo obtenido por Pacheco y Coila (2007) quien encontró un valor promedio de 33.1 mg/dl de glucosa en folículos terciarios (>7mm), esta diferencia podría deberse a que dichos folículos fueron extraídos de alpacas procedentes de camal. En otro estudio, también se evaluaron folículos >3mm de alpacas, donde se observó un valor de glucosa mucho más alto ( $88.73 \pm 0.98$  mg/dl); lo cual estaría relacionado que estos folículos al encontrarse en crecimiento presentan una mayor cantidad de glucosa que disminuye conforme el folículo crece (Gerard *et al.*, 2002).

## 5.2 Proteínas totales

### 5.2.1 Proteína sanguínea

Los resultados obtenidos de proteínas totales de ambos tratamientos presentan valores altos y están fuera del rango referencial de alpacas a nivel sanguíneo, además se presenta diferencia significativa entre el T1 y T2.

Este incremento de proteínas totales estaría más relacionado al incremento de globulinas puesto que la albumina no presentó diferencia significativa para ningún tratamiento; es así como las globulinas  $\alpha_1$ ,  $\alpha_2$  y  $\beta$  estarían incrementadas en sangre probablemente en el T2, debido al mayor aporte de grasas por parte del concentrado, las cuales se unen a las globulinas  $\alpha$  para ser transportadas (colesterol y vitaminas liposolubles –  $\alpha_1$ , triglicéridos –  $\alpha_2$  y lípidos - $\beta$ ) y posteriormente ser almacenadas es por ello que las globulinas séricas estarían elevadas. Por otro lado se menciona que los niveles de globulinas séricas se incrementan en casos de enfermedades hepáticas crónicas, así como en casos de hemoconcentración, neoplasias, enfermedades infecciosas y una reciente exposición a antígenos (Flores *et al.*, 2016)

### 5.2.2 Proteína en fluido folicular

Los niveles de proteínas totales en el fluido folicular del T1 muestra diferencias significativas en relación al T2, debido al aumento de proteínas totales en dicho tratamiento, lo cual podría estar relacionado al mayor consumo de proteínas provenientes del concentrado administrado puesto que parte de la composición de proteínas del fluido folicular proviene del suero (75%) y de procesos metabólicos internos (Leroy et al., 2004)

Por otro lado, se observa la no diferencia entre los valores de albumina folicular entre el T1 y T2, pero si el incremento de globulina folicular en el T2, lo cual podría estar indicando un alto nivel de actividad a nivel folicular debido a la función de transporte que poseen las globulinas.

Se ha obtenido también la concentración de proteínas en fluido folicular de alpacas con folículos >3mm, cuyo valor fue  $5.65 \pm 0.74\text{g/dl}$ . Se asume que estos valores altos se deban a que se midieron folículos a partir de 4mm, los cuales presentan concentraciones grandes de proteínas que los folículos de > 7mm (Pacheco y Coila, 2007).

## 5.3 Triglicéridos

### 5.3.1 Triglicéridos sanguíneos

Los valores hallados para triglicéridos del tratamiento 1 y 2 están dentro del rango referencial a nivel sanguíneo, ello nos indicaría la no influencia de la dieta sobre este metabolito en sangre en este estudio. Esto podría ser explicado en caso del tratamiento 2 debido que al tener las concentraciones de glucosa sanguíneas elevadas, ya no sería necesaria la movilización de reservas grasas (triglicéridos) para ser utilizadas como energía (Cebra et al., 2001), manteniéndose como reserva energética en forma de tejido adiposo en diferentes zonas del cuerpo.

### 5.3.2 Triglicéridos en fluido folicular

Las alpacas suplementadas (T2) presentaron valores más altos de triglicéridos que el T1 a nivel folicular probablemente hubo una mayor producción de triglicéridos puesto que son una fuente alterna de energía para estos folículos que continúan creciendo, en el caso del T1 podría haberse dado una rápida utilización de triglicéridos, lo que indicaría una disminución de este metabolito.

## 5.4 Colesterol

### 5.4.1 Colesterol sanguíneo

La concentración de colesterol sérico tanto del tratamiento 1 como del tratamiento 2 no está dentro del rango referencial para dicho metabolito, presentan valores más bajos. En el caso del T2, al consumir el concentrado debería presentar concentraciones altas de colesterol pero probablemente este ha sido transportado por la globulina  $\alpha_1$  a los tejidos adiposos, por lo que se observaran valores disminuidos en sangre. Con respecto al T1, los niveles de colesterol bajos podrían estar relacionados a la baja calidad nutricional en la pastura natural de la zona (Puno) a diferencia de la pastura consumida por las alpacas evaluadas para los rangos referenciales de la Universidad de Cornell (USA).

### 5.4.2 Colesterol en fluido folicular

En colesterol folicular no se observó diferencias significativas entre el T1 y el T2, lo cual sugiere una producción adecuada de esteroides por parte del colesterol sin influencia de la dieta consumida por el tratamiento 2.

## 5.5 Albúmina folicular

Con respecto a los resultados obtenidos de albumina folicular, no se encontró diferencias significativas entre el T1 ( $0.99 \pm 0.33$ g/dl) y el T2 ( $1.21 \pm 0.30$ g/dl). Estos datos son menores a los observados por Pacheco y Coila (2007) quien en folículos de alpacas  $>7$ mm encontró 5.29 g/dl, esta gran diferencia se podría dar por un distinto método de colección y probablemente también porque dicho autor utilizó folículos extraídos de animales de camal.

Vencato (2014) al evaluar las concentraciones de albumina de folículos  $>3$ mm de alpacas, obtuvo como resultado  $3.00 \pm 0.54$ g/dl, lo cual se justificaría debido a que se utilizaron folículos pequeños (3mm), los cuales presentan menores cantidades de albumina que los folículos preovulatorios.

A pesar de ello no hubo diferencia en los resultados del presente estudio pero se observó un ligero incremento que probablemente sea debido al incremento de las proteínas totales; lo cual

sugiere que es una proteína de gran importancia en las funciones fisiológicas del folículo, incluyendo el crecimiento y la maduración (Arshad *et al.*, 2005), actuando también, como un secuestrador de ROS, protegiendo el ovocito contra el estrés oxidativo y de relevancia durante la capacitación espermática (Aitken, 1997).

## 5.6 Peso

El peso inicial del T1 y T2 no presento diferencia significativa, al igual que el peso final del T1 y T2, estos resultados si bien contradicen lo mencionado por Rastogi *et al.* (2003) quien al evaluar cabras gestantes alimentadas con concentrado en diferentes etapas de preñez, observo que las cabras suplementadas desde el día 21 post copula tuvieron una mayor ganancia de peso (16.1kg a 23.3kg) a diferencia de las que fueron suplementadas a partir del día 90 y 121 post copula.

A raíz de lo mencionado se podría sostener que se necesitó un mayor tiempo de consumo del concentrado para probablemente obtener mejores resultado en relación al peso.

## VI. CONCLUSIONES

- La suplementación alimenticia de alpacas con 150g/animal/día de concentrado, reporta niveles séricos significativos ( $p < 0,05$ ) de glucosa (G:  $254,83 \pm 32,63$ mg/dl) y proteínas totales (PT:  $12,43 \pm 1,24$ g/dl).
- La suplementación alimenticia de alpacas con 150g/animal/día de concentrado, reporta niveles foliculares significativos ( $p < 0,05$ ) de triglicéridos (T:  $17,66 \pm 2,70$ mg/dl) y proteínas totales (PT:  $3,02 \pm 0,72$ ) .

## VII. LITERATURA CITADA

1. Aba, M.; Forsberg, M.; Kindahl, H.; Sumar, J.; Edqvist, L. 1995. Endocrine changes after mating in pregnant and non-pregnant llamas and alpacas. *Acta Vet. Scand.* 36: 489-498.
2. Aba, M.; Sumar, J.; Kindahl, H.; Forsberg, M.; Edqvist, L. 1998. Plasma concentrations of 15-ketodihydro-PGF (2 alpha), progesterone, estrone sulfate, estradiol-17-beta and cortisol during late- gestation, parturition and the early postpartum period in llamas and alpacas. *Animal Reproduction Science.* 50: 111-121.
3. Aba, M.; Kindahl, H.; Forsberg, M.; Quiroga, M.; Auza, N. 2000. Levels of progesterone and changes in prostaglandin F2 $\alpha$  release during luteolysis and early pregnancy in llamas and the effect of treatment with flunixin meglumine. *Anim Reprod Sci.* 59:87-97.
4. Adams, G.; Griffin, P.; Ginther, O. 1989. In situ morphologic dynamics of ovaries, uterus and cervix in llamas. *Biology of Reproduction.* pp: 551-558.
5. Adams, G; Sumar, J; Ginther, O. 1990. Effects of lactational and reproductive status on ovarian follicular waves in llamas (*Lama glama*). *J. Reprod. Fert.* 90: 535-545.
6. Adams, G.; Sumar, J.; Ginther, O. 1991. Form and function of the corpus luteum in llamas. *Anim. Reprod. Sci.* 24: 127-138.
7. Adams, G. 1999. Comparative patterns of follicle development and selection in ruminants. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* 54: 17-32.
8. Adams, G.; Ratto, M.; Huanca, W.; Singh, J. 2005. Ovulation-Inducing Factor in the Seminal Plasma of Alpacas and Llamas. *Biol. Reprod.* 73: 452-457.
9. Aitken, J. 1997. Molecular Mechanism regulating human sperm function. *Mol. Human Reprod.* 3: 169-173.

10. Albomohsen, H.; Mamouei, M.; Tabatabaei, S.; Fayazi, J. 2011. Metabolite variations of follicular fluid and blood serum in Iranian Dromedary Camels During the peak breeding season. *J of Anim. and Vet. Adv.* 10(3): 327 – 331.
11. Alfaro, S. 2006. Producción de alpacas alternativa rentable para las familias altoandinas de la zona centro de Ayacucho. Tesis de Economista. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. 106 p.
12. Ameghino, E.; De Martini, J. 1991. Mortalidad de crías de alpacas. *Boletín de Divulgación del Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de Altura (IVITA) Univ. San Marcos, Lima, Perú*, pp. 71-80.
13. Arshad, H.; Ahmad, N.; Rahman, Z.; Samad, H.; Akhtar, N.; Ali, S. 2005. Studies on some Biochemical constituents of ovarian Follicular Fluid and Peripheral Blood in buffalo. *Pakistan Vet. J.* 25: 76
14. Bazer, F.; Vallet, J.; Roberts, R.; Sharp, D.; Thatcher, W. 1986. Role of conceptus secretory products in establishment of pregnancy. *J. Reprod. Fertil.* 76(2): 841-50.
15. Ben, S.; Romdane. H.; Fek. H.; Sanhagi. N.; Kabachi, N.; Bazaa, M. 2003. Valeurs useelles des principaux consttuants biochimiques seriques du dromadaire (*Camelus dromedarius*). *Revue Med.* 151: 563-568.
16. Bravo, W.; Sumar, J. 1989. Laparoscopic examination of the ovarian activity in alpacas. *Anim Reprod Sci.* 21: 271-281.
17. Bravo, W.; Fowler, M.; Stabenfeldt, G.; Lasley, B. 1990a. Ovarian follicular dynamics in the llama. *Biology Reproduction.* 43: 579-585.
18. Bravo, W.; Fowler, M.; Stabenfeldt, G.; Lasley, B. 1990b. Endocrine responses in the llama to copulation. *Theriogenology.* 33(4): 891-899.
19. Bravo, W.; Stabenfeldt, G.; Lasley, B.; Fowler, M. 1991. The effect of ovarian follicular size on pituitary and ovarian responses to copulation in domesticated South American camelids. *Biol. Reprod.* 45: 553-559.
20. Bravo, P.; Varela, M. 1993. Prenatal development of the alpaca (*Lama pacos*). *Anim Reprod Sci.* 32: 245-252.
21. Bravo, W.; Moscoso, J.; Ordoñez, J.; Alarcón, V. 1996. Transport of spermatozoa and ova in female alpaca. *Anim Reprod Sci.* 43: 173-179.
22. Bravo, W. 2002. Female reproduction. In: *The Reproductive Process of South American Camelids*. USA. 100 p.

23. Bustinza, V. 2001. La Alpaca, conocimiento del gran potencial andino. Primera edición, Editorial Universitaria. FMVZ, UNA – PUNO. Puno-Perú. p 179-181.
24. Calsin, B. 2017. Determinacion del efecto de la variación ecológica y épocas del año en la calidad de fibra de alpacas de la raza suri de los CIPs Chuquibambilla y La Raya. Tesis de Doctorado. Puno: Universidad Nacional del Altiplano. 153 p.
25. Carmean, B.; Johnson, K.; Johnson, D.; Johnson, L. 1992. Maintenance energy requirement of llamas. *Am J Vet Res.* 53: 1696-1698.
26. Cebra, C.; Tornquist, S.; Van Saun, R.; Smith, B. 2001. Glucose tolerance testing in llamas and alpacas. *Am. J. Vet. Res.* 62(5): 682- 686.
27. Cebra, C.; Tornquist, S.; Mc Kane. 2002. Effects of hydrocortisone on substrates of energy metabolism in alpacas. *Am J Vet Res.* 63: 1269- 1274.
28. Cebra, C.; Anderson, D.; Tibary, A.; Van Saun, R.; Johnson, L. 2014. Llama and alpaca care. Elsevier. USA. 789 p.
29. Chaves, M.; Aba, M.; Agüero, A.; Egey, J.; Berestin, V.; Rutter, B. 2002. Ovarian follicular wave pattern and the effect of exogenous progesterone on follicular activity in non-mated llamas. *Animal Reproduction Science.* 69: 37-46.
30. Chen, B.; Yuen, Z.; Pan, G. 1985. Semen-induced ovulation in the Bactrian camel (*Camelus bactrianus*). *J Reprod Fert.* 73: 335-338.
31. Collins, A.; Palmer, E.; Jacqueline, B.; Dnchamp, G.; Brnckley, T. 1997. A comparison of the biochemical composition of equine en cautiverio en Lima. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. 84 p.
32. Cornell University College of Veterinary Medicine. 2017. Chemistry (Cobas) Reference Intervals. USA. [Internet] Disponible en:  
<https://ahdc.vet.cornell.edu/sects/clinpath/reference/chem.cfm>
33. Couto, A. 2010. Caracterización genética y perfil hematológico y bioquímico en ovinos de raza “Criolla lanada serrana” del planalto serrano catarinense – Santa Catarina, Brasil. Tesis de Doctorado. España. Univ. de Leon. 375p.
34. Deka, S.; Kalita, D.; Sarma, S.; Dutta, D. 2014. Some biochemical constituents in follicular fluid of indigenous cows of Assam. *Veterinary follicular fluid and serum at four different stages of the follicular cycle.* *Equine Vet. J.* 25: 12-16.
35. Concha A. 2009. Perfil Bioquímico sanguíneo hepático de vicuñas (*Vicugna vicugna*) criadas
36. *World.* 7(11): 976-979.

37. Del Campo, M.; Del Campo, C.; Donoso, M.; Ginther, O. 1996. Recuperación y morfología de ovocitos de llamas (*Lama glama*). I Congreso Mundial sobre camélidos. Cajamarca-Perú. pp: 7.
38. De-Wit, A.; Cesar, M.; Kruij, T. 2001. Effect of urea during in vitro maturation on nuclear maturation and embryo development of bovine cumulus-oocyte complexes. *J. Dairy. Sci.* 84: 1800-1804.
39. Escalante L. 2017. Valores hematológicos, bioquímicos sanguíneos y urinarios en crías de alpacas Huacaya (*Vicugna pacos*) menores de dos meses. Tesis de Médico Veterinario. Puno. Univ. Nac. Del Alt. 111p.
40. Escobar, R. 1984. The Llama, animal Breeding and Production of South American Camelids. Ed Hennig R. 358 p.
41. Evans, G. 2009. Animal Clinical Chemistry. A Practical Guide for Toxicologists and Biomedical Researchers. 2ª. ed
42. [FAO]. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 2005. Proyecto de Cooperación Técnica en apoyo a la crianza y aprovechamiento de los Camélidos Sudamericanos en la Región Andina TCP/RLA/2914: Situación actual de los camélidos sudamericanos en Perú. 62p.
43. Fernández Baca, S.; Novoa, C. 1968. Conducta sexual de la alpaca (*Lama pacos*) en empadre a campo. A.L.P.A. Memoria. 3: 7-20.
44. Fernández-Baca S. 1970a. Estudio sobre la reproducción de la alpaca (*Lama pacos*). *Bol Ext IVITA Perú* 4: 33-42
45. Fernández Baca, S.; Madden, D.; Novoa, C. 1970b. Effect of different mating stimuli on induction of ovulation in the alpaca. *J. Reprod. Fert.* 22: 261-267.
46. Fernández Baca, S.; Hansel, W.; Novoa, C. 1970c. Corpus luteum function in the alpaca. *Biol. Reprod.* 3: 252-261.
47. Fernández Baca, S.; Hansel, W.; Novoa, C. 1970d. Embryonic mortality in the alpaca. *Biol. Reprod.* 3: 243-251.
48. Fernández Baca, S. 1971. La Alpaca. Reproducción y crianza. Boletín N°7. IVITA. Fac. Nac. Mayor de San Marcos. Lima. 43 pp.
49. Fernández Baca, S.; Novoa, C.; Sumar, J. 1972. Actividad reproductiva en la alpaca mantenida en separación del macho. *Mem. ALPA.* 7: 7-18.
50. Fernández Baca, S.; Hansel, W.; Saatman, R.; Sumar, J.; Novoa, C. 1979. Differential luteolytic effects of right and left uterine horns in the alpaca. *Biol. Reprod.* 20: 586-595.

51. Fernández Baca, S. 1991. Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos. FAO. ONU. Chile. p 1-3.
52. Fernández Baca, S. 1993. Manipulation of reproductive functions in male and female New World camelids. *Animal Reproduction Science*. 33: 307-323.
53. Flores, S.; Li, O.; Gavidia, C.; Hoyos, L.; Barrios, M. 2016. Determinación del Perfil bioquímico sanguíneo hepático y renal en Alpacas (*Vicugna pacos*) aparentemente normales. *Rev. Inv. Vet. Peru* 2016; 27(1): 196-203.
54. Fowler, M. 1989. *Medicine and surgery of South American Camelids*. Llama, Alpaca, Vicuña, Guanaco. Iowa State University Press, Ames.
55. Fowler, M.; Olander, H. 1990. Fetal membranes and ancillary structures of llamas (*Lama glama*). *Am. J. Vet. Res.* 51: 1495-1500.
56. Fowler, M.; Bravo, W. 2010. Reproduction. En: Fowler M (ed). *Medicine and Surgery of Camelids*. 3ra ed. Iowa, USA. pp 429-478.
57. Gerard, N.; Loiseau, S.; Duchamp, G.; Seguin, F. 2002. Analysis of the variations of follicular fluid composition during follicular growth and maturation in the mare using proton nuclear magnetic resonance (1HNMR). *Reproduction*. 124: 241-248.
58. Gigli, I.; Russo, A.; Agüero, A. 2006. Consideraciones sobre la dinámica ovárica en equino, bovino y camélidos sudamericanos. *In Vet.* 8: 183-204.
59. Gomez, E. 1997. Acetoacetate and-hydroxybutyrate as energy substrates during early bovine embryo development *in vitro*. *Theriogenology*. 48: 63-74.
60. Guyton, A.; Hall, J. 2011. *Tratado de Fisiología médica*. Duodécima edición. España: Elsevier. 1092 p.
61. Hafez, E. 2002. *Reproducción e inseminación artificial en animales domesticos*. 7ma edición. Editorial Mc Graw Hill. Madrid, España.
62. Hashimoto, S.; Minami, N.; Yamada, M.; Imai, H. 2000. Excessive concentration of glucose during *in vitro* maturation impairs the developmental competence of bovine oocytes after *in vitro* fertilization: Relevance to intracellular reactive oxygen species and glutathione contents. *Mol. Reprod. Dev.* 47: 175-180.
63. Huanca, W. 1997. Nutrición y Reproducción. En: I Symposium Internacional: Avances en reproducción de rumiantes. *Memorias*. Lima. p.74.
64. Huanca, W.; Camacho, J.; Cordero, A.; Ampuero, A.; Santiago, B.; Quiñonez, C. 1998. Evaluación clínica testicular y biometría de alpacas macho en la Sierra Central. En: XXI Reunión científica APPA. Puno: Asociación Peruana de Producción Animal.

65. Huanca, W.; Cardenas, O.; Olazabal, C.; Ratto, M.; Adams, G. 2001. Efecto hormonal y empadre sobre el intervalo a la ovulación en llamas. *Rev Inv Vet. Perú.* Supl 1: 462-463.
66. Huanca, WF.; Turin, J.; Mamani, C.; Sanchez, R.; Huanca, W.; Huanca, T. 2015. Use of seminal plasma to improve reproductive performance in alpacas (*vicugna pacos*) following natural mounting. *Rep Fert and Dev.* 28(2) 168-168.
67. ISIS. International Species Information System. 1999. Reference ranges for physiological data values of alpaca (*Lama pacos*), llama (*Lama glama*) and guanaco (*Lama guanicoe*). USA.
68. Leroy, J.; Vanholder, M.; Delanghane, J.; Opsomer, G.; Van-Soom, A.; Bools, P.; De Kruif, A. 2004. Metabolite and ionic composition of follicular fluid from different-sized follicles and their relationship to serum concentrations in dairy cows. *Anim. Reprod. Sci.* 80: 201-211.
69. Leyva, V.; García, W. 1999a. Efecto de la Progesterona exógena sobre la función del cuerpo luteo de alpacas. En: II Congreso Mundial sobre Camélidos. Resumen. Cusco, Perú. p. 87.
70. Leyva, V.; García, W. 1999b. Efecto de la prostaglandina sobre la vida del cuerpo lúteo en alpacas. En: II Congreso Mundial sobre Camélidos. Resumen. p.88. Cusco, Perú.
71. Leyva V, García W. 2000. Efecto del estradiol (E2) en la fertilización y sobrevivencia embrionaria en alpacas. XV Congreso Nacional de Ciencias Veterinarias. Cusco, Perú.
72. [MINAGRI] Ministerio de Agricultura y Riego. 2013. Resultados Definitivos IV Censo Nacional Agropecuario 2012. Lima. Perú. 62 p.
73. [MINAGRI] Ministerio de Agricultura y Riego. 2017. “Perú es el mayor productor de fibra de alpaca en el Mundo”. [INTERNET], [04 Agosto 2017]. Disponible en: <http://minagri.gob.pe/portal/noticias-anteriores/notas-2017/19720-peru-es-el-mayor-productor-de-fibra-de-alpaca-en-el-mundo>.
74. Mishra, O.; Pandey, J.; Gawande, P. 2003. Study on Biochemical Constituents of Caprine Ovarian Follicular Fluid after Superovulation. *Asian-Aust. J. Anim. Sci.* 12: 1711-1715.
75. Nandi, S.; Kumar, V.; Manjunatha, B.; Gupta, P. 2007. Biochemical composition of ovine follicular fluid in relation to follicle size. *Develop. Growth Differ.* 49: 61-66.
76. Niswender, G.; Juengel J.; Silwa, P.; Rollyson, M.; McIntush, E. 2000. Mechanisms controlling the function and life span of the corpus luteum. *Physiology Rev.* 80: 1-29.
77. Novoa, C. 1970. Reproduction in camelidae. *J. Reprod. Fert.* 22: 3-20.
78. Novoa, C. 1991. Fisiología de la Reproducción de la hembra. In: Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos. Cap. III. Ed. Fernández Baca, S. Santiago de Chile. 428: 91-110.

79. Novoa, C.; Leyva, V. 1996. Reproducción en alpacas y llamas. Publicación científica. IVITA. 26 (30): 3-18.
80. Oliveira, L.; Zago, D.; Leiser, R.; Jones, C.; Bevilacqua, E. 2003. Placentation in the alpaca (*Lama pacos*). *Anat. Embryol.* 207: 45-62.
81. Orsi, N.; Gopichandran, N.; Leese, H.; Picton, H.; Harris, S. 2005. Fluctuations in bovine ovarian follicular fluid composition throughout the oestrous cycle. *Reproduction* 129: 219-228.
82. Pacheco, J.; Coila, P. 2007. Composición del fluido folicular de folículos secundarios y terciarios de alpaca (*Vicugna pacos*). *Archivos de Zootecnia.* 59(227): 451–454.
83. Powell, S.; Smith, B.; Timm, K.; Menino, A. 2007. Estradiol production by pre implantation blastocysts and increased serum progesterone following estradiol treatment in llamas. *Animal Reproduction Science.* 102: 66-75.
84. Quispe, A. 1988. Principales Componentes Bioquímicos de la sangre de Alpaca Huacaya macho Alimentadas con pastos naturales y cultivados. Facultad de Medicina veterinaria y Zootecnia- UNA.
85. Quispe, E.; Mueller, J.; Ruiz, J.; Alfonso, L.; Gutiérrez, G. 2008. Actualidades sobre adaptación, producción, reproducción y mejora genética en camélidos. Universidad Nacional de Huancavelica. Primera Edición. Huancavelica, Perú, pp. 93-112.
86. Ramírez, C. 2018. Perfil bioquímico sanguíneo de llamas (lama glama) aparentemente sanas de la serranía ecuatoriana. Tesis de Ingeniero Zootecnista. Ecuador. Esc. Sup. Politecnica de Chimborazo. 73p.
87. Rastogi, A.; Dutta, N.; Sharma, K. 2003. Effect of strategic feed supplementation during gestation on intake, blood-biochemical profile and reproductive performance of goats. *Asian-Aust. J. Anim. Sci.* 16(12): 1725-1731.
88. Ratto, M.; Delbaere, L.; Leduc, Y.; Pierson, R.; Adams, G. 2012. Biochemical isolation and purification of ovulation-inducing factor (OIF) in seminal plasma of llamas. *Reprod. Biol. Endocrinol.* 9:24.
89. Reiner, R.; Bryant, F.; Farfan, R.; Craddock, B. 1987. Forage Intake of Alpacas Grazing Andean Rangeland in Peru. *J Anim Sci.* 64: 868-871
90. Richards, J.; Russell, D.; Ochsner, S.; Espey, L. 2002. Ovulation: new dimensions and new regulators of the inflammatory-like response. *Annu Rev Physiol.* 64: 69-92.
91. Ríos, M. 1989. Presencia de un factor de inducción de ovulación en el semen de la alpaca y el toro. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 30p.

92. Sanchez, R. 2017. Efecto de la aplicación de plasma seminal sobre la tasa de preñez, con diferentes tiempos de monta, en alpacas. Tesis (Médico Veterinario). Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 63 p.
93. San Martín, H; Bryant, F. 1987. Nutrición de los Camélidos Sudamericanos: Estado de nuestro conocimiento. Artículo Técnico T-9-505. Texas Tech University. 67 pp.
94. San Martín, F.; Bryant. F. 1989. Digestibilidad comparativa entre llamas y ovinos en función de la calidad de la dieta. En: San Martín, F., F.C. Bryant. Investigaciones sobre pastos y forrajes de la Texas Tech. University en Perú. Vol. V.
95. San Martín, H. 1996. Nutrición en camélidos sudamericanos y su relación con la reproducción. Rev. Argentina de Producción Animal. 16(4): 305-312.
96. Shetaawi, M.; Ross, T. 1991. Effects of concentrate supplementation and lasalocid on serum chemistry and hormone profiles in Rambouillet ewes. Small Ruminant Res 4(4): 365-377.
97. Siguas, O.; Paucar, R.; Olazabal, J.; San Martín, F.; Vélez, V. 2007. Valores bioquímicos sanguíneos en alpacas en dos épocas del año en condiciones de Huancavelica: aportes al perfil metabólico de la especie. [Internet], [20 marzo 2008]. Disponible en: [http://www.produccionbovina.com.ar/produccion\\_de\\_camelidos/147-Siguas\\_BIOQUIMICA.pdf](http://www.produccionbovina.com.ar/produccion_de_camelidos/147-Siguas_BIOQUIMICA.pdf).
98. Skidmore, J.; Allen, W.; Heap, R. 1997. Maternal recognition of pregnancy in the dromedary camel. J. Camel Practice and Research. 4(2): 187-192.
99. Sumar, J. 1985. Reproductive physiology in South American camelids. En: Genetics of Reproduction in Sheep. Edit by Land, R; Robinson, S. London: Butterworths. p 81-95.
100. Sumar, J.; Fredriksson, G.; Alarcón, V.; Kindahl, H.; Edqvist, L. 1988a. Levels of 15-keto-13, 14-dihydro-PFG 2d, progesterone and oestradiol-17 $\beta$  after induced ovulations in llama and alpacas. Acta Vet. Scand. 29: 339 – 346.
101. Sumar, J. 1988b. Removal of the ovaries or ablation of the corpus luteum and its effect on the maintenance of gestation in the alpaca and llama. Acta Vet Scand. Suplemento 83: 133.
102. Sumar, J.; Bravo, P. 1991. In situ observation of the ovarian of llamas and alpacas by use of a laparoscopic technique. J. Anim. Vet. Med. Assoc. 199, 1159-1163.
103. Sumar, J. 1997. Avances y Perspectivas en Reproducción de Camélidos. En: Memorias del I Symposium Internacional de Avances en Reproducción de Rumiantes. Lima. p. 30-44.
104. Sumar, J. 2000. Llamas and alpacas. In: Reproduction in farm Animals. Seventh Edition. E.S.E. Hafez, B. Hafez.
105. Tallacagua, R.; Mamani, R. 2017. Determinación de los parámetros bioquímicos sanguíneos y hematología, en Llamas (*Lama glama*) en el Altiplano Central, La Paz. Apthapi 3(3): 693-701.

106. Tanco, M.; Ratto, M.; Lazzarotto, M.; Adams, G. 2011. Dose-Response of Female Llamas to Ovulation-Inducing Factor from Seminal Plasma. *Biol Reproduct* 85: 452-456.
107. Tibary, A. 2001. Fertilization, embryo and fetal development in camelids. In: Proceedings of the Annual Conference of the Society for Theriogenology, Vancouver, BC. Canada. 12-15 September. pp: 387-396.
108. Vallenás, P. 1957. Revista de la Facultad de Medicina veterinaria de la UNMSM. Las Palmas Barranco. Lima -Peru.
109. Van Saun, R. 2005. Nutrient requirements of South American camelids: A factorial approach. *Small Ruminant Res* 61: 165-186
110. Van Saun, R. 2008. Effect of nutrition on reproduction in llamas and alpacas. *Theriogenology* 70: 508-514
111. Vaughan, J. 2001. Control of follicular waves in alpacas. *Rev. Inv. Vet. (Perú)*. Suplemento 1: 112-114.
112. Vaughan, J.; Macmillan, K.; Anderson, G.; D'Occhio, M.; 2003. Effects of mating behavior and the ovarian follicular state of female alpacas on conception. *Aust. Vet. J.* 81: 86-90.
113. Vencato, J. 2014. Novel approaches in andrology examination and follicular fluid biochemical characterization in the optimization of reproductive technologies in farm animals. Tesis de Doctorado. Italia. Univ. degli studi di padova. 143p.
114. Verastegui, S. 1984. Radiografía de la Nutrición. UNA- PUNO.
115. Webb, R.; Royal, M.; Gong, J.; Garnsworthy, P. 1999. The influence of nutrition on fertility. *Cattle Practice*. 7: 227-234.
116. Wise, T. 1987. Biochemical analysis of bovine follicular fluid: albumin, total proteins, lysosomal enzymes, ions, steroids and ascorbic acid contents in relation to follicular size, rank, atresia, classification and day of oestrous cycle. *Anim. Sci.* 64: 1153-1169.

## VIII. APÉNDICE

### Apéndice 1.- Prueba T- student de los metabolitos en sangre

Glucosa en sangre

➔ Prueba T

Estadísticas de grupo

	Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Glucosa	P	6	120,41500	12,351727	5,042571
	C	6	254,83317	32,627565	13,320148

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
									Inferior	Superior
Glucosa	Se asumen varianzas iguales	2,001	,188	-9,438	10	,000	-134,418167	14,242677	-166,152830	-102,683504
	No se asumen varianzas iguales			-9,438	6,404	,000	-134,418167	14,242677	-168,742330	-100,094004

## Colesterol en sangre

### → Prueba T

Estadísticas de grupo

Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Colesterol P	6	31,677967	5,3705004	2,1924976
Colesterol C	6	33,577350	3,8881911	1,5873474

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
									Inferior	Superior
Colesterol	Se asumen varianzas iguales	,935	,356	-,702	10	,499	-1,8993833	2,7067910	-7,9304895	4,1317229
	No se asumen varianzas iguales			-,702	9,112	,500	-1,8993833	2,7067910	-8,0111270	4,2123603

## Triglicéridos en sangre

### → Prueba T

Estadísticas de grupo

Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Trigliceridos P	6	13,718717	4,4817705	1,8296752
Trigliceridos C	6	15,765933	1,7112271	,6986055

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
									Inferior	Superior
Trigliceridos	Se asumen varianzas iguales	5,343	,043	-1,045	10	,320	-2,0472167	1,9585099	-6,4110486	2,3166152
	No se asumen varianzas iguales			-1,045	6,428	,334	-2,0472167	1,9585099	-6,7633007	2,6688674

## Proteínas totales en sangre

### ➔ Prueba T

Estadísticas de grupo

Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Proteína P	6	8,616783	2,7118767	1,1071190
C	6	12,427750	1,2382569	,5055163

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
								Inferior		Superior
Proteína	Se asumen varianzas iguales	1,604	,234	-3,131	10	,011	-3,8109667	1,2170699	-6,5227674	-1,0991659
	No se asumen varianzas iguales			-3,131	6,998	,017	-3,8109667	1,2170699	-6,6890437	-,9328897

## Albúmina en sangre

### ➔ Prueba T

Estadísticas de grupo

Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Albumina P	6	4,240217	,7281598	,2972700
C	6	4,429483	,3076167	,1255840

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
								Inferior		Superior
Albumina	Se asumen varianzas iguales	1,315	,278	-,586	10	,571	-,1892667	,3227085	-,9083060	,5297727
	No se asumen varianzas iguales			-,586	6,730	,577	-,1892667	,3227085	-,9586105	,5800772

## Apéndice 2.- Prueba T – student de los metabolitos en fluido folicular

### Glucosa en fluido folicular

#### Prueba T

Estadísticas de grupo

Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Glucosa P	6	24,142700	9,7698562	3,9885271
C	6	24,247550	9,4961793	3,8767990

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
									Inferior	Superior
Glucosa	Se asumen varianzas iguales	,001	,977	-,019	10	,985	-,1048500	5,5621865	-12,4981738	12,2884738
	No se asumen varianzas iguales			-,019	9,992	,985	-,1048500	5,5621865	-12,4995293	12,2898293

### Colesterol en fluido folicular

#### Prueba T

Estadísticas de grupo

Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Colesterol P	6	17,012567	3,0775348	1,2563983
C	6	15,139150	1,3203894	,5390467

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
									Inferior	Superior
Colesterol	Se asumen varianzas iguales	6,367	,030	1,370	10	,201	1,8734167	1,3671533	-1,1727907	4,9196240
	No se asumen varianzas iguales			1,370	6,780	,214	1,8734167	1,3671533	-1,3807302	5,1275635

## Triglicéridos en fluido folicular

### → Prueba T

Estadísticas de grupo

Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Trigliceridos P	6	9,691450	1,6559326	,6760316
C	6	17,658883	2,7013391	1,1028171

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
									Inferior	Superior
Trigliceridos	Se asumen varianzas iguales	1,856	,203	-6,159	10	,000	-7,9674333	1,2935317	-10,8496016	-5,0852651
	No se asumen varianzas iguales			-6,159	8,293	,000	-7,9674333	1,2935317	-10,9320908	-5,0027759

## Proteínas totales en fluido folicular

### → Prueba T

Estadísticas de grupo

Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Proteina P	6	1,119417	,5665463	,2312915
C	6	3,017700	,7173627	,2928621

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
									Inferior	Superior
Proteina	Se asumen varianzas iguales	,202	,663	-5,087	10	,000	-1,8982833	,3731809	-2,7297822	-1,0667845
	No se asumen varianzas iguales			-5,087	9,490	,001	-1,8982833	,3731809	-2,7358748	-1,0606919

## Albumina en fluido folicular

### → Prueba T

Estadísticas de grupo

Restriccion	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Albumina P	6	,990800	,3314442	,1353115
C	6	1,214883	,2937996	,1199432

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
									Inferior	Superior
Albumina	Se asumen varianzas iguales	,028	,870	-1,239	10	,244	-,2240833	,1808192	-,6269736	,1788070
	No se asumen varianzas iguales			-1,239	9,858	,244	-,2240833	,1808192	-,6277612	,1795945

### Apéndice 3.- Resultados de los metabolitos evaluados

#### Metabolitos sanguíneos del tratamiento 1

GLUCOSA	COLESTEROL	TRIGLICERIDOS	PROTEINA	ALBUMINA
104.673 mg/dl	31.4348 mg/dl	12.1996 mg/dl	6.9657 g/dl	3.2735 g/dl
134.261 mg/dl	30.8872 mg/dl	8.0028 mg/dl	7.8581 g/dl	4.0198 g/dl
125.435 mg/dl	31.4206 mg/dl	10.9361 mg/dl	5.5116 g/dl	5.5082 g/dl
118.624 mg/dl	25.5756 mg/dl	13.493 mg/dl	9.1421 g/dl	4.1157 g/dl
107.624 mg/dl	28.1096 mg/dl	13.0688 mg/dl	8.7554 g/dl	4.1142 g/dl
131.873 mg/dl	28.64 mg/dl	14.612 mg/dl	8.4678 g/dl	4.4099 g/dl

#### Metabolitos sanguíneos del tratamiento 2

GLUCOSA	COLESTEROL	TRIGLICERIDOS	PROTEINA	ALBUMINA
242.862 mg/dl	39.8594 mg/dl	15.1979 mg/dl	12.3471 g/dl	4.2536 g/dl
253.862 mg/dl	32.8381 mg/dl	14.2038 mg/dl	14.6023 g/dl	4.4075 g/dl
286.921 mg/dl	36.4027 mg/dl	14.5538 mg/dl	10.8546 g/dl	4.3944 g/dl
199.659 mg/dl	31.7652 mg/dl	15.3521 mg/dl	11.7925 g/dl	4.7623 g/dl
257.753 mg/dl	29.1114 mg/dl	18.9057 mg/dl	12.3328 g/dl	4.7825 g/dl
287.942 mg/dl	31.4873 mg/dl	16.3823 mg/dl	12.6372 g/dl	3.9766 g/dl

Metabolitos del fluido folicular del tratamiento 1

GLUCOSA	COLESTEROL	TRIGLICERIDOS	PROTEINA	ALBUMINA
15.099 mg/dl	15.5575 mg/dl	11.3434 mg/dl	0.8193 g/dl	0.4717g/dl
23.1907 mg/dl	15.2679 mg/dl	9.875 mg/dl	0.6801 g/dl	1.0729 g/dl
17.593 mg/dl	15.2039 mg/dl	8.6269 mg/dl	1.1674 g/dl	0.9405 g/dl
21.5294 mg/dl	14.3789 mg/dl	10.3155 mg/dl	1.2691 g/dl	1.1688 g/dl
19.7635 mg/dl	19.1559 mg/dl	11.0497 mg/dl	2.1487g/dl	1.4545 g/dl
12.6806 mg/dl	19.5113 mg/dl	6.9382 mg/dl	0.6319g/dl	0.8364 g/dl

Metabolitos del fluido folicular del tratamiento 2

GLUCOSA	COLESTEROL	TRIGLICERIDOS	PROTEINA	ALBUMINA
19.3351 mg/dl	16.6183 mg/dl	13.1789 mg/dl	3.4315 g/dl	1.1884 g/dl
32.2805 mg/dl	14.2611 mg/dl	19.5297 mg/dl	3.0655 g/dl	1.6544 g/dl
21.6139 mg/dl	16.6183 mg/dl	19.5664 mg/dl	2.9725 g/dl	1.3714 g/dl
39.3261 mg/dl	15.9075 mg/dl	20.3472 mg/dl	2.8863 g/dl	0.8984 g/dl
18.307 mg/dl	14.4378 mg/dl	16.4695 mg/dl	2.6561 g/dl	0.9055 g/dl
24.6227 mg/dl	14.3789 mg/dl	16.8616 mg/dl	5.0943 g/dl	1.2897 g/dl

**Apéndice 4.- Prueba T- student para cambios en peso**

Peso inicial en tratamiento 1 y 2

**Prueba T**

Estadísticas de grupo

tto	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
pesoi tto1	6	68,000	5,0498	2,0616
tto2	6	67,583	5,6870	2,3217

Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias							
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia		
										Inferior	Superior
pesoi	Se asumen varianzas iguales	,221	,649	,134	10	,896	,4167	3,1049	-6,5014	7,3348	
	No se asumen varianzas iguales			,134	9,862	,896	,4167	3,1049	-6,5146	7,3479	

Peso inicial y final del tratamiento 2

## Prueba T

### Estadísticas de grupo

tto	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
pesof tto1	6	68,500	5,2249	2,1331
tto2	6	70,250	6,3305	2,5844

### Prueba de muestras independientes

		Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
								Inferior		Superior
pesof	Se asumen varianzas iguales	,366	,559	-,522	10	,613	-1,7500	3,3510	-9,2165	5,7165
	No se asumen varianzas iguales			-,522	9,653	,613	-1,7500	3,3510	-9,2530	5,7530

## Apéndice 5.- Tamaño folicular al realizar OPU

Código	Tamaño del folículo	Tto
71	9.4	P
4	7.7	P
48	15.7	P
56	12.7	P
73	11	P
46	7.4	P
16	8	C
15	9	C
39	7	C
34	7.7	C
35	7	C
49	9.1	C

**Apéndice 6.- Ficha de registro ecográfico de alpacas**



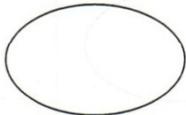
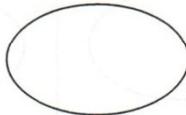
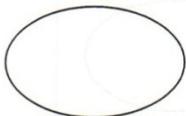
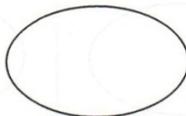
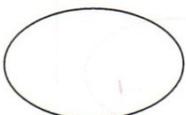
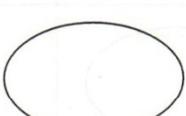
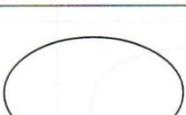
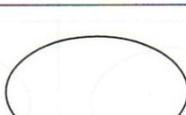
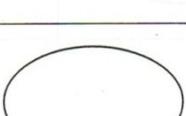
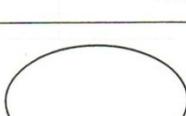
**UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS**  
(Universidad del Perú, DECANA DE AMÉRICA)

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA**  
LABORATORIO DE REPRODUCCIÓN ANIMAL, SECCIÓN DE BIOTECNOLOGÍAS REPRODUCTIVAS



PROYECTO: \_\_\_\_\_

IDENTIFICACIÓN DE LA HEMBRA: \_\_\_\_\_

FECHA	OVARIO DERECHO	OVARIO IZQUIERDO	COMENTARIOS
			
			
			
			
			
			

## Apéndice 7.- Valores referenciales de bioquímica sanguínea (Cornell University)

### Chemistry (Cobas) Reference Intervals

The following reference intervals have been established for the Cobas 501 chemistry analyzer in the Clinical Pathology Laboratory at Cornell University, and went into effect on November 20th 2017. These intervals were derived for serum samples only. The reference intervals for certain analytes are different in heparinized plasma compared to serum (notably potassium, total protein and globulins), but this is species-dependent.

Analyte	Units	Canine	Feline	Equine	Bovine	Caprine*	Alpaca*
Sodium	mEq/L	143-150	149-158	134-142	134-144	143-154	149-156
Potassium	mEq/L	4.1-5.4	3.8-5.5	2.4-4.8	4.0-5.9	4.2-6	4.2-5.9
Chloride	mEq/L	106-114	111-124	95-104	92-99	101-116	105-116
Bicarbonate	mEq/L	14-24	14-20	24-31	22-30	16-26	20-32
Anion Gap	mEq/L	17-27	18-29	12-19	19-26	19-27	16-22
Urea nitrogen	mg/dL	9-26	17-35	10-22	7-19	10-35	11-30
Creatinine	mg/dL	0.6-1.4	0.8-2.1	0.8-1.5	0.4-0.9	0.3-0.8	1-2.3
Calcium	mg/dL	9.4-11.1	9.0-11.3	10.8-12.9	8.9-10.9	8.3-10.3	8.1-9.9
Phosphate	mg/dL	2.7-5.4	2.6-5.5	2.1-4.7	4.1-7.3	4.5-7.8	3.3-7.7
Magnesium	mEq/L	1.5-2.1	1.7-2.2	1.2-1.9	1.6-2.5	1.5-2.2	1.7-2.5
Total protein	g/dL	5.5-7.2	6.6-8.4	5.4-7.0	6.7-8.8	6.2-8	5.6-7.0
Albumin	g/dL	3.2-4.1	3.2-4.3	2.9-3.6	3.3-4.3	2.9-4.0	2.8-4.2
Globulin	g/dL	1.9-3.7	2.9-4.7	2.3-3.8	2.8-5.4	3.0-4.7	2.1-3.1
A/G ratio		0.9-1.9	0.8-1.5	0.8-1.5	0.6-1.6	1.0-2.0	1.0-2.0
Glucose	mg/dL	68-104	71-182	71-122	57-79	35-142	99-146
ALT	U/L	17-95	28-109				
AST	U/L	18-56	17-48	222-489	54-135	62-145	119-285
SDH	U/L	3-13	1-11	1-6	8-48	24-63	0-6
GLDH	U/L	1-20	0-12	2-10	14-141		4-19
LDH	U/L	24-388	71-406	218-555	725-1122		116-443
ALP	U/L	7-115	11-49	88-261	27-127		17-111
GGT	U/L	0-8	0-2	8-33	17-54	24-64	9-35
Total bilirubin	mg/dL	0-0.2	0-0.1	0.5-2.1	0-0.1	0-0.1	0-0.1
Direct bilirubin	mg/dL	0-0.1	0-0	0.1-0.3	0-0	0-0	0-0
Indirect bilirubin		0-0.1	0-0.1	0.3-2.0	0-0.1	0-0.1	0-0.1
Cholesterol	mg/dL	136-392	101-323	68-133	163-397		46-117
Triglycerides	mg/dL	23-102	30-106	14-65	10-19		9-53

\* Based on correlations between new and old instruments.

\*\* A standard comment will be provided versus reference intervals.

+ Serum amyloid A in horses. Some normal horses may have values as high as 21 ug/mL.

++ C-reactive protein in dogs. Some normal dogs may have values as high as 22 mg/L.