

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



TESIS DE GRADO

**ESTUDIO DE LA CALIDAD DEL SEMEN Y EFECTO EN LA FERTILIDAD
DE LLAMAS
EN UN SISTEMA DE EMPADRE CONTROLADO (*Lama glama*)**

Luis Adolfo Pacheco Fernández

La Paz – Bolivia

2007

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**

**ESTUDIO DE LA CALIDAD DEL SEMEN Y EFECTO EN LA FERTILIDAD DE LLAMAS
EN UN SISTEMA DE EMPADRE CONTROLADO (*Lama glama*)**

Tesis de Grado como requisito
Parcial para optar al Título de:
Ingeniero Agrónomo

Luis Adolfo Pacheco Fernández

Tutores:

Ing. Zenón Martínez Flores

Dra. Justina Ordóñez Julio

Asesor:

Ing. Ph.D. Melicio Siles Cano

Comité Revisor:

Ing. MSc. Tito Rodríguez Claros

MVZ. Rene Condori Equice

MVZ. MSc. Ángel Quiton Pérez

APROBADA

Presidente:

.....

DEDICATORIA

A mis padres: Basilio Pacheco V. y Florencia Fernández P. por el apoyo y confianza para culminar mi carrera profesional, a mis hermanos: Carlos, Liliana y Daría, por el continuo apoyo moral recibido y en especial a mi hijo Alex Nilan.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a dios por la vida y por darme la oportunidad de realizarme en este mundo.

Expreso mi mas profundo agradecimiento al Ing. Zenón Martínez Flores, Dra. Justina Ordóñez Julio, quienes orientaron y brindaron su apoyo en el desarrollo del presente trabajo sin limitar esfuerzos como dignos profesionales.

Al Ing. PhD. Melicio Siles Cano, Docente de la Universidad Mayor de San Simón, por haber contribuido con sus conocimientos en la elaboración de este trabajo de investigación.

Al Ing. Luis Daza Villalobos, por las valiosas sugerencias realizadas para la presentación del trabajo.

A los miembros del tribunal revisor: Ing. MSc. Tito Rodríguez Claros, MVZ. Rene Condori Equice y MVZ. MSc. Ángel Quiton Pérez, por la revisión, corrección y sugerencias pertinentes que contribuyeron a una mejor presentación del trabajo.

Al programa; Rumiantes Menores y Camélidos en el Altiplano de Bolivia, CIGAC ENRECA representado por su coordinador; Ing. Zenón Martínez Flores y al Proyecto UNIR-UMSA, representado por su coordinador; Ing. MSc. Jorge Pascuali Cabrera.

A la Estación Experimental Choquenaira, dependiente de la Facultad de Ingeniería Agronómica de la Universidad Mayor de San Andrés, a su Director Ing. PhD. Bernardo Solís G., Ing. Zenón Martínez F. y Ing. Miguel Nogales S., al Sr. Gumercindo y Rosendo postores llameros especializados, quienes apoyaron desinteresadamente la ejecución de la presente investigación.

Al Centro Experimental Agropecuario Condoriri, dependiente de la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias de la Universidad Técnica de Oruro, al Ing. Jhonny Mollo, Jefe del Laboratorio de Reproducción Animal.

Asimismo a los docentes y compañeros de la Facultad de Agronomía, de la Universidad Mayor de San Andrés, que posibilitaron mi formación profesional y a mis amigos por el continuo apoyo brindado.

CONTENIDO

	Página
INDICE	6
LISTA DE CUADROS	12
LISTA DE FIGURAS	13
ANEXOS	14
RESUMEN	15

INDICE

1	INTRODUCCION	16
1.1	OBJETIVOS	18
1.1.1	Objetivo general	18
1.1.2	Objetivos específicos	18
2.	REVISIÓN DE LITERATURA	19
2.1	CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LOS CAMÉLIDOS	19
2.1.1	Población y Distribución de llamas en América y Bolivia	19
2.2	REPRODUCCIÓN DE LOS CAMÉLIDOS	20
2.3	FISIOLOGÍA REPRODUCTIVA DEL MACHO	21
2.3.1	Pubertad	21
2.3.2	Comportamiento Sexual	22
	a) Fase de cortejo o invitacional	22
	b) Fase de cópula o apareamiento	22
2.3.3	Espermatogénesis y producción	23
2.3.3.1	Espermatocitogénesis	23
2.3.3.1	Espermiogénesis	24
2.3.4	Infertilidad del macho	24
2.4	FISIOLOGÍA REPRODUCTIVA DE LA HEMBRA	25
2.4.1	Pubertad	25
2.4.2	Conducta Sexual	26
2.4.3	Celo y ovulación	27
2.4.3.1	Celo	27
2.4.3.2	Ovulación	27
2.4.4	Formación del cuerpo lúteo	27
2.4.5	Gestación	28
2.4.6	Endocrinología de la Reproducción	29
2.4.6.1	Hormonas en la reproducción	29
2.4.6.1	Función de la progesterona	29
2.4.6.2	Progesterona en el plasma sanguíneo	30
2.5	MANEJO Y CONTROL DE LA REPRODUCCIÓN	30
2.5.1	Selección de reproductores	30

2.5.1.1	En hembras.....	31
2.5.1.2	En Machos.....	31
2.5.2	Sistemas de empadre.....	32
2.5.2.1	Empadre masivo o libre.....	32
2.5.2.2	Empadre alternado.....	32
2.5.2.3	Empadre controlado.....	32
2.5.3	Épocas de empadre.....	32
2.5.4	Métodos de diagnóstico de preñez.....	33
2.5.4.1	Conducta sexual.....	33
2.5.4.2	Examen interno o Palpación rectal.....	33
2.5.4.3	Examen externo o balotaje.....	34
2.5.4.4	Prueba del radio inmuno análisis.....	34
2.5.5	Colección de semen.....	34
2.5.5.1	Método electroeyaculación.....	35
2.5.5.2	Método vagina artificial.....	35
2.6	CARACTERÍSTICAS DEL SEMEN.....	35
2.6.1	Valoración Macroscópica.....	35
2.6.2	Valoración Microscópica.....	36
2.6.2.1	Concentración espermática.....	36
2.6.2.2	Morfología espermática.....	36
2.6.2.3	Motilidad espermática.....	37
2.6.2.4	Viabilidad espermática.....	37
3.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	38
3.1	LOCALIZACIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO.....	38
3.1.1	Descripción ecológica.....	38
3.1.1.1	Fisiografía.....	38
3.1.1.2	Clima.....	38
3.1.1.3	Suelo.....	39
3.1.1.4	Vegetación.....	39
3.1.1.5	Ganadería.....	40
3.2	MATERIALES.....	41
3.2.1	Animales de Experimentación.....	41
3.2.2	Instalaciones.....	41

3.2.3	Equipo y Materiales	41
	a) De campo	41
	b) De Laboratorio.....	42
	c) Reactivos.....	42
3.3	METODOLOGÍA.....	42
3.3.1	Etapa pre – experimental.....	42
3.3.2	Selección del macho.....	43
3.3.3	Selección de hembras	44
3.3.4	Identificación de los reproductores	45
3.3.5	Manejo de animales.....	45
	3.3.5.1 Alimentación	45
	3.3.5.2 Sanidad.....	46
3.3.6	Empadre	46
	3.3.6.1 Elección del macho y hembras para el empadre.....	46
	3.3.6.2 Época de empadre.....	47
	3.3.6.3 Sistemas de empadre	47
	a) Montas Consecutivas	48
	b) Montas discontinuas.....	48
3.3.7	Colección de semen	49
	3.3.7.1 Evaluación del semen.....	50
	3.3.7.2 Examen microscópico.....	50
	3.3.7.2.1 Morfología espermática.....	50
	3.3.7.2.2 Concentración espermática	52
	3.3.7.2.3 Motilidad espermática	53
	3.3.7.2.4 Viabilidad espermática	54
3.3.8	Recolección de muestras de sangre.....	55
	3.3.8.1 Separación del suero sanguíneo	55
	3.3.8.2 Almacenado del suero sanguíneo	56
3.3.9	Métodos de diagnóstico de preñez	56
	3.3.9.1 Diagnóstico de preñez por Conducta sexual	56
	3.3.9.2 Diagnóstico de preñez por Radioinmunoanálisis (RIA)	56
3.4	ANÁLISIS ESTADÍSTICO	57
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	59
4.1	CONDUCTA SEXUAL DE LLAMAS EN EL EMPADRE.....	59

4.1.1	Número de montas consecutivas por reproductor macho	59
4.1.2	Número de hembras expuestas y apareadas por montas discontinuas	60
4.1.3	Número de servicios ejecutados por cada semental macho	61
4.1.4	Conducta sexual de sementales machos y hembras en el empadre.....	62
4.1.4.1	Cortejo, fase invitacional o exploratorio	62
4.1.4.2	Cópula, monta o apareamiento.....	62
4.2	EVALUACIÓN MICROSCÓPICA DEL SEMEN	63
4.2.1	Concentración espermática	63
4.2.2	Morfología espermática	66
4.2.2.1	Espermatozoides normales	66
4.2.2.2	Espermatozoides anormales	68
4.2.2.1.1	Espermatozoides con cabeza anormales	68
4.2.2.1.2	Espermatozoides con defectos de sección intermedia	70
4.2.2.1.3	Espermatozoides con defectos de la cola.....	72
4.2.2.1.4	Espermatozoides con defectos mixtos.....	73
4.2.3	Motilidad espermática	78
4.2.3.1	Espermatozoides muy móviles	78
4.2.3.2	Espermatozoides con movimiento lento	78
4.2.3.3	Espermatozoides con movimiento in situ.....	79
4.2.3.4	Espermatozoides inmóviles	81
4.2.4	Viabilidad espermática.....	83
4.2.4.1	Espermatozoides móviles vivos.....	83
4.2.4.2	Espermatozoides inmóviles vivos	84
4.2.4.3	Espermatozoides muertos	85
4.2.5	Relación entre número de montas y diagnóstico de preñez.....	88
4.2.5.1	Relación entre montas discontinuas y diagnóstico de preñez desacumulada.....	88
4.2.5.2	Relación entre montas consecutivas y proporción de hembras preñadas.....	88
4.2.6	Características del semen en función a las montas discontinuas	89
4.2.6.1	Concentración de espermatozoides en función a montas discontinuas	89
4.2.6.2	Morfología de espermatozoides en función a montas discontinuas.....	90
4.2.6.3	Motilidad de espermatozoides en función a montas discontinuas....	90
4.2.6.4	Viabilidad de espermatozoides en función a montas discontinuas....	91
4.2.7	Características del semen en función a las montas consecutivas.....	92
4.2.6.1	Concentración espermática en función a las montas consecutivas ...	92
4.2.6.2	Morfología espermática en función a las montas consecutivas.....	93
4.2.6.3	Motilidad espermática en función a las montas consecutivas	93
4.2.6.4	Viabilidad espermática en función a las montas consecutivas	94
4.3	TIEMPO DE CÓPULA.....	95
4.3.1	Tiempo de cortejo	95
4.3.2	Tiempo de cópula	97
4.4	MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO DE PREÑEZ.....	99
4.4.1	Diagnóstico de preñez por conducta sexual.....	99
4.4.2	Diagnóstico de preñez por radio inmuno análisis (RIA).....	100
4.4.3	Evaluación de métodos de diagnostico de gestación en llamas.....	102
4.5	TIEMPO DE GESTACIÓN	104

5.	CONCLUSIONES	105
6.	RECOMENDACIONES	109
7.	REVISIÓN DE LITERATURA	110

ANEXOS

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1.	Población y distribución de camélidos en América y Bolivia.....	18
Cuadro 2.	Población de llamas en Bolivia	18
Cuadro 3.	Población de llamas en el departamento de La Paz.....	19
Cuadro 4.	Periodo de gestación en llamas	27
Cuadro 5.	Peso inicial del macho y la hembra para la reproducción.....	43
Cuadro 6.	Esquema de montas consecutivas y discontinuas.....	47
Cuadro 7.	Organización de grupos para la recolección de muestras de sangre	54
Cuadro 8.	Análisis de varianza de la concentración de espermatozoides.....	63
Cuadro 9.	Análisis de varianza de los espermatozoides normales	65
Cuadro 10.	Análisis de varianza de espermatozoides con cabezas anormales.....	67
Cuadro 11.	Análisis de varianza de espermatozoides con defectos de la sección intermedia.....	69
Cuadro 12.	Análisis de varianza de espermatozoides con defectos en la cola	71
Cuadro 13.	Análisis de varianza de espermatozoides con defectos mixtos	72
Cuadro 14.	Análisis de varianza de espermatozoides de movimiento lento.....	77
Cuadro 15.	Análisis de varianza de espermatozoides de movimiento “in situ”	79
Cuadro 16.	Análisis de varianza de espermatozoides inmóviles.....	80
Cuadro 17.	Análisis de varianza de espermatozoides móviles vivos	82
Cuadro 18.	Análisis de varianza de espermatozoides inmóviles vivos.....	83
Cuadro 19.	Análisis de varianza de espermatozoides muertos.....	85
Cuadro 20.	Relación entre montas discontinuas y hembras preñadas	87
Cuadro 21.	Relación entre montas consecutivas y hembras preñadas.....	88
Cuadro 22.	Concentración de espermatozoides en función a las montas discontinuas.....	88
Cuadro 23.	Morfología de espermatozoides en función a las montas discontinuas.....	89
Cuadro 24.	Motilidad de espermatozoides en función a las montas discontinuas	90
Cuadro 25.	Viabilidad de espermatozoides en función a las montas discontinuas	90
Cuadro 26.	Concentración espermática en función a las montas consecutivas.....	91
Cuadro 27.	Morfología espermática en función a las montas consecutivas.....	92
Cuadro 28.	Motilidad espermática en función a las montas consecutivas	92
Cuadro 29.	Viabilidad espermática en función a las montas consecutivas	93
Cuadro 30.	Análisis de varianza del tiempo de cortejo en minutos	94
Cuadro 31.	Análisis de varianza del tiempo de cópula en minutos	96
Cuadro 32.	Tasas de preñez diagnosticados por conducta sexual	98

Cuadro 33. Niveles de progesterona y tasas de preñez diagnosticados por el método RIA.....	100
Cuadro 34. Efectividad de los métodos de diagnóstico	101
Cuadro 35. Tiempo de gestación.....	103

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Datos Climatológicos de la Estación Experimental Choquenaira	38
Figura 2. Porcentaje de hembras empadradas en la 1 ^{ra} , 2 ^{da} y 3 ^{ra} monta consecutiva	58
Figura 3. Porcentaje de hembras empadradas en la 1 ^{ra} , 2 ^{da} , 3 ^{ra} y 4 ^{ta} monta discontinua	59
Figura 4. Número de servicios ejecutados por los sementales machos.....	60
Figura 5. Variación de la concentración de espermatozoides	63
Figura 6. Variación de la proporción de espermatozoides normales.....	66
Figura 7. Variación de la concentración de espermatozoides con cabeza anormales.....	68
Figura 8. Variación de los espermatozoides con defectos en la sección intermedia	70
Figura 9. Variación de los espermatozoides con defectos en la cola en función al número de montas.....	72
Figura 10. Variación de los espermatozoides con defectos mixtos en función al número de montas.....	73
Figura 11. Variación de los espermatozoides de movimiento lento.....	78
Figura 12. Variación de los espermatozoides de movimiento “ <i>in situ</i> ”.....	79
Figura 13. Variación de los espermatozoides inmóviles.....	80
Figura 14. Variación de los espermatozoides móviles vivos	83
Figura 15. Variación de los espermatozoides inmóviles vivos.....	84
Figura 16. Variación de los espermatozoides muertos.....	85
Figura 17. Variación del tiempo de cortejo entre montas discontinuas y consecutivas.....	95
Figura 18. Variación del tiempo de cópula entre montas discontinuas y consecutivas	97
Figura 19. Morfología de los espermatozoides teñidos con tinción Giemsa.....	76
Figura 20. Viabilidad de los espermatozoides teñidos con tinción eosina.....	86

ANEXOS

- Anexo 1.** Representación Diagramática de la espermatogénesis
- Anexo 2.** Características físicas del suelo de la Estación Experimental Choquenaira
- Anexo 3.** Instalaciones
- Anexo 4.** Cronograma de montas
- Anexo 5.** Peso inicial de reproductoras hembras
- Anexo 6.** Peso vivo de reproductores machos
- Anexo 7.** Número de montas consecutivas por reproductor macho
- Anexo 8.** Número de hembras expuestas y apareadas por monta discontinua
- Anexo 9.** Análisis del efecto de factores principales sobre la concentración espermática en llamas
- Anexo 10.** Promedio de la concentración espermática entre montas discontinuas y consecutivas
- Anexo 11.** Análisis del efecto de factores principales sobre la morfología espermática en llamas
- Anexo 12.** Promedio de los espermatozoides normales entre montas consecutivas y discontinuas
- Anexo 13.** Promedio de los espermatozoides anormales entre consecutivas y discontinuas
- Anexo 14.** Análisis del efecto de los factores principales sobre la motilidad espermática en llamas
- Anexo 15.** Promedio de la motilidad espermática entre montas consecutivas y discontinuas
- Anexo 16.** Análisis del efecto de los factores principales sobre la viabilidad espermática en llamas
- Anexo 17.** Promedio de la viabilidad espermática entre montas consecutivas y discontinuas
- Anexo 18.** Influencia de los factores principales sobre el tiempo de cortejo y tiempo de cópula en llamas
- Anexo 19.** Datos climáticos de la Estación Experimental Choquenaira

RESUMEN

La investigación se llevo a cabo, en la Estación Experimental de Choquenaira dependiente de la Facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés, con el apoyo del Programa Rumiantes Menores y Camélidos, CIGAC ENRECA y del Proyecto UNIR-UMSA. El objetivo del presente trabajo fue estudiar un tópico de la fisiología reproductiva del macho, relacionado con la selección y evaluación de la calidad del semen de los reproductores. Además se realizó una evaluación del comportamiento sexual en la fertilidad tanto del macho como de la hembra, mediante métodos de detección de gestación tradicionales pero modificados, denominado sistema de empadre controlado (1 macho:5 hembras/día), de 4 reproductores machos y 20 reproductoras hembras mayores a 2 años de edad, evaluadas por conducta sexual y radio inmuno análisis (RIA), bajo un intervalo de monta de 15 días hasta completar un máximo de 4 montas por hembra receptiva. Los resultados que destacan en el sistema de empadre controlado (natural), fueron el peso vivo promedio al empadre de los machos y hembras de 85.00 kg y 76.05 kg respectivamente, las hembras requirieron más servicios para lograr incrementar la fertilidad, obteniéndose tasas de natalidad promedio de 82.96% y 79.30% diagnosticados por los métodos de conducta sexual y radioinmunoanálisis (RIA), respectivamente. La concentración espermática fue determinada mediante una cámara de recuento newbauer registrando un promedio de 265879.90 esp/mm³. La morfología espermática fue determinada en frotis de semen con colorante de Giemsa, obteniéndose 15.87% de espermatozoides normales y 83.72% de espermatozoides anormales (Espermatozoides con cabezas anormales 58.99%, defectos de la cola 4.45%, defectos de la sección intermedia 7.75% y defectos mixtos 12.53%). No se apreció una motilidad masal, solo se observó, 2.57% espermatozoides de movimiento lento, 23.31% espermatozoides de movimiento "in situ" y 74.26 espermatozoides inmóviles entre montas consecutivas y con las montas discontinuas, las observaciones variaron de 2.74%, 23.17% y 74.36% para espermatozoides con movimiento lento, "in situ" e inmóviles, respectivamente. La viabilidad espermática expresados en términos porcentuales, entre montas consecutivas fueron de 7.05%, 22.54% y 70.21% de espermatozoides móviles vivos, espermatozoides inmóviles vivos y espermatozoides muertos respectivamente y la variación en las montas discontinuas de los espermatozoides móviles vivos e inmóviles vivos fueron de 6.97% y 22.79% respectivamente y los espermatozoides muertos fue de 70.15%. La variabilidad se debió al hbitad (altura, humedad, temperatura, alimentación), sistema de crianza (extensivo e intensivo). El tiempo de cortejo calculado fue de 1.30 ± 0.38 minutos y tiempo de cópula en un sistema de empadre registró 15.10 ± 3.23 minutos.

1 INTRODUCCION

Bolivia posee la mayor población de llamas en el mundo, seguido por el Perú y en menor cuantía Argentina, Chile y Ecuador. De acuerdo al censo de UNEPCA (1997), la población llega a 2'398.572 cabezas en el ámbito nacional, representando el 60% de la población de llamas en el mundo.

En el altiplano boliviano, la crianza de llamas es una actividad de importancia económica y familiar. Constituye una fuente principal de proteína, vestimenta, medio de transporte y combustible para el poblador andino. Debido a las características peculiares de adaptación a la altura y a las condiciones extremas de cultura, es un recurso genético del futuro.

Muchos de los trabajos de investigación realizados en llamas en los Centros Experimentales del país, se refieren a aspectos medio ambientales; como la alimentación, manejo, sanidad y están dirigidos en su mayoría a las hembras, por constituir el mayor capital de una tropa, conociéndose poco o nada sobre la fisiología reproductiva de los machos. La selección del reproductor macho, en su mayoría está más dirigido a aspectos de conformación y características fenotípicas, como la fibra de color entero, dejando de lado las características reproductivas relacionadas con la calidad del semen.

La fertilidad en llamas es baja, está entre un rango de 45% en condiciones tradicionales según Rodríguez-Claure (1982) y Rodríguez y Cardozo (1989) y 61% a nivel de estación experimental Rodríguez y Cardozo (1989), aunque últimamente se logró elevar a 90.6% según Hinojosa y Ruiz (1999). La baja tasa de fertilidad puede deberse íntegramente al reproductor macho como también a la hembra. En el caso del macho, su influencia negativa puede pasar desapercibida, no obstante haber demostrado una conducta normal y libido sexual bueno; diseminando características indeseables y otros defectos hereditarios como ser subfertilidad y/o esterilidad, consecuencia de la baja calidad del semen, determinados por la alta incidencia de

anormalidades tanto de los gametos producidos por los machos, como de los órganos relacionados con la reproducción. En el caso de la hembra, si ésta no se reproduce durante dos años consecutivos puede ser identificada y descartada, después de la segunda campaña de empadre.

El macho, cumple un rol importante tanto en el proceso reproductivo como en el mejoramiento genético y depende de la correcta selección, de la adecuada alimentación, de la atención de los problemas sanitarios y de los cuidados que se le preste para el éxito de su producción.

Se plantea la necesidad de realizar un trabajo de investigación sobre un tópico particular de la fisiología reproductiva del macho, que tiene que ver con la selección de reproductores, en base a la evaluación de la calidad del semen, obtenido en diferentes montas consecutivas y a intervalos constantes en el momento mismo de una campaña de empadre, en sistema controlado.

Además se plantea realizar una evaluación del comportamiento sexual de ambos sexos y de la fertilidad de hembras, a través de métodos de detección de preñez tradicionales, comparados con un método de diagnóstico de gestación moderno.

Bajo estos antecedentes se planteo los siguientes objetivos:

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo general

- Estudiar la calidad de semen de reproductores durante el empadre y su efecto en la fecundidad de llamas.

1.1.2 Objetivos específicos

- Describir la conducta sexual del macho y de la hembra en un sistema de empadre controlado y el tiempo de cópula en llamas.
- Evaluar la concentración y anomalías morfológicas de los espermatozoides a intervalos de monta consecutivo y discontinuo.
- Determinar el efecto de la calidad del semen, en la fecundación de la hembra durante el periodo de monta consecutivo y discontinuo.
- Comparar la efectividad de dos métodos de detección de preñez, conducta sexual y Radioinmunoanálisis (RIA) en llamas, durante el empadre controlado.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LOS CAMÉLIDOS

2.1.1 Población y Distribución de Camélidos en América y Bolivia

Actualmente los Camélidos Sudamericanos (Cuadro 1), están distribuidos en la zona Andina que comprende los países de Perú, Bolivia, Argentina, Chile y Ecuador (Flores-Ochoa, 1982).

Cuadro 1. Población de llamas en América Andina

Países	Número de Llamas	Porcentaje (%)
Bolivia	*2'398.572	66,76
Perú	989.593	27,55
Argentina	135.000	3,76
Chile	59.457	1,65
Ecuador	9.687	0,27
Colombia	200	0,01
TOTAL	3'592.572	100

Fuente: FAO (1991) señalado por Tapia (1993); UNEPCA, 1997*

De acuerdo a Carpio (1991), en América del sur, la población de llamas se ha concentrado más en el área boliviana que en otras zonas; cuenta con 2.5 millones de cabezas, que representa el 70% de población mundial.

En el Cuadro 2, nos muestra el estimado de la población Nacional de llamas.

Cuadro 2. Población de llamas en Bolivia

Departamento	Número de Llamas	Porcentaje (%)
Oruro	1'205.823	50.27
Potosí	797.790	33.26
La Paz	295.894	12.34
Cochabamba	98.707	4.12
Otros departamentos	358	0.01
TOTAL	2'398.572	100

Fuente: UNEPCA, 1997

La mayor masa de llamas se encuentra concentrada en el departamento de Oruro con 1'205.823 cabezas, representando el 50.27% del total Nacional, el resto en Potosí (33.26%), La Paz (12.34%), Cochabamba (4.12%) y Tarija (0.01%), contando con un total de 1'192.749 de llamas que significa el 49.73% de Sudamérica.

Con datos del I Censo Nacional de camélidos de 1997 se tiene la distribución de números de cabezas por provincias en el departamento de La Paz, como se detalla en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Población de llamas en el departamento de La Paz.

Provincias	Número de Cabezas	Porcentajes (%)
Pacajes	93,392	31.56
Ingavi	56,874	19.22
José Manuel Pando	39,081	13.21
Inquisivi	36,652	12.39
Los Andes	18,865	6.38
Murillo	8,206	2.77
Franz Tamayo	8,003	2.70
Aroma	7,771	2.63
Loayza	7,137	2.41
Camacho	5,295	1.79
Saavedra	4,525	1.53
Omasuyo	2,659	0.90
Larecaja	2,459	0.83
Muñecas	2,400	0.81
Sud Yungas	1,265	0.43
Gualberto Villarroel	1,182	0.38
Manco Kapac	128	0.04
TOTAL	295.894	100

Fuente: UNEPCA, 1997 (I Censo Nacional de Camélidos)

2.2 REPRODUCCIÓN DE LOS CAMÉLIDOS

La reproducción sexual de las llamas requiere del aporte conjunto de hembras y machos, capaces de producir gametos viables, de la cópula oportuna, capacitación espermática, reacción del acrosoma, fecundación e implantación en el útero (Sumar, 1992). Además la reproducción sexual está condicionada de la alimentación adecuada, medio ambiente y estado de salud de los animales.

Novoa (1991), señala que el éxito de la eficiencia reproductiva de la llama depende de los mecanismos fisiológicos. Que estarían influenciados potencialmente por factores ambientales existentes entre regiones, entre sistemas de manejo y entre edades de los animales.

En cambio Rodríguez-Claure (1982), indica que la estacionalidad reproductiva en llamas no está influenciada por la estación del año, es posible que se encuentre condicionada por el sistema de manejo. Así podemos mencionar que la mejor época del año para el nacimiento es el periodo de verano (Diciembre, Enero y Febrero).

Por su parte Novoa y Flores (1991), manifiesta que la estacionalidad reproductiva en llamas y alpacas es activa todo el año. Mientras que una asociación continua entre hembras y machos por más de 15 días, se evidencia la presencia del efecto inhibitor sobre la actividad sexual del macho, probablemente el reinicio de la actividad sexual esté influenciado por el cambio de estación (disponibilidad de alimento) o a la presencia de mayor número de hembras en celo como consecuencia de los partos producidos. Sin embargo hembras que se mantienen en rebaños separados de machos no presentan estación reproductiva.

2.3 FISIOLÓGÍA REPRODUCTIVA DEL MACHO

2.3.1 Pubertad

Sumar (1991), define la pubertad como la edad en que se inicia la espermatogénesis; o cuando los espermatozoides fértiles se encuentran en la eyaculación y los animales manifiestan una conducta sexual similar a los machos adultos. En la llama al nacimiento, el pene se encuentra completamente adherido al prepucio, desaparecen gradualmente cuando crece y se inicia la producción de testosterona por el testículo. El peso promedio al momento de la liberación pene-prepucial, fue de 48 - 92.5 kg y de 9 – 31 meses de edad (Sumar, 1991).

En cambio Novoa (1991), indica que la pubertad se manifiesta cuando el animal es capaz de liberar gametos viables y manifestar una conducta sexual similar al observado en machos al año, 2 años y 3 años de edad, donde se encontró 16, 50 y 100% de alpacas sin adherencia pene-prepucial.

Según Huanca (1990) y (1993), indica que la pubertad no significa madurez sexual, y que generalmente se alcanza a una edad o peso corporal determinado. A los 2 años de edad el 70% de los machos muestran liberación pene-prepucial y a los 3 años de edad el 100% están aptos para reproducirse.

Mientras que Sumar (1992), menciona que la pubertad se alcanza aproximadamente a los 2 años de edad, cuando el desarrollo testicular y la secreción de testosterona, produce la liberación del pene prepucial.

2.3.2 Comportamiento Sexual

La conducta sexual de las llamas y alpacas es muy típica y muy especial cuando se juntan machos y hembras en él empadre. Los machos comienzan el cortejo trotando detrás de las hembras al azar. Si la hembra está en celo permitirá que el macho la monte y tomará la posición de cubito-ventral para el apareamiento (Huanca, 1993).

El proceso de apareamiento en llamas, se divide en dos fases; fase invitacional y apareamiento propiamente dicha (Rodríguez-Claure, 1982).

- a) Fase cortejo:** se inicia cuando el macho al ser introducido en el rebaño de hembras persigue a cualquiera de ellas, embistiéndola tratando de montarla, Sumar (1991).

- b) Fase de cópula:** implica la monta e inserción del pene, movimientos pélvicos del macho y la eyaculación (Novoa y Leyva, 1996).

2.3.3 Espermatogénesis y producción

La espermatogénesis es el proceso por medio del cual se forman los espermatozoides en los túbulos seminíferos de los testículos, no se conoce la duración del ciclo espermático ni de la producción espermática, Novoa (1991).

Delhon y Lawzewitsch (1987), citados por los mismos autores, describieron las características microscópicas y estructurales de los elementos celulares involucrados en el proceso de la espermatogénesis en la llama, basándose en la apariencia de las células germinales identificaron 8 etapas celulares en los túbulos seminíferos de las llamas, después de una fijación histológica los túbulos miden 223.03 ± 1.98 micras de diámetro, en el epitelio seminífero están presentes espermatogonias de tipos A y B que difieren de tamaño;

Las espermatogonias de tipo A, se caracterizan por los individuos celulares relativamente grandes, más o menos aplanados lo que depende de su localización en la base del túbulo seminífero, el núcleo es de forma ovoide envuelto en fina membrana nuclear. En cambio las espermatogonias de tipo B difieren del tipo anterior sobre todo por su tamaño menor y su núcleo esférico, este tipo de espermatogonias se separa de la membrana basal del túbulo durante su metafase y como producto de la espermatogonia de tipo B, se desarrollan los espermatoцитos primarios, en su inicio son muy parecidos a las células maternas.

Bearden y Fuquay (1995), señalan que la espermatogénesis se divide en dos fases; la espermatocitogénesis y la espermiogénesis (Anexo 1).

2.3.3.1 Espermatocitogénesis

La primera etapa de la espermatogénesis, es la división mitótica de un espermatogonio que forma un espermatogonio latente y un espermatogonio activo;

El espermatogonio latente permanece en el epitelio germinal cerca de la membrana basal para repetir el proceso. El espermatogonio activo sufrirá cuatro divisiones mitóticas, formando 16 espermatocitos primarios (Frank y Bollati, 1995; Bearden y Fuquay, 1995).

En la siguiente etapa, cada espermatocito primario sufrirá una división meiótica, para formar dos espermatocitos secundarios con esta división el complemento cromosómico del núcleo se reduce a la mitad entonces el espermatocito secundario contiene cromosoma (n). Horas después de su formación cada espermatocito secundario se dividirá de nuevo formando así dos espermátides. Así pues se formarán cuatro espermátides a partir de cada espermatocito primario (Frank y Bollati, 1995; Bearden y Fuquay, 1995).

2.3.3.2 Espermiogénesis

En esta etapa las espermátides se adhieren a las células de Sertoli. Cada espermatogonio sufre una metamorfosis, formando un espermatozoide. Durante esta metamorfosis, el material nuclear se vuelve compacto, una parte de la célula forma la cabeza del espermatozoide, mientras que el resto se elonga para formar la cola. El espermatozoide recién formado se libera entonces de la célula de Sertori y será forzado a salir a través del lumen de los túbulos seminíferos hacia la retetestis (Frank y Bollati, 1995; Bearden y Fuquay, 1995).

2.3.4 Infertilidad del macho

La esterilidad, por lo general se define como la incapacidad de fecundar a las hembras, que produce pérdidas grandes e insidiosas por la deficiente procreación de animales que parecen prometedores, comunicación personal Martínez (2004). Está asociada a anomalías hormonales, anatómicas y funcionales del sistema reproductor del macho.

Por su parte Novoa y Leyva (1996), menciona que la esterilidad del macho está asociada con anomalías anatómicas y funcionales serias del sistema reproductor. Éstas condiciones patológicas (hipoplasias, criptorquidismo y quistes), afectan la función reproductiva de los machos, y tienen un efecto importante sobre las tasas de natalidad (Sumar, 1991).

Según, West (1992), indica que las causas más comunes e importantes de la esterilidad son:

- La alimentación; la subalimentación es la causa más común, la grasa excesiva también conduce incapacidad del macho para aparearse.
- Ambiente y explotación; un repentino cambio de ambiente, confinamiento en lugares oscuros o la falta de ejercicio, son factores que predisponen a la esterilidad.
- Enfermedades de los órganos genitales; inflamación de los testículos, las adherencias entre pene y el prepucio.
- Anormalidades hereditarias; el criptorquidismo, la hipoplasia.

San Martín (1961), citado por Sumar (1991), indica que la baja natalidad en alpacas, era consecuencia de la pseudopreñez causada por la presencia de un alto porcentaje de machos estériles.

2.4 FISIOLÓGÍA REPRODUCTIVA DE LA HEMBRA

2.4.1 Pubertad

Vilela (1995), considera que una hembra llega a la pubertad cuando es capaz de producir óvulos fértiles y manifestar una conducta sexual similar a las hembras adultas. Las hembras en alpacas entre 12 y 14 meses de edad pueden demostrar celo, comportamiento sexual, tasas de ovulación, fecundación y gestación similar a las adultas.

El peso vivo del animal tiene influencia en la edad de la pubertad de llamas y alpacas hembras, Sumar (1992), efectivamente este peso corporal se alcanza aproximadamente al año de edad. Si la hembra logra un 60% de su peso adulto, esta en capacidad de reproducirse sin problema alguno (Novoa, 1991).

Por su parte Huanca (1993), reporta que a los 12 meses de edad las hembras primerizas responden similarmente a las adultas, el criterio que rige para el primer servicio es el peso o desarrollo corporal y no necesariamente la edad.

2.4.2 Conducta sexual

Solís (2000), indica que el comportamiento en alpacas, son típicas y fácilmente detectables, las hembras en celo al ser requeridas por el macho, adoptan la posición cópulatoria (de cubito ventral) o se acercan a las parejas en cópula. Ocasionalmente las hembras en celo se montan entre si.

El macho introducido en un rebaño de hembras, inmediatamente embiste a la primera hembra que tiene a su alcance. La hembra al ser requerida emprende veloz carrera hasta que finalmente, si está en celo se para y se deja montar de pie para luego caer echada sobre su vientre y aceptar la cópula. Otras hembras en celo se acercan a las parejas que están en apareamiento, huelen al macho y se echan al suelo permaneciendo en esa posición a veces por todo el tiempo que dura la cópula, algunas hembras montan a otras que están echadas (Novoa, 1991).

Fowler (1991), menciona que la llama hembra receptiva acepta al macho, por periodos que varían de varias horas a varios días, se presume que está asociado con el tiempo de ovulación. Una hembra no receptiva, demuestra su rechazo negándose adoptar la posición de cubito ventral, escapando del macho y si éste persiste la escupe.

2.4.3 Celo y ovulación

2.4.3.1 Celo

Huanca (1993), menciona que la mayoría de las hembras de las especies domésticas tienen ciclo estruales definidos (vaca, oveja). En cambio los camélidos andinos se caracterizan por la ausencia de ciclos estruales definidos y se debe a que los folículos ováricos no se rompen espontáneamente sino que permanecen intactos, a menos que sean estimulados por la cópula (Novoa, 1991).

2.4.3.2 Ovulación

Se ha demostrado que la ovulación en llamas, depende del estímulo coital y ocurre 26 Hr. después de la cópula, Novoa (1991), cita a Rodríguez (1959).

También la ovulación pueden ser inducidas mediante inyecciones intramusculares o intravenosas de hCG (Gonadotropina coriónica humana), de LH (Luteinizante) (Novoa y Flores, 1991). Cuyo conocimiento de la variación en el tiempo de ovulación post-coito es importante en el manejo del empadre (Fowler, 1991).

2.4.4 Formación del cuerpo lúteo

Posterior a la ovulación se inicia la formación del cuerpo lúteo al igual que en otras especies (England y col, 1969). Donde las células del folículo, secretoras de estrógenos se transforman en secretoras de progesterona, ésta estructura transformada se conoce como cuerpo lúteo (Novoa y Leyva, 1996).

En las llamas preñadas y no preñadas, el cuerpo lúteo alcanza su máximo desarrollo (16 mm) el día 8 post-servicio según Iñiguez y Cardozo, (1968); Sumar y Leyva (1981).

2.4.5 Gestación

Se considera el inicio de la gestación propiamente dicha, al momento que se fija el embrión y comienza el desarrollo de las membranas fetales, en tanto el embrión está nadando en el líquido endometrial o leche uterina por lapso de 21 hasta 25 días (Vilela, 1995).

Cuadro 4. Periodo de gestación en llamas

	Llama
Días gestación	348 ± 9.0
± EE	350 ± 4.0

Fuente: León et al, 1990 y Cardozo, 1954

Según el Cuadro 4 la gestación en camélidos es muy prolongado dura aproximadamente 345 a 350 (Loetz, 1995), según San Martín *et al* (1968); León *et al* (1990), en llamas tiene una duración de 348 ± 9,0 días y 350 ± 4,0 días.

La preñez en llamas se mantiene por la función del cuerpo lúteo, que produce progesterona y sus productos hormonales, la remoción en cualquier fase de la gestación interrumpe el proceso. Los primeros incrementos de progesterona detectables en la sangre se registran a los 3 hasta 4 días, alcanzando un pico a los 8 días post ovulación; luego a los 9 y 11 días se registra una caída transitoria que se interpreta como el momento en que ocurre el reconocimiento maternal de la preñez (Novoa y Leyva, 1996). A partir del cual se mantiene elevado los niveles de progesterona durante toda la preñez, excepto a los 2 últimas semanas que declina hasta que ocurra el parto.

Tanto en llamas y alpacas la localización del feto ocurre en el cuerno uterino izquierdo, esto a pesar de que la actividad ovárica es similar en ambos ovarios (Novoa y Leyva, 1996; Novoa, 1991). La actividad del cuerno uterino izquierdo, tiene efecto local y sobre el cuerpo lúteo del ovario derecho

2.4.6 Endocrinología de la reproducción

2.4.6.1 Hormonas en la reproducción animal

El sistema endocrino rige todas las funciones del organismo, muchas hormonas producen una amplia variedad de actividades las que controlan los procesos de la reproducción que derivan principalmente de ciertas áreas del hipotálamo, hipófisis, gónadas, placenta y el útero (Hafez, 1992).

Por la forma de acción, las hormonas de la reproducción se dividen en hormonas primarias y secundarias. Las primeras forma parte directa de varios aspectos de la reproducción como la espermatogenesis, ovulación, comportamiento sexual, fecundación, implantación, mantenimiento de gestación, parto, lactación y amplitud materna (LH-RH, PIF, FSH, LH, HCG, PMSG, estrógenos, progesterona, andrógenos, inhibina y relaxina), Hafez (1992). Mientras que las segundas son necesarias para el bienestar en general, influyendo en el crecimiento, desarrollo y metabolismo que permite la acción de la reproducción.

Las hormonas se clasifican en péptidos entre los principales tenemos; a la hormona luteinizante (LH), folículo estimulante (FSH), prolactina (PRL), liberadora de gonadotropinas (GnRH), gonadotropina cariónica humana (HCGh), gonadotropina sérica equina "metamerazine" (PMSG), lactógenos placentarios (PLs), factor inhibidor de la prolactina (PIF), factor liberador de la prolactina (PRF) y los derivados del colesterol (esteroides) son agrupados como hormonas esteroides, como los andrógenos, progestágenos y estrógenos (Galina *et al*, 1991).

2.4.6.2 Función de la progesterona

Hafez (1992), menciona que la progesterona prepara al útero para la implantación y el mantenimiento de la preñez mediante el aumento de las glándulas secretoras del endometrio y la inhibición de la motilidad de éste.

Asimismo actúa sinérgicamente con el estrógeno para inducir el comportamiento del estro en la oveja, una vez realizado la fecundación inhibe las posteriores ovulaciones.

2.4.6.3 Progesterona en el plasma sanguíneo

La progesterona, es el progestágeno que se presenta en mayor cantidad de la forma natural, es secretada también por la placenta y la glándula suprarrenal, que es transportada en la sangre por la globulina, de manera similar a lo que ocurre con el andrógeno y estrógeno, se considera que la secreción está estimulada por la LH, especialmente en animales domésticos (Hafez, 1992).

2.5 MANEJO Y CONTROL DE LA REPRODUCCIÓN

El objetivo del manejo durante el empadre es asegurar que los machos se mantengan activos sexualmente y sean capaces de servir a todas las hembras que están en celo. Muchas de estas hembras, que son potencialmente fértiles, si no son reservadas se quedarán vacías (Novoa y Leyva, 1996).

En todo caso, la reproducción sexual de los camélidos requieren de hembras y machos sanos capaces de producir gametos viables, cópula oportuna, unión de gametos, la formación del cigoto y posterior implante en el útero (Novoa, 1991).

2.5.1 Selección de reproductores

Según Huanca (1989), indica que los criadores realizan la selección generalmente en base al examen de órganos genitales y observaciones zootécnicas; peso vivo, color, conformación del animal y peso del vellón principalmente. Por su parte Calle (1982), utiliza tres diferentes criterios para la selección de reproductores machos y hembras en el Perú; selección por procedencia, selección por fertilidad y selección zootécnica.

2.5.1.1 En hembras

La selección de llamas hembras es menos estricta, tomando en cuenta; la longevidad de éstos animales que es de 8 a 9 años, según el tipo de pastizales y desgaste de la dentadura. Esto significa que una hembra puede tener de 5 a 6 crías en su vida reproductiva (Choque, 1995).

Mientras que Huanca (1988) y (1993), indica que el examen debe estar dirigido a signos de alteraciones en el tracto genital; descarga purulenta a través de la vulva.

2.5.1.2 En machos

Choque (1995), indica que la selección de reproductores machos es determinante, sabiendo que la vida útil es de 4 años. Lo que significa que en un año va preñar a 25 llamas hembras, en 4 años a 100 hembras, éstas crías heredarán el 50% del progenitor, por esta razón es muy estricto la selección del reproductor macho.

Mientras que Huanca (1988) y también en (1993), señala que la selección es realizada por inspección visual y palpación manual de las bolsas escrotales, testículos, prepucio y el pene en toda su longitud. Este último permite descubrir la presencia de inflamaciones, abscesos y heridas que puedan producir adherencia entre el pene y prepucio.

Por su parte Laguna (1986) y Sumar (1991), indican que los signos de salud como aspecto general; buen movimiento y ausencia de cojera, buena condición y uniformidad de la fibra es importante. La inspección de la boca y dentición, alimentación y rumia activa, buena conformación de patas y pezuñas, se deben descartar como reproductores aquellos ejemplares que presenten anomalías hereditarias.

2.5.2 Sistemas de empadre

Según Solís (2000) y Huarachi (2002), mencionan la existencia de las siguientes clases: Empadre masivo o libre, empadre amarrado, empadre individual y empadre alternado.

2.5.2.1 Empadre masivo o libre

Este tipo de empadre se aplica en comunidades campesinas, que consiste en mantener llamas hembras y machos juntos durante todo el año como también los periodos de empadre y parición (Olarte, 1993). Y colocar el porcentaje de machos que se estime conveniente (Solís, 2000).

2.5.2.2 Empadre alternado

Consiste en la utilización de machos al 6% o 5%, los cuales son divididos en dos grupos (50%) para alternar cada 7 días y/o 15 días, de los cuales la mitad inicia el empadre alternativamente hasta completar el periodo de empadre de 60 días (Olarte, 1993; Solís, 2000; Huarachi, 2002).

2.5.2.3 Empadre controlado

Este sistema de empadre consiste en utilizar machos al 4%, que controla el tiempo y la frecuencia de servicios, también nos permite la identificación de la madre y del padre (Olarte, 1993).

2.5.3 Épocas de empadre

Huanca (1988), indica que la mayoría de las especies animales, existe una estación definida de apareamiento que se inicia en el momento en que las condiciones del medio ambiente son óptimas para la sobrevivencia de la cría.

En el caso específico de la alpaca primeriza y vacías del año anterior, el empadre se recomienda realizar en los meses de Febrero y Marzo no extender esta actividad mas allá del mes de Abril (Huanca, 1988 y 1990, Solís, 2000).

Mientras que Choque, (1995) y Novoa y Leyva, (1996), indican que la época de apareamiento es de Enero, Febrero y Marzo, meses con mayor precipitación pluvial y por lo tanto la máxima producción forrajera. Aunque en condiciones de manejo planificado y alimentación adecuada, pueden reproducirse durante todo el año (Sumar, 1992).

2.5.4 Métodos de diagnóstico de preñez

2.5.4.1 Conducta sexual

Consiste en la utilización de machos vasectomizados o enteros, que mediante el comportamiento de las hembras preñadas rechazan al macho desde los 15 días post servicio y por todo el periodo de gestación. En cambio las hembras que no se han preñado cuando el macho la requiere inmediatamente toma la posición de cópula (Olarte, 1993). Este método es importante por la rapidez y precocidad, tiene una seguridad del 83% entre 30 días iniciado el empadre y 15 días de concluido.

2.5.4.2 Examen interno o Palpación rectal

Se ha demostrado la factibilidad de usar la exploración rectal como medio de diagnóstico en alpacas y llamas, solo hay dificultad con las hembras primerizas por la estrechez de la pelvis. Se llega a un diagnóstico a los 30 días de gestación, por los cambios de volumen y textura, paredes del cuerno grávido, más la presencia del cuerpo lúteo. Sin embargo a los 45 días el examen es menos laborioso y por lo tanto, existe menos riesgo de ocasionar daños al embrión, Fernández-Baca, 1970; Sumar, 1982 y Bravo, 1981 señalados por Olarte (1993).

2.5.4.3 Examen externo o Balotaje

Este es el método más antiguo que todavía su práctica persiste en muchas especies animales. A los 6 meses de gestación el abdomen tiende a incrementar de volumen y el feto puede ser palpado, incluso sus movimientos pueden ser vistos a través de la pared abdominal dependiendo del tamaño del feto y condición del animal. En ganado bovino puede ser baloteado en 5% o menos a los 5 meses de gestación, entre 10% y 50% a los 6 meses, 80% a los 7 meses, 80 a 90% a los 8 meses y sobre 90% a los 9 meses de edad (Roberts, 1971).

2.5.4.4 La prueba de Radioinmunoanálisis (RIA)

La prueba del RIA, es muy sensitiva puede detectar pequeñas cantidades de progesterona, no solo en el suero sanguíneo, sino también en otros fluidos tisulares como la leche Laing y Heap (1991).

Burdon y Van Knippenbertg (1990), señalan que el análisis consiste en la unión del antígeno a una cantidad fija de anticuerpos en presencia de diferentes cantidades totales de antígenos. Es decir que la progesterona marcada con yodo reactivo (^{125}Y) se comporta como el antígeno y la progesterona que se encuentra en el plasma sanguíneo de la hembra preñada o vacía en estudio se ha considerado como el anticuerpo.

Diferentes trabajos realizados en alpacas y llamas, señalan un 99% de seguridad en el diagnóstico utilizando este método (Ampuero y Alarcón, 1989; Olarte, 1993).

2.5.5 Colección de semen

Sumar (1991), menciona los siguientes métodos: Fundas vaginales, esponjas vaginales, electróeyaculación, fístula uretral, vagina artificial.

2.5.5.1 Método electróeyaculación

Fernández–Baca y Calderón (1966), señalado por Solís (2000), reportan que el uso de la electróeyaculación, utilizando un equipo de una intensidad máxima de 40 voltios y usando como fuente de energía, baterías de 6 voltios o corriente alterna de 220 voltios.

En la colección de semen en alpacas por electróeyaculación, se ha obtenido un volumen 1.0 a 0.47 ml, concentración espermática $384,705 \pm 156,623$ por mm^3 , motilidad de $48.2 \pm 15.6\%$, pH que oscila entre 7.1 ± 0.2 , Vivanco y Cárdenas (1937), citado por Solís (2000).

2.5.5.2 Método vagina artificial

Solís (2000), menciona a Sumar y Leyva (1981), y revisados que estos autores desarrollaron la técnica de recolección de semen por medio de la vagina artificial, para lo cual se construyó un maniquí con la forma de una hembra sentada en posición de cópula, y vagina artificial de 7 cm de diámetro por 25 cm de largo, un cono de látex al que envolvía un alambre espiral simulando la cervix, sujetando a un frasco de colección. Obteniendo 2.3 ± 0.9 ml de volumen, $339,040 \pm 163,120$ mm^3 de concentración espermática, $30.6 \pm 13.1\%$ de motilidad y pH que oscila entre 7.0 ± 0.19 (Vivanco y Cárdenas, 1987), citado por Solís (2000).

2.6 CARACTERÍSTICAS DEL SEMEN

2.6.1 Valoración macroscópica del semen

Se refiere a la valoración del eyaculado con relación al volumen, color, pH y densidad, principalmente. Parámetros que no fueron evaluados en el trabajo de investigación.

2.6.2 Valoración microscópica del semen

2.6.2.1 Concentración espermática

La alta viscosidad del plasma seminal en llamas y alpacas, hace difícil la extensión y coloración del semen en el hematocímetro, Fernández-Baca y Calderón (1966), señalado por Sumar (1991), también mencionan que se ha obtenido semen por medio de la electróeyaculación, reportando una concentración que fluctúa de 1000 a 225000 espermatozoides por mm^3 y en muestras de semen obtenidas con vagina artificial, Leyva y Col (1984), citado por Sumar (1991), reportaron concentraciones de 292900 ± 34321 espermatozoides por mm^3 .

Bravo y col. (2000), indica que para disminuir la alta viscosidad del semen utilizaron tripsina (1:250), y diferentes dilutores como, la leche descremada, fosfato salino tamponado, yema-citrato glucosa.

2.6.2.2 Morfología espermática

Bearden y Fuquay, (1995); Salisbury y col, (1978), en los espermatozoides normales, examinados bajo microscopio óptico, diferencian tres partes principales:

- Cabeza; contiene el núcleo
- Pieza intermedia; segmento organizado compuesto por mitocondrias
- Cola; es el motor del espermatozoide

Sumar (1991), cita a Mogrovejo (1952), reporta un 41.23% de formas anormales, siendo los más frecuentes; cabezas solas, colas torcidas, microcabezas, pieza intermedia engrosadas, colas rotas, cabezas alargadas y macrocabezas.

Sin embargo, Palomino (1962), reportó un promedio de 11.65% de formas anormales, siendo las más frecuentes; cabezas solas, colas torcidas, colas enrolladas, colas quebradas, cabezas alargadas y microcabezas.

2.6.2.3 Motilidad espermática

La motilidad espermática pareciera estar afectada por la alta viscosidad del plasma seminal (parecido a la clara del huevo), por lo que permite una motilidad progresiva individual poco vigorosa (Sumar y Leyva, 1981). Esto obedecería a que el plasma seminal es altamente viscoso, por tanto el movimiento de los espermatozoides es lento (sumar, 1991).

La estimación de motilidad varían de pobre a regular, la más alta se estimo en 3 dentro de una escala de 1 hasta 5, donde la motilidad individual de los espermatozoides en alpacas y llamas es lenta, lineal y rotativa (Sumar, 1991).

2.6.2.4 Vitalidad espermática

La viabilidad espermática refleja la capacidad de la membrana protoplasmática del espermatozoide vivo y muerto, de dejar pasar colorante vital si el espermatozoide está muerto por tanto, queda teñido. En cambio los espermatozoides vivos no quedan teñidos.

3 MATERIALES Y METODOS

3.1 LOCALIZACIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO

El presente trabajo se realizó en la Estación Experimental de Choquenaira dependiente de la Facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés, geográficamente está ubicado en el altiplano Central, Provincia Ingavi del departamento de La Paz, al sur de la población de Viacha. Ubicado aproximadamente a 32 Km. sur - oeste de la ciudad de La Paz, entre los paralelos 16°42'5" de latitud sur y 68°15'15" de longitud oeste y una altura de 3820 msnm.

3.1.1 Descripción ecológica

3.1.1.1 Fisiografía

Fisiográficamente la Estación Experimental de Choquenaira, corresponde al paisaje aluvial no inundable y aluvial inundable, éste último ocupa la mayor parte del área de la Estación. Así mismo la distribución de tierras de la Estación, mayormente son planas con una pendiente suave de 0.56% (Callisaya, 1994), con ondulación muy ligera.

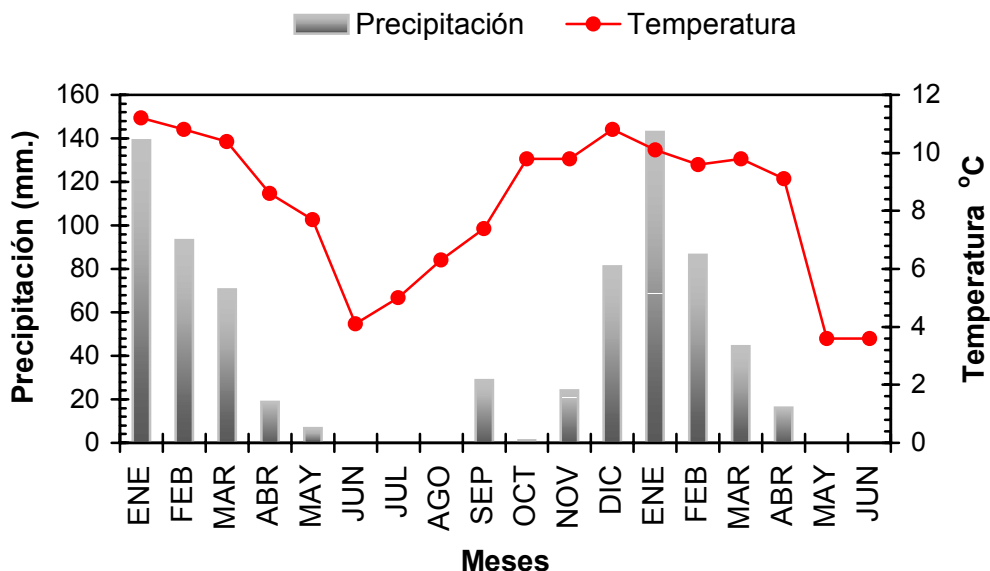
3.1.1.2 Clima

La comunidad de Choquenaira está clasificada como "clima templado frío" con vegetación montano Estepa Espinosa (Holdridge, 1982). La temperatura máxima promedio para la estación de verano es de 11.2 °C y mínima en invierno de 3.6 °C y una precipitación pluvial media de 41.87 mm., con una máxima de 139.2 mm., para la estación lluviosa (SENAMHI, 2004).

La Figura 1 muestra la marcada variabilidad de la precipitación, donde se diferencia claramente la época de la estación seca (Abril a Noviembre) y la estación lluviosa

(Diciembre a Febrero). También se observa que la humedad relativa se mantiene sin mucha variación con una media anual de 42.5% (Anexo 19).

Figura 1 Datos Climatológicos de la Estación Experimental Choquenaira



3.1.1.3 Suelo

La Estación Experimental Choquenaira, presenta suelos con características físico – químicas moderados a bajas, aptos para todo tipo de cultivo agropecuario, especialmente para cultivos permanentes y/o anuales. En general, estos suelos presentan una fertilidad natural moderada a baja, la materia orgánica oscila de baja a muy bajo (Callisaya, 1994). Las características físicas de estos suelos se muestran en el Anexo 2.

3.1.1.4 Vegetación

La vegetación natural y cultivable de la Estación Experimental, está conformado por especies arbustivas, herbáceas y plantas anuales.

La flora natural de la zona está constituida por las siguientes especies:

- Ichu (*Stipa ichu*)
- Chillihua (*Festuca dolychophylla*)
- Cebadilla (*Bromus unioloides*)
- Chiji blanco (*Distichlis h milis*)
- K'ora (*Torcina capitata*)
- Totorilla (*Scirpus rigidus*)
- Thola (*Lepidophyllum quadrangulare* A.)
- Thola (*Parastrephia lepid phylla*)
- Cola de ratón (*Hordium andicola*)
- Layu (*Trifolium amabile*)
- Diente de león (*Taraxacum officinalis*)
- Reloj reloj (*Erodium cicutarum*)
- Cachu chiji (*muhlebergia fastigiata*)
- Paja brava (*Festuca ortophylla*)
- Sillu sillu (*Lachemilla pinnata*)

Las especies que se cultivan son:

- Quinoa (*Chenopodium quinoa*, Wild)
- Papa (*Solanum* sp)
- Cebada (*Hordeum vulgare*)
- Avena (*Avena sativa*)
- Alfalfa (*Medicago sativa*)
- Trébol (*Trifolium* sp)
- Festuca alta (*Festuca arundinacea*)
- Oca (*Oxalis tuberosa*)

3.1.1.5 Ganadería

La Estación Experimental Choquenaira se dedica a la producción de diferentes especies, cuenta con ganado bovino criollo mejorado con la raza Holstein cuyo hatillo lechero produce leche para la elaboración de queso, ovinos de la raza Corriedale y camélidos domésticos (llamas y alpacas) con fines de experimentación.

3.2 MATERIALES

3.2.1 Animales de Experimentación

En este estudio se utilizaron 24 reproductores llamas, del tipo Q'ara, de los cuales 20 eran hembras en edad reproductiva, con edades superiores a 2 años y 4 machos mayores a 2 años de edad. La relación de macho/hembras en el instante del empadre fue de 1:5, divididas en cuatro grupos.

3.2.2 Instalaciones

Para el presente estudio, se utilizaron tres corrales de empadre, interconectados entre sí, de 15 m de longitud por 9 m de ancho y una altura de 1.6 m (Anexo 3).

Para el análisis de muestras de semen y centrifugación de la sangre, se utilizo el Laboratorio de zootecnia perteneciente a la Estación Experimental de Choquenaira; los análisis de la calidad del semen fueron realizados en el Laboratorio particular Gen y Vida en la ciudad de El Alto.

3.2.3 Equipos y Materiales

a) De campo

- Bascula de 200 Kg.
- Cronometro
- Dos sogas de lana de 15 m
- Tubos vacutainer de 5 ml
- Vaginoscopio
- Vaselina blanca
- Jeringas hipodérmicas
- Material de identificación (Tintura de ocre, lanillas)
- Pilas dos pares
- Cámara fotográfica
- Material escritorio

b) De laboratorio

- Microscopio óptico
- Portaobjetos (100 unidades)
- Cubreobjetos (100 unidades)
- Cámara de recuento newbauer
- Centrifugadora refrigerada
- Viales
- Pipetas pasteur de vidrio
- Pipetas con bulbo de plástico
- Gradillas (1 pieza)
- Hornilla eléctrica
- Caldera de aluminio de 2 litros

c) Reactivos

- Eosina
- Fijador; Alcohol / éter 1:1
- Colorante Giemsa
- Cloramina al 1%
- Buffer fosfato 0.067M, pH 6.9
- Progesterona Iodo 125
- Estándares de curva
- Controladores externos

3.3 METODOLOGÍA

3.3.1 Etapa pre - experimental

Esta etapa tuvo una duración de 14 días, que consistió en ensayar diferentes formas de obtención de muestras de semen fresco, labor que fue realizada en horas de la mañana a partir de las 9:00 a 11:00 a.m., utilizando todos los machos en edad reproductiva:

1. Una primera forma de obtención de muestras de semen fue directamente del pene en el momento de la eyaculación.
2. Al finalizar el servicio directamente del pene del macho.
3. Por ultimo se ensayó la obtención de muestras directamente del tracto genital de la hembra, utilizando un vaginoscopio. Este último mostró resultados aceptables, para la obtención de muestras de semen, por lo que se optó en utilizar este método para el presente trabajo de investigación.

3.3.2 Selección del macho

La selección de los machos tuvo lugar durante una jornada de monta, donde se dio oportunidad a todos los reproductores en edad reproductiva (mayores a 2 años).

Considerándose las siguientes características fenotípicas y genotípicas del animal: (buen estado de salud, buena condición corporal, uniformidad en el color de la fibra, marcha sin presencia de cojera, y rumia activa) y el examen de los órganos genitales externos mediante palpación de las bolsas escrotales, testículo, prepucio y pene. Verificando la presencia o no de alteraciones (inflamaciones, defectos genéticos, heridas, abscesos que puedan causar adherencias del pene al prepucio).

Otro parámetro determinante en la selección de los reproductores machos fue; la edad de reproducción y peso corporal de los machos. Este último fue importante para verificar, si los reproductores estaban aptos para reproducirse.

Del número total de machos seleccionados inicialmente para ser utilizados como sementales en la reproducción (Anexo 6), solo el 67% de los animales mostraron liberación de las adherencias prepuciales cuando adquirieron pesos promedios de 80.33 ± 11.34 kg, (68.99 - 91.67). Similares resultados fueron reportados por Olarte y Carreon (1988), quienes señalaron que un 80% de los animales machos llegan a liberar el pene de sus adherencias cuando adquirieron un peso promedio de 70 kg al cabo de los 2 a 2.5 años de edad.

Cuadro 5. Peso inicial del macho y la hembra para la reproducción

Sexo	Número llamas	Media (kg)	Desvío Standard	Coefficiente Variación (%)	Grado dispersión (kg)
Macho	4	85.00	10.80	12.70	74.2 – 95.8
Hembra	20	76.05	10.06	13.22	65.9 – 86.1

Fuente: Elaboración propia

En este estudio los reproductores machos estuvieron libres de adherencias pene-prepucial, cuando adquirieron pesos promedios de 85.00 ± 10.80 kg (74.20-95.80 kg), valores inferiores fueron reportados por Sumar (1991), quien señala que el peso promedio al momento de la liberación pene-prepucial fue de 70.1 ± 11.9 kg (48.0-92.5 kg), a una edad promedio de 21.5 ± 6.6 meses (9 – 31 meses), Cuadro 5.

3.3.3 Selección de hembras

La selección de la tropa de hembras reproductoras primerizas mayores a 2 años de edad (hembras sin ningún parto), estuvo concentrada a identificar los signos de secreción fisiología del tracto genital, como descarga purulenta vaginal a través del examen de la vulva de las hembras que demuestran el inicio del ciclo reproductivo.

También la selección de las hembras, se hizo observando cuidadosamente la edad y peso corporal de la tropa de hembras. Este último fue importante para verificar el comportamiento sexual, de los animales y calificar si las reproductoras estaban aptas o no para reproducirse. El peso corporal de las hembras a la edad del primer servicio fue fundamental en la reproducción del animal (Huanca, 1993).

En base al peso inicial de las llamas al momento del empadre (Anexo 5), se realizó el análisis estadístico, cuyo detalle se presenta en el Cuadro 5. En el caso de las hembras el peso promedio fue de 76.05 ± 10.06 kg con un rango de dispersión que oscila entre 65.99 y 86.11 kg, todos los animales tenían una edad superior a 2 años.

3.3.4 Identificación de los reproductores

Los machos seleccionados, de la tropa así como las hembras fueron identificados y registrados; los machos identificados con aretes metálicos en la oreja derecha y las hembras en la izquierda. Para facilitar la identificación y el control del grupo de machos, se señaló con una marca de un número correlativo pintado con ocre en la zona del costillar, con un color específico. De ese modo el macho tenía para ser identificado el arete metálico en la oreja, número correlativo con un color determinado para cada macho (1781, 2, Azul; 1789, 4, Amarillo; 1787, 3, Rojo y 4910, 1, Verde).

Durante el empadre, las hembras fueron identificadas y marcadas en cada servicio, mediante el registro del número de arete y con lanillas de colores (chimpu), colocadas a la altura de la cruz, con el mismo color que correspondía al reproductor, siendo el color el indicativo del macho que cubrió a las hembras. La cantidad de lanillas colocadas en cada monta discontinua, permitió conocer el número de montas recibidas y el color permitió identificar al macho que se utilizó para dicha actividad.

3.3.5 Manejo de animales

El manejo de las llamas de la Estación Experimental, fue de forma extensiva y semi-extensiva. Las llamas que fueron utilizadas en el presente experimento, correspondían a un proyecto con fines de mejoramiento genético y tanto, reproductores machos como hembras eran pastoreados en forma separada en praderas naturales de tipo tholar y pajonal. Tanto la tropa de hembras como el grupo de machos, fueron manejados en corrales diferentes.

3.3.5.1 Alimentación

El cuidado y pastoreo de las llamas fue realizado por personal de experiencia de la Estación Experimental.

La principal fuente de alimentación de los animales en experimentación fue el pastoreo en praderas nativas; principalmente *Calamagrostis vicunarum* (crespillo), *Stipa ichu* (ichu), *Festuca dolichophylla* (Chillihua), *Bromus unioloides* (cebadilla) y *Torcina capitata* (k'ora), con pastoreo de 8 horas diarias, desde las 9 a.m. hasta las 5 p.m.

La alimentación se complementó con heno de *Medicago sativa* (alfalfa), *Hordeum vulgare* (cebada) y *Avena sativa* (avena), en comederos existentes en los corrales de los animales, para contrarrestar la escasez de alimento del periodo seco, previa inspección visual del estado de los animales.

3.3.5.2 Sanidad

La salud de las llamas se mantuvo principalmente con la prevención y tratamiento de enfermedades parasitarias internas y externas, mediante la aplicación oral de antiparasitarios de amplio espectro y específicos contra la fasciola hepática, uno antes y otro después de las lluvias. También se aplicó vitaminas A, D y E en la época seca para ayudar a fortalecer el funcionamiento normal del organismo de los animales.

3.3.6 Empadre

3.3.6.1 Elección del macho reproductor y hembras para el empadre

Una vez iniciada la campaña de empadre, los reproductores machos como las hembras fueron elegidos al azar de la tropa, tomando en cuenta las características fenotípicas del reproductor macho, ésta actividad ayudó a conformar el grupo de hembras con las cuales correspondería realizar el empadre.

Por lo tanto, solo se permitió el apareamiento del macho con hembras de colores similares (blanco con blanco, café con café, negro con negro, etc.), actividad que no fue evaluada en el presente trabajo.

3.3.6.2 Época de empadre

El empadre de las llamas se realizó en los meses de febrero a abril, fechas con mayor precipitación pluvial y por lo tanto con mayor producción de forraje. Estos factores ambientales eran favorables para las madres que parieron, como para las crías que nacieron con mayor peso, debido a la mayor oportunidad de la madre de alimentarse de forraje verde en los últimos meses de gestación.

La elección del periodo de empadre, se basó en los enunciados de Huanca (1990), quien recomienda realizar el empadre en los meses de enero a marzo. Y Sumar (1992), en los meses de diciembre a abril.

3.3.6.3 Sistema de empadre

En todo el proceso reproductivo (Anexo 7), se utilizaron cuatro reproductores machos (1781; con color azul, 1789; con color amarillo, 1787; con color rojo y 4910; con color verde). Al comenzar el empadre, todos los machos tuvieron la misma oportunidad de servir a 5 hembras, pero en la realidad, no todas las hembras fueron servidas por los machos, probablemente a la falta de suficiente vigor e interés sexual del macho y otros factores desconocidos (Anexo 8).

Para facilitar el trabajo y tener un control minucioso de cada monta, se utilizó el sistema de empadre controlado, con una relación macho/hembra de 1:5. El sistema consistió en elegir 5 hembras al azar, de las 20 hembras seleccionadas para la reproducción, previa identificación del animal para posteriormente proceder el empadre de machos con hembras de color similar o parecido al macho de acuerdo a un cronograma preestablecido, (Anexo 4).

Las hembras montadas en un servicio anterior, nuevamente fueron expuestas al mismo macho, en forma periódica cada 15 días post primer servicio, lo que constituyó las montas discontinuas. Después de ser evaluadas por conducta sexual, las hembras que demostraron rechazó en el lapso de aproximadamente 5 minutos fueron inmediatamente separadas del grupo de empadre, previa identificación del arete. Pero las hembras que demostraron receptividad, fueron apareadas nuevamente en una 2^{da} oportunidad hasta completar 4 servicios, estas hembras servidas fueron marcadas con una lanilla en el lomo de acuerdo al color de la marca del macho utilizado en el empadre (Ver punto 3.3.4).

Una vez concluida la cópula, las hembras eran inmediatamente separadas del corral de empadre para que el macho continuara el servicio y/o la cópula con el resto de las hembras separadas en el corral de empadre, lo que constituyó las montas consecutivas.

- a) **Montas consecutivas:** son las montas realizadas por un macho a diferentes hembras en un mismo día (Cuadro 6).
- b) **Montas discontinuas:** son montas realizadas por un macho a hembras montadas en un servicio anterior, después de 15 días después de haber realizado la monta previa (Cuadro 6).

Cuadro 6. Esquema de montas consecutivas y discontinuas

M. discontinuas		1	15	30	45
Marca macho.	Marca hembras.	Actividad	Actividad	Actividad	Actividad
Fechas		25-02-03	12-03-03	27-03-03	11-04-03
No 2 Azul	Hembra 1	X	X	X	R
	Hembra 2	X	X	X	R
	Hembra 3	X	R	R	R
	Hembra 4	-	X	R	R
	Hembra 5	-	-	-	-

Donde: X = Acepto el servicio; - = No acepto el servicio;
R = Rechazo al macho probable preñez

- Las montas realizadas por el macho 2 a las hembras 1, 2 y 3, el día 1 son denominadas montas consecutivas.
- Las montas realizadas por el macho 2 los días 1, 15, 30 y 45 a las hembras 1, 2 son denominadas montas discontinuas.

El tiempo de cortejo como el tiempo de cópula propiamente dicha, se controló mediante el cronómetro y fue expresado en minutos. Se observó que las montas consecutivas realizadas por los machos en un mismo día a 5 hembras diferentes, dependieron directamente del estado de vigor de cada reproductor elegido.

Con la finalidad de conocer el nivel de fertilidad de las hembras lo más precozmente se diagnosticaron el estado de preñez por el método de Conducta sexual y Radioinmunoanálisis.

3.3.7 Colección de semen

La colección de semen, se realizó en los corrales de empadre, después de cada cópula, en horas de la mañana a partir de las 9:00 a 11:00 a.m. que duró el empadre.

La recolecta de semen se realizo del tracto genital de la hembra, mediante un vaginoscopio, el mismo que fue depositado en viales de vidrio, previa identificación con el registro del arete del macho. Posteriormente, las muestras de semen fueron mantenidos a temperatura del cuerpo humano (36.7 °C), hasta hacer llegar al Laboratorio de Zootecnia de la Estación Experimental, para su valoración microscópica.

La cantidad de muestras colectadas por día, estaba directamente relacionada con las montas consecutivas que podía realizar cada reproductor macho, en el momento de ser requerido para cada servicio. En todos los casos se recolectaron como promedio aproximadamente 0.3 ml de semen.

3.3.7.1 Evaluación del semen

Una vez que llegaron las muestras al laboratorio, fueron examinadas con la finalidad de establecer la calidad en base a características físicas, realizadas mediante pruebas objetivas y cuantificables. Para evitar el shock térmico de los espermatozoides se mantuvo a temperatura del cuerpo humano (36.7 °C), con la finalidad de simular la temperatura de los testículos del macho y poder impedir de esta manera, los cambios de los componentes del eyaculado.

3.3.7.2 Examen microscópico

La evaluación microscópica del semen, permitió registrar los siguientes parámetros: morfología y concentración espermática, como información complementaria se evaluaron la motilidad y viabilidad espermática.

3.3.7.2.1 Morfología espermática

El estudio morfológico de los espermatozoides, consistió en determinar el porcentaje de espermatozoides normales y anormales, presentes en el eyaculado de cada macho, dando prioridad en las deformaciones de la cabeza, de la sección intermedia y finalmente a defectos de la cola.

Para considerar espermatozoides normales y/o anormales se prosiguió de la siguiente manera:

- 1. Normales:** son aquellos espermatozoides que tienen tamaño y forma de cabeza, cuello como la pieza media y la cola, simétricamente distribuidos.
- 2. Anormales:** son aquellos espermatozoides que presentan las siguientes defectos:

- a) Defectos de tamaño y forma de la cabeza: puede ser grande o macrocéfalo, pequeña o microcéfalo, amorfo, alargado, doble, tapering.
- b) Defectos del cuello y pieza media: incluye ausencia de cola, cola mal insertada o doblada, pieza media distendida, irregular, doblada o fina.
- c) Defectos de la cola: puede ser corta, múltiple, enrollada, rota (ángulo > 90 grados), de espesor irregular y toda combinación entre estos.
- d) Defectos mixtos: incluye combinaciones entre los defectos de tamaño y forma de la cabeza, defectos de cuello y pieza media, defectos de tamaño y forma de la cabeza, defectos de la cola, del cuello y pieza media con defectos de la cola.

En los portaobjetos se depositó, una gota de muestra de semen con la ayuda de una pipeta, para posteriormente realizar el extendido (frotis) de la muestra de semen, sobre la superficie del portaobjeto, formando una película fina, utilizando el borde de un cubreobjeto. Luego la lámina se deja expuesta a temperatura de laboratorio, por lapso desde 15 hasta 20 minutos, hasta que seque completamente.

Para la tinción de las placas ya secas, se utilizó el método de Giemsa modificado; que consistió en fijar en una solución de alcohol éter 1:1 por 30 minutos y dejar secar al ambiente durante 10 minutos, luego se colocan a cloramina al 1 % por 5 segundos y se dejan secar al medio ambiente y finalmente se cubren todas las placas del portaobjeto en una solución de Giemsa (4.5 ml de buffer fosfato de pH 6.9 mas 10 gotas de colorante Giemsa) por 30 segundos, lavar con buffer y luego se deja secar al medio ambiente.

Para la lectura morfológica se utilizo un microscopio óptico, de campo claro y se contó hasta 100 espermatozoides entre espermatozoides normales y anormales a un objetivo de inmersión de 100x. Solo se contaron las células conocidas como espermatozoides.

3.3.7.2.2 Concentración espermática

Se determinó la concentración espermática mediante una Cámara de recuento Newbauer. Esta cámara es una lámina de vidrio grueso e incoloro, atravesado transversalmente por dos surcos que limitan tres porciones; una central en la que se encuentra el retículo y dos laterales donde se apoya el cubreobjeto, cuya altura es de 0.1 mm.

La parte central de la cámara de Newbauer tiene una superficie de 1 mm^2 y se halla dividido en 25 cuadros a su vez cada cuadro se divide en 16 porciones iguales de $1/16 \text{ mm}^2$ de superficie. Conocido el área y la profundidad se pudo determinar el número de espermatozoides en mm^3 .

La cuantificación de la concentración de espermatozoides fue determinado utilizando el mismo principio del método del hematocímetro, que consiste en preparar una dilución 1:100 con cada muestra (50 ul de semen con 950 ul de diluyente). La muestra diluida fue bien mezclada y luego mediante una pipeta se procedió a cargar la cámara de recuento. En la hendidura formada entre la cámara y el cubreobjeto, se dejó caer una pequeña gota para cubrir toda la extensión de la cámara (en ambos campos) que por efecto de la capilaridad se llenó lentamente el espacio por debajo de la lámina, permaneciendo 2 hasta 3 minutos en posición horizontal, permitiendo la sedimentación de los espermatozoides.

Posteriormente, la cámara de recuento fue colocada en la platina del microscopio óptico, y fue observada con un foco de poco aumento 40x, para verificar la uniformidad de células. Para luego observar con una magnificación de 100x, donde se contabilizó solamente los espermatozoides (células germinales morfológicamente maduras con cola), en 5 cuadros dispuestos en forma de "x", en un área de $1/25 \text{ mm}^2$ determinado dentro la cámara. Se registró todos los espermatozoides, que estuvieron en las líneas superiores e izquierdas, y no se contaron los espermatozoides que se hallaban sobre las líneas inferiores y derecha.

Finalmente, la concentración espermática real expresado en mm³ fue determinada por la siguiente formula (Holy, 1987).

$$C = \frac{(NN * TC * D * AC)}{NC}$$

Donde:

- C = Concentración de nemaspermos por mm³.
- NN = Número de nemaspermos contados en cinco cuadrados.
- TC = Valor invertido del tamaño del cuadro.
- D = Grado de dilución (1:100)
- AC = Altura de cámara (10)
- NC = Número de cuadrados contados

3.3.7.2.3 Motilidad espermática

El estudio de la calidad de movimiento de los espermatozoides se estimó por un sistema sencillo de graduación, donde cada espermatozoide observado fue clasificado en cuatro grupos de acuerdo al siguiente esquema:

- a) Grado 4: Espermatozoides con movimiento de traslación progresiva rápida y/o muy móviles.
- b) Grado 3: Espermatozoides con movimiento de traslación progresiva lenta y/o lento.
- c) Grado 2: Espermatozoides con movimiento *in situ*
- d) Grado 1: Espermatozoides sin movimiento y/o inmóviles

Cada muestra obtenida fue preparada en portaobjetos donde se deposito una gota de semen, posteriormente fue cubierta con una lámina de cubreobjeto, para lograr uniformidad en las muestras de semen. Inmediatamente, las placas fueron

observadas realizando un recorrido sistemático en el campo microscópico a 100x de aumento. Se contó 100 espermatozoides al azar y fueron clasificados de acuerdo a la categoría (a, b, c o d) que les correspondía.

Esta clasificación se repitió en varios campos para asegurarse de que el porcentaje obtenido sea representativo, en el resultado en ambos recuentos no debe existir una diferencia porcentual de más del 10%, si la diferencia porcentual fue superior al 10%, se realizó una tercera lectura.

3.3.7.2.4 Viabilidad espermática

Este examen adicional, se basó en el criterio de exclusión de colorante vital o mediante la capacidad osmoreguladora. Es decir que en los espermatozoides muertos, la membrana plasmática deja pasar el colorante vital y no así los espermatozoides vivos.

Se contaron 100 células espermáticas en el microscopio óptico, donde se diferenciaron a los espermatozoides vivos (no coloreados), de los muertos (coloreados).

Este examen consistió en depositar una gota de muestra de semen en un portaobjeto, luego se adicionó colorante vital "eosina", para posteriormente cubrir con una lamina de cubreobjeto para que la muestra sea uniforme. Pasado un minuto después de la adición de la eosina, se procedió a observar en el microscopio a 100x de aumento, donde se contó 100 espermatozoides y fueron clasificados de acuerdo a los siguientes grados:

- a) Grado 3: Espermatozoides móviles vivos
- b) Grado 2: Espermatozoides inmóviles vivos
- c) Grado 1: Espermatozoides muertos

3.3.8 Recolección de muestras de sangre

La obtención de muestras de sangre de las hembras se realizó, en los corrales de empadre a partir de las 9:00 de la mañana antes de cada servicio, 15 días después del primer servicio.

Las muestras de sangre fueron extraídas con agujas hipodérmicas de extracción múltiple de la vena yugular, se utilizaron tubos vacutainer de 7 ml de capacidad, para la recolección de 5 ml de sangre aproximadamente. Registrándose todos los datos y número de muestras recolectadas de cada hembra en experimentación de acuerdo al siguiente detalle (Cuadro 7).

Cuadro 7. Organización de grupos para la recolección de muestras de sangre

Grupos	Hembras expuestas	Fechas de recolección (año 2003)				Hembras servidas
1	5	12 mar	27 mar	11 abr	26 abr	4
2	5	13 mar	28 mar	12 abr	27 abr	4
3	5	14 mar	29 mar	13 abr	28 abr	3
4	5	26 mar	10 abr	25 abr	10 may	1

Fuente: Elaboración propia

Las muestras de sangre obtenidas fueron trasladadas a un laboratorio particular "Gen y Vida". Para la separación y almacenamiento del plasma sanguíneo.

3.3.8.1 Separación del suero sanguíneo

Para la separación del suero sanguíneo se utilizó una centrifuga de 3000 r.p.m. por lapso de 5 minutos y con la ayuda de una pipeta plástica con bulbo de 3 ml, se depositó el plasma sanguíneo en los viales para su conservación, previa identificación, con las características y número de extracción sanguínea de cada animal.

3.3.8.2 Almacenado del suero sanguíneo

Para la conservación del suero sanguíneo, se depositó en el congelador del laboratorio de la Estación Experimental, a una temperatura de -20 °C hasta el momento del análisis respectivo.

3.3.9 Métodos de diagnóstico de preñez

Concluido el ensayo de empadre, se procedió al análisis del suero sanguíneo obtenido de cada hembra en experimentación, cuyo análisis permitió determinar precozmente si las llamas hembras ovularon y su posible preñez o siguieron vacías para tomar las medidas del caso. Para tal efecto se utilizó dos métodos de diagnóstico de preñez temprano o precoz.

3.3.9.1 Diagnóstico de preñez por Conducta sexual

Mediante el comportamiento sexual de las llamas hembras expuestas nuevamente al macho, se diagnosticaron el estado reproductivo de todas las hembras servidas. Aquellas llamas que continuaron demostrando receptividad al reproductor macho tuvieron la oportunidad de ser fertilizadas por segunda, tercera, y/o cuarta vez, cada 15 días post monta, y las hembras que manifestaron rechazo al macho por un tiempo máximo de 5 minutos eran inmediatamente separadas del grupo de llamas hembras expuestas al servicio del macho, para continuar con la prueba de receptividad del resto de las llamas pertenecientes al mismo grupo. Este rechazo confirmó que la llama estaba preñada.

3.3.9.2 Diagnóstico de preñez por Radioinmunoanálisis

El análisis para la determinación de los niveles de progesterona presente en el suero sanguíneo, se realizó en el laboratorio de reproducción animal del Centro

Experimental Agropecuario Condoriri (CEAC), una vez concluido con el cronograma preestablecido.

3.4 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

En vista de que las variables de respuesta estudiadas que definen la calidad del semen en llamas (concentración espermática, morfología espermática, adicionalmente: vitalidad y motilidad espermática). La morfología espermática, adicionalmente; viabilidad y motilidad espermática, siguieron una distribución binomial, los datos de cada uno de estas variables fueron analizados de acuerdo a la teoría de los modelos lineales generalizados (Dodson, 1999), en base al siguiente modelo estadístico:

$$\eta_{ijk} = \log (\pi_{ijk} / 1-\pi_{ijk}) = \eta + \alpha_i + \beta_j$$

Donde:

$i = 1, 2, 3, 4$ Montas discontinuas

$J = 1, 2, 3$ Montas consecutivas

$k = 1, 2, 3 \dots n$ Hembras apareadas

π_{ij} = Proporción del atributo observado, en la i -ésima monta discontinua cuando ha sido copulado en la j -ésima monta consecutiva.

η = Media general del logit

α_i = Efecto fijo del i -ésima monta discontinua ($i = 1, 2, 3, 4$ monta discontinua).

β_j = Efecto fijo del j -ésima monta consecutiva ($J = 1, 2, 3$ monta consecutiva).

En base al modelo definido, se realizó el análisis de varianza con el estadístico de Wald siguiendo el procedimiento de PROC Genmod (SAS, v8), para probar la hipótesis acerca de los efectos fijos, y para determinar las diferencias entre las medias de las categorías de montas consecutivas y montas discontinuas.

Las variables concentración espermática, tiempo de cortejo y tiempo de cópula que siguieron o aproximaron mediante transformaciones a una distribución normal con varianzas homogéneas, se analizaron de acuerdo al siguiente modelo estadístico.

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + EE_{ijk}$$

Donde:

$i = 1, 2, 3, 4$ Montas discontinuas

$J = 1, 2, 3$ Montas consecutivas

$k = 1, 2, 3 \dots n$ Hembras apareadas

Y_{ijk} = Proporción del atributo observado, en la i -ésima monta discontinua cuando ha sido copulado en la j -ésima monta consecutiva.

μ = Media general

α_i = Efecto fijo del i -ésima monta discontinua ($i = 1, 2, 3, 4$ monta discontinua).

β_j = Efecto fijo del j -ésima monta consecutiva ($J = 1, 2, 3$ monta consecutiva).

EE_{ijk} = Error experimental

4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 CONDUCTA SEXUAL DE LLAMAS EN EL EMPADRE

El método de detección de preñez muy práctico, y tradicionalmente utilizado por los ganaderos, fue la conducta sexual que exhibe la hembra cuando es requerida por el macho. Cuando la hembra está preñada rechaza abruptamente al macho.

4.1.1 Número de montas consecutivas por reproductores machos

En la Figura 2 se muestra el porcentaje de hembras que fueron empadradas en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva, que disminuyó paralelamente de 51.72% equivalente a 15 hembras, a 31.03% en la 2^o monta igual a 9 hembras. Finalmente a 17.24% igual a 5 hembras.

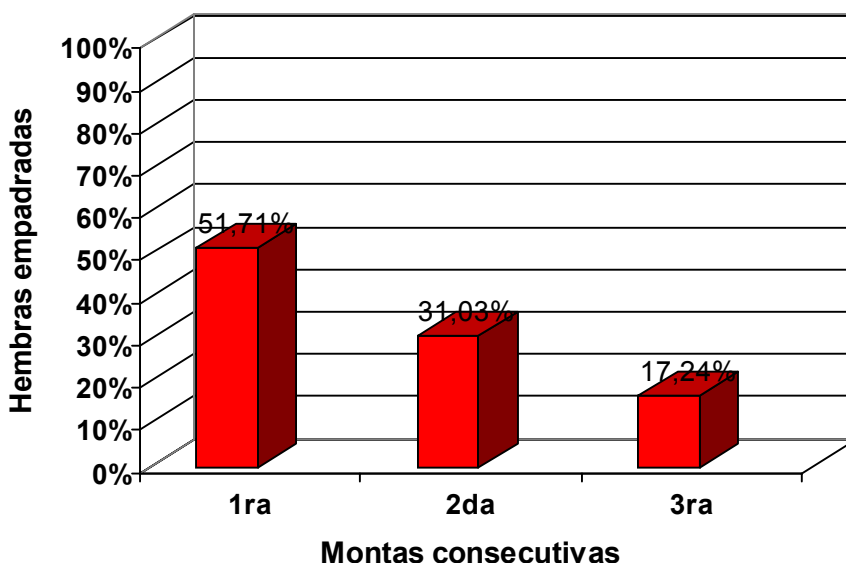


Figura 2. Porcentaje de hembras empadradas en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva

La mayoría de las hembras fueron empadradas en la 1^{ra} monta consecutiva alcanzando al 51.72% y en menor porcentaje en la 2^{da} monta 31.03%, de un total de 29 observaciones (Anexo7).

4.1.2 Número de hembras expuestas y apareadas por monta discontinua

En la Figura 3 se aprecia, que de las 20 (100%) hembras expuestas en cada monta discontinua, solo fueron apareadas 12 (60%) hembras; las cuales fueron nuevamente expuestas en la segunda, tercera y cuarta monta discontinua, disminuyendo el número de hembras apareadas desde 41.38% a 31.03%, de 24.14% a 3.45% de hembras servidas, estos porcentajes equivalen a 12, 9, 7 y 1 hembras, respectivamente. De un total de 29 observaciones en todo el periodo de empadre.

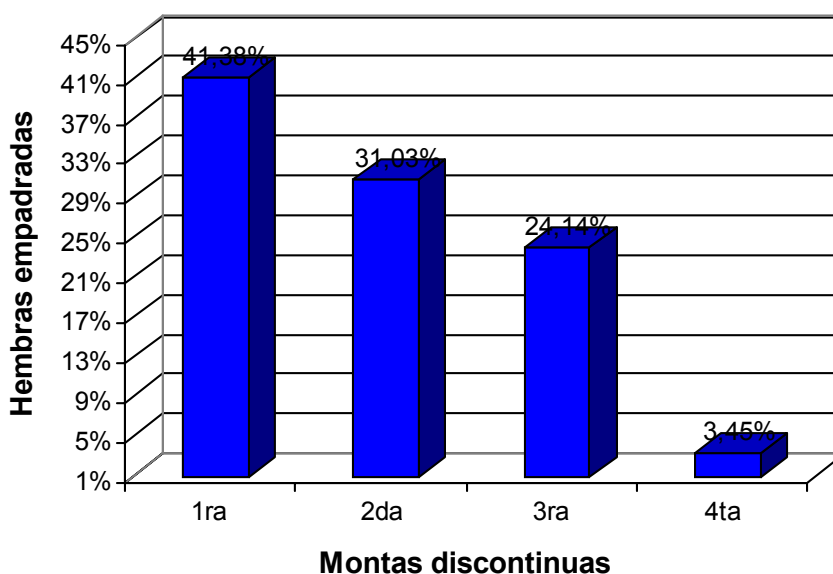


Figura 3. Porcentaje de hembras empadradas en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua

La mayor actividad sexual se produjo en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta discontinua, llegando a cubrir los machos al 41.38, 31.04 y 24.13% de las hembras expuestas. Estos resultados se atribuyen a la conducta de rechazo que la hembra exhibía frente al macho por su probable preñez (Anexo 8).

Similares afirmaciones son señaladas por Fernández-Baca (1991), quienes empleando montas repetidas por hembra receptiva a 15 días post servicio lograron que la mayoría de las hembras quedaran preñadas.

4.1.3 Número de servicios ejecutados por cada semental macho

Se observó que el macho con el arete número 1781 con la marca de color azul, logro cubrir a 4 hembras de las 5 hembras expuestas, realizando 8 servicios en todo la temporada de empadre. La misma cantidad de hembras fue apareada por el macho 1789 con marca de color amarillo, pero la cantidad de servicios fue de 12. Mientras que el macho con el arete 1787 con marca de color rojo, y el macho 4910 con marca de color verde, solo cubrieron a 3 y 1 hembra, de cada 6 y 3 oportunidades de servicios, respectivamente. Sumando un total de 12 hembras apareadas y 29 montas ejecutadas en todo el proceso de empadre (Anexo 7 y 8).

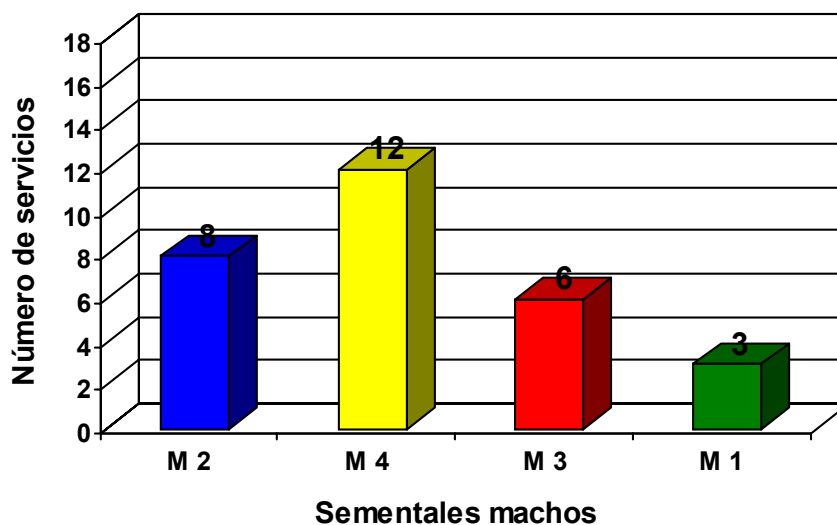


Figura 4. Número de servicios ejecutados por sementales machos

Por tanto los reproductores que mejores resultados obtuvieron son el número 1781(T2), 1789 (T4), 1787 (T3), que realizaron un promedio de 2 servicios por hembras receptivas (4 hembras, 4 hembras y 3 hembras, por reproductor machos).

4.1.4 Conducta sexual de sementales machos y hembras en el empadre

El reproductor macho seleccionado extendiendo el cuello y la cabeza con las orejas plegadas hacia atrás, como signo de excitación fue trasladado al corral de empadre, donde esperaban un número de hembras elegidas en función al color del animal.

Al ingresar al corral el macho mostró un comportamiento sexual muy típico, donde se evidenció que la interacción sexual se produjo en dos fases claramente diferenciadas: el cortejo y la cópula propiamente dicha.

4.1.4.1 Cortejo, fase invitacional o exploratorio

Esta fase tuvo lugar cuando el macho introducido al corral visualiza y persigue a cualquier hembra al azar embistiéndola e intentando montarla, acompañado de sonidos guturales permanentes. Mientras que la hembra en un tiempo menor a 5 minutos, al ser requerida por el macho emprende carrera hasta que finalmente se detiene, si las hembras están receptivas permite que el macho la monte de pie y luego se sienta adoptando la posición de cubito ventral. En cambio la hembra no receptiva emprende veloz carrera alrededor del corral, tratando de escapar y si el macho persiste, se defiende pateando y escupiendo.

4.1.4.2 Cópula, apareamiento, monta o empadre

Al iniciar el apareamiento el macho se ubica ligeramente detrás de la hembra montándola con los miembros anteriores, por detrás con los dos miembros posteriores y apoyan gran parte de su peso sobre los corvejones de los miembros posteriores. En el caso de machos que no tienen suficiente ancho de ancas, les dificulta el cruzamiento por que el macho no puede apoyar sus miembros posteriores al suelo, balanceándose de un lado a otro, por lo que es muy importante en la selección de los machos esta característica.

Para lograr la introducción del pene, el macho realiza un punteo exploratorio de la vulva, acompañado de suaves movimientos pélvicos de aproximación y retiro hasta lograr la penetración. En este momento se observa una elevación de la pelvis del macho hacia la hembra quedando la grupa del macho suspendida unos centímetros del suelo apoyando gran parte de su peso en los corvejones. En cambio la hembra permanece silenciosa de cubito ventral mostrando una actitud de relativa calma hasta la conclusión de la cópula. Es muy importante en el momento del servicio, ayudar a separar la cola de la hembra, para permitir la cópula.

El macho durante la cópula mantiene las orejas caídas hacia atrás, con una respiración agitada, dilatando y contrayendo los ollares rítmicamente y emitiendo un sonido gutural e inflando los carrillos.

Durante todo el tiempo que dura la cópula, el macho muestra la máxima aproximación pélvica y levantando ligeramente la cola, al parecer estos movimientos señalan que la eyaculación fue efectuada. Una vez que el macho se aleja de la hembra, a menudo inmediatamente emprende a otra hembra dependiendo del vigor del macho.

Ningún macho mostró timidez o agresividad durante todo el proceso de la cópula o ante la presencia de personas, permitiendo realizar la ayuda y verificación manual de la intromisión del pene para asegurar la cópula.

4.2 EVALUACIÓN MICROSCÓPICA DEL SEMEN

4.2.1 Concentración espermática

En el Cuadro 8 se presenta los datos registrados sobre la concentración de espermatozoides, transformados con logaritmos de acuerdo al número de montas consecutivas y montas discontinuas, estos promedios evaluados de todas las recolecciones no difieren significativamente.

Por lo tanto la variación de los promedios de la concentración de espermatozoides no fue significativo ($P > 0.05$), con las montas discontinuas (1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} vez), y tampoco con las montas consecutivas (1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta), Anexo 9.

Cuadro 8. Análisis de varianza de la concentración de espermatozoides

Fuente variación	GL	SC	CM	Fc	P > F
Montas discontinuas	3	2.48737806	0.82912602	3.01 ns	0.0508
Montas consecutivas	2	0.41619936	0.20809968	0.76 ns	0.4810
Error	23	6.33358687	0.27537334		
Total	28	10.16808538			

Donde: GL = Grados de libertad; CM = Cuadrado medio; Fc = Fischer Calculado
P = Probabilidad; ns = No significativo ($P > 0.05$)

Si bien la variación de la concentración espermática no fue estadísticamente significativa, hubo variaciones numerales grandes (Figura 5).

En la Figura 5 la concentración de espermatozoides, en la primera monta discontinua, fue de 231597.19 esp/mm³ y disminuyó a 187308.28 esp/mm³ en la segunda monta, en la tercera monta discontinua la concentración se incrementa a 396576.76 esp/mm³ y en la cuarta monta a 440381.29 esp/mm³, con una media general de 265879.90 esp/mm³ y el coeficiente de variación mostró un porcentaje de 4.20%.

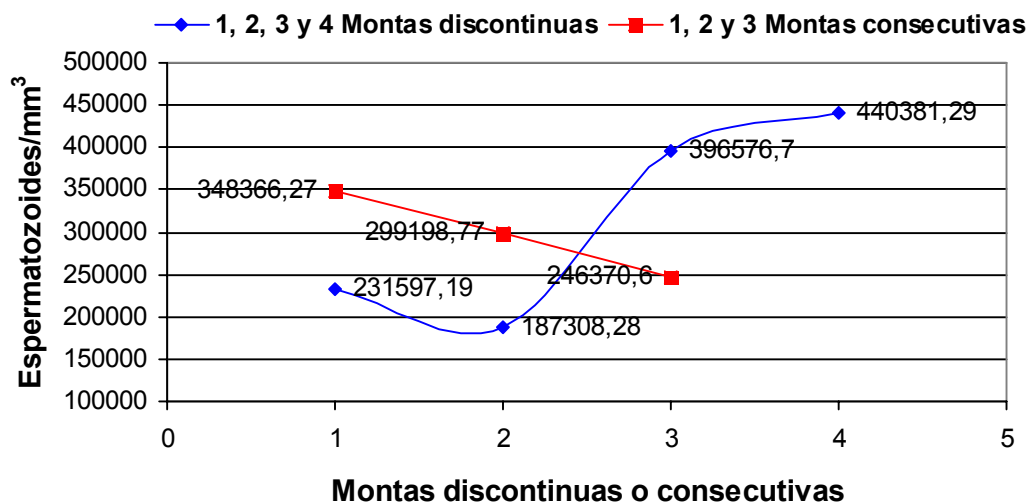


Figura 5. Variación de la concentración de espermatozoides

Es oportuno mencionar que la mayor actividad sexual se produjo en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta discontinua, llegando a cubrir el macho a 41.38%, 31.04% y 24.13% de las hembras expuestas, en la 4^{ta} monta, las hembras cubiertas fueron de 3.45%. Esta amplia variación en la concentración puede atribuirse, al cansancio del macho por la intensa actividad física al que está sometido, como también al método de recolección de muestras (Sumar, 1991).

En investigaciones realizadas en llamas se obtuvieron resultados cercanos. Garabito (2000), en muestras de semen recolectadas cada 2 días hasta completar 4 repeticiones por macho, obtuvo las siguientes variaciones con el número de recolecciones; 174016.4 esp/mm³, 152198.8 esp/mm³, 126370.8 esp/mm³ y 115237.6 esp/mm³, en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} recolección, indicando claramente el descenso del número de espermatozoides en las ultimas recolecciones.

Según la Figura 5 la concentración de espermatozoides en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva, tienden a decrecer desde 348366.27 esp/mm³ hasta 299198.77 esp/mm³ y 246370.60 esp/mm³, respectivamente. Comprobándose que la concentración de espermatozoides, tiende a disminuir proporcionalmente con el número de montas consecutivas y vigor del reproductor, este efecto sucede cuando el reproductor macho realiza sucesivas montas en un mismo día. Coincidiendo con lo reportado por Olarte, *et al* (1988), que en empadre dirigido de 3 horas diarias, 4 días por semana, durante 2 meses, la alpaca pudo realizar hasta 5 cópulas consecutivas, los primeros servicios tienen mayor efectividad que los últimos servicios.

Otras investigaciones realizados por Fernández-Baca y Calderón (1966), en semen obtenidos de alpacas por el método de electroeyaculación, dieron valores que fluctuaban entre 1000 a 255000 esp/ mm³. A si mismo Sumar (1991), cita a Leyva y col (1984), e indican que se obtuvo una concentración de 292900 ± 84.32 esp/ mm³, en semen obtenido con vagina artificial. Estos resultados son superiores al presente ensayo, donde el promedio general de la concentración espermática en llamas

registró 265879.90 esp/ mm³, (Anexo 10), pero menor al obtenido por Garabito (2000), con una concentración promedio de; 141955.90 esp/ mm³.

4.2.2 Morfología espermática

Esta característica fue dividida en dos parámetros; espermatozoides normales y espermatozoides anormales. Los resultados observados en cada uno de estos parámetros fueron los siguientes:

4.2.2.1 Espermatozoides normales

El análisis estadístico para la variable, porcentaje de espermatozoides normales, no detectó diferencias significativas ($P > 0.05$), entre montas discontinuas. Tal como se muestra en el siguiente Cuadro.

Cuadro 9. Análisis de varianza de la proporción de espermatozoides normales

Fuente variación	GL	χ^2	$P > \chi^2$
Montas discontinuas	3	4.10	0.2512 ns
Montas consecutivas	2	11.09	0.0039 **

Donde: GL = Grados de libertad; χ^2 = Chi Cuadrado; P = Probabilidad;
ns = No significativo ($P > 0,05$); ** = Significativo ($P < 0.01$)

Sin embargo, aun cuando el efecto de las montas discontinuas no fue significativo, hubo variaciones numéricas moderadas entre los porcentajes de espermatozoides normales desde 17.99% en la 1^{ra} monta discontinua, hasta 16.41, 14.52 y 14.03% en la 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua, respectivamente (Figura 5).

También en la Figura 6 se observó el comportamiento entre montas consecutivas, donde los espermatozoides normales observados tuvieron un efecto significativo con cada cópula, que fue claramente diferenciado en sus proporciones. En donde, el mayor promedio registrado fue de 18.91%, en la 1^{ra} monta consecutiva, el cual disminuye en la 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva a 16.28% y 12.41%, respectivamente (Anexo 11).

Según el Cuadro 9 se detectaron diferencias significativas ($P < 0.01$), entre montas consecutivas, lo que nos indica que el número de espermatozoides normales fue diferente entre montas continuas.

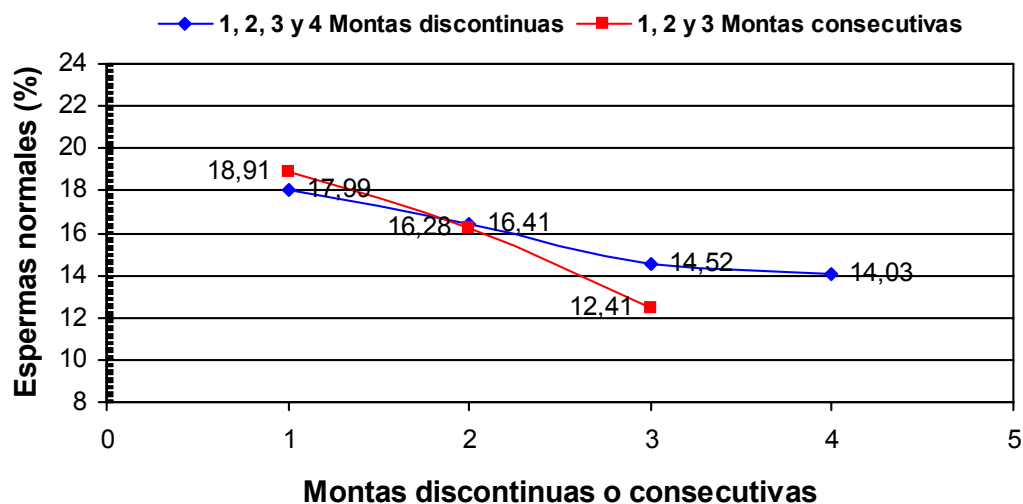


Figura 6. Variación de la proporción de espermatozoides normales

Estos resultados nos permitieron establecer que la proporción de semen normal disminuyó cuando la monta fue continua ya que las diferencias entre la 1^{ra} y 3^{ra} monta consecutiva fueron claramente distintas, observándose entre ambos una diferencia de 6,5% en la concentración de espermatozoides normales. Esta variación del porcentaje, confirmó que en cópulas sucesivas, el desgaste de energía corporal es importante por lo que la calidad del semen baja en función al agotamiento y capacidad de recuperación del semental macho.

Según Sumar (1991), durante el periodo de empadre los machos se encuentran sometidos a un intenso trabajo, con un consumo de energía corporal considerable que afecta la producción espermática, y la conducta sexual del animal. Mientras que Milovanoc (1962), citado por Holy (1987), menciona que el libido de los machos, puede ser influenciado negativamente por el agotamiento sexual, después de un periodo prolongado de monta, entre otros factores.

En general, analizando estos resultados, el promedio de espermatozoides normales en llamas primerizas mayores a 2 años de edad, registraron valores bajos, 15.74% y 15.87% entre montas discontinuas y consecutivas, respectivamente Anexo 12.

Garabito (2000), indica que en llamas Q'aras adultos el porcentaje de espermatozoides normales era de 80.92%, mientras que en thampullis el porcentaje disminuyó a 78.10%; por otro lado Magrovejo (1952) citado por Sumar (1991), reporta que la proporción de espermatozoides normales tanto en llamas y alpacas en el Perú fue de 58.77%, el mencionado autor no especifica las edades y tipo de llamas. Esta alta diferencia en la concentración de espermatozoides normales, posiblemente se deba al estado físico y capacidad de recuperación del macho como los procesos fisiológicos de; formación, nutrición, maduración y capacitación de los espermatozoides.

4.2.2.2 Espermatozoides anormales

Los resultados de esta variable se establecieron paralelamente al reconocimiento de proporción de espermatozoides normales. El análisis de varianza, para cada una de estas variables fueron las siguientes;

4.2.2.2.1 Espermatozoides con cabezas anormales

En el Cuadro 10 se observa que las montas discontinuas, no afectaron a la proporción de espermatozoides con defectos en las cabezas ($P > 0.05$).

Cuadro 10. Análisis de varianza de la proporción de espermatozoides con cabezas anormales

Fuente variación	GL	X^2	Pr > x^2
Montas discontinuas	3	3.33	0.3437 ns
Montas consecutivas	2	43.09	<.0001 **

Donde: GL = Grados de libertad; x^2 = Chi Cuadrado; P = Probabilidad;
ns = No significativo ($P > 0.05$); ** = Significativo ($P < 0.01$)

Mientras que la proporción de espermatozoides con cabezas anormales estuvieron afectado por las montas consecutivas, debido a que las diferencias halladas fueron significativas ($P < 0.01$). Es decir, que los espermatozoides anormales hallados en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} montas consecutivas fueron diferentes en cada cópula (Anexo 11).

El porcentaje de espermatozoides con cabezas anormales tuvo variaciones mínimas entre la 1^{ra} y 3^{ra} monta discontinua, como se puede observar en la Figura 7. Efectivamente en la 1^{ra} monta discontinua fue de 57.17%, valor que disminuyo moderadamente hasta 56.10% en la 2^{da} monta, pero en la 3^{ra} monta discontinua se incremento hasta 58.35%, y finalmente llego a un valor máximo de 65.04% en la 4^{ta} monta discontinua.

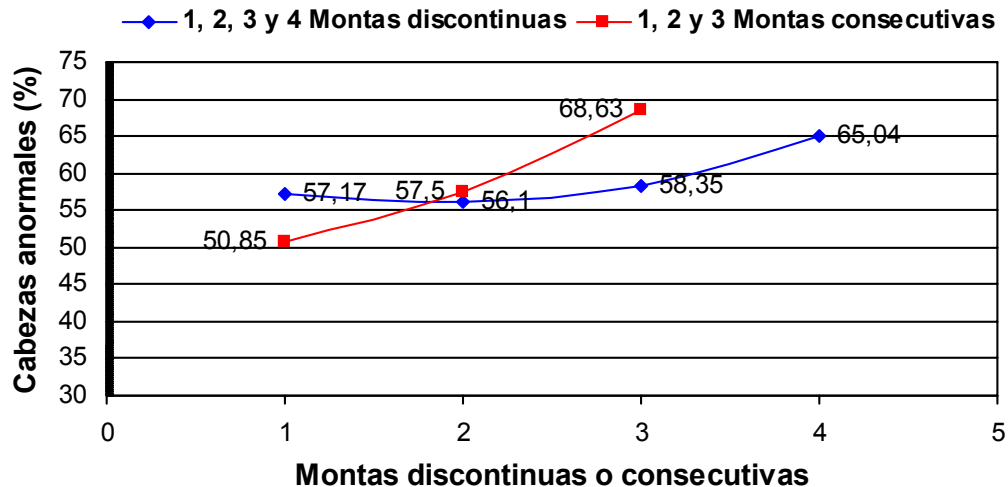


Figura 7. Variación de la concentración de espermatozoides con cabezas anormales en función al número de montas

Según la Figura 7 los espermatozoides con cabezas anormales fueron diferentes en las montas consecutivas, incrementándose moderadamente desde 50.85% hasta 57.50% en la 1^{ra} y 2^{da} montas consecutivas, en cambio con la 3^{ra} monta el incremento alcanzó a 68.63%, con estos valores se pudo identificar que a medida que el semental efectúa montas continuas, el número de espermatozoides con cabeza anormal aumenta considerablemente, lamentablemente no se encontró trabajos relacionados al tema.

Como se puede observar en el Anexo 13 y Figura 7 el promedio de espermatozoides con cabezas anormales fue de 59.17% y 58.99%, para montas discontinuas y consecutivas, respectivamente.

Comparando con los resultados obtenidos por Poblete, *et al* (2003), se observó que el porcentaje de espermatozoides con malformaciones de cabezas fueron menores en un 9.12% y 7.29% con adición de tripsina y sin tripsina, en 8 llamas y 1 alpaca. Sin embargo Garabito (2000), en muestras observadas en machos Q'aras y thampullis adultos, reportó espermatozoides con cabezas anormales de 7.98%, de estos, con microcabezas fueron 4.98% y cabezas pequeñas de 3%.

La alta proporción de espermatozoides con cabezas anormales, posiblemente sea consecuencia de la espermatogénesis; hubo nutrición inadecuada de las espermatídes en maduración en las células de sertoli, la espermiogénesis; células móviles sin cola hasta una célula potencialmente móvil con cola, a la maduración de los espermatozoides en los tubulos seminíferos u otras sustancias que influyen en los pasos de formación de los espermatozoides.

4.2.2.2.2 Espermatozoides con defectos de sección intermedia

En el Cuadro 11 tenemos el resumen del análisis de varianza de la proporción de espermatozoides con defectos en la sección intermedia, en el cual se observó que no existen diferencias significativas ($P > 0.05$), tanto entre montas discontinuas como montas consecutivas (Anexo 11).

Cuadro 11. Análisis de varianza de la proporción de espermatozoides con defectos de la sección intermedia

Fuente variación	GL	X ²	P > x ²
Montas discontinuas	3	0.82	0.8438 ns
Montas consecutivas	2	3.96	0.1383 ns

Donde: GL = Grados de libertad; x² = Chi Cuadrado; P = Probabilidad;
ns = No significativo ($P > 0.05$)

Efectivamente en la Figura 8 se observa la proporción de espermatozoides con defectos en la sección intermedia para ambas fuentes de variación. En la 1^{ra} monta discontinua, el número de espermatozoides con defectos en la sección intermedia fue de 7.13%, resultado que asciende a 8.03% y 8.12% para la 2^{da} y 3^{ra} monta discontinua y por último, en la 4^{ta} monta discontinua el número de espermatozoides con defectos en la sección intermedia desciende hasta llegar a un valor de 7.50%. Es decir que la diferencia entre la 1^{ra} y la 4^{ta} monta discontinua fue de 0.37%.

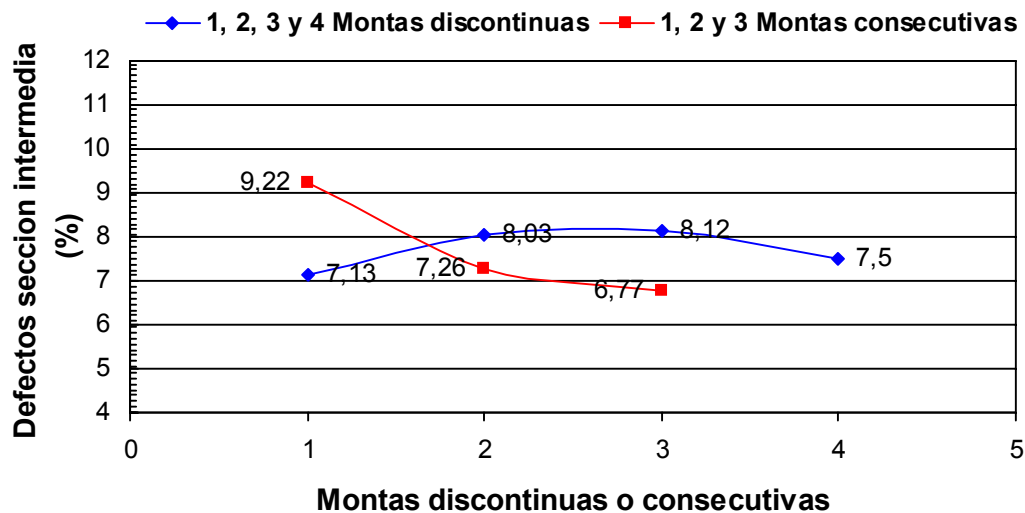


Figura 8. Variación de la concentración de espermatozoides con defectos de la sección intermedia en función al número de montas

Según la Figura 8 la proporción de espermatozoides con defectos en la sección intermedia, desciende con las montas consecutivas desde 9.22%, hasta 7.26% y 6.77%, para la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta, respectivamente. Pero estas diferencias como habíamos indicado no son significativas.

Según el Anexo 13 y la Figura 8 los promedios de espermatozoides con defectos en la sección intermedia fue de 7.70% y 7.75% para montas discontinuas y consecutivas, respectivamente.

Los resultados publicados por Poblete, *et al* (2003), presentaron similitud en cuanto a las características del daño de la sección intermedia de 8.21 y 4.53% entre el grupo control y el grupo tratado con tripsina, de un total de 9 eyaculaciones analizadas.

Estos resultados están dentro el rango de variación entre montas discontinuas y consecutivas observados en el presente trabajo.

4.2.2.2.3 Espermatozoides con defectos de la cola

De Acuerdo al Cuadro 12 no existe diferencias significativas entre montas discontinuas ($P > 0.05$), por lo tanto, la proporción de espermatozoides con defectos en la cola fueron similares entre montas discontinuas.

Cuadro 12. Análisis de varianza de la proporción de espermatozoides con defectos en la cola

Fuente variación	GL	X ²	P > X ²
Montas discontinuas	3	4,83	0,1849 ns
Montas consecutivas	2	12,35	0,0021 **

Donde: GL = Grados de libertad; χ^2 = Chi Cuadrado; P = Probabilidad;
ns = No significativo ($P > 0.05$), ** = Significativo ($P < 0.01$)

En cambio según Cuadro 12, el efecto de las montas consecutivas tuvo un resultado significativo sobre la proporción de espermatozoides con defectos en la cola ($P < 0.01$), lo que indica que el número de espermatozoides con defectos en cada cópula fue diferente entre la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} montas consecutivas (Anexo 11).

Se puede apreciar en la Figura 9 que el número de espermatozoides con defectos en la cola, se mantiene constante hasta la 3^{ra} monta discontinua, a partir del cual este porcentaje disminuye significativamente. Estos resultados fueron de 6.24%, 5.79% y 6.18% con la 1^{ra}, 2^{da} y 4^{ta} montas discontinuas, pero en la última monta discontinua, el número de espermatozoides con defectos se reduce bruscamente a 1.36%.

La producción de espermatozoides con defectos en la cola de los machos fue diferente en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} montas consecutivas. Es decir que los espermatozoides con defectos en la cola tuvieron un comportamiento descendente en su distribución desde 6.10%, 4.62% hasta 2.62%, respectivamente. Lo que indica que en cada cópula realizada por el macho, los espermatozoides con defectos en la cola disminuyen proporcionalmente en función al número de montas continuas.

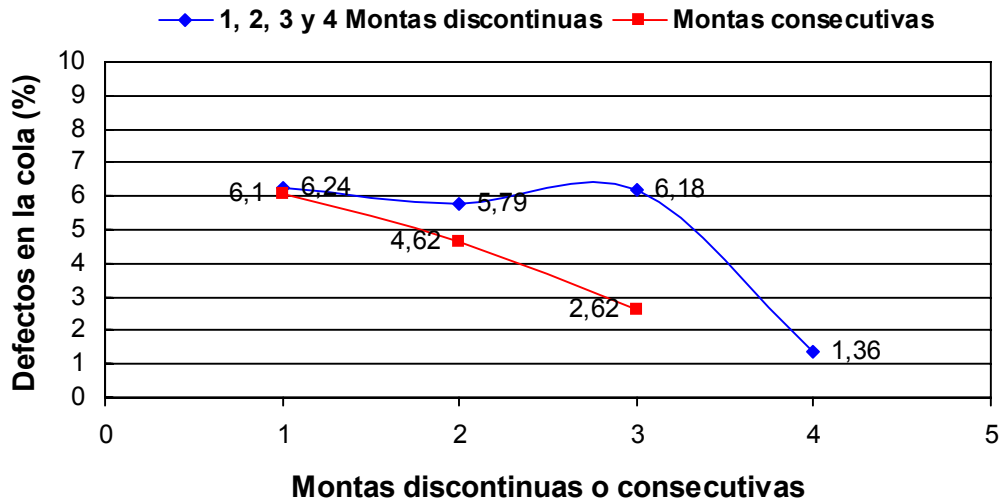


Figura 9. Variación de la concentración de espermatozoides con defectos en la cola en función al número de montas

Como se observa en el Anexo 13 y Figura 9, el promedio de espermatozoides con defectos en la cola fue de 4.89% entre montas discontinuas, y 4.45% entre montas consecutivas. Estos valores fueron menores al reportado por Poblete, *et al* (2003), quienes encontraron porcentajes altos con daños en el flagelo tratados con tripsina sin tripsina de 25.1% y 19.4%, respectivamente. Es posible que el desgaste físico del macho y el proceso de formación de los espermatozoides no afecten en la formación de la cola de los espermatozoides (centríolos).

4.2.2.2.4 Espermatozoides con defectos mixtos

En el Cuadro 13 se muestra la proporción de espermatozoides con defectos mixtos (cabeza, sección intermedia, cola), no difieren significativamente ($P > 0.05$), con las montas discontinuas y montas consecutivas (Anexo 11).

Cuadro 13. Análisis de varianza de la proporción de espermatozoides con defectos mixtos (cabeza, sección intermedia, cola)

Fuente variación	GL	X^2	$P > X^2$
Montas discontinuas	3	3.34	0.3414 ns
Montas consecutivas	2	4.98	0.0829 ns

Donde: GL = Grados de libertad; X^2 = Chi Cuadrado; P = Probabilidad; ns = No significativo ($P > 0.05$).

Tal como se puede observar en la Figura 10, aun cuando el efecto no fue significativo, el porcentaje de espermatozoides con defectos mixtos se incrementaron numéricamente, en la 2^{da} monta discontinua desde 10.76% hasta 13.28%, pero en la 3^{ra} monta discontinua disminuyo a 12.37% para posteriormente subir en la 4^{ta} monta discontinua a 13.33% de espermatozoides con defectos mixtos.

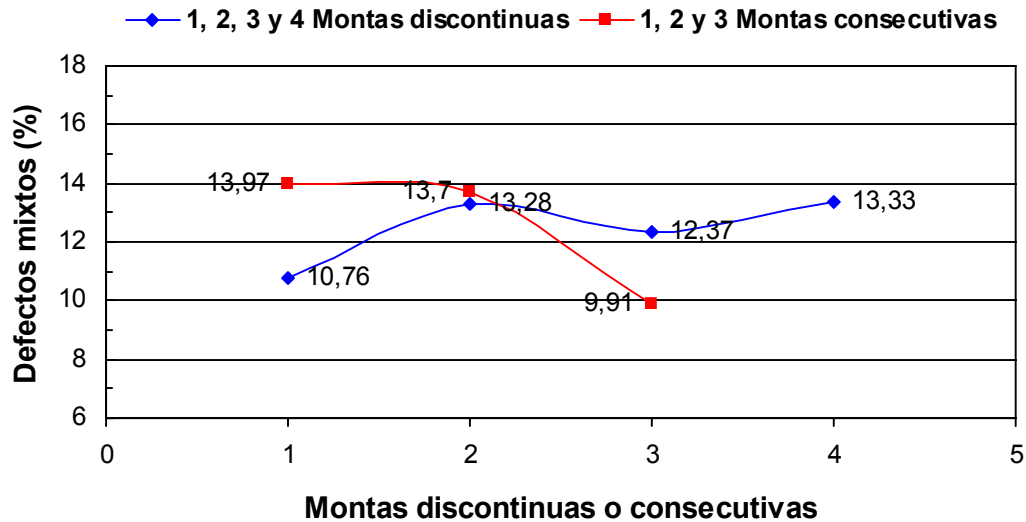


Figura 10. Variación de la concentración de espermatozoides con defectos mixtos en función al número de montas

En cambio el comportamiento de los espermatozoides con defectos mixtos, con las montas consecutivas disminuyeron numéricamente desde 13.97, 13.70% hasta 9.91% en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} montas consecutiva. Los defectos mixtos que más predominaron fueron cabezas anormales con defectos de la sección intermedia y cabezas anormales con defectos de la cola.

Analizando el promedio de los espermatozoides anormales (Anexo 13), indicaremos que los defectos que se presentaron en mayor porcentaje fueron; 58.99% con cabezas anormales, 4.45% con defectos en la cola, 7,75% con defectos en la sección intermedia y 12.53% con defectos mixtos, entre monta consecutiva. En cambio entre montas discontinuas los espermatozoides anormales más frecuentes fueron; 59.17% de espermatozoides con cabezas anormales, 4.89% con defectos en la cola, 7.70% con defectos en la sección intermedia y 12.44% con defectos mixtos.

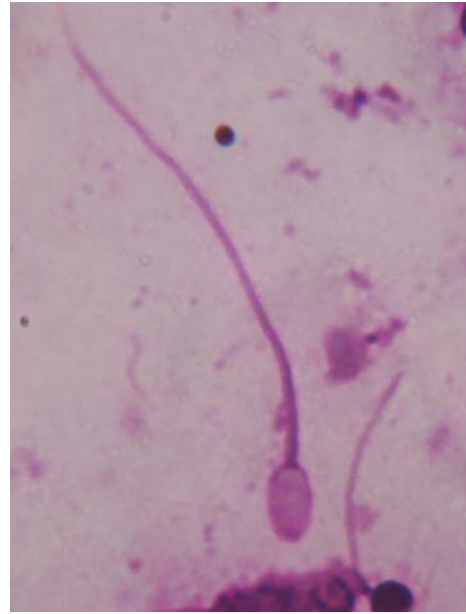
Si comparamos con los resultados obtenidos por Poblete, *et al* (2003), en 9 machos adultos (8 llamas y 1 alpaca), encontraron malformaciones de la cabeza 9.12% y 7.29%, daños del acrosoma de 3.27% y 6.59%, problemas de pieza intermedia de 8.21% y 4.53%, alteraciones del flagelo de 25.1% y 19.4% y cabezas desprendidas 9.06% y 25.04%, mediante la aplicación de tripsina y sin aplicación de tripsina, respectivamente.

En cambio Garabito, A. (2000), observó las siguientes anomalías, en llamas Q'aras, microcabezas 4.98%, colas solas o sin colas 3.9%, colas torcidas 3.66%, cola enrollada 2.94% y cola doble 3.6% y en llamas thampullis 3% de cabezas pequeñas, 6.78% sin cola, 9.18% colas torcidas, 7.26% colas enrolladas y 6.18% cola doble y gota citoplasmática proximal en 3.6%.

Según el Anexo 13 y las Figuras 7 al 10 se observan los promedios de 83.72% de espermatozoides anormales entre montas consecutivas y 84.20% entre montas discontinuas que fueron variables, estos valores fueron superiores al publicado por Poblete, *et al* (2003), de 54.78% y 62.85% de espermatozoides anormales sin y con adición de tripsina.

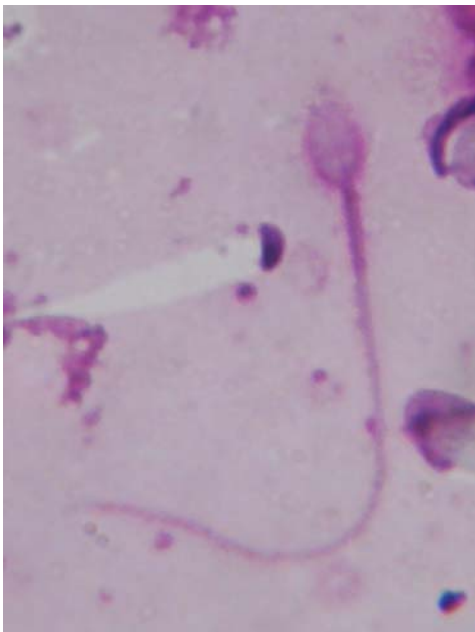
Por su parte Garabito (2000), encontró 19.08% de espermatozoides anormales en llamas Q'aras y 21.09% para thampullis. Estos resultados confirman la hipótesis que en número de montas consecutivas y discontinuas, la proporción de semen anormal es consecuencia del agotamiento sexual y la capacidad de recuperación del reproductor macho como también a razones propias de la fisiología del proceso de formación de los espermatozoides (nutrición, capacitación, maduración y otros).

1) Espermatozoides normales

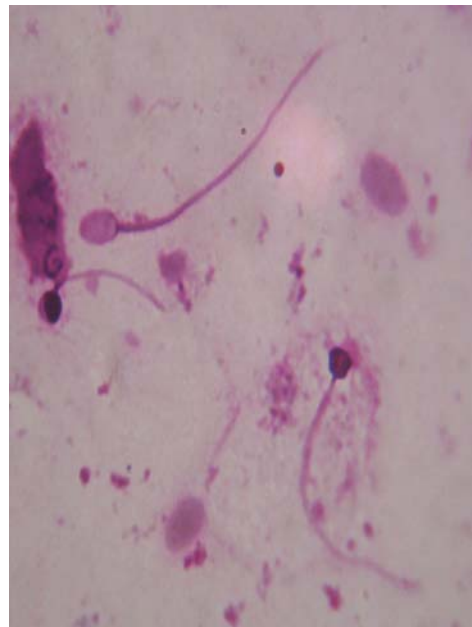


2) Espermatozoides anormales

a) Macrocabezas



b) Cabeza redonda y Cabeza amorfa



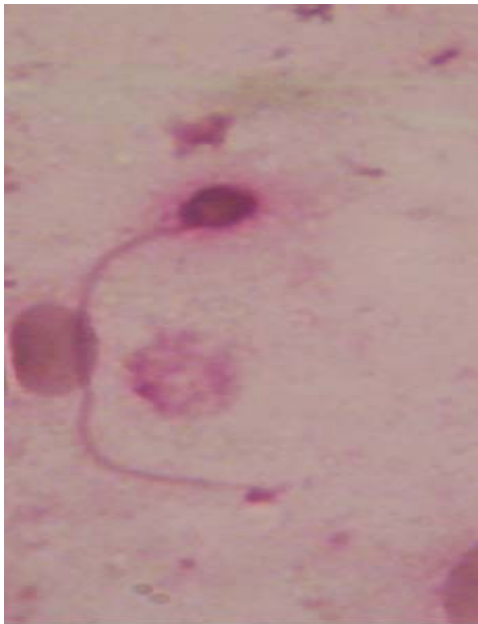
c) defectos en el cuello



d) defectos en sección intermedia



e) cabeza amorfa y defectos cola



f) cabezas alargados y defecto de cola



Figura 19. Morfología de los espermatozoides teñidos con tinción Giemsa

4.2.3 Motilidad espermática

4.2.3.1 Espermatozoides muy móviles

En las muestras de semen recolectados no se observaron espermatozoides móviles, por tanto no se apreció la motilidad masal; pero se observaron espermatozoides con movimientos individuales; lentos, lineales y rotatorios.

Según Sumar y Leyva (1981), reportado por Sumar (1991), este se debe, a la baja concentración de espermatozoides y por una motilidad progresiva individual poco vigorosa. Esto último obedecería alta viscosidad del plasma seminal por lo que el movimiento de los espermatozoides es muy lento.

4.2.3.2 Espermatozoides de movimiento lento

En el Cuadro 14 se observa que la proporción de espermatozoides de movimiento lento, tuvo un efecto significativo ($P < 0.05$), entre la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua. En cambio, con las montas consecutivas no fueron significativos ($P > 0.05$).

Cuadro 14. Análisis de varianza de espermatozoides de movimiento lento

Fuente variación	GL	X ²	P > X ²
Montas discontinuas	3	9.61	0.0222 *
Montas consecutivas	2	1.05	0.5926 ns

Donde: GL = Grados de libertad; x² = Chi Cuadrado; P = Probabilidad;
ns = No significativo (P > 0.05), * = Significativo (P < 0.05)

Efectivamente, en la Figura 11 el porcentaje de espermatozoides de movimiento lento, en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{da} montas discontinuas, se incrementó levemente desde 1.28, 2.39 hasta 3.88%, respectivamente. Pero en la 4^{ta} monta la proporción de espermatozoides de movimiento lento, disminuyó a una concentración de 3.42% (Anexo 14).

Como se puede observar en la misma Figura, los promedios de los espermatozoides de movimiento lento entre montas consecutivas solo fueron numéricos, que aumentó a partir de un valor mínimo de 2.22% en la 1^{ra} monta, hasta 2.27% en la 2^{da} monta y alcanzó un valor máximo de 3.22%, en la 3^{ra} montas consecutivas.

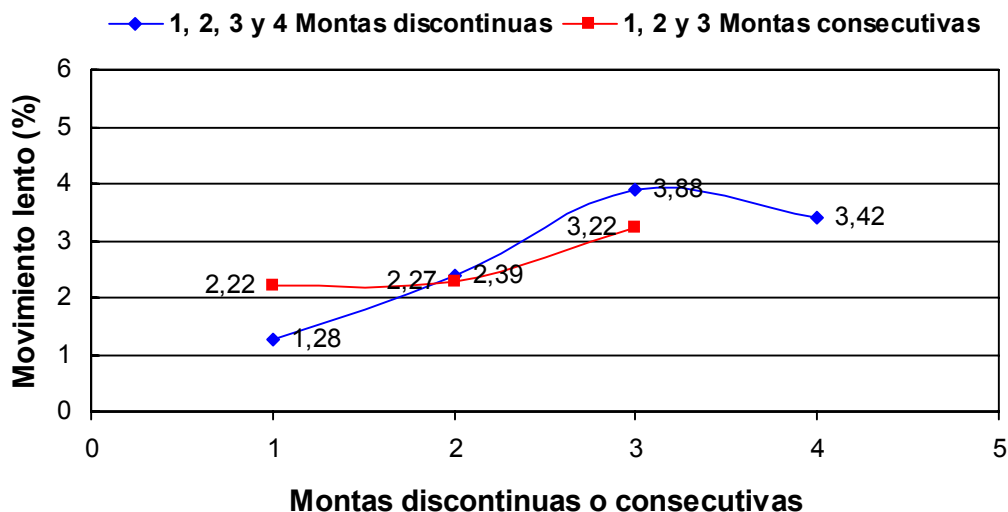


Figura 11. Variación de los espermatozoides de movimiento lento

Los promedios obtenidos para el número de espermatozoides de movimiento lento entre montas consecutivas y montas discontinuas fueron: 2.57 y 2.74%, respectivamente (Anexo 15).

Resultados que se asemejan con los reportados por Sumar y Leyva (1981), quienes atribuyeron estos bajos valores a la viscosidad del plasma seminal, comparado al del ovino y bovino (Sumar, 1991).

4.2.3.3 Espermatozoides de movimiento “*in situ*”

El número de espermatozoides de movimiento *in situ* tuvo variaciones significativas ($P < 0.01$), tanto para las montas discontinuas como entre montas consecutivas (Anexo 14). En el Cuadro 15 son mostrados estos resultados.

Cuadro 15. Análisis de varianza de espermatozoides de movimiento in situ

Fuente variación	GL	X ²	P > X ²
Montas discontinuas	3	39.60	<.0001 **
Montas consecutivas	2	35.60	<.0001 **

Donde: GL = Grados de libertad; x² = Chi Cuadrado; P = Probabilidad;
 ** = Significativo (P < 0.01)

La Figura 12 muestra la variación de los espermatozoides *in situ* entre montas discontinuas, donde en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta discontinua se evidenció una tendencia de incremento de los espermatozoides desde 16.26, 20.52 y 30.29%, pero éste crecimiento disminuyó en la 4^{ta} monta discontinua hasta 25.61%, lo que da a entender que a mayor número de montas discontinuas los espermatozoides con movimiento *in situ*, disminuyen significativamente.

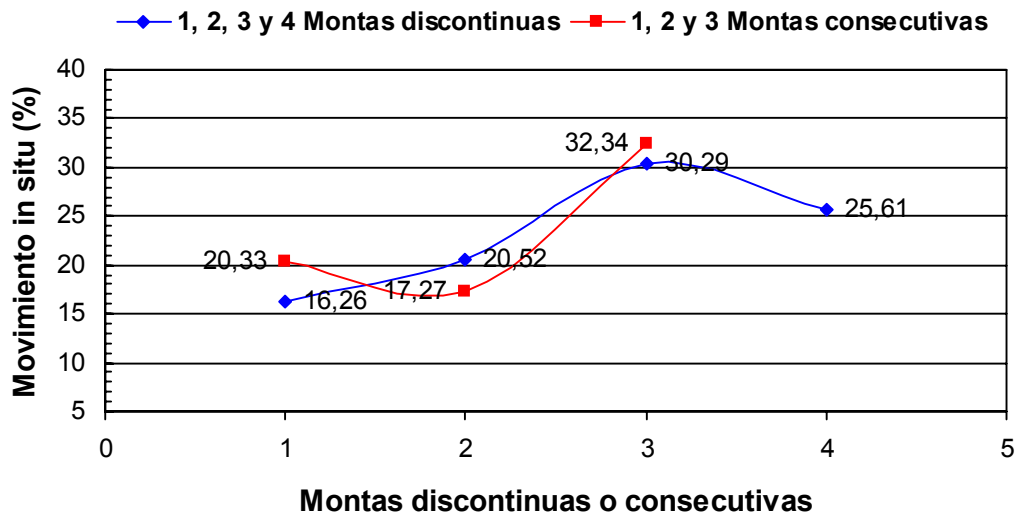


Figura 12. Variación de los espermatozoides de movimiento *in situ*

Según la Figura 12 la proporción de espermatozoides en la 1^{ra} monta consecutiva registro un valor de 20.33%, disminuyendo moderadamente en la 2^{da} monta consecutiva a 17.27%, para posteriormente en la 3^{ra} monta incrementarse a 32.34%, es decir que la variación de los promedios fueron distantes entre montas consecutivas.

4.2.3.4 Espermatozoides inmóviles

En el Cuadro 16 se observa el promedio de la proporción de espermatozoides inmóviles, cuya diferencia fue significativamente ($P < 0.01$), entre montas discontinuas.

Cuadro 16. Análisis de varianza de espermatozoides inmóviles

Fuente variación	GL	χ^2	$P > \chi^2$
Montas discontinuas	3	43.72	<.0001 **
Montas consecutivas	2	35.47	<.0001 **

Donde: GL = Grados de libertad; χ^2 = Chi Cuadrado; P = Probabilidad;
 ** = Significativo ($P < 0.01$)

Los resultados registrados entre montas consecutivas Cuadro 16, también señalan que la proporción de espermatozoides inmóviles entre la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva, muestran diferencias significativas ($P < 0.01$), Anexo 14.

En la Figura 13 se observa la variación del número de espermatozoides inmóviles con la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta discontinua, que disminuyó numéricamente desde 81.70%, 77.23% hasta 66.56%, para incrementar en la 4^{ta} monta a 71.95%, la variación entre 1^o y 4^o monta consecutiva fue alta de 9.75%.

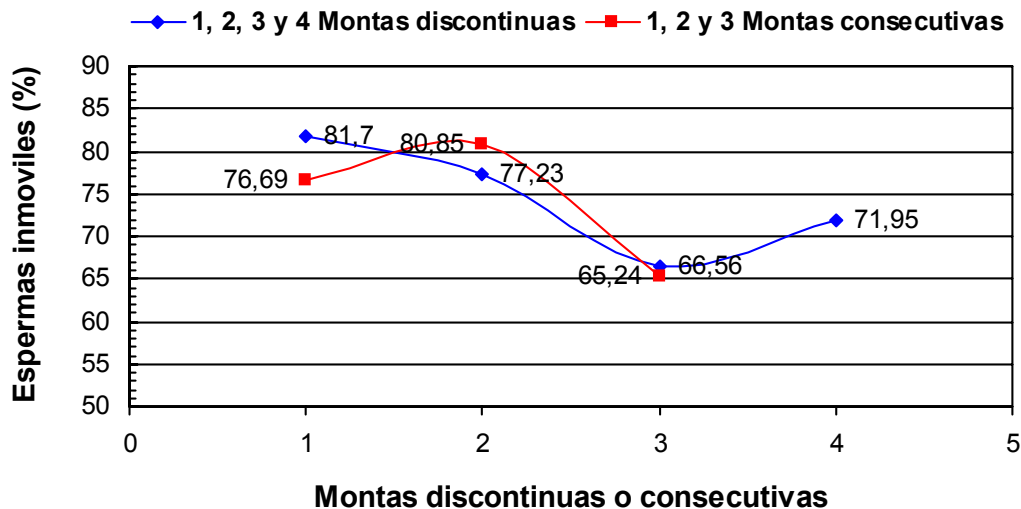


Figura 13. Variación de los espermatozoides inmóviles

Según la Figura 13 la concentración de los espermatozoides inmóviles en la 1^{ra} monta consecutiva fue 76.69%, porcentaje que se incrementó hasta 80.85% en la 2^{da} monta y por ultimo disminuyó a 65.24% en la 3^{ra} monta consecutiva.

Según Anexo 15 y las Figuras 11 al 13 el promedio de los espermatozoides móviles fue 25.88% y 25.91%, entre montas consecutivas y discontinuas, respectivamente. En cambio el promedio de espermatozoides inmóviles registro 74.26%, entre montas consecutivas y 74.36% entre montas discontinuas.

Este estudio señala, que la motilidad espermática del semen obtenido al finalizar la cópula es similar al reportado por Gonzáles, *et al* (2003), quien encontró una motilidad promedio de $25.7 \pm 16.61\%$ para la interacción de semanas de colección, y por edad del animal (3, 4 y 5 años de edad la motilidad fue 11.5%, 43.03%, 23.1%, respectivamente), de 6 reproductores. Resultados que están dentro el rango de variación de montas continuas y discontinuas de este estudio.

Asimismo, otros trabajos de investigaciones realizados por otros autores reportan porcentajes más altos al presente estudio, como Fernández, (2001), quien informó porcentaje de motilidad de $32.50 \pm 22.82\%$, considerando semanas (7 semanas), edad del animal (3, 4 y 5 años) y días de colección, es oportuno indicar que animales de 3 años de edad disminuyeron desde la 1^{ra} a la 7^{ma} semana.

Por su parte Davalos y Olazábal, (2002), usando vagina artificial con el apoyo de un maniquí versus hembras receptoras, reporta una motilidad de $34.2 \pm 5.3\%$ para semen colectado con maniquí y $68.9 \pm 4.9\%$ para hembras receptoras.

Este bajo porcentaje de motilidad encontrada probablemente sea consecuencia de la falta de nutrientes u otras sustancias que influyen en la viscosidad del semen como al proceso formación de los espermatozoides (nutrición, capacitación, maduración y otros). Por lo que, los espermatozoides con movimientos *in situ* es inversamente proporcional a los espermatozoides inmóviles, obteniéndose promedios entre montas

consecutivas de 0% de espermatozoides muy móviles, 2.57% de espermatozoides con movimiento lento, 23.31% con movimiento *in situ*, por ultimo 74.26% de espermatozoides inmóviles y entre montas discontinuas 0% de espermatozoides muy móviles, 2.74% de espermatozoides con movimiento lento, 23.17% con movimiento *in situ*, y 74.36% de espermatozoides inmóviles.

4.2.4 Viabilidad espermática

4.2.4.1 Espermatozoides móviles vivos

En la proporción de espermatozoides móviles vivos no se detectaron variaciones significativas ($P > 0.05$), entre montas discontinuas, como se puede observar en el Cuadro 17, los valores promedios entre la 1^{ra}, como en la 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta consecutiva, fueron similares.

Cuadro 17. Análisis de varianza de espermatozoides móviles vivos

Fuente variación	GL	X ²	P > x ²
Montas discontinuas	3	4.72	0.1935 ns
Montas consecutivas	2	6.26	0.0437 *

Donde: GL = Grados de libertad; x² = Chi Cuadrado; P = Probabilidad;
ns = No significativo ($P > 0.05$), * = Significativo ($P < 0.05$)

Sin embargo, (Cuadro 17) la concentración promedio de los espermatozoides móviles vivos, tuvo una variación significativa ($P < 0.05$), entre montas consecutivas (Anexo 16).

En la Figura 14 se observa que la variación de los porcentajes de espermatozoides móviles vivos en cada monta discontinua, fueron bajas. En la 1^{ra} monta fue de 7.95% valor que disminuyo a 5.56% en la 2^{da} monta discontinua, pero en la 3^{ra} monta el porcentaje de espermatozoides móviles vivos se incrementó a 7.34%, y finalmente decreció moderadamente hasta 7.02% en la 4^{ta} monta. Es decir que hubo variaciones numéricas apreciables, no obstante no fueron significativas.

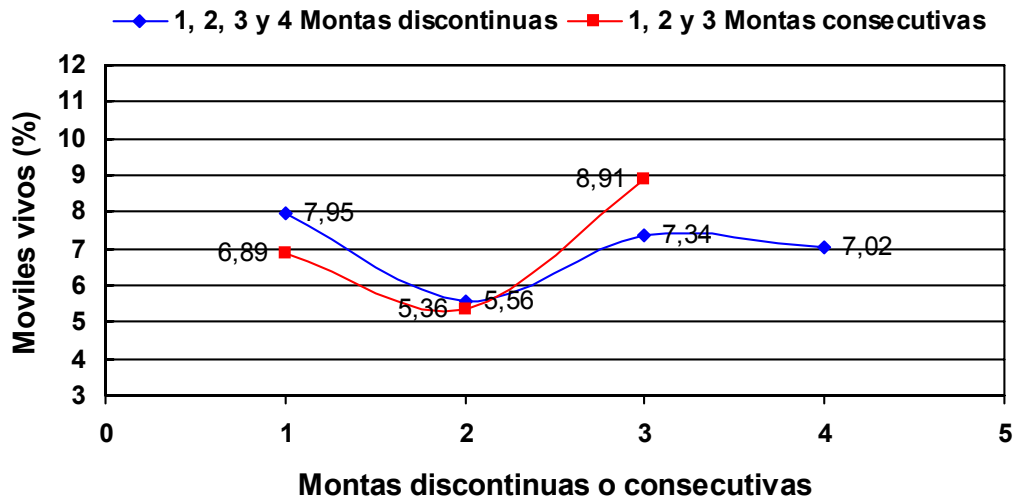


Figura 14. Variación de los espermatozoides móviles vivos

También en la Figura 14, se observa los datos registrados entre montas consecutivas, en la 1^{ra} monta registró 6.89% de espermatozoides móviles vivos, en la 2^{da} monta, este porcentaje disminuyó a 5.36%, en tanto en la 3^{ra} monta consecutiva se incrementó el porcentaje a 8.91%.

4.2.4.2 Espermatozoides inmóviles vivos

De acuerdo al Cuadro 18 la proporción de espermatozoides inmóviles vivos, variaron significativamente ($P < 0.01$), con las montas discontinuas. Pero no revelaron diferencias significativas ($P > 0.05$), entre montas consecutivas (Anexo 16).

Cuadro 18. Análisis de varianza de espermatozoides inmóviles vivos

Fuente variación	GL	X^2	$P > X^2$
Montas discontinuas	3	25.95	<.0001 **
Montas consecutivas	2	1.56	0.4580 ns

Donde: GL = Grados de libertad; x^2 = Chi Cuadrado; P = Probabilidad; ns = No significativo ($P > 0.05$), ** = Significativo ($P < 0.01$)

En la Figura 15 se observa montas discontinuas, en la 1^{ra} monta el porcentaje de espermatozoides inmóviles vivos fue 16.10%, porcentaje que en la 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua, variaron considerablemente registrándose 24.35%, 24.27% y 26.45%, de espermatozoides inmóviles vivos, respectivamente.

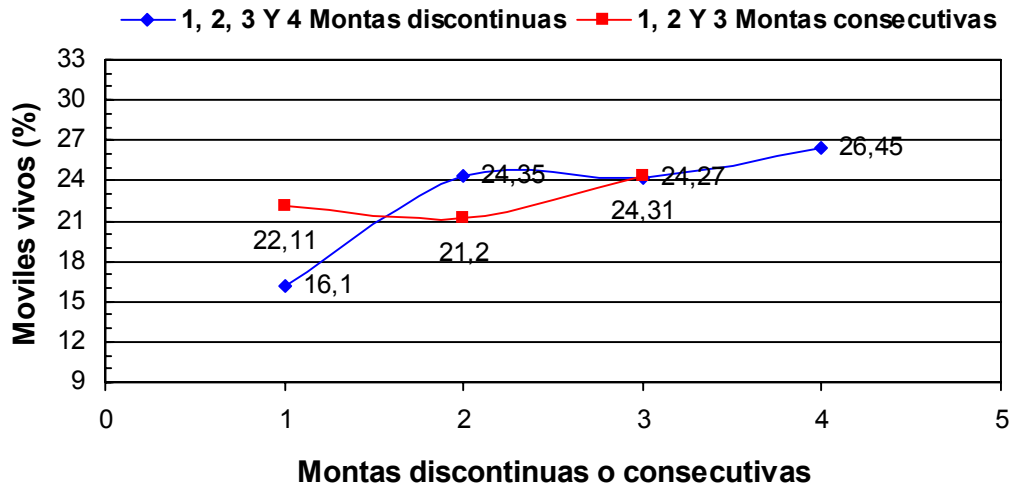


Figura 15. Variación de los espermatozoides inmóviles vivos

La Figura 15 también muestra la variación de los espermatozoides inmóviles vivos entre montas consecutivas, que fue 22.11% en la 1^{ra} monta, promedio que disminuyó levemente a 21.20% en la 2^{da} monta, éste porcentaje se incrementó hasta 24.31% en la 3^{ra} monta consecutiva.

4.2.4.3 Espermatozoides muertos

En el Cuadro 19 se observa el resultado del análisis de varianza, para la proporción de espermatozoides muertos, tanto en las montas discontinuas y como las montas consecutivas. En el primer caso los porcentajes de espermatozoides muertos tuvieron variaciones significativas ($P < 0.01$), entre monta discontinua. En el segundo caso, la variación de la proporción de espermatozoides muertos entre montas consecutivas, también fueron significativas ($P < 0.05$). Es decir que el número de espermatozoides muertos difieren significativamente entre montas consecutivas y discontinuas.

Cuadro 19. Análisis de varianza de espermatozoides muertos

Fuente variación	GL	X ²	P > X ²
Montas discontinuas	3	14.35	0.0025 **
Montas consecutivas	2	6.52	0.0384 *

Donde: GL = Grados de libertad; x² = Chi Cuadrado; P = Probabilidad;
 ** = Significativo (P < 0.01), * = Significativo (P < 0.05)

A continuación la Figura 16 se muestra las variaciones del número de espermatozoides muertos. En la 1^{ra}, en la 2^{da}, en la 3^{ra} y por último en la 4^{ta} monta discontinua, disminuyeron proporcionalmente desde 75.88%, 69.98%, 68.29% hasta 66.44%, respectivamente.

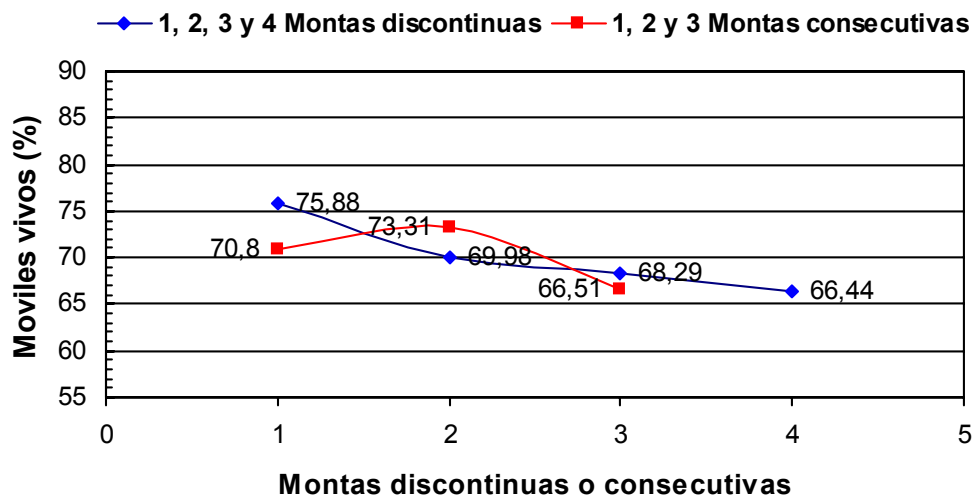


Figura 16. Variación de los espermatozoides muertos

También la Figura 16 se muestra que el porcentaje de espermatozoides muertos en cada monta consecutiva fue diferente, efectivamente en la 1^{ra} y la 2^{da} monta se evidencio un incremento moderado de 70.80% y 73.31%, pero en la 3^{ra} monta consecutiva, el porcentaje disminuyó a 66.51%.

Según el Anexo 17 y las Figuras 14 al 16 el promedio de espermatozoides vivos fue 29.59% y 29.76% entre montas consecutivas y discontinuas, respectivamente. Comparando, con el resultado obtenido por González *et al* (2003), la viabilidad espermática fue de 31.8 ± 19.1%, señalando que no hubo diferencias entre semanas de colección e interacción semanas de colección por edades.

Pero en el caso de edades hubo diferencias, donde en animales de 4 y 5 años de edad tuvieron un promedio de 50.44%, pero animales de 3 años de edad disminuyó a 29.44% y 15.69%, respectivamente. Con estos resultados se comprueba que en llamas mayores a 2 años de edad, el estado físico y la capacidad de recuperación por la intensa actividad sexual es más lenta.

Según, otros autores, la viabilidad espermática fue alta, Fernández (2001), reporto porcentajes de viabilidad de $70.4 \pm 25.99\%$, con diferencias significativas para días de colección y sin diferencias para semanas (7 semanas), como para edades (3, 4 y 5 años). Por su parte Verastegui, (2001), reporto 59.3% de viabilidad espermática.

La alta diferencia de la viabilidad de los espermatozoides, con los resultados obtenidos del presente trabajo de investigación, también se deba a la falta de sustancias secretadas por las glándulas sexuales accesorias; que es indispensable para la nutrición y amortiguación contra el exceso de acidez del conducto genital femenino.

a) Espermatozoides vivos



b) Espermatozoides muertos



Figura 20. Viabilidad de espermatozoides teñidos con tinción eosina

4.2.5 Relación entre número de montas y diagnóstico de preñez

4.2.5.1 Relación entre montas discontinuas y diagnóstico de preñez desacumulada

En el Cuadro 20 se observa los métodos de diagnóstico de preñez: conducta sexual y Radioinmunoanálisis. Según el método de diagnóstico por conducta sexual, la mayor actividad sexual se produjo en la 1^{ra} y 3^{ra} monta discontinua, registrándose 3 hembras preñadas de 12 hembras empadradas y 6 de 7 hembras empadradas, respectivamente. En cambio el método de diagnóstico por radioinmunoanálisis en la 1^{ra} y 2^{ra} monta discontinua se observó mayor número de hembras preñadas, 3 de un total de 12 hembras empadradas en la 1^{ra} monta y 5 de 9 hembras empadradas en la 2^{da} monta discontinua.

Cuadro 20. Relación entre de montas discontinuas y hembras preñadas

Montas discontinuas	Diagnósticos de preñez			
	Desacumulada			
	CS	%	RIA	%
Monta 1	3/12	25.00	3/12	25.00
Monta 2	2/9	22.22	5/9	55.56
Monta 3	6/7	85.71	2/4	50.00
Monta 4	1/1	100	2/2	100

Donde: CS = conducta sexual; % = porcentaje
a/b = Hembras preñadas/hembras empadradas,
RIA = Radio inmuno análisis;

Considerando estos resultados podemos establecer, que el grupo de hembras estudiadas, para ser fecundadas, solo requirieron como máximo hasta 3 montas discontinuas, con intervalos entre montas de 15 días.

4.2.5.2 Relación entre montas consecutivas y proporción hembras preñadas

Según el Cuadro 21, de 12 hembras empadradas, la mayoría fueron diagnosticadas preñadas en la 1^{ra} y 2^{da} monta consecutiva; tanto por el método de conducta sexual como por radioinmunoanálisis.

Cuadro 21. Relación entre montas consecutivas y hembras preñadas

Montas consecutivas	Diagnostico de preñez			
	CS	%	RIA	%
1º monta	8	66.67	9	75.00
2º monta	3	25.00	2	16.67
3º monta	1	8.33	1	8.33
Total	12	100	12	100

Donde: CS = conducta sexual; RIA = Radio inmuno análisis;
% = porcentaje

Según los métodos de diagnóstico (conducta sexual y radioinmunoanálisis), la mayoría de las hembras han sido fecundadas en la 1^{ra} monta y menor cantidad en la 2^{da} monta consecutiva. Ambos métodos de diagnóstico evidencian que la probabilidad de que la hembra quede preñada en la 1^{ra} monta consecutiva es mayor en comparación a la 3^{ra} monta. Los resultados evidencian que es más conveniente que el reproductor macho solo realice como máximo hasta 2 montas consecutivas a diferentes hembras expuestas en un mismo día.

4.2.6 Características del semen en función a las montas discontinuas

4.2.6.1 Concentración de espermatozoides en función a montas discontinuas

En el Cuadro siguiente se observa la concentración de espermatozoides, según las montas discontinuas.

Cuadro 22. Concentración de espermatozoides en función a las montas discontinuas

Montas discontinuas	Concentración espermática (esp/mm ³)
Monta 1	231597.19
Monta 2	187308.28
Monta 3	396576.76
Monta 4	440381.29

Donde: Esp/mm³ = espermatozoides por milímetro cúbico

Según el Cuadro 22 la concentración promedio de espermatozoides disminuyó de 231597.19 esp/mm³ a 187308.28 esp/mm³ en la 2^{da} monta discontinua. Pero ocurrió lo contrario en la 3^{ra} monta y la 4^{ta} monta; la concentración de espermatozoides se incrementó de 396576.76 esp/mm³ a 440381.29 esp/mm³.

La disminución de espermatozoides y posterior incremento posiblemente se deba al estado físico y la capacidad de recuperación del macho, como también a la cantidad de hembras empadradas en la 1^{ra} y 2^{da} monta discontinua, es mayor en comparación a la 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua (Figura 3).

4.2.6.2 Morfología de espermatozoides en función a montas discontinuas

En el Cuadro 23 se observa la proporción de espermatozoides normales y anormales, considerando la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua.

Cuadro 23. Morfología de espermatozoides en función a las montas discontinuas

Montas Discontinuas	Esperma normal (%)	Esperma anormal (%)
Monta 1	17.99	82.30
Monta 2	16.41	83.20
Monta 3	14.52	85.03
Monta 4	14.03	85.23
Promedio	15.87	84.13

Donde: % = porcentaje;

Según el Cuadro 23 la proporción de espermatozoides normales disminuyeron proporcionalmente de 17.99, 16.41, 14.52 hasta 14.03%, sucedió lo contrario en el caso de los espermatozoides anormales, incrementándose desde 81.30, 83.20, 85.03 hasta 87.23%, en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra}, 4^{ta} monta discontinua, respectivamente.

4.2.6.3 Motilidad de espermatozoides en función a montas discontinuas

En el Cuadro 24 se observa la proporción de espermatozoides móviles e inmóviles, según las montas discontinuas.

Cuadro 24. Motilidad de espermatozoides en función a las montas discontinuas

Montas Discontinuas	Espermas móviles (%)	Espermas inmóviles (%)
Monta 1	17.54	81.70
Monta 2	22.91	77.23
Monta 3	34.17	66.67
Monta 4	29.03	71.95
Promedio	25.91	74.09

Donde: % = Porcentaje

Según el Cuadro 24 en la 1^{ra} monta discontinua el promedio de espermatozoides móviles fue 17.54%, incrementándose en la 2^{da} y 3^{ra} monta discontinua hasta 22.91% y 34.17%, en la 4^{ta} monta éste porcentaje disminuyó a 29.03% y los espermatozoides inmóviles disminuyeron desde 81.70, 77.23 hasta 66.67%, para que en la 4^{ta} monta discontinua el promedio de espermatozoides inmóviles suba a 71.95%.

4.2.6.4 Viabilidad de espermatozoides en función a montas discontinuas

En el Cuadro 25 se observa que el número de espermatozoides vivos que se incrementaron desde 24.05, 29.93, 31.61 hasta 33.47% en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua, en cambio el número de espermatozoides muertos variaron de 75.88, 69.98, 68.29 a 66.44%, respectivamente.

Cuadro 25. Viabilidad de espermatozoides en función a las montas discontinuas

Montas discontinuas	Espermas vivos (%)	Espermas muertos (%)
Monta 1	24,05	75,88
Monta 2	29,93	69,98
Monta 3	31,61	68,29
Monta 4	33,47	66,44
Promedio	29.77	70.20

Donde: % = porcentaje;

Analizando ambos métodos de diagnóstico de preñez, en la 3^{ra} monta por conducta sexual y 2^{da} monta discontinua por el RIA, se diagnosticaron la mayor cantidad de hembras preñadas (Cuadro 20).

Coincidentemente, donde se produjo la mayor actividad sexual, el promedio de concentración de espermatozoides vario entre 396576.76 esp/mm³ y 187308.28 esp/mm³. Los espermatozoides normales de 16.41% a 14.52% y espermatozoides anormales 83.20% a 85.03%. Los espermatozoides móviles variaron de 22.91% a 34.17% y los espermatozoides inmóviles de 77.23% a 66.67%. Por ultimo el promedio de espermatozoides vivos varió de 29.93% a 31.61% y los espermatozoides muertos de 69.98% a 69.98%, respectivamente. Estas características fueron suficientes para que la mayoría de las hembras estén gestando.

4.2.7 Características del semen en función a las montas consecutivas

4.2.7.1 Concentración espermática en función a las montas consecutivas

En el Cuadro 26 se observa la variación de la concentración de espermatozoides, según la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva.

Cuadro 26. Concentración espermática en función a las montas consecutivas

Montas consecutivas	Concentración espermática (esp/mm³)
1 ^o monta	348366.27
2 ^o monta	299198.77
3 ^o monta	246370.60

Donde: Esp/mm³ = espermatozoides por milímetro cúbico

Según el Cuadro 26 las concentraciones de espermatozoides disminuyeron proporcionalmente de 348366.27, 299198.77 hasta 246370.60 esp/mm³, en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva. Se observa que a mayor número de montas consecutivas la concentración de espermatozoides disminuye gradualmente.

4.2.7.2 Morfología espermática en función a las montas consecutivas

En el Cuadro 27 se observa la variación de la proporción de espermatozoides normales y anormales entre montas consecutivas.

Cuadro 27. Morfología espermática en función a las montas consecutivas

Montas consecutivas	Espermas Normales (%)	Espermas Anormales (%)
1º monta	18.91	80.14
2º monta	16.28	83.08
3º monta	12.41	87.93
Promedio	15.87	83.72

Donde: % = porcentaje.

Según el Cuadro 27 las características morfológicas del semen, donde la proporción de espermatozoides normales disminuyeron desde 18.91, 16.28 hasta 12.41%, al contrario los espermatozoides anormales se incrementaron proporcionalmente desde 80.14, 83.08 hasta 87.93% en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva, respectivamente.

4.2.7.3 Motilidad espermática en función a las montas consecutivas

En el Cuadro 28 se observa la proporción de espermatozoides móviles e inmóviles, en función a las montas consecutivas.

Cuadro 28. Motilidad espermática en función a las montas consecutivas

Montas consecutivas	Espermas móviles (%)	Espermas inmóviles (%)
1º monta	22.55	76.69
2º monta	19.54	80.85
3º monta	35.56	65.24
Promedio	23.55	76.45

Donde: % = Porcentaje.

Según el Cuadro 28 el resultado del estudio de la motilidad de espermatozoides, en la 1^{da} monta consecutiva los espermatozoides móviles e inmóviles fueron de 22.55% y 76.69%, este comportamiento de las muestras de semen, analizadas en la 2^{da}

monta consecutiva, los espermatozoides móviles disminuyó a 19.54%, al contrario los espermatozoides inmóviles se incrementó a 80.85%, para que en la 3^{ra} monta, éste promedio de espermatozoides móviles aumente hasta 35.56% y los espermatozoides inmóviles a 65.24%.

4.2.7.3 Viabilidad espermática en función a las montas consecutivas

En el Cuadro 29 se observa la variación de la proporción de espermatozoides vivos y muertos, según la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva.

Cuadro 29. Viabilidad espermática en función a las montas consecutivas

Montas consecutivas	Espermas vivos (%)	Espermas muertos (%)
1 ^o monta	29,00	70,80
2 ^o monta	26,56	73,31
3 ^o monta	33,22	66,51
Promedio	29,60	70,21

Donde: % = Porcentaje.

Según el Cuadro 29 la proporción de espermatozoides vivos, en la 1^{ra} y 2^{da} monta consecutiva disminuyó de 29% a 26.56% y los espermatozoides muertos se incrementó de 70.80% a 73.31%, respectivamente. Y en la 3^{ra} monta consecutiva el promedio de los espermatozoides vivos se incrementó hasta 33.22%, en cambio los espermatozoides muertos varió hasta 66.51%.

Analizando los resultados, la mayor cantidad de hembras preñadas se identificó entre la 1^{ra} y 2^{da} monta consecutiva (Cuadro 21), la concentración de espermatozoides fue 348366.27 esp/mm³ como mínimo y de 299198.77 esp/mm³ como máximo. Los espermatozoides normales y anormales variaron de 18.91% a 16.28% y de 80.14% a 83.08%, respectivamente. Los espermatozoides móviles variaron de 19.54% a 22.55%, en cambio los espermatozoides inmóviles de 80.85% a 76.69%. Finalmente, los espermatozoides vivos variaron de 29% en la 1^o monta a 26.56% en la 2^{da} monta consecutiva y los espermatozoides muertos de 70.8% a 73.31%, respectivamente.

Estas características fueron suficientes para que la mayoría de las hembras estén gestando.

Se observó que a mayor número de montas consecutivas la concentración espermática como los espermatozoides normales disminuyeron proporcionalmente y los espermatozoides móviles y vivos se incrementaron, posiblemente esta variación de las características del semen, se deba al estado físico y capacidad de recuperación del macho como al proceso de formación de los espermatozoides.

4.3 TIEMPO DE CÔPULA

La cópula en camélidos sudamericanos es precedido por una fase de cortejo y la cópula propiamente dicha, y éste evento sexual tiene una duración variable según el sistema de empadre.

4.3.1 Tiempo de cortejo

Todos los machos al ingresar al corral de empadre demostraron aptitudes de cortejo, este comportamiento de monta con cortejo estuvo claramente diferenciado en llamas, cuando la hembra estaba receptiva, el proceso continuó hasta concluir con la cópula.

En el Cuadro 30, se observa el tiempo de cortejo promedio entre montas discontinuas no difieren significativamente ($P > 0.05$). Este mismo resultado se observó en las montas consecutivas (Anexo 18).

Cuadro 30. Análisis de varianza del tiempo de cortejo en minutos

Fuente variación	GL	SC	CM	Fc	P > F
Montas discontinuas	3	0,89288988	0,29762996	2,01 ns	0.1402
Montas consecutivas	2	0,69915670	0,34957835	2,36 ns	0.1165
Error	23	3,40144132	0,14788875		
Total	26	4,16808538			

Donde: GL = Grados de libertad; CM = Cuadrado medio; Fc = Fischer Calculado
SC = Suma de cuadrados; P = Probabilidad; ns = No significativo

El coeficiente de variación encontrado tuvo un valor de 29.49%, donde el grado de variación de las observaciones con respecto a la media fue regular.

En la Figura 17 se puede apreciar los tiempos de cortejo en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta discontinua, que desciende moderadamente desde 1.46, 1.19 hasta 1.00 minuto, respectivamente. En cambio, en la 4^{ta} monta discontinua el tiempo de cortejo se incrementó a 1.20 minutos.

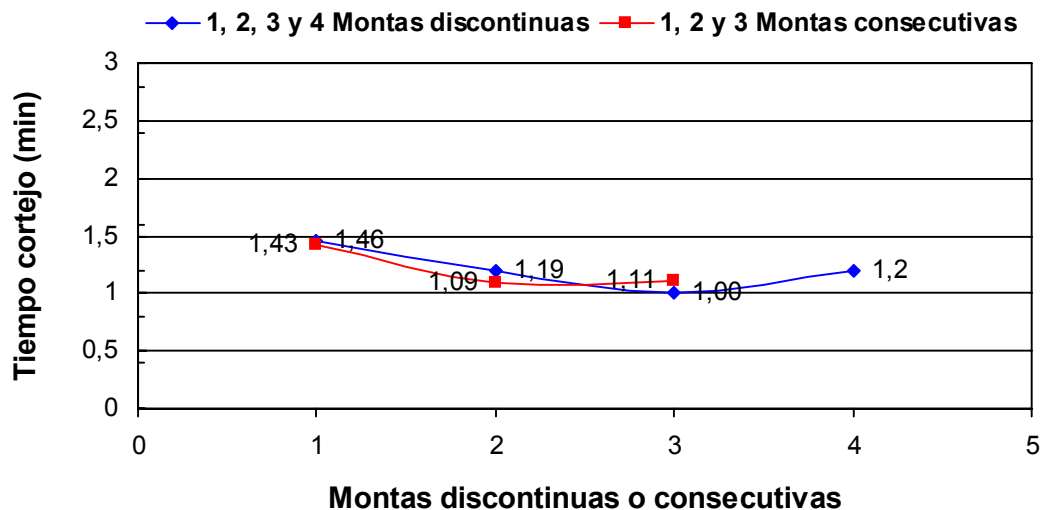


Figura 17. Variación del tiempo de cortejo entre montas discontinuas y consecutivas

De igual manera de un tiempo máximo de 1.43 minutos desciende hasta 1.09 en la 1^{ra} y 2^{da} monta consecutiva, en la 3^{ra} monta sube levemente a 1.20 minutos. Estas variaciones solo fueron numéricas (Figura17).

El promedio general del tiempo de cortejo fue 1.30 minutos, de una escala de 1 hasta 5 minutos. Según Hinojosa y Ruiz, (1999), indican que en alpacas el promedio general del tiempo de cortejo fue de 2.98 minutos (5.56 minutos en tuis de 1 año de edad, 3.19 minutos en tuis de 2 años de edad y 1.77 minutos en hembras adultas). Estos resultados evidencian que todas las hembras presentaban uniformidad en los signos de receptividad al reproductor macho. Novoa y Leyva (1996), señala si las hembras están en celo, se detiene y se deja montar de pie y adopta la posición de cubito ventral para seguir con el proceso de cópula.

En cambio a las hembras no receptivas se dio oportunidad de 5 minutos para que adopte la posición de cópula. También se evidenció que el libido del macho fue estimulado visualmente por la hembras receptivas, resultado que coincidió con lo reportado por Sumar y Leyva (1981).

4.3.2 Tiempo de cópula

Posterior a la fase de cortejo, el macho inicia la cópula propiamente dicha, comportamiento sexual que fue controlada tanto en las montas discontinuas y montas consecutivas (Cuadro 31).

Cuadro 31. Análisis de varianza del tiempo de cópula en minutos

Fuente variación	GL	SC	CM	Fc	P > F
Montas discontinua	3	197,6240561	65,87468540	6,22 **	0.0030
Montas consecutivas	2	390,6381976	195,3190988	18,46 **	<.0001
Error	23	343,3981661	10,58252900		
Total	28	706,6896552			

Donde: GL = Grados de libertad; CM = Cuadrado medio; Fc = Fischer Calculado
 SC = Suma de cuadrados; P = Probabilidad; ** = Significativo (P < 0.01)

En el Cuadro 31 se observa que las montas discontinuas tuvieron una influencia significativa (P <0.01), en el tiempo de cópula que empleó el macho, es decir que la duración de la cópula fue diferente en cada monta discontinua. De la misma manera las montas consecutivas fueron también significativas (P <0.01), en el tiempo que duró la cópula. El coeficiente de variación fue 21.54%, que es relativamente moderado (Anexo 18).

En la Figura 18 se presenta el tiempo que duró la cópula, entre montas discontinuas, que disminuyó gradualmente desde 15.96, 14.13 hasta 11.10 minutos, en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta discontinua, llegando en la 4^o monta consecutiva a un valor de 2.85 minutos.

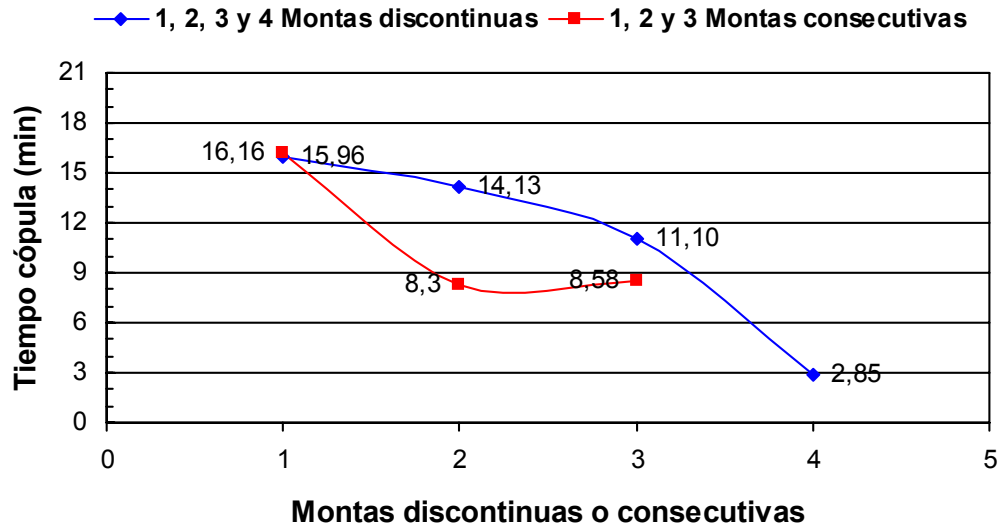


Figura 18. Variación del tiempo de cópula entre montas discontinuas y consecutivas

En el caso de montas consecutivas el tiempo máximo registrado en la 1^{ra} monta fue 16.16 minutos, disminuyendo a 8.30 minutos y 8.58 minutos, en la 2^{da} y 3^{ra} montas consecutiva, respectivamente (Figura 18).

En general el tiempo que duró la cópula en llamas machos mayores de 2 años de edad fue 15.10 ± 3.25 minutos con un rango de 14.83 – 18.35 minutos, con un máximo de 3 servicios diarios por macho. Dávalos y Olazábal (2002), reportan similares tiempos de cópula de 15.9 ± 0.6 minutos y 16.8 ± 0.7 minutos, obtenidos en 10 alpacas machos de 3 – 6 años de edad, mediante vagina artificial con el apoyo de un maniquí y hembra viva receptivas, respectivamente.

En cambio, Hinojosa y Ruiz (1999), registraron tiempos promedios de cópula de 29.97 minutos para tuis de 1 año de edad, 18.74 minutos para tuis de 2 años de edad, 23.95 minutos para hembras adultas, siendo el promedio general de 21.91 minutos.

Por su parte, England y col (1971), reportan en llamas tiempos promedios de cópula de 23.7 ± 8.5 minutos, con un rango de dispersión de 15.2 – 32.2 minutos (el autor no indica el sistema de empadre utilizado ni la edad de los animales). Finalmente,

Condorena y col (1988), indica un tiempo de cópula de 17.5 ± 8.0 minutos (9.5 -25.5 minutos), en llamas bajo condiciones de monta controlada y con más de 4 montas diarios por macho, resultados que se asemeja al presente ensayo (Sumar, 1991).

El tiempo de cópula en llamas mayores a 2 años de edad tuvo un comportamiento similar a los adultos en un sistema de empadre controlado. Mientras que el vigor sexual del macho fue afectado por el cansancio del animal por la disminución de la actividad sexual. Milovanoc (1962), citado por Holy (1987), indicando que el libido sexual en machos estuvo influenciado negativamente por el agotamiento sexual después de un periodo de monta prolongado.

4.4 MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO DE PREÑEZ

4.4.1 Diagnóstico de preñez por conducta sexual

En el Cuadro 32 se observa el número de hembras preñadas diagnosticadas mediante conducta sexual; en la 1^{ra} monta discontinua el 25% igual a 3 hembras, demostraron rechazo al macho, éste porcentaje se incrementó en la 2^{da} monta a 41.67% equivalente a 5 hembras. En cambio en la 3^{ra} monta discontinua llegó al 91.67% igual a 11 hembras. Finalmente en la 4^{ta} monta el total de los animales igual 12 hembras, demostraron rechazo al macho debido a su posible preñez. De un total de 12 hembras expuestas en cada monta discontinua.

Cuadro 32. Tasas de preñez diagnosticados por conducta sexual

Montas discontinuas	Condición reproductiva hembras					
	P. acum.		P. desac.		Vacías	
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
Monta 1	3/12	25.00	3/12	25.00	9	75.00
Monta 2	5/12	41.67	2/9	22.22	7	58.33
Monta 3	11/12	91.67	6/7	85.71	1	8.33
Monta 4	12/12	100	1/1	100	0	0

Donde: (a/b) = hembras preñadas/hembras empadradas;
P. acum. = Preñez acumulada; % = porcentaje
P. desac. = Preñez desacomulada.

Analizando la cantidad de hembras preñadas sin efectuar una suma acumulada, en cada monta discontinua, podemos apreciar que la mayoría de las hembras fueron diagnosticadas, preñadas en la 1^{ra} y 3^{da} monta discontinua, registrando 25% y 85.71% igual a 3 y 6 hembras preñadas, respectivamente. En la 2^{da} y 4^{ta} monta discontinua el número de hembras preñadas fue menor 2 y 1 de un total de 9 y 1 hembra empadrada, respectivamente.

Similares resultados fueron obtenidos por Apaza, Olarte y Malaga (1998), en alpacas primerizas, sin cría, con cría, apareadas mediante el sistema de empadre controlado (una monta hembras/día); determinaron tasas de fertilidad con uno, dos, tres y cuatro servicios en; 35.0%, 22.5%, 25.0% y 5.0% de fertilidad para las hembras primerizas, pero en el caso de las hembras sin cría obtuvieron resultados de; 38.04%, 24.0%, 15.0% y 8.0% en la 1^{ra}, 3^{da}, 2^{da} y 4^{ta} servicio y para las hembras con cría 62.2%, 25.0%, 6.7% y 0%, respectivamente.

Mientras que Quispe y Martínez (2002), considerando la condición reproductiva las hembras adultas fertilizaron en mayor proporción en los primeros servicios (48.19%, 55.81%, 68.42% y 100% de hembras, respectivamente), con relación a las registradas por las hembras primerizas que requirieron mas servicios para lograr mayor fertilidad de, 17.90%, 36.36%, 68.57% y 90.91% de las hembras, en el 1^{ra}, 3^{da}, 2^{da} y 4^{ta} servicio, respectivamente.

4.4.2 Diagnóstico de preñez por Radioinmunoanálisis (RIA)

Según el Cuadro 33 del total de hembras apareadas en la 1^{ra} monta, solo se diagnosticaron tasas de preñez de 25% igual a 3 hembras, el resto siguió aceptando al macho. Estos porcentajes se incrementaron en la 2^{da} monta, a 66.67% equivalente a 8 hembras. Por ultimo en la 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua, el número de hembras que demostraron rechazo al macho fue 83.33% y 100% igual a 10 y 12 hembras de un total de 12 hembras empadradas en cada monta.

Cuadro 33. Niveles de progesterona y tasas de preñez diagnosticado por el método RIA

Montas discontinuas	Condición de las hembras						Niveles progesterona	
	P. acum.		P. desac.		Vacías		Gestación	Vacías
	No	%	No	%	No	%		
Monta 1	3/12	25,00	3/12	25.00	9	75.00	1.1481	0.7772
Monta 2	8/12	66,67	5/9	55.55	4	33.33	1.3028	0.5842
Monta 3	10/12	83,33	2/4	50.00	2	16.67	1.3939	0.6923
Monta 4	12/12	100	2/2	100	0	0	1.5338	-

Donde: (a/b) = hembras preñadas/hembras empadradas; P. acum. = Preñez acumulada; P. desac. = Preñez desacomulada; % = porcentajes.

Según el diagnóstico por el método RIA, en la 2^{da} y 1^{ra} monta discontinua hubo mayores números de hembras preñadas, registrándose porcentajes de 55.55% y 25% equivalentes a 5 de un total de 9 hembras empadradas y 3 de 12 hembras empadradas, respectivamente. Las demás hembras fueron diagnosticadas preñadas en la 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua, 50% y 100% igual a 2 de un total de 4 llamas empadradas y 2 hembras preñadas de 2 llamas empadradas, respectivamente.

Según Quispe y Martínez (2002), realizando una evaluación del número de servicios se observaron tasas de fertilidad de 76% registrado por el método RIA de los cuales 77.61% correspondió a primerizas (66.67%, 70.00%, 87.50% y 81.80%, en el 1^o, 2^o, 3^o y 4^o servicio) y 74.69% en adultas (70%, 79.17%, 84.61% y 66.70% en el 1^o, 2^o, 3^o y 4^o servicio). Además se estableció que las hembras primerizas requirieron cuatro montas discontinuas para que el total de las hembras estén preñadas, que fueron diagnosticados por Conducta sexual y Radioinmunoanálisis para obtener mayores índices de natalidad. Los resultados fueron corroborados por los mismos autores.

La concentración de progesterona varió en función a la fecundidad de las hembras. Las hembras preñadas presentaron niveles de P₄ mayor 1ng/ml, llegando a un valor máximo de 2,04ng/ml sin variaciones marcadas durante todo el periodo de gestación y las no preñadas niveles de P₄ menores 1ng/ml, evaluadas en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua.

De acuerdo a instrucciones del Organismo Internacional de Energía Atómica (O.I.E.A.) y Bravo (1994), indican que, el nivel de progesterona igual o mayores a 1ng/ml se considera positivo, es decir que la llama ovuló, y se produjo la fertilización, por tanto las hembras estaban gestando.

4.4.3 Evaluación de métodos de diagnóstico de gestación en llamas

En el Cuadro 34 se observa de 12 hembras empadradas en la 1^{ra} monta, se diagnosticó por conducta sexual, el 25% igual a 3 hembras resultaron preñadas, pero sólo el 16.67% igual a 2 hembras parieron, la diferencia fue de 8.33% igual a 1 hembra en contra del método de diagnóstico por conducta sexual. En cambio en la 2^{da} monta, el porcentaje de parición fue 41.67% igual a 5 madres, este resultado coincide con el total de hembras diagnosticadas preñadas. Del 91.67% igual a 11 hembras diagnosticadas como positivo en la 3^{ra} monta discontinua, tuvieron crías solo el 75% igual a 9 madres, la diferencia fue 16,67% en contra del método de diagnóstico por conducta sexual. Por último en la 4^{ta} monta de las 12 hembras preñadas solo parieron 10 hembras, igual a 83.33% de tasa de parición, existiendo una diferencia entre ambos de 16.67%. El total de fallas en el diagnóstico de preñez fue del 41.67%.

Cuadro 34. Efectividad de los métodos de diagnóstico de preñez

Métodos diagnost.	Montas descont.	Condición de las hembras				Tasa parición		Efect. (%)	Error preñez (%)
		Preñadas		Vacías		Nº	%		
		Nº	%	Nº	%				
Conducta sexual	Monta 1	3/12	25.00	9	75.00	2/12	16.67	66,67	8.33
	Monta 2	5/12	41.67	7	58.33	5/12	41.67	100	0.00
	Monta 3	11/12	91.67	1	8.33	9/12	75.00	81,82	16.67
	Monta 4	12/12	100	0	0.00	10/12	83.33	83,33	16.67
Parcial								82,96	41.67
RIA	Monta 1	3/12	25.00	9	75.00	2/12	16.67	66,67	8.33
	Monta 2	8/12	66.67	4	33.33	5/12	41.67	62,50	25.00
	Monta 3	10/12	83.33	2	16.67	9/12	75.00	90,00	8.33
	Monta 4	12/12	100	0	0.00	10/12	83.33	83,33	16.67
Parcial								75,63	58.33

Donde: Nº = Número de hembras; Efect. (%) = Efectividad de los métodos de diagnóstico; % = Porcentaje; a/b = hembras preñadas/ hembras empadradas.

Según el método de diagnóstico por Radioinmunoanálisis, la proporción de hembras preñadas en la 1^{ra} monta fue 25% igual a 3 hembras preñadas, pero sólo parieron el 16.67% igual a 2 hembras. En cambio en la 2^{da} monta, de un total de 8 (66.67%) hembras preñadas, parieron el 41.67% igual a 5 madres. Del 83.33% igual a 10 hembras diagnosticadas positivas en la 3^{ra} monta discontinua, tuvieron crías solo el 75% igual a 9 madres. Por último en la 4^{ta} monta de las 12 hembras preñadas solo parieron 10 hembras, igual a 83.33% de tasa de parición.

El total de fallas en el diagnóstico por radioinmunoanálisis fue del 58.33%, registrándose: 8.33, 25.00, 8.33 y 16.67% de fallas respectivamente, que es superior al 41.67%, obtenido por conducta sexual. Por lo que se estableció que el método de diagnóstico por conducta sexual presento una mayor seguridad, obteniendo un menor número de fallas entre montas discontinuas en comparación con el método del RIA.

De acuerdo a la tasa de natalidad de las llamas el método de diagnóstico por conducta sexual reveló una seguridad del 82,96% entre 15 días iniciado y 60 días concluido el empadre, éste resultado son corroborados por Ampuero y col (1988), quienes indican que en alpacas el método de conducta sexual reveló una seguridad del 83% entre 30 días iniciado el empadre y 15 días concluido. Por su parte Quispe y Martínez (2002), revelaron una efectividad del 87.25% en llamas primerizas y adultas, porcentaje que es superior al reportado en el ensayo.

El método de diagnóstico por Radioinmunoanálisis, proporcionó una seguridad en el diagnóstico de 75.63% entre 15 días iniciado el empadre y 60 días (2 meses) finalizado el empadre, éste porcentaje es inferior al reportado por Chiri (1994), quien señala que la precisión del diagnóstico es positivo en llamas adultas en 85%. En cambio Ampuero y col (1988), reportan una seguridad del 99%, para alpacas adultas mayores a 5 años de edad. Por su parte Quispe y Martínez (2002), señala 98.28% de seguridad en llamas primerizas y adultas.

4.5 TIEMPO DE GESTACIÓN

Como información complementaria, se calcularon los tiempos de gestación, cuyo detalle se presenta en el Cuadro 35.

Cuadro 35. Tiempo de gestación

Condición reproductiva	Número hembras	Media	Desvío Standard	Coefficiente variación	Rango
primerizas	10	343.8	13.85	3.85	330.56 – 357.04

De acuerdo al Cuadro 35 el tiempo de gestación en llamas primerizas fue 343.8 ± 13.24 días, con rango de variación desde un tiempo mínimo de 330.56 días hasta un tiempo máximo de 357.04 días, estadísticamente el tiempo de gestación fueron similares al valor de la media poblacional de 348 ± 9 días (339 – 357 días), reportados por Calderón y Fernández-Baca (1972), León *et al* (1990), citado por Loetz (1995), Novoa y Weeler (1984), citado por Bonovia (1996).

Por lo tanto se estableció el tiempo de gestación en llamas hembras primerizas es menor que en adultas, afirmaciones que es corroborado por Quispe y Martínez (2002), que señalan que el tiempo de gestación en madres adultas registraron 351 días y las primerizas 348 días.

5 CONCLUSIONES

- El peso inicial de las llamas al empadre, tuvo un rango de variación; en machos mayores a 2 años de edad de 74.2 hasta 95.80 kg (promedio general 85 kg) y en las hembras primerizas registraron rangos de variación de 65.99 hasta 86.11 kg (promedio general 76.05 kg).
- El comportamiento de las llamas hembras, denota una disminución paulatina en el número de hembras expuestas, 12 (41.38%), 9 (31.03%), 7 (24.14%) y 1 (3.45%), en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua, respectivamente.
- En tanto, en las montas consecutivas una mayoría de las llamas fueron empadradas en la 1^{ra} monta consecutiva registrando 15 (51.72%) hembras, 9 (31.03%) hembras y 5 (17.24%) hembras, respectivamente.
- La concentración espermática se reduce proporcionalmente al número de hembras servidas cada 15 día después del primer servicio, de 12 hembras, 9 hembras, 7 hembras y 1 hembra servida, la concentración varió de 231597.19, 187308.28, 396576.76 y 440381.29 esp/mm³, correspondientes a la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua.
- Entre las montas consecutivas el número de hembras servidas en un mismo día, disminuyo de 15 hembras apareadas en la 1^{ra} monta consecutiva, 9 hembras en la 2^{da} y 5 hembras en la 3^{ra} monta, la concentración de espermatozoides disminuye de 348366.27 esp/mm³, 299198.77 esp/mm³ a 246370.60 esp/mm³, respectivamente.
- La variación de las características morfológicas del espermatozoide fue mínima en cada monta discontinua; (espermatozoides normales de 17.99, 16.41, 14.52 y 14.03% y espermatozoides anormales de 81.30%, 83.20, 85.03 y 87.27%, en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua).
- La morfología de espermatozoides difieren en función a las montas consecutivas, donde los espermatozoides normales se reducen proporcionalmente desde 18.91%, 16.28% hasta 12.41% y ocurre lo contrario con la proporción de espermatozoides

anormales que aumenta de 80.14%, 83.08%, y 87.93%, en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta consecutiva.

- No se apreció la motilidad masal en las muestras analizadas en cada monta discontinua y montas consecutivas, solo se observó una motilidad individual progresiva lenta (en menor porcentaje) y una motilidad "in situ" o no progresiva con movimiento rotatorio (en mayor porcentaje).
- La motilidad individual de espermatozoides fue pobre entre montas discontinuas. Los espermatozoides móviles variaron de 17.54, 22.21, 34.17 hasta 29.03% y los espermatozoides inmóviles de 81.70, 77.23, 66.56% a 71.95%, en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua.
- La motilidad individual con relación a las montas consecutivas, varió la proporción de espermatozoides móviles desde 22.55, 19.54 hasta 35.56% y los espermatozoides inmóviles de 76.69, 80.85 a 65.24%, en la 1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} monta.
- El porcentaje de espermatozoides vivos se incrementa proporcionalmente de 24.05, 29.93, 31.61 y 33.47% y existe decremento en el porcentaje de espermatozoides muertos (75.88, 69.98, 68.29 y 66.44%), en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra}, y 4^{ta} monta discontinua, respectivamente.
- Entre montas consecutivas, la proporción de espermatozoides vivos se reduce de 29% a 26.56% en la 1^{da} y 2^{da} monta, en la 3^{ra} monta se incrementa significativamente a 33.22%, el porcentaje de espermatozoides muertos en la 1^{ra} y 2^{da} monta consecutiva, se incrementa de 70.80% a 73.31% y disminuye a 66.51%, en la 3^{ra} monta consecutiva.
- Las hembras primerizas requirieron más servicios para lograr mayor preñez, diagnosticadas por conducta sexual, denotando en orden ascendente (3, 5, 11 y 12 hembras), en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua. En cambio, las llamas diagnosticados por RIA, en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua se registro 3 hembras, 8 hembras, 10 hembras y 12 hembras, que demostraba rechazo al macho

- La mayoría de las hembras fueron diagnosticadas preñadas en la 2^{da} y 3^{ra} monta discontinua (85.71% y 55.55% diagnosticados por RIA y conducta sexual, respectivamente) y el semen presentó las siguientes características; la concentración varió de 187308.28 esp/mm³ a 396576.76 esp/mm³, los espermatozoides normales de 16.41% a 14.52%, los espermatozoides móviles de 22.91% a 34.17% y los espermatozoides vivos de 29.93% a 31.61%.
- Los métodos de diagnóstico por conducta sexual y radioinmunoanálisis, evidencian que la mayoría de las hembras fueron diagnosticadas preñadas en la 1^{ra} y 2^{da} monta consecutiva y en menor número 3^{ra} monta consecutiva: por conducta sexual 8, 3 y 1 hembra preñada y por radioinmunoanálisis, 9, 2 y 1 hembra preñada.
- En la 1^{ra} y menor cantidad en la 2^{da} monta consecutiva, se registro mayor número de hembras preñadas, las características del semen varió; la concentración espermática de 348366.27 esp/mm³ a 299198.77 esp/mm³, los espermatozoides normales de 18.91% a 16.28%, los espermatozoides móviles de 22.55% a 19.54% y los espermatozoides vivos 29.00% a 26.56%.
- El tiempo de cortejo del macho disminuye moderadamente en relación a las montas consecutivas y discontinuas. El tiempo de cortejo en las montas discontinuas fue 1.46 minutos el máximo y 1.20 minutos el mínimo. En cambio, en cada monta consecutiva se registró 1.43 minutos como máximo, 1.11 minutos el mínimo, con un promedio general de 1.30 ± 0.38 minutos en un sistema de empadre controlado.
- El tiempo promedio de cópula en un sistema de empadre controlado natural fue 15.10 minutos (15.10 ± 3.25 minutos). El tiempo de cópula varió en función al número de montas consecutivas (1^{ra}, 2^{da} y 3^{ra} cópula sucesiva) y montas discontinuas (1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} vez), registrándose un máximo de 15.96 minutos, un mínimo de 2.85 minutos. Y con relación a las montas consecutivas, el máximo tiempo de cópula registrado fue 16.16 minutos y un mínimo de 8.58 minutos.
- El tiempo de gestación tuvo un grado de dispersión de 331 hasta 357 días, con promedio de 344 días (344 ± 13 días), para hembras primerizas mayores de 2 años de edad.

- Considerando las montas discontinuas, el método de diagnóstico de detección de preñez por conducta sexual revela una seguridad de: 66.67, 100, 81.82 y 83.33%, en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua, con un promedio general de 82.96%.
- En cambio el método radioinmunoanálisis tuvo una precisión en el diagnóstico de 79.30% como promedio general, la variación de la tasa de preñez registró porcentajes de: 66.67, 62.50, 90.00 y 83.33%, en la 1^{ra}, 2^{da}, 3^{ra} y 4^{ta} monta discontinua, respectivamente.

6 RECOMENDACIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos se efectúa las siguientes recomendaciones:

- Para obtener mayores tasas de fertilidad se debe realizar como máximo 2 cópulas sucesivas (1 macho/2 hembras/día). Cada hembra debe ser expuesta al macho, hasta 3 oportunidades (montas discontinuas), con un intervalo de 15 días, en un sistema de empadre natural controlado).
- Se recomienda utilizar como reproductores para el empadre a los machos con el arete 1781 (T2), 1789 (T4) y 1787 (T3), por su precocidad sexual, vigor sexual y docilidad del animal.
- Realizar trabajos de investigaciones utilizando otros tipos de diluyente para el estudio de la calidad del semen.
- Perfeccionar el método de obtención de semen directamente de tracto genital de las hembras, mediante la utilización de un vaginoscopio.
- Para posteriores investigaciones considerar el análisis macroscópico de muestras de semen
- Continuar con estudios sobre la receptividad y rechazo por conducta sexual por su aplicabilidad sencilla y permite una evaluación temprana, ya que uno de los problemas es el diagnostico de preñez.

7 REVISIÓN DE LITERATURA

- Apaza, N. U. Olarte y J. Málaga. (1998).** Empadre controlado de alpacas Huacaya en el Banco de Germoplasma de la Estación Experimental ILLPA INIA- Puno. En XXI Reunión Científica Anual de la APPA, UNA. Puno-Perú. pp 163-167
- Ampuero, E. y Alarcón, V. (1989).** Boletín de Divulgación del Centro Experimental de la Raya. Universidad de San Antonio Abad del Cuzco. Perú. pp 52
- Ampuero, E., V. Alarcón, J. Alpaca y A. Machaca (1988),** Evaluación de diferentes métodos de diagnóstico de gestación en alpacas, En VI Convención Internacional sobre Camélidos Sudamericanos, Oruro, Bolivia. pp 205
- Bearden, J. y Fuquay, J. (1995),** Reproducción animal aplicada. Cuarta edición, Traducido; Sumano y Ocampo, México. pp 100-110
- Burdon, H. y Van Knippenberg (1990),** Laboratory Techniques Biochemistry and molecular Biology, Vol VI, Mexico D. F. pp 13
- Carpio, M. (1991),** Camélidos y socioeconomía Andina. En producción de rumiantes menores alpacas. Novoa, C. y Flores, A. INIAA, Lima, Peru. pp 3, 4
- Calle, E. R. (1982),** Producción y mejoramiento de alpacas, Fondo del banco del libro, Lima, Perú. pp 126, 127
- Callisaya, I. (1994),** Caracterización de las tierras de la estación experimental Choquenaira, según su capacidad de uso y aptitud para riego, tesis de Grado, Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de agronomía, La Paz, Bolivia. pp 40-42
- Calderón, W. y Fernández-Baca, S. (1972),** Peso vivo y rendimiento canal en alpacas, revista de investigación pecuaria (IVITA), UNMSA 1: Lima, Perú. pp 5-9.
- Chiri, C. R. (1996),** Informe Anual 1996 – 1997, Centro Experimental Agropecuario Condoriri, Universidad Técnica Oruro, Oruro, Bolivia.
- Choque, M. H. (1995),** En Primer curso internacional de manejo y Biotecnología de la reproducción en Camélidos Sudamericanos, La Paz, Bolivia. pp 10-14
- Dávalos, R. y Olazábal, J. (2002),** Evaluación de dos formas de colección de semen en alpacas. En revista Investigación Veterinaria, Puno-Perú. pp 98,99
- England, S., B. Foote, D. Matteus, A. Cardozo, S. Riera (1969),** Ovulación and Corpus Luteum Function in the Lamas. pp 505-513
- Fernández-Baca, R. (1991),** Avances y Perspectivas del conocimiento de los Camélidos Sudamericanos, FAO, Oficina Regional para América Latina y el Caribe, Santiago, Chile. pp 428

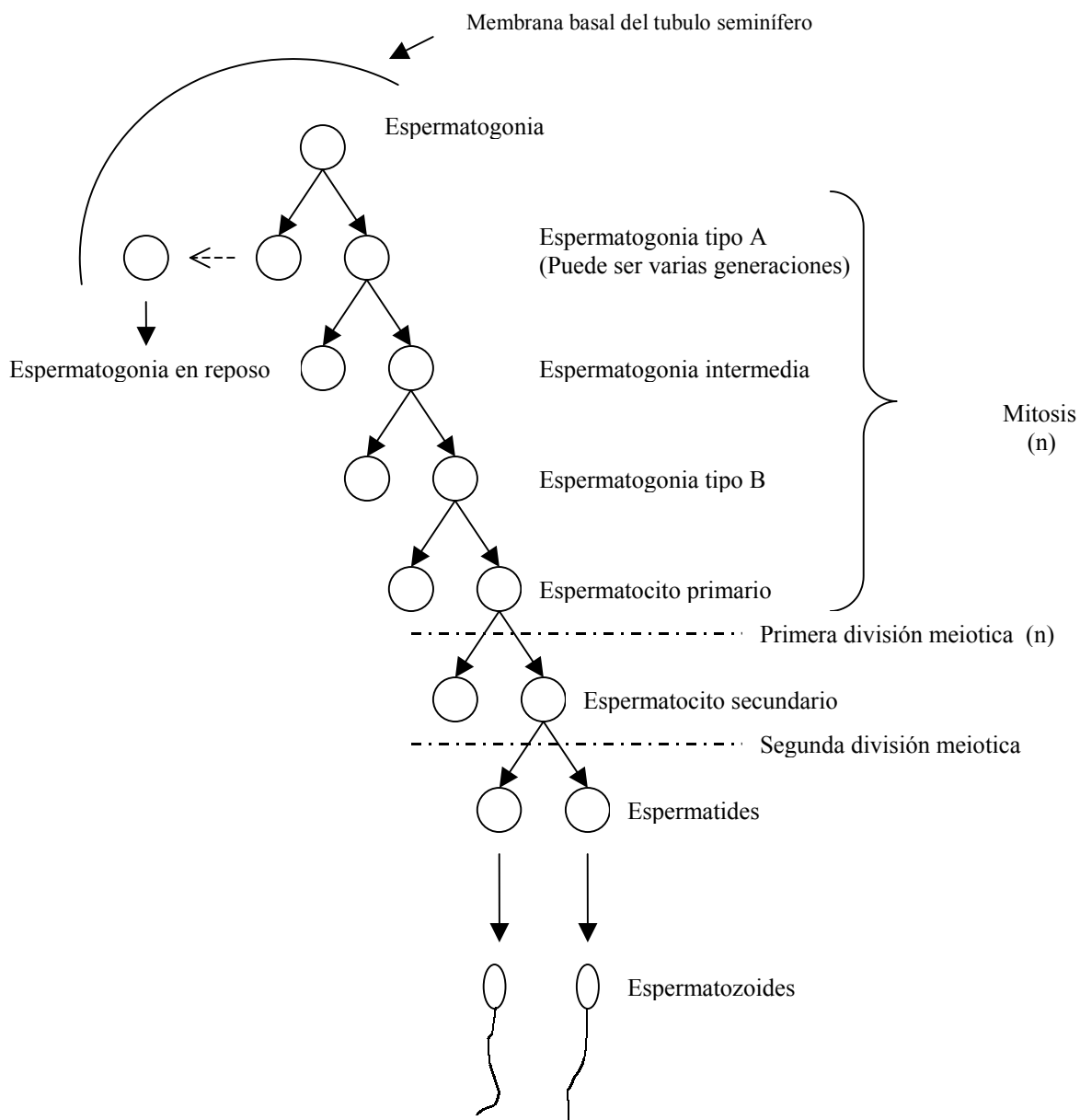
- Fernández, R. (2001)**, Efecto de edad y periodicidad de colección sobre las características macro y microscópicas del semen de llamas, Tesis de CIZ. UCB-UCA-T. La Paz-Bolivia.
- Fowler, M. E. (1991)**, Medicine and Surgery of South American Camelids, Iowa State University Pres. AMES. pp 391.
- Frank, E. y Bollati, G. (1995)**, Camélidos Argentinos domésticos producción y mejoramiento; En Censo de Manejo Reproductivo de camélidos Sudamericanos Domésticos, Córdoba, Argentina.
- Flores-Ochoa, J. (1982)**, Causas que originaron la actual distribución espacial de las alpacas y llamas, Osaca national museum of ethnology senry ethnological studies. pp 10; 63-92
- Garabito, A. (2000)**, Evaluación física del semen en la llama (*Lama glama*), Khara y Thampulli, Tesis de grado para optar el grado de Ing. Agrónomo UTO (F.C.A.P.), Oruro-Bolivia. pp 77, 79
- Galina, C., A. Satiel, G. Bustamante, S. Fernández y L. Zarco (1991)**, Reproducción de los animales domésticos, Limusa, México. pp 50 - 52
- González, V., Copa, S., Ochoa, R. (2003)**, Efecto de la bulbouretrectomia y periodicidad de colección en las características macro y microscópicas del eyaculado en llamas; En III Congreso Mundial sobre Camélidos y I Taller Internacional de DECAMA. Potosi-Bolivia. pp 744-746
- Hafez, E. (1992)**, Reproducción e inseminación artificial en animales, quinta edición, México. pp 126, 265, 436
- Hinojosa, R. y Ruiz, J. (1999)**, Evolución del comportamiento sexual y efecto de la edad materna sobre la fertilidad en alpacas huacaya con empadre controlado, Tesis de grado UN-Huancavelica, Perú.
- Huarachi, D. (2002)**, Manual, Cría de Camélidos Sudamericanos, Ediciones Kollu huma, La Paz - Bolivia. pp 20,21
- Huanca, T. (1988)**, Manual del Alpaquero, Proyecto Alpacas, INIAA, CORPUNO/IC, Puno, Perú. pp 21, 25, 27
- Huanca, T. (1989)**, Crianza de Llamas y Alpacas en los Andes, Proyecto Alpacas, INIAA, CORPUNO, COTESU. pp 46
- Huanca, T. (1990)**, Manual Alpaquero, segunda edición corregida y aumentada, Lima, Perú. pp 52, 53
- Huanca, T. (1993)**, Manual Alpaquero, Proyecto alpaca, tercera edición, Lima, Perú. pp 41, 46, 52, 70, 68
- Holdridge, L. (1982)**, Ecología Basada en zonas de vida, IICA, San José de Costa rica. pp 216

- Laing, J. A. y Heap, R. B. (1971)**, The Concentración of Progesterona en the milk of com During the Reproductive cycle, Br. Veterinary J. pp 19, 22
- Laguna, V. (1986)**, Manual de crianza de alpacas y llamas, MACA, INFOL, La Paz, Bolivia. pp 35-37
- Loetz, U. E. (1995)**, Control de la Función Reproductiva Mediante Mecanismos Neuroendocrinológicos en los Camélidos Suramericanos; En I Curso Internacional de Manejo y Biotecnología de la Reproducción en Camélidos Sudamericanos, OEA. UMSA, La Paz, Bolivia. pp 63,65
- Novoa, C. (1991)**, Fisiología de la Reproducción de la hembra. En Avances y Perspectivas del conocimiento de los Camélidos Sudamericanos, Fernández-Baca (ed), FAO Santiago, Chile. pp 92, 99,100
- Novoa, C. y Flores, A. (1991)**, Reproducción de Alpacas, En Producción de Rumiantes menores, Alpacas, Novoa, C. y Flores, A. INIAA, Lima, Perú. pp 103-108
- Novoa, C. y Leyva, V. (1996)**, Reproducción en Alpacas y Llamas, Revista de Investigación Pecuaria, IVITA No 26, UNMSM, Limas, Perú. pp 8, 9, 16-19, 27,28
- Olarte, D. H. (1993)**, Sistema de Manejo y Reproducción de los Camélidos Sudamericanos; En Simposio Internacional Camélidos Sudamericanos, La paz, Bolivia. pp 16, 17, 19
- Olarte, H. y Carreon, O. (1988)**, VI convención internacional sobre Camélidos Sudamericanos, Oruro, Bolivia. pp 199
- Poblete, P., von Baer, A., von Baer, L., del Campo, M. (2003)**, Evaluación de la morfología espermática del semen de camélidos sudamericanos tratados con tripsina, En III Congreso Mundial sobre Camélidos y Primer Taller Internacional de Decama, CIF-FCA y P-UNSS. Potosí-Bolivia. pp 769,769
- Quispe, W. y Martínez, Z. (2002)**, Intervalo de montas y numero de servicios en la reproducción de llamas (*Lama glama*), primerizas y adultas, Tesis de grado para optar el grado de Ing. Agrónomo UMSA, Facultad de Ingeniería Agronómica, La Paz-Bolivia. pp 59, 64
- Roberts, S. J. (1971)**, Veterinary obstetrics and genital diseases (theriogenology), Edwards Brothers, Inc Ann Arbor, Michigan. pp 58
- Rodríguez-Claure, J. (1982)**, Una revisión sobre avances logrados en la fisiología de la reproducción en llamas, Estación experimental Patacamaya, Bolivia. pp 11, 14
- Rodríguez, T. y Cardozo, A. (1989)**, Situación de la Producción ganadera en la zona andina de Bolivia, PROCADE-UNITAS, La Paz, Bolivia. pp 74
- SENAMHI (2004)**, Servicio Nacional de Meteorología e Hidronautica, Estación Viacha, Provincia Ingavi, La paz, Bolivia.

- Salisbury, G. W., N. L. Van Demark, J. L. Lodge (1978)**, Fisiología de la Reproducción e Inseminación Artificial de Bovidos, Zaragoza, España. pp 300, 301
- Solís, R. H. (2000)**, Producción de camélidos Sudamericanos, 2^{da} edición, Cerro de Pasco, Perú. pp 96-97,110-111,105-116
- Suárez, F. (1994)**, Comparación de métodos en diagnósticos de preñez en llamas (*Lama glama*), Tesis de grado para optar el grado de Ingeniero Agrónomo, UTO (F.C.A.P.). pp 125
- Sumar, K. J. (1991)**, Fisiología de la reproducción del macho y Manejo reproductivo, En Avances y Perspectivas del conocimiento de los Camélidos Sudamericanos, Fernández-Baca (Ed), FAO santiago, Chile. pp 117- 137
- Sumar, K. J. (1992)**, Los Camélidos Domésticos en el Perú, Boletín de Lima, Perú. pp 94
- UNEPCA (1997)**, Unidad Ejecutora del Proyecto Camélidos, UNEPCA-FIDA-CAF, 1^{ra} edición, Oruro-Bolivia, Censo Nacional de Camélidos, Bolivia. pp 14,15
- Vilela, W. (1995)**, Anatomía y Fisiología reproductiva de los Camélidos Sudamericanos, En Primer curso Internacional de manejo y Biotecnología de la reproducción en Camélidos Sudamericanos, La Paz, Bolivia. pp 14,15
- Verastegui, J. (2001)**, Estimación de la concentración espermática mediante el color del semen de alpacas, Tesis MVZ-UNA, Puno- Perú.
- West, G. (1992)**, Diccionario Enciclopédico de Veterinaria, IATROS, Ediciones Ltda, Barcelona España. pp 459-461

ANEXOS

Anexo 1. Representación Diagramática de la espermatogenesis

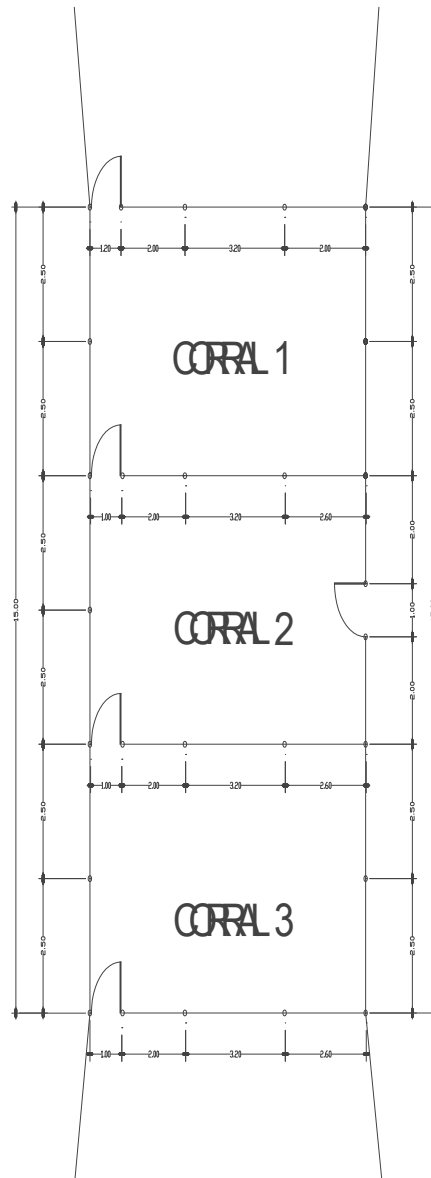


Anexo 2. Características físicas del suelo de la Estación Experimental Choquenaira

PROFUNDIDAD	0 – 35	35 – 48	48 – 70
Capacidad de campo (%)	22.23	22.26	-
Punto de marchites permanente (%)	12.37	2.46	-
Densidad Aparente (g/cm ³)	1.31	1.32	1.51
P ^H Ex – Sat	7.05	7.46	7.91
Porosidad Total (%)	50.57	51.11	-
Humedad Aprovechable Total (cm)	2.96	3.96	-
Salinidad Efectiva (meq/lit)	5.02	13.86	9.65
Salinidad Potencial (meq/lit)	1.44	6.01	1.98
Velocidad de infiltración Básica (cm/hr)	3.275	3.275	3.275

Fuente: Callisaya (1994)

Anexo 3. Corrales de empadre



Anexo 4. Cronograma de montas

M. discontinuas		1	15	30	45	60
Arete macho	Arete hembra	Actividad	Actividad	Actividad	Actividad	Actividad
Fecha		25-02-03	12-03-03	27-03-03	11-04-03	26-04-03
1781	4736	X	X	X	R	R
No 2	4752	X	X	X	R	R
Azul	4768	X	R	R	R	R
	4784	-	X	R	R	R
	4746	-	-	-	-	-
Fecha		26-02-03	13-03-03	28-03-03	12-04-03	27-04-03
1789	4754	X	X	R	X	R
No 4	4571	X	X	X	R	R
Amarillo	4732	X	X	X	R	R
	4788	-	-	X	X	X
	4550	-	-	-	-	-
Fecha		27-02-03	14-03-03	29-03-03	13-04-03	28-04-03
1787	4774	X	R	R	R	R
No 3	4560	X	X	R	R	R
	4744	-	X	X	X	R
	4750	-	-	-	-	-
	4764	-	-	-	-	-
Fecha		11-03-03	26-03-03	10-03-03	25-04-03	10-05-03
4910	4782	X	X	X	X	X
No 1	4762	-	-	-	-	-
Verde	4770	-	-	-	-	-
	4780	-	-	-	-	-
	4778	-	-	-	-	-

Donde: X = Acepto el servicio; - = No acepto el servicio o falta del vigor del macho;
R = Rechazo al macho probable preñez

Anexo 5. Peso inicial de reproductoras hembras

No	Arete hembra	Peso vivo (kg.)	Condición fisiológica
1	4736	63	Apto
2	4752	82	Apto
3	4768	60	Apto
4	4784	77	Apto
5	4746	66	Apto
6	4754	74	Apto
7	4571	82	Apto
8	4732	71	Apto
9	4788	89	Apto
10	4550	83	Apto
11	4774	79	Apto
12	4560	66	Apto
13	4744	70	Apto
14	4750	60	Apto
15	4764	82	Apto
16	4782	77	Apto
17	4762	100	Apto
18	4770	83	Apto
19	4778	79	Apto
20	4780	68	Apto

Anexo 6. Peso vivo de reproductores machos

Marca macho	Número aretes	Peso vivo (Kg.)	Condición fisiológica
Verde (1)	4910	95	Apto
Azul (2)	1781	85	Apto
Rojo (3)	1787	70	Apto
Amarillo (4)	1789	90	Apto
Naranja (5)	4792	67	No apto
Café (6)	4798	75	No apto

Anexo 7. Número de montas consecutivas por reproductor macho

Marca macho	Hembras expuestas	Hembras apareadas	Montas consecutivas			Observación total	
			1º	2º	3º	numeral	%
1781; Azul; No 2	5	4	3	3	2	8	27.59
1789; Amarr.; No 4	5	4	5	4	3	12	41.38
1787; Rojo; No 3	5	3	4	2	0	6	20.69
4910; Verde; No 1	5	1	3	0	0	3	10.34
TOTAL	20	12	15	9	5	29	100

Anexo 8. Número de hembras expuestas y apareadas por monta discontinua

Marca macho	Hembras expuestas	Hembras apareadas	Monta discontinua				Total de montas	
			1	2	3	4	Numeral	%
1781; Azul; No 2	5	4	4	2	2	0	8	27.59
1789; Amarrillo; No 4	5	4	4	4	3	1	12	41.38
1787; Rojo; No 3	5	3	3	2	1	0	6	20.69
4910; Verde; No 1	5	1	1	1	1	0	3	10.34
TOTAL	20	12	12	9	7	1	29	100

Anexo 9. Análisis del efecto de factores principales sobre la concentración espermática en llamas

Factores Principales	Concentración espermática	Concentración espermática mm ³
Montas discontinuas	ns	ns
Montas consecutivas	ns	Ns
Montas discontinuas		
1	12.3527	231597,1917
2	12.1405	187308,2810
3	12.8906	396576,7619
4	12.9953	440381,2905
Montas consecutivas		
1	12.7610	348366,2682
2	12.6088	299198,7658
3	12.4145	246370,6036
Estadística general		
μ	12.4908	265879,9048
S	0,524760	0,524760
CV	4,201174	4,201174

Anexo 10. Promedio de la concentración espermática entre montas discontinuas y consecutivas

Parámetro	Factores principales	Observaciones				Grado signif.
		1°	2°	3°	4°	
Concentración Espermática	Montas consecutivas	240366.27	299198.77	246370.60		ns
	Montas discontinuas	231597.19	187308.28	396576.76	440381.29	ns

Anexo 11. Análisis del efecto de factores principales sobre la morfología espermática en llamas

Factores Principales	Espermatozoides normales (%)	Espermatozoides anormales (%)			
		Cabeza anormal	Sección intermedia	cola	mixtos
Montas discontinuas	ns	ns	ns	ns	ns
Montas consecutivas	**	**	ns	**	ns
Montas discontinuas					
1	17.99	57.17	7.13	6.24	10.76
2	16.41	56.10	8.03	5.79	13.28
3	14.52	58.35	8.12	6.18	12.37
4	14.03	65.04	7.50	1.36	13.33
Montas consecutivas					
1	18.91	50.85	9.22	6.10	13.97
2	16.28	57.50	7.26	4.62	13.70
3	12.41	68.63	6.77	2.62	9.91

Anexo 12. Promedio de los espermatozoides normales entre montas consecutivas y discontinuas

Parámetro	Factores principales	Observaciones				Promedio	Grado signif.
		1°	2°	3°	4°		
Espermatozoides normales	Montas Consecutivas	18.91	16.28	12.41		15.87	**
	Montas discontinuas	17.99	16.41	14.52	14.03	15.74	ns

Anexo 13. Promedio de los espermatozoides anormales entre monta consecutivas y discontinuas

Anormalidades espermáticas	Factores principales	Observaciones				Promedio	Grado signif.
		1º	2º	3º	4º		
con cabezas anormales	Montas consecutivas	50.85	57.50	68.63		58.99	**
	Montas discontinuas	57.17	56.10	58.35	65.04	59.17	ns
con defectos de la cola	Montas consecutivas	6.10	4.62	2.62		4.45	**
	Montas discontinuas	6.24	5.79	6.18	1.36	4.89	ns
con defectos de sección intermedia	Montas consecutivas	9.22	7.26	6.77		7.75	ns
	Montas discontinuas	7.13	8.03	8.12	7.50	7.70	ns
con defectos mixtos	Montas consecutivas	13.9	13.70	9.91		12.53	ns
	Montas discontinuas	10.76	13.28	12.37	13.33	12.44	ns
TOTAL	Montas consecutivas	80.14	83.08	87.93		83.72	
	Montas discontinuas	81.30	83.20	85.03	87.27	84.20	

Anexo 14. Análisis del efecto de los factores principales sobre la motilidad espermática en llamas

Factores principales	Motilidad espermática (%)		
	Movimiento lento	movimiento "in situ"	Inmóviles
Montas discontinuas	*	**	**
Montas consecutivas	ns	**	**
Montas discontinuas			
1	1.28	16.26	81.70
2	2.39	20.52	70.23
3	3.88	30.29	66.56
45	3.42	25.61	71.95
Montas consecutivas			
1	2.22	20.33	76.69
2	2.27	17.27	80.85
3	3.22	32.34	65.24

Anexo 15. Promedio de la motilidad espermática entre montas consecutivas y discontinuas

Anormalidades espermáticas	Factores principales	Observaciones				Promedio	Grado signif.
		1°	2°	3°	4°		
muy móviles	Montas consecutivas	0.0	0.0	0.0		0.0	
	Montas discontinuas	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	
Movimiento lento	Montas consecutivas	2.22	2.27	3.22		2.57	ns
	Montas discontinuas	1.28	2.39	3.88	3.42	2.74	*
Movimiento in situ	Montas consecutivas	20.33	17.27	32.34		23.31	**
	Montas discontinuas	16.26	20.52	30.29	25.61	23.17	**
Total móviles	Montas consecutivas	22.55	19.54	35.56		25.88	
	Montas discontinuas	17.54	21.93	34.17	29.03	25.91	
Total inmóviles	Montas consecutivas	76.69	80.85	65.24		74.26	**
	Montas discontinuas	81.70	77.23	66.56	71.95	74.36	**

Anexo 16. Análisis del efecto de los factores principales sobre la viabilidad espermática en llamas

Factores principales	Viabilidad espermática (%)		
	móviles vivos	inmóviles vivos	Muertos
Montas discontinuas	ns	**	**
Montas consecutivas	**	ns	*
Montas discontinuas			
1	7.95	16.10	75.88
2	5.58	24.35	69.98
3	7.34	24.27	68.29
4	7.02	26.45	66.44
Montas consecutivas			
1	6.89	22.11	70.80
2	5.36	21.20	73.31
3	8.91	24.31	66.51

Anexo 17. Promedio de la viabilidad espermática entre monta consecutivas y montas discontinuas

Anormalidades espermáticas	1°	2°	3°	4°	Promedio	Grado signif.
	Espermatozoides móviles vivos	6.89	5.36	8.91		
	7.95	5.58	7.34	7.02	6.97	ns
Espermatozoides Inmóviles vivos	22.11	21.20	24.31		22.54	ns
	16.10	24.35	24.27	26.45	22.79	**
Total Espermatozoides vivos	29.00	26.56	33.22		29.59	
	24.05	29.93	31.61	33.47	29.76	
Total espermatozoides muertos	70.80	73.31	66.51		70.21	*
	75.88	69.98	68.29	66.44	70.15	**

Anexo 18. Influencia de los factores principales sobre el tiempo de cortejo y tiempo de cópula en llamas

Factores principales	Conducta sexual	
	Tiempo cortejo (min.)	Tiempo cópula (min.)
Montas discontinuas	ns	**
Montas consecutivas	ns	**
Montas discontinuas		
1	1.46149	15,96108
2	1.18514	14.12858
3	0.99586	11.10211
4	1.19670	2.85658
Montas consecutivas		
1	1.42731	16.15520
2	1.09471	8.29726
3	1.10737	8.58410

Anexo 19 Datos climatológicos de la Estación Experimental Choquenaira

