UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLIVAR

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS, RECURSOS NATURALES Y DEL AMBIENTE
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TEMA:

"EVALUACIÓN DE LA FECUNDACIÓN EN OVEJAS MEDIANTE CONCENTRACIONES DE LECHE DESCREMADA, YEMA DE HUEVO COMO DILUYENTES DEL SEMEN, CANTON GUARANDA PROVINCIA BOLÍVAR"

Tesis de Grado Previo a la Obtención del Título de Médico Veterinario y Zootecnista, otorgado por la Universidad Estatal de Bolívar a través de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente. Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia

AUTOR:

DAVID ALEJANDRO QUINTO CANDO

DIRECTOR DE TESIS:

Dr. LUIS SALAS MUJICA. M. Sc

GUARANDA - ECUADOR
2014

“EVALUACIÓN DE LA FECUNDACIÓN EN OVEJAS MEDIANTE CONCENTRACIONES DE LECHE DESCREMADA, YEMA DE HUEVO COMO DILUYENTES DEL SEMEN, CANTON GUARANDA PROVINCIA BOLÍVAR”

REVISADO POR:

_____

Dr. Luis Salas Mujica M. Sc.
DIRECTOR

APROBADO POR LOS MIEMBROS DEL TRIBUNAL DE TESIS:

_____

Ing. Klever Espinoza Mora Mg.
BIOMETRISTA

_____

Ing. Vinicio Montalvo Silva M. Sc.
AREA TÉCNICA

_____

Dr. Franco Cordero Salazar
REDACCION TECNICA

DECLARACION

Yo, **DAVID ALEJANDRO QUINTO CANDO,** autor declaro que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; este documento no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que las referencias bibliográficas que se incluyen han sido consultadas el autor (es).

La Universidad Estatal de Bolívar puede hacer uso de los derechos de publicación correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su Reglamento y por la normativa institucional vigente.

_____

DAVID ALEJANDRO QUINTO CANDO
C.I. 180410329-7

DEDICATORIA

Con profundo agradecimiento, al terminar una etapa más de mi vida, dejo constancia:

A Dios, quien me cuida y me guía con amor.

A mis hermanos, mis compañeros de juego.

A todos mis familiares.

A mis compañeros y amigos.

A mis maestros, por sus consejos y orientaciones

David

AGRADECIMIENTO

A Dios, por la fortaleza y sabiduría que me da diariamente para afrontar cada etapa de mi vida. A mis padres, por ser los amigos verdaderos e incondicionales que me alientan y apoyan en cada paso.

A la Universidad Estatal de Bolívar y por su intermedio a la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente, Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia por abrirme las puertas para encontrar el camino de mejores oportunidades y servicio a mi País.

Al Dr. Luis Salas, Director de Tesis; quien me oriento oportunamente para llegar a cabo el presente trabajo investigativo.

David

CONTENIDO

	Pág.
Portada	I
Aprobación del Director	II
Declaratoria	III
Agradecimiento	IV
Dedicatoria	V
Contenido	VI
Lista de cuadros	VII
Lista de figuras	VIII
Lista de gráficos	IX
Lista de Anexos	X

CAPÍTULO I. 1

I. INTRODUCCION 2

CAPÍTULO II. 4

II. MARCO TEÓRICO. 5

2.1. CRIANZA DE OVINOS. 5

2.1.1. Origen. 5

2.1.2. Características de la oveja. 6

2.1.3. Ventajas de criar ovinos. 7

2.1.4. Raza Doper. 7

2.1.5. Raza Dorset Horn. 8

2.1.6. Oveja Criolla o Nativa. 8

2.2. ANATOMIA Y FISIOLOGIA DEL APARATO REPRODUCTOR DE LOS OVINOS. 9

2.2.1. Aparato reproductor de la hembra. 9

2.2.2. Aparato reproductor del macho. 11

2.3. OVOGENESIS Y ESPERMATOGENESIS. 15

2.3.1. Ovogénesis. 15
2.3.2. Espermatogénesis. 15
2.4. PARAMETROS REPRODUCTIVOS. 16
2.4.1. Pubertad. 16
2.4.2. Ciclo estral. 16
2.2.3. Proestro. 17
2.2.4. Estro. 17
2.2.5. Metaestro. 18
2.2.6. Diestro 18
2.2.7. Empadre. 19
2.2.8. Ovulación. 19
2.2.9. Gestación. 19
2.2.10. Parto. 20
2.2.11. Precocidad. 21
2.2.12. Fertilidad. 21
2.2.13. Intervalo entre partos. 21
2.5. EVALUACIÓN DEL SEMEN. 22
2.5.1. Evaluación macroscópica. 22
2.5.2. Evaluación microscópica. 25
2.6. DILUYENTES PARA SEMEN OVINO. 33
2.6.1. Tipos de diluyentes. 33
2.6.2. Diluyente leche de vaca. 33
2.6.2.1. Composición de la leche. 35
2.6.3. Diluyente yema de huevo. 35
2.6.3.1. Composición de la yema de huevo. 36
2.6.4. Citratos, fosfatos, Fructosa, Glucosa. 36

2.6.5. Tris (Hidroximetil-aminometano). 36
2.6.6. Glicerol (Glicerina). 36
2.6.7. Penicilina y Dihidroestreptomicina. 36
2.6.8. Dilución del semen. 37
2.6.9. Diluyentes para utilizar en semen fresco. 38
2.7. INSEMINACION ARTIFICIA DE OVINOS. 39
2.7.1. Ventajas de la inseminación artificial. 40
2.7.2. Desventajas de la inseminación artificial. 41
2.8. SINCRONIZACIÓN DE CELOS. 42
2.8.1. Métodos farmacológicos. 42
2.8.2. Método natural. 44
2.9. TÉCNICA DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL. 44
2.9.1. Inseminación artificial vaginal. 45
2.9.2. Inseminación artificial laparoscópica. 45
2.9.3. Inseminación Artificial cervical. 45
2.9.4. Inseminación artificial con semen fresco. 47
2.10. PROTOCOLO DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN OVINOS. 47
2.10.1. Preparación del macho. 47
2.10.2. Preparación de la vagina artificial. 48
2.10.3. Recolección del semen con electroeyaculador. 48
2.10.4. Recolección del semen con vagina artificial. 49
2.10.5. Dilución del semen. 50
2.10.6. Cálculo de la dosis a emplear. 50
2.10.7. Preparación de la hembra. 51
2.10.8. Inseminación artificial. 51
2.10.9. Confirmación de preñez. 53

CAPÍTULO III. 54
III. MATERIALES Y METODOS. 55
3.1. MATERIALES. 55
3.1.1. Ubicación del experimento. 55
3.1.2. Zona de vida. 55
3.1.3. Material experimental. 56
3.1.4. Materiales de campo. 56
3.1.5. Materiales de laboratorio. 57
3.1.6. Materiales de oficina. 57
3.2. MÉTODOS. 58
3.2.1. Factor en estudio. 58
3.2.2. Tratamientos. 58
3.2.3. Procedimiento. 58
3.2.4. Análisis estadístico. 59
3.3. METODOS DE EVALUACION TOMADOS. 59
3.3.1. Peso del Animal (P.A) 59
3.3.2. Volumen del eyaculado (V.E) 59
3.3.3. Color del semen. 59
3.3.4. pH. 60
3.3.5. Motilidad en masa microscópica (M.M.M.) 60
3.3.6. Motilidad individual. (M.I) 61
3.3.7. Concentración de semen. 61
3.3.8. Presencia de anormalidades. 61
3.3.9. Numero de dosis por eyaculado, número. 62
3.3.10. Porcentaje de concepción. 62
3.4. MANEJO DEL EXPERIMENTO. 63

3.4.1. Preparación del macho. 63
3.4.2. Obtención del semen. 63
3.4.3. Preparación de los diluyentes. 63
3.4.4. Preparación de las hembras. 65
3.4.5. Inseminación artificial de las hembras. 65
3.4.6. Control de preñez. 65
3.4.7. Manejo de la alimentación. 66
3.4.8. Control de laboratorio. 66
3.4.9. Programa sanitario. 66
CAPÍTULO IV. 67
IV. RESULTADOS Y DISCUSION. 68
4.1. PESO DE LAS OVEJAS. 68
4.1.1. Peso inicial de las ovejas, Kg. 68
4.1.2. Peso de las ovejas al momento de la inseminación artificial, Kg. 69
4.1.3. Peso de las borregas a los 20 días de la inseminación artificial, Kg. 71
4.2. ANÁLISIS MACROSCÓPICO DEL SEMEN. 73
4.2.1. Volumen del eyaculado, ml. 73
4.2.2. pH del semen, escala. 75
4.2.3. Color del semen. 76
4.3. ESTUDIO MICROSCÓPICO DEL SEMEN. 79
4.3.1. Motilidad masal del semen diluido. 79
4.3.2. Motilidad individual. 81
4.3.3. Concentración espermática, espermatozoides x 10^9 por ml. 84
4.3.4. Morfología espermática. 86
4.3.5. Número de dosis por eyaculado. 88
4.4. PORCENTAJE DE CONCEPCIÓN DE LAS OVEJAS. 91

4.5. EVALUACIÓN ECONÓMICA RELACION BENEFICIO / COSTO. 94
CAPÍTULO V. 96
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES. 99
5.1. CONCLUSIONES. 99
5.2. RECOMENDACIONES. 100
CAPITULO VI 101
VI. RESUMEN Y SUMMARY. 102
6.1. RESUMEN. 102
4.2. SUMMARY. 104
CAPITULO VII 105
VII. BIBLIOGRAFÍA. 106
ANEXOS 111

LISTA DE CUADROS

Cuadro No.	Descripción	Pág.
1	Valoración visual de la escala para el color y concentración espermática.	25
2	Motilidad en Masa Microscópica (M.M.Mi).	27
3	Determinación de la puntuación de la motilidad individual.	29
4	Determinación de las anormalidades espermáticas.	33
5	Diluyente para semen fresco.	39
6	Composición de los diluyentes para utilizar en semen fresco.	40
7	Características del semen.	50
8	Análisis de varianza peso inicial de las ovejas.	69
9	Duncan peso inicial de las ovejas, Kg.	70
10	Análisis de varianza peso de las ovejas al momento de la inseminación, Kg.	70
11	Duncan pesos al momento de la inseminación artificial, Kg.	71
12	Análisis de varianza peso de las borregas a los 20 días de la inseminación.	72
13	Duncan de los pesos de las ovejas a los 20 días de la inseminación artificial, Kg.	73
14	Análisis de varianza volumen del eyaculado.	74
15	Duncan del volumen del eyaculado, ml.	75
16	Análisis de varianza pH del semen	76

17	Duncan pH del semen	77
18	Análisis de varianza color del semen.	77
19	Duncan color del semen.	78
20	Análisis de varianza motilidad masal	80
21	Duncan motilidad masal	81
22	Análisis de varianza motilidad individual.	82
23	Duncan motilidad individual,	83
24	Análisis de varianza concentración espermática	85
25	Duncan concentración espermática	86
26	Análisis de varianza morfología espermática.	87
27	Duncan morfología espermática.	88
28	Análisis de varianza número de dosis por eyaculado.	89
29	Duncan número de dosis por eyaculado	90
30	Análisis de varianza porcentaje de concepción de las ovejas.	92
31	Duncan porcentaje de concepción de las ovejas.	93
32	Evaluación económica relación beneficio / costo de la inseminación artificial con semen fresco ovino bajo el efecto de diferentes diluyentes (en dólares).	96

LISTA DE FIGURAS

Figura No.	Descripción	Pág.
1	Sistema reproductivo de las hembras ovinas.	10
2	Sistema reproductivo del macho.	14
3	Volumen de semen ovino.	24
4	Vagina Artificial	49
5	Equipo para la inseminación artificial.	53
6	Inseminación artificial de la oveja.	53

LISTA DE GRAFICOS

Gráfico No.	Descripción	Pág.
1	Peso inicial de las ovejas, Kg.	69
2	Pesos de las ovejas al momento de la inseminación artificial, Kg.	71
3	Pesos de las ovejas a los 20 días de la inseminación artificial, Kg.	72
4	Volumen del eyaculado, ml.	74
5	pH del semen.	76
6	Color del semen.	78
7	Motilidad masal del semen diluido.	80
8	Motilidad individual del semen diluido.	83
9	Concentración espermática del semen.	85
10	Morfología espermática.	88
11	Número de dosis por eyaculado del semen fresco diluido ovino.	90
12	Porcentaje de concepción de las ovejas.	92

LISTA DE ANEXOS

Anexo No.	Descripción	Pág.
1	Base de datos.	112
2	Mapa ubicación	113
3	Fotografías de la investigación.	114

CAPÍTULO I.

I. INTRODUCCION

En la crianza de ovinos, se reconocen alrededor de 200 razas y una población superior de 1.110'000.0000 millones de cabezas en el mundo, con mayor concentración en el hemisferio Sur, por disponer de buenos pastos y clima templado. Los países líderes en la explotación de ovinos en el mundo son: Australia, Nueva Zelanda, Ex. Unión Soviética, Inglaterra, Estados Unidos de América, Argentina, Uruguay, entre otros.

En el Ecuador existe una población de 1'127.468,0 cabezas de ovinos. El mayor número de animales son criollos con 1'052.891,0 cabezas equivalente al 93,0 %; 64.286 cabezas de ovinos mestizos con el 5,70 % y sólo hay 10.291,0 cabezas de ovinos puros, igual al 0,91 %. En las provincias de Tungurahua, Chimborazo, Cotopaxi y Bolívar se encuentra el 60,0 % de la población de ovinos equivalente a 676.480,0 cabezas. El 93,0 % de la población son criollos con bajas producciones en carne, leche y lana y apenas 0,91 % de animales puros.

La cría y explotación del ganado ovino en el Ecuador presenta grandes expectativas, especialmente en la región interandina, paramos y subparamos, que constituyen aproximadamente el 10 % de la superficie total del territorio nacional. Estas tierras en su mayor extensión, no son aptas para la agricultura y tampoco para la explotación de bovinos. La cría y explotación de ovinos y camélidos sudamericanos (llamas, alpacas, vicuñas, guanacos), por ser especies que resisten las condiciones adversas del clima y el aprovechamiento limitado del pasto es una gran alternativa.

Los programas de mejora genética han sido lentos a partir de la selección de razas especializadas, siendo importante implementar la inseminación artificial, que permite un mayor aprovechamiento de carneros con calidad superior. En el

servicio convencional de la majada, puede esperarse que un carnero cubra entre 50 y 100 ovejas por año; y cuando se emplea semen diluido pueden inseminarse más de 1000 ovejas en un período de dos a tres semanas, para formar familias numerosas de animales de calidad descendientes de carneros probados, extendiendo la acción de estos, y por lo tanto, puede determinar una mayor rapidez en la mejora zootécnica, prevención y control de enfermedades. Al no existir contacto macho – hembra, se controlan y previenen enfermedades, especialmente venéreas (de transmisión sexual) y el uso de machos incapacitados. A veces, reproductores particularmente valiosos, pueden sufrir lesiones o estar imposibilitados por edad. En estos casos, la inseminación artificial permite que el servicio con estos reproductores continúe.

La inseminación artificial es una técnica poco aplicada por los productores ovinos en la zona central del país, muy a pesar de las ventajas que presenta en el mejoramiento de los parámetros reproductivos y productivos de los animales en el menor tiempo. La limitante es el desconocimiento de la técnica y los métodos de conservación del semen, pues el fluido seminal, contiene un alto contenido de grasa, averiguando las bondades de los diluyentes naturales como es el caso de la yema de huevo, la leche de vaca descremada y las dosis adecuadas, para aumentar el fluido seminal, conservando la vitalidad espermática y la eficacia durante la inseminación artificial y la concepción de las ovejas.

Bajo las consideraciones anotadas, los objetivos que se plantearon en la presente investigación fueron:

- Evaluar las características macro y microscópicas bajo el efecto de dos tipos de diluyentes (yema de huevo y leche descremada) frente a Ovipro en semen fresco para la inseminación artificial de ovinos.

- Determinar la fecundidad de ovejas inseminadas con semen fresco con; concentraciones de yema de huevo, leche descremada y ovipro.

- Establecer los costos de producción y rentabilidad económica de la utilización de semen fresco en la inseminación artificial de ovinos mediante el indicativo beneficio / costo.

CAPÍTULO II.

II. MARCO TEÓRICO.

2.1. CRIANZA DE OVINOS.

La Ovinotecnia es una rama de la zootecnia general, que se encarga del estudio o manejo técnico de las ovejas para obtener de su crianza: carne, lana, leche, piel y abono, en el menor tiempo posible y con el mínimo de inversión lograr los máximos rendimientos económicos (***Soto, D. et al. 2010***).

Los ovinos son pequeños rumiantes con capacidad de transformar forrajes de diferentes tipos, aún los de mala calidad como, por ejemplo, paja de cereales, residuos y subproductos de la huerta que, de otro modo, serían desperdiciados. Por su gran adaptación, los ovinos pueden ser criados en todos los climas, aunque para ello será necesario elegir la raza o tipo de animal más adecuado para una región dada. La cría de ovinos proporciona múltiples productos a la familia: carne que contiene proteínas de alta calidad y que puede cubrir los requerimientos proteicos y de hierro en los niños; leche para la elaboración de queso; lana y estiércol (***Sáenz, A. 2007***).

El ovino es una especie que ha acompañado al pequeño y mediano productor agropecuario durante muchos años, siendo una fuente importante de alimento. Derivado de la cría de ovinos se obtienen múltiples productos: carne de gran valor nutritivo y muy aceptado en el mercado, pieles de buena calidad, leche con alto valor nutritivo, lana importante a nivel artesanal y otros subproductos potencialmente utilizables en industria y alimentos (***Barrios, C. 2007***).

2.1.1. Origen.

Se estima aproximadamente que hace 10.000 años fue domesticado las ovejas por el hombre, probablemente en Asía o Europa, a partir de varias estirpes salvajes. Las estirpes que contribuyeron mayormente al origen de varias razas ovinas son: la oveja Argali (*ovis ammon*) que habito el Asía Central; la oveja Urial (*Ovis vignei*) de Asía; el Muflón Asiático (*Ovis orientalis*) de Asía y el Muflón Europeo (*Ovis musimon*) de Europa. Existen diferencias en sus estructuras morfológicas y anatómicas entre las ovejas domesticadas y sus antecesores, debidas precisamente al mejoramiento genético y a la selección de las estirpes salvajes, ocurridas por la naturaleza y la mano del hombre. Entre estas diferencias más importantes son la presencia de pelo, cuernos, patas, cola, etc. Una vez de haberse domesticado al ovino en Asía o Europa, éstos fueron diseminados por todo el mundo, por la utilidad económica que representaba para el hombre y condiciones de adaptación a las diferentes condiciones climáticas como son: temperamento tranquilo, rusticidad, fecundidad, precocidad, sobriedad, hábito de pastoreo, entre otras. A la oveja se la considera como una especie cosmopolita, capaz de resistir y sobrevivir en condiciones adversas de clima y alimentación (***Jácome, V. 2008***).

2.1.2. Características de la oveja.

Los ovinos pertenecen al grupo de los rumiantes. Los rumiantes se caracterizan por poseer cuatro estómagos y el comportamiento de la rumia (regurgita el alimento para la digestión). Los animales recién nacidos no tienen todos sus estómagos funcionales sino hasta los 50 o 60 días de nacido. Son animales gregarios; acostumbran a permanecer juntos mientras pastorean y se asustan si son separados del grupo. Son animales sociales y generalmente están pendientes unas de las otras. Normalmente tienen un líder al que siguen y las crías tienden a seguir a los animales adultos. En una granja pueden ser animales muy tranquilos. La dieta usual de estos animales es forraje, semillas, ensilaje y heno, aunque pueden consumir granos. Por su gran adaptación, los ovinos pueden ser criados en todos los climas, teniendo en cuenta

algunas características de las razas para situarlas apropiadamente en un clima específico, con la precaución en cualquier caso de no proporcionar ambientes con exceso de humedad. Una oveja puede vivir más de diez años y su vida útil puede iniciar desde los primeros días de vida en el caso de algunas razas de piel, hasta los 8 o 9 años que están en capacidad de reproducirse. Poseen cabeza bien modelada, regular tamaño, orejas pequeñas y delgadas, ojos grandes y vivos, dorso fuerte con extremidades delgadas y largas pezuñas resistentes. La ubre es bien desarrollada con pezones de buena conformación; su cola delgada y bien implantada (***Barrios, C 2007***).

2.1.3. Ventajas de criar ovinos.

La cría y explotación de ovejas es ventajosa por las siguientes razones: es una especie cosmopolita, se adapta con facilidad a toda condición ambiental, es una excelente fuente de proteína animal durante todo el año, se aprovecha favorablemente terrenos que por sus condiciones climática y de altitud no son aptas para la agricultura, proporciona entradas económicas muy importantes durante todo el año a las familias campesinas, son muy prolíficos, alcanzan su madurez sexual o reproductiva más temprano que las especies mayores, pueden parir a partir de los 12 meses, los espacios requeridos para la explotación son menores en relación a las especies mayores, los bajos costos y tamaño de los animales permite que sea más accesible su crianza por los grupos de campesinos de bajos recursos económicos, son de fácil alimentación, aprovechan productos no asimilados por el hombre (pastos), subproductos de la agricultura y agroindustria y produce abono, muy importante en la fertilización de los suelos (***Jiménez, O. 2004***).

Las ventajas de la crianza de ovejas, están determinadas por el alto índice de conversión alimenticia, alto porcentaje de reproducción, mayor aprovechamiento de recursos alimenticios, no requieren grandes áreas para mantenimiento, no requiere alta tecnología en la implementación de granjas, producen más cantidad de carne por superficie y se obtienen productos de alto valor comercial (***Barrios,***

C. 2007).

2.1.4. Raza Doper.

El ovino Dorper es originario de las regiones áridas de África del Sur. Se formó en el año de 1930, como producto del cruce de ovejas Dorset Horn y Blackheaded Persian. De alta fecundidad. Son acornes. De buena longitud corporal. Cubierto ligeramente de pelo y lana cortos. Se pueden encontrar de dos tipos: de cabeza negra y de cabeza blanca. De adaptabilidad excepcional, alcanzando 36 Kg a los tres meses y medio a cuatro de edad. Habilidades y cuidados maternales buenos. El intervalo entre partos es de 8 meses. La hembra produce al año 2.25 corderos promedio. El cordero Dorper es de crecimiento rápido y logra un peso alto al destete, siendo esta una característica económicamente importante. Tiene una ganancia diaria de peso entre 81 a 180 g por día (***Sáenz, A. 2007***).

2.1.5. Raza Dorset Horn.

Es originaria en Inglaterra, Es una raza que se adapta fácilmente a condiciones de humedad moderada. Su especialidad es a producir carene y lana de mediana calidad. Su conformación es compacta con buen desarrollo del cuarto posterior, tórax amplio con costillas bien arqueadas, dorso y lomo anchos, grupa ancha y musculosa, extremidades cortas y bien musculadas, la cabeza grande y despoblada de lana, cara limpia y cubierta de pelo fino blanco, orejas medianas y finas, cuello corto, fuerte y musculoso. Producción de lana en los machos de 4,0 Kg y hembras 3,0 Kg y sus pesos en machos de 75,0 Kg y hembras de 60,0 Kg (***Jácome, V. 2008***).

2.1.6. Oveja Criolla o Nativa.

Esta provista de lana tosca (burda) y de mala calidad, de tamaño mediano, pesando los machos de 30 a 35 Kg. y las hembras de 20 a 30 Kg. Esta oveja es un ganado rústico, poco productiva y de fácil adaptabilidad al medio. Tiene una

prolificidad de 1 a 1.33 corderos por año, según la época del año. El porcentaje de partos sencillos es del 95 %, el de partos dobles: 5 % y el de partos triples: menos de 1%. Los machos están provistos de cuernos, el color de la capa es variado (***Sáenz, A. 2007***).

2.2. ANATOMIA Y FISIOLOGIA DEL APARATO REPRODUCTOR DE LOS OVINOS.

2.2.1. Aparato reproductor de la hembra.

El aparato reproductor de la hembra se encuentra situado en el interior de la cavidad abdominal, entre el recto y la vejiga. Desde el punto de vista de la anatomía se puede dividir en cinco regiones: ovarios, oviducto, útero, cérvix y vagina, además de los genitales externos (***Torres, F. 2011***).

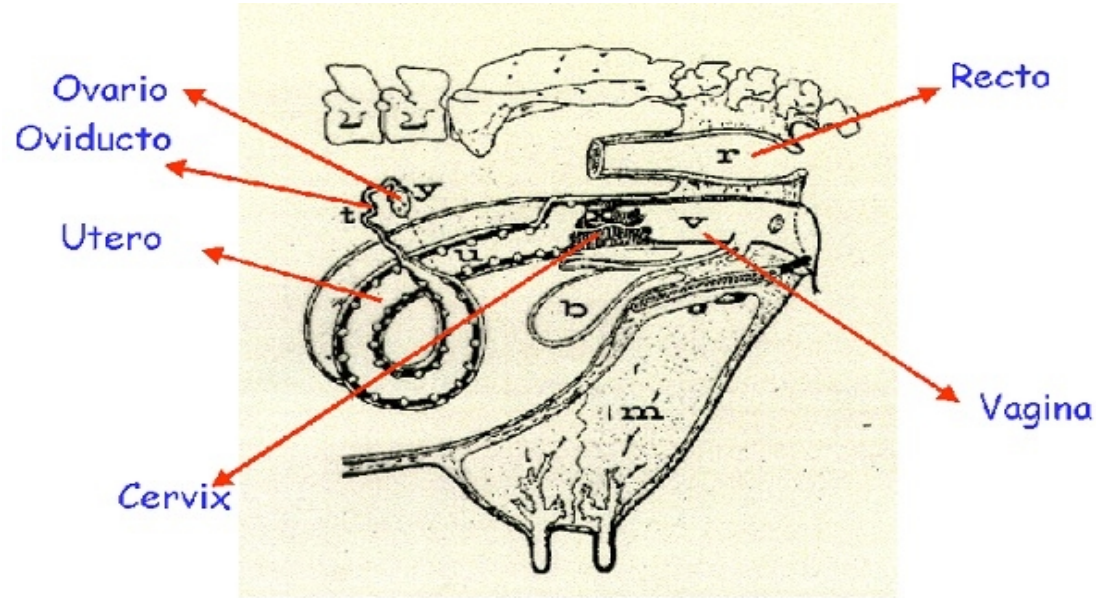


Grafico 1. Sistema reproductivo de las hembras ovinas.
Fuente: (*UNAD, 2010*)

2.2.1.1. Ovarios.

Los ovarios como órganos reproductores primarios de la hembra. Son primarios porque producen los gametos femeninos (el óvulo) y las hormonas sexuales femeninas (estrógenos y progestágenos). La función de los ovarios, se encuentran asociadas con la producción de ovocitos, producción de estrógenos (folículo de Graaf) y la producción de progestágenos (cuerpo lúteo) (***Torres, F. 2011***).

2.2.1.2. Oviductos.

Llamados también trompas de Falopio son un par de tubos enrollados que se extiende desde cerca de los ovarios hasta las puntas de los cuernos uterinos, con los que se continúan. Sus funciones incluyen, el transporte de huevos y espermatozoides que deben ser enviados en direcciones opuestas. Además, son el sitio de fertilización y el lugar de las divisiones celulares primarios del embrión (***Torres, F. 2011***).

2.2.1.3. Útero.

Es el órgano donde se lleva a cabo la gestación, responsable del desarrollo del embrión (luego feto) hasta el momento del parto El útero de los animales domésticos consta de un cuello uterino o cérvix, un cuerpo y dos cuernos. Como muchos órganos internos huecos, la pared uterina se reviste de una mucosa glandular (endometrio), bajo la cual se extiende la capa de músculo liso (miometrio) y encima una serosa (peritoneo). Las funciones del utero son: es el órgano encargado de alojar al feto, es el órgano encargado de alojar al feto durante la gestación, participa activamente en el transporte de espermatozoides desde el sitio del eyaculado hasta el oviducto, su capa interna (el endometrio) produce PGF2a encargada de regular la vida del Cuerpo Lúteo y las contracciones de su capa muscular (miometrio) son fundamentales en el momento del parto (***Torres, F. 2011***).

2.2.1.4. Cervix.

Posee una pared gruesa y rígida, la terminación anterior se continúa con el cuerpo del útero, en tanto que la terminal posterior se protruye hacia la vagina. La longitud varia de 5 a 10 cm, con un diámetro externo de 2 a 5 cm. Contiene un conducto que se abre en el útero. La función primaria de la cérvix es prevenir la contaminación microbiana del útero; sin embargo, también puede servir como reservorio para el esperma después del apareamiento. El conducto cervical posee anillos transversales conocidos como anillos cervicales que ayudan a sellar al útero de contaminantes (***Torres, F. 2011***).

2.2.1.5. Vagina.

La vagina tiene forma tubular, es de paredes delgadas y completamente elásticas. Tiene 10 a 15 cm de longitud. El semen se deposita en la parte terminal anterior de la vagina cerca de la apertura de la cérvix durante la cópula. La vagina es el órgano femenino de la cópula (***Torres, F. 2011***).

2.2.1.6. Vulva.

La vulva u órgano genital externo consta del vestíbulo con sus anexos y labios. El vestíbulo es parte del sistema de conductos femeninos que es común tanto en el sistema reproductor como al urinario, el vestíbulo se une a la vagina en el orificio uretral externo (***Torres, F. 2011***).

2.2.1.7. Clítoris.

Es el homologo femenino del pene. Está constituido por un tejido cavernoso eréctil, un glande rudimentario y un tejido prepucial. Estas estructuras están bien desarrolladas en la yegua y no en el resto de especies. En gata, cerda y oveja el tejido eréctil del glande está sustituido por tejido fibroelástico no eréctil. En el clítoris aparecen numerosas terminaciones sensitivas y abundante tejido linfoide difuso (***Salazar, A. et al, 2010***).

2.2.2. Aparato reproductor del macho.

El aparato reproductor del macho está situado en el interior de la cavidad abdominal debajo del recto. En el exterior se encuentran los genitales externos (testículos y pene). Su principal función es la elaboración de esperma, para posteriormente depositarlo en el aparato reproductor de la hembra y la elaboración de andrógenos que regularan los caracteres sexuales del macho y la propia producción de espermatozoides. Consta de las siguientes estructuras anatómicas: testículos, conductos genitales, glándulas accesorias y pene (***Salazar, A. et al, 2010***).

2.2.2.1. El pene.

Es el órgano copulador masculino, que interviene, además, en la excreción urinaria. La estructura interna del pene está constituida por tejido cavernoso, presenta sinuosidades vasculares separadas por tabiques de tejido conectivo, que se han derivado de la túnica albugínea (cápsula fibrosa que rodea al pene) (***Chaverri, L. 2013***).

2.2.2.2. El testículo.

Los testículos están situados en el interior de la bolsa escrotal donde se disponen prácticamente horizontales. El testículo es una glándula par que posee doble función: Función citógena, producción de espermatozoides y función endocrina, producción de hormonas sexuales masculinas (andrógenos). Cuando el testículo baja hacia el escroto queda envuelto por un resto de tejido peritoneal que lo acompañó en su descenso y que dará origen a las siguientes capas: Túnica vaginal común: capa superficial del peritoneo que tapiza internamente al escroto. Túnica vaginal propia: que es la capa profunda del peritoneo que cubre íntimamente a la albugínea del testículo, epidídimo y cordón espermático y Mesorquio o capa doble de peritoneo, muy fina que mantiene unidas las capas visceral y parietal de la

túnica vaginal (***Chaverri, L. 2013***).

2.2.2.3. Escroto.

Es un saco de piel que cubre a los testículos, puede estar o no cubierto de lana, ayuda a regular la temperatura testicular, ya que estos deben estar algunos grados debajo de la temperatura del resto del cuerpo (***Chaverri, L. 2013***).

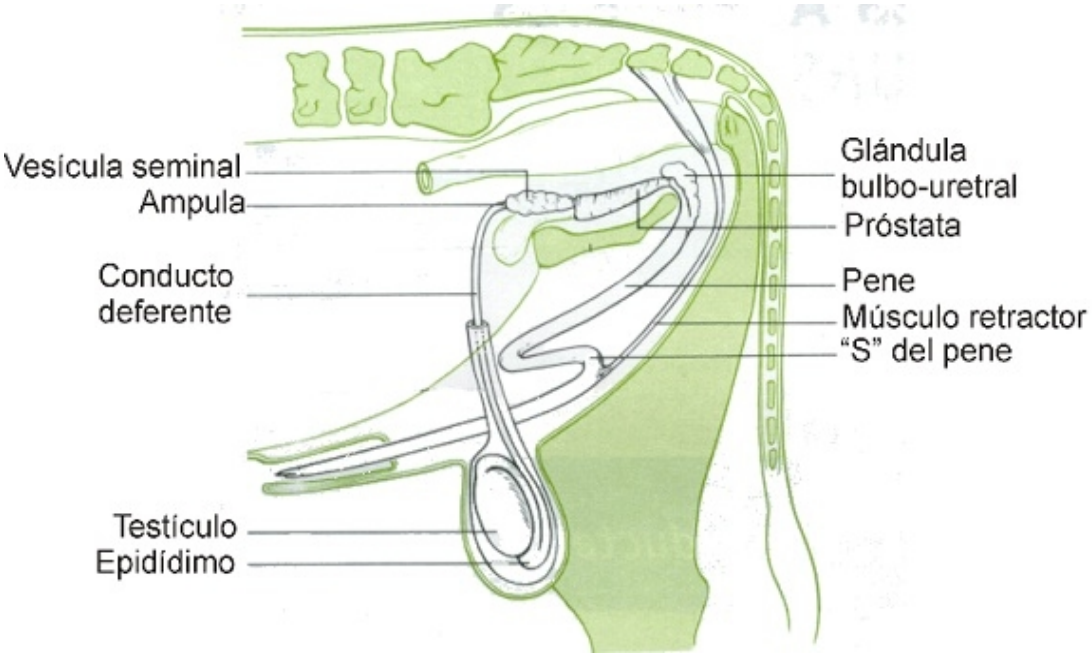


Grafico 2. Sistema reproductivo del macho.
Fuente: (*UNAD, 2010*)

2.2.2.4. Epidídimo.

Es la estructura adyacente al testículo que se encarga de las funciones como el transporte, maduración y almacenamiento de los espermatozoides. Está formado por 3 partes que son: la cabeza, el cuerpo y la cola del epidídimo (***Chaverri, L. 2013***).

2.2.2.5. Cordon espermático.

Conecta a los testículos con su sistema de nutrición (arteria y venas) y los troncos nerviosos (***Salazar, A. et al, 2010***).

2.2.2.6. Conductos deferentes.

Es un tubo que emerge del extremo de la cola del epidídimo, pasa por la región pélvica donde se une a la uretra en su origen, cerca de la apertura de la vejiga, al parecer su función única es la del transporte de los espermatozoides. Ampollas de conducto deferente: son dilataciones glandulares de las porciones terminales de los conductos deferentes, su secreción da al semen más fluidez a su paso por estos conductos (***Chaverri, L. 2013***).

2.2.2.7. Glándulas anexas.

Estas glándulas ayudan al mantenimiento del espermatozoide, a la adecuada y segura circulación el aparato copulador y a defenderse en un medio opuesto como lo es el aparato reproductor de la hembra. Estas glándulas son tres y reciben el nombre de complejo glandular paragenital. La secreción de las glándulas y los espermatozoides, forman el eyaculado o semen, ellas son:

- **Próstata.-** Elabora una sustancia rica en electrolitos que se encarga de estimular los movimientos de los espermatozoides y dan al semen un olor característico.

- **Vesículas seminales.-** Elaboran un líquido o sustancia tampón que da volumen al eyaculado, protegiendo a los espermatozoides de los cambios bruscos de pH que pueda haber en el aparato genital de la hembra.

- **Glándulas bulbo uretrales o de Cowper.-** Produce una sustancia muy rica en Cloruro de Sodio (ClNa) pero es una sustancia isotónica que favorece además la movilidad espermática y que actúa como sustancia limpiadora del resto de semen tras la eyaculación (***Angulo, R. y Mejía, O.***

2003).

2.2.2.8. Prepucio.

Es una invaginación de la piel y su función se encuentra asociada a proteger y cubrir el conducto de salida del pene. Tienen numerosas glándulas que secretan esnegma prepucial (***Salazar, A. et al, 2010***).

2.3. OVOGENESIS Y ESPERMATOGENESIS.

2.3.1. Ovogénesis.

La ovogénesis es el proceso de formación y diferenciación de los gametos femeninos u óvulos en los animales, incluido el ser humano. La ovogénesis, al igual que la espermatogénesis, se basa en el proceso de la meiosis, que produce, mediante dos divisiones sucesivas, cuatro células con un genotipo recombinado y la mitad de ADN. En los seres humanos, y en otros mamíferos es más o menos semejante, las células germinales diploides generadas por mitosis, llamadas ovogonias (u oogonias), se localizan en los folículos del ovario, crecen y sufren una diferenciación para transformarse en ovocitos primarios(u oocitos), donde se pone en marcha la primera división meiótica, dando origen una célula voluminosa u ovocito secundario que contiene la mayor parte del citoplasma original y otra célula pequeña o primer cuerpo polar (primer corpúsculo polar) (***Esimer, L. 2009***).

2.3.2. Espermatogénesis.

La espermatogénesis, es el mecanismo encargado de la producción de espermatozoides. Este proceso se desarrolla en los testículos, aunque la maduración final de los espermatozoides se produce en el epidídimo. Las espermátidas se convierten en espermatozoides: se produce una reducción del citoplasma, el núcleo se alarga y se sitúa en la cabeza del espermatozoide, las mitocondrias se colocan en el cuello y los centriolos originan un flagelo o cola.

Antes de salir por el pene para realizar la fecundación, pasan por el epidídimo del testículo, donde se realiza la espermiohistogénesis y obtienen el acrosoma, una especie de casco hecho de enzimas (vital para la fecundación) y una capa que lo protege del pH de la vagina (glicolema), la cual desaparecerá antes de llegar al óvulo para lograr entrar en él con la fuerza del acrosoma. El proceso que incluye la serie de cambios que experimentan las espermátides para su transformación en espermatozoide se denomina espermiogénesis. Cuando termina todo el proceso, los espermatozoides presentan zonas bien diferenciadas: la cabeza, el cuello y la cola. La cabeza, contiene los cromosomas de la herencia y lleva en su parte anterior un pequeño saliente o acrosoma, cuya misión es perforar las envolturas del óvulo. En el cuello o segmento se localiza el centrosoma y las mitocondrias, que garantizan el aporte energético. La cola o flagelo es el filamento que se encarga de generar la movilidad que le permite al espermatozoide "moverse" hasta el óvulo para poder fecundarlo (***Esimer, E. 2009***)

2.4. PARAMETROS REPRODUCTIVOS.

La reproducción de los ovinos es estacional, dependiendo de la duración de los días a lo largo del año, siendo los días cortos o decrecientes, estimuladores de la actividad reproductiva; mientras que los largos o crecientes, se consideran inhibidores de la misma, es el anestro estacional, o sea, el periodo sin celo. Según las razas existe variación en cuanto a la duración e intensidad del anestro, lo cual implica un considerable descenso de la productividad, que puede verse atenuado por la alimentación y el manejo de la explotación (***Cambero, P. 1999***).

2.4.1. Pubertad.

En la oveja, la pubertad, o edad de la primera ovulación, se presenta entre los seis y nueve meses de edad. Está influido por factores genéticos, ambientales, diferencias en raza y cepa, época de nacimiento y sobre todo los casos el nivel nutricional y. En las corderas, el primer estro ocurre cuando el peso corporal es de 30 a 50 kg (50 a 70% del peso corporal del adulto) (***Serrano, B. 2011***).

2.4.2. Ciclo estral.

El ciclo estral tiene una duración de 19-21 días, con una fase folicular entre 3-4 días, y una fase luteínica de 17 días, la FSH provoca el crecimiento folicular, éstos producen estrógenos que reducen la secreción de FSH y estimulan los picos de LH que rompen el folículo, facilitando la ovulación y la formación del cuerpo lúte*o* que producirá progesterona. Si no hay fecundación, el cuerpo lúteo regresa iniciándose un nuevo ciclo (***Sánchez, M. 2012***).

2.2.3. Proestro.

El período de proestro dura unos dos días en la oveja y se caracteriza por crecimiento del folículo después de estimulación por FSH procedente de la hipófisis anterior y por producción de estradiol, el cual aumenta el aporte sanguíneo al aparato genital tubular y produce edema desde la vulva al oviducto. La vulva se hincha, el vestíbulo se torna hiperémico y las glándulas del cuello y la vagina producen una secreción serosa parecida a un flujo vaginal (***Serrano, B. 2011***).

2.2.4. Estro.

La duración promedio del estro implica dos días activos completos, se observa siempre cierta receptividad sexual durante las horas de luz diurna. El comienzo del estro es casi siempre brusco, pero la finalización de la receptividad sexual es más gradual. Se registran diferencias de raza en cuanto a la intensidad de la receptividad sexual. Hay razas donde se aprecia más inflamación y enrojecimiento de la vulva y tendencia manifiesta al nerviosismo e inquietud. El olfato desempeña un papel importante en la identificación de la oveja en estro por parte del carnero. Esta atracción (feromonas sexuales) comienza a aparecer durante el proestro, antes que la oveja se halle propicia para la cópula. El estro del puerperio es variable en las ovejas (***Serrano, B. 2011***).

Es el periodo en donde la hembra acepta al macho, tiene una duración entre 30 a 36 horas, se manifiesta por ciertas manifestaciones: la oveja está nerviosa, monta a otras hembras y acepta ser montada, bala a menudo, la vulva presenta un moco espeso y transparente, pierde el apetito y aumenta la temperatura en una grado centígrado (***Sánchez, M. 2012***).

El celo dura de 2 a 3 días, mismo que se presenta cada 15 a 20 días, entre los 7 y 10 meses de edad puede ocurrir el primer celo y darse inicio a la actividad reproductiva. El celo reaparece después del destete o en temporada de reproducción (***Cerna, M. et al 2000***).

El celo, estro o calores es el periodo en el que la hembra acepta al macho y se aparean, suele durar de 1 a 2 días. Los síntomas característicos del celo son: inquietud, falta de apetito, hinchazón y enrojecimiento de la vulva y vagina (edema), descarga de moco en la vulva, elevación constante del rabo, acoso continuo al macho y la hembra se queda inmóvil durante la monta del macho (***Delgado, L y Gutiérrez, P. 2011***).

2.2.5. Metaestro.

Después de la ovulación comienza el metaestro que dura dos días en la oveja. Durante este tiempo se organiza e inicia su función el cuerpo amarillo. (***Serrano, B. 2011***).

2.2.6. Diestro

Se llama diestro al período del cuerpo amarillo que recubre los ovarios, en los ovinos, se torna funcional tanto si se produce gestación como si la oveja no queda preñada. En este período se elaboran grandes cantidades de progesterona que ingresan en la circulación general y afectan el desarrollo de las glándulas mamarias y el crecimiento del endometrio. Si llega un cigoto al útero, el cuerpo

amarillo perdura durante toda la gestación pero al no ser fecundado, dicho cuerpo amarillo permanece funcional tan sólo hasta el duodécimo o decimotercer día. En resumen, los estrógenos dominan durante tres o cuatro días del ciclo, mientras que el dominio de la progesterona se prolonga durante unos 13 días aproximadamente (***Serrano, B. 2011***).

2.2.7. Empadre.

El empadre es el manejo por el cual se aparean (carnerillos y carneros) con hembras (borreguillas y borregas) con el fin de lograr la reproducción de corderos. La duración del empadre recomendado es de dos meses, tiempo en el cual las ovejas tienen la oportunidad de quedar preñadas en tres oportunidades, ya que durante este tiempo, se presentarán tres celos (intervalos de 17 días). No es adecuado excederse este tiempo, pues dentro de los rebaños, existen hembras subfértiles (problemas de fertilidad), característica que se puede transmitir a las descendencias futuras (***Jácome, V. 2008***).

Para el empadre de ovinos, es recomendable seguir las siguientes recomendaciones: la época de apareamiento de acuerdo con la raza que se tengan en las unidades de producción, disposición de alimento suficiente, instalaciones cómodas al animal, y procurar que los problemas de sanidad sean menores (***Escobar, C. 2010***).

2.2.8. Ovulación.

La ovulación por lo común ocurre en las últimas horas del celo y se liberan uno o dos óvulos y la fertilización ocurre entre 4 y 10 horas postcoito (***Jácome, V. 2008***).

2.2.9. Gestación.

El periodo de gestación de las ovejas es de 145 a 153 días. Durante los primeros

meses los requerimientos nutricionales de la oveja se mantienen casi constantes, sin embargo, durante las últimas cinco semanas los requerimientos aumentan (***Sánchez, M. 2012***).

La gestación dura 5 meses durante los cuales hay que darle a la oveja los siguientes cuidados: evitar las grandes caminatas, golpes o maltratos, tener corrales limpios seguros y sin animales extraños, durante las últimas 6 semanas debe reforzarse la alimentación del animal preñado (***Cerna, M. et al 2000***).

Es el tiempo transcurrido desde el empadre hasta el parto, en las ovejas tiene una duración promedio de 150 días, con intervalos de 145 a 152 días. La gestación en ovinos determina dos fases de desarrollo, misma que deben ser atendidas oportunamente. La primera etapa, comprende los primeros 100 días de la gestación, si bien es cierto, no se necesita de cuidados especiales, en alimentación y manejo, sin embargo, es menester implementar un manejo oportuno sobre todo durante los 25 a 35 días, después de la fecundación, porque el óvulo fecundado demora para implantarse en el útero, pudiendo reabsorberse, si no se toma un adecuado manejo. La segunda etapa, es el tercio final de la gestación (últimos 50 días), en esta etapa el feto desarrolla el 75 % del peso del cordero al nacimiento, condición que exige una alimentación esmerada, con pastos de buena calidad nutricional, debido a que la capacidad de ingestión de la borrega es limitada por el desarrollo del feto en el vientre (***Jácome, V. 2008***).

2.2.10. Parto.

Es el proceso fisiológico que ocurre luego de haber completado la etapa de gestación (150 días), mismo que ocurre en tres periodos: Preparación, la ubre se hincha y la piel de ésta se estira y se torna de color rojo, los tejidos de alrededor de la vulva se aflojan. Dilatación, la vulva se abre por las contracciones de la matriz, en este momento las borregas se separan del rebaño, se muestran inquietas y presentan fiebre. El agua de fuente es empujada hacia la vulva, abriéndose el camino para la cría, la fuente se rompe por la presión y lubrica el tracto

reproductivo y expulsión, la oveja se acuesta y se levanta, manoteando repetidamente el piso y emite balidos, las contracciones se hacen cada vez más fuertes, hasta cuando aparece en la vulva la cría para salir al exterior. La duración del parto depende del número de crías, cuando nace una cría se necesita 30 minutos hasta una hora; si se presentan dos crías a más, puede ocurrir entre una y dos horas, registrándose intervalos entre crías al nacimiento de 30 minutos futuras (***Jácome, V. 2008***).

2.2.11. Precocidad.

Es deseable que las actividades reproductivas se inicien en forma temprana, el primer celo debe aparecer a partir de los 240 días de su nacimiento (8 meses), con una media de 10.8 meses (325 días), con lo cual las edades al primer parto se producían a partir de los 12.8 meses, con una media de 1.58 meses (474 días); cabe manifestar que, en relación a la precocidad, ésta, en varios casos, se ha visto afectada por la fotosensibilización, la que al afectar a las ovejas retardaba su crecimiento y desarrollo. Las ovejas que no fueron afectadas por la fotosensibilización, por lo general, su primer parto aparece alrededor de los trece meses (***Serrano, B. 2011***).

2.2.12. Fertilidad.

La fertilidad se refiere al número de borregas paridas entre el número total de borregas expuestas al macho en un intervalo de tiempo. El porcentaje de fertilidad general es de 75 a 85%. (***Sánchez, M. 2012***).

2.2.13. Intervalo entre partos.

El lapso entre un parto y el servicio afecta la eficiencia reproductiva, siendo un intervalo óptimo para el primer servicio después del parto entre 45 y 6O días, con una fertilidad de 63% y un intervalo entre partos y servicio de 45 a 75 días, pero cuando se incrementa el intervalo entre partos la fertilidad aumenta, con

variaciones entre 45y75 días (***Sánchez, M. 2012***).

2.5. EVALUACIÓN DEL SEMEN.

El semen puede ser definido como la suspensión celular líquida que contiene los espermatozoides y las secreciones de los órganos accesorios del aparato reproductor masculino (glándulas accesorias, epidídimo, testículo y conductos deferentes). El plasma seminal constituye la porción fluida de esa suspensión, que es liberada en la eyaculación. Los espermatozoides son provenientes de los túbulos seminíferos localizados en el interior de los testículos los cuales contienen una serie de complejas células germinativas en desarrollo, que dan origen a los gametos masculinos a través de la espermatogénesis (***Hafez, E. et. al, 2004***).

El espermatozoide es una célula terminal, cuyo rol principal es el transporte de un paquete, constituido por el genoma nuclear y el centriolo, hasta el ovocito. Para realizar esta tarea, el espermatozoide está equipado con una batería de estructuras los que garantizan la interacción particular con el tracto genital femenino y el ovocito y sus envolturas. El análisis seminal o espermiograma incluye una serie de pruebas que evalúan diversos factores o funciones de la célula espermática. Como resultado del análisis seminal podemos calificar a la muestra como apta o no apta para su uso en inseminación artificial (***Mellisho, E. 2010***).

Para considerar a un macho como apto reproductivo, asumiendo que es un animal clínicamente sano, debe cumplir con tres requisitos básicos, como son: a) buena libido, b) buen estado clínico reproductivo y c) buena calidad espermática. La evaluación del semen es un punto importante para la certificación de la aptitud reproductiva del animal (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

2.5.1. Evaluación macroscópica.

La evaluación macroscópica comprende la evaluación de la muestra de semen a partir de lo que es observable con el ojo humano, incluye el volumen del eyaculado, aspecto, color, en algunos casos se mide también el pH y la viscosidad de la muestra (***Cano, R. y Felipe, J. 2013***).

Una vez que el semen llega al laboratorio, se debe colocar en el Baño María a una temperatura de entre 32 y 35º C. para comenzar con su evaluación. La primera evaluación a realizar es la macroscópica, para determinar el volumen, color, densidad, motilidad en masa macroscópica y pH (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

2.5.1.1. Volumen.

El volumen, se observa directamente sobre el tubo graduado, teniendo en cuenta que un ovino mayor de 2 años debe tener un eyaculado de no menos de 1,0 ml. El volumen promedio del eyaculado del carnero es de 1 ml con valores que pueden variar entre 0,7 a 3 ml (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

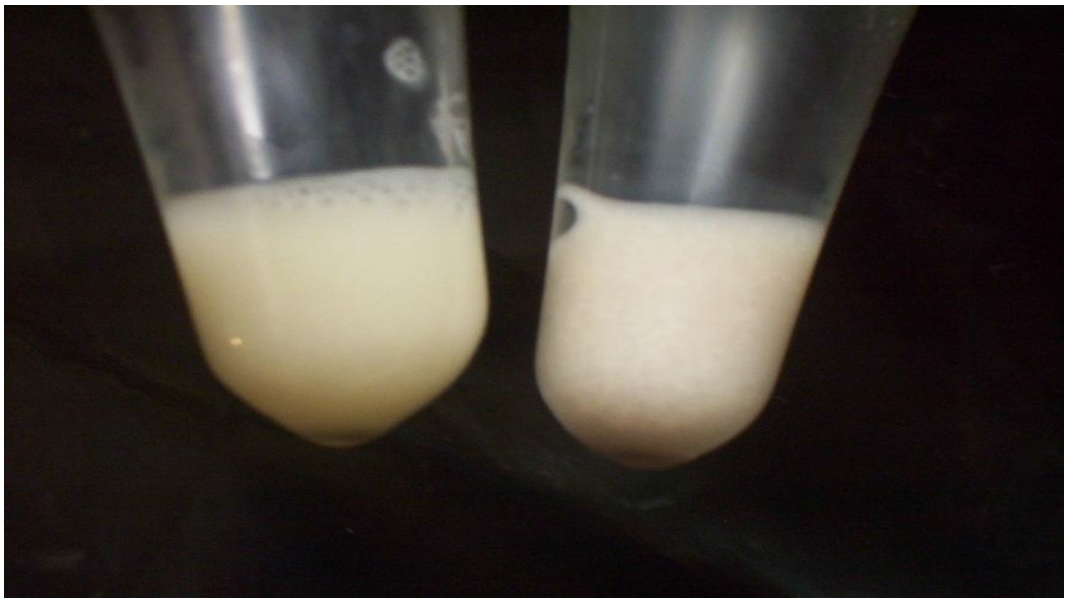


Gráfico 3. Volumen de semen ovino.
Fuente: ***Meneses, R. y Cepeda, P. (2011).***

En los eyaculados, se ha observado que cuando se tiene un volumen elevado hay una concentración menor de espermatozoides, por el contrario, cuando el eyaculado tiene un volumen pequeño, la concentración espermática es muy elevada (***Cano, R. y Felipe, J. 2013***).

Cando la recolección del semen se realiza con vagina artificial, normalmente se obtiene eyaculados de aproximadamente 1 ml (0,3 a 3,0 ml), que varía según la edad, tamaño y condición corporal del animal, frecuencia de colección y destreza del operador **(*Cueto, M. et al, 2010***).

2.5.1.2. Color.

El semen del carnero es normalmente blanco cremoso, deben descartarse los eyaculados que presentan coloración blanco-rosácea que indica la presencia de sangre probablemente a causa de una lesión del pene al momento de la recolección, o gris que indica algún tipo de infección o contaminación en el aparato reproductor, la valoración del semen se aprecia según la siguiente escala: (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008*****).**

Cuadro 1. Valoración visual de la escala para el color y concentración espermática.

Escala	Color	Número aproximado de espermatozoides X 10^6 /ml
5	Cremoso espeso	4,5 – 6
4	Cremoso	3,5 – 4,5
3	Cremoso liviano	2,5 – 3,5
2	Lechoso	1 - 2,5
1	Nublado	0,3 – 1
0	Acuoso claro	Muy pocos

Fuente: ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008).***

2.5.1.3. Movimiento en masa macroscópica.

Los espermatozoides en movimiento vigoroso se desplazan creando ondas que son visibles a corta distancia. En una maniobra rápida, se observa el tubo recolector con el eyaculado, tratando de determinar el movimiento en remolino u ondas y, de manera grosera, la motilidad de la muestra (***Aisen, E. 2004***).

2.5.1.4. pH.

Se evalúa extrayendo una gota de semen del tubo y colocándola sobre una tira indicadora de pH. Se considera un pH normal, entre 6.2 y 6.8. No se debe introducir la tira dentro del tubo para no alterar el semen con el reactivo de la misma (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

2.5.1.5. Cuerpos Extraños.

Se evalúa observando el fondo del tubo para detectar la presencia de algún cuerpo extraño, se considera como positivo o negativo (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

2.5.1.6. Schalm Test.

Se realiza para detectar la presencia de leucocitos, pero sólo en casos que se sospeche la presencia de los mismos. No se hace de rutina en cada evaluación (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

2.5.2. Evaluación microscópica.

Finalizada la evaluación macroscópica, se continúa con la evaluación microscópica, que consta de los siguientes pasos:

2.5.2.1. Motilidad en Masa Microscópica (M.M.Mi).

Se coloca una gota del semen puro sobre un portaobjetos atemperado a 36-37ºC, sobre una platina térmica de microscopio, y se lo observa a 40 aumentos (lupa), evaluando la presencia de ondas omega. Se debe evaluar cerca del borde de la gota, donde la profundidad de la misma es menor y es más fácil de observar. La escala que se toma es de 1 a 5, evaluando como 1 al semen que no presenta ondas y 5 cuando las ondas se mueven rápidamente formado remolinos. Dentro de esos parámetros se consideran los puntos intermedios. Se considera como valor mínimo de aceptación 3 de MMMi (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

Consiste en observar las ondas que produce una masa espermática en movimiento y debe realizarse inmediatamente después de la obtención del eyaculado en condiciones isotermas y sin diluir el mismo (***López, J. 2008***).

Se podrá tener una idea de la calidad seminal por la velocidad con que se hacen y deshacen las ondas (motilidad masal). La motilidad se estima por el vigor del movimiento de los espermatozoide de ondas de una escala subjetiva entre 0 y 5 (0, mínimo y 5, máximo) (***Calizaya, J. y Canqui, J. 2008***).

Cuadro 2. Motilidad en Masa Microscópica (M.M.Mi).

Escala	**Motilidad en masa microscópica, %**	**Descripción**
1	Muy pobre: (menos del 40 % movimiento	Muy pocos espermatozoides muestran signos de vida.
2	Pobre: (40 a 59 % espermatozoides activos).	No se forman ondas, algún movimiento de espermatozoides.
3	Regular: (60 a 79 % espermatozoides activos)	Sólo movimiento de ondas pequeñas y lentas. Puede observarse espermatozoides individuales.
4	Buena: (80 a 89 % espermatozoides activos)	Ondas con movimiento vigoroso, pero no tan rápido como en la puntuación 5.

5	Muy buena: (90 a 100 % espermatozoides activos)	Denso, ondas de movimiento rápido. No puede observarse espermatozoides individuales

Fuente: ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008).***

La motilidad del semen, es un indicativo de la calidad seminal por la velocidad con que se hacen y deshacen las ondas (motilidad masal). La motilidad se estima por el vigor del movimiento de las ondas en una escala subjetiva entre 0 y 5 (0, mínimo: 5 máximo), para la inseminación artificial es recomienda que su motilidad masal sea de 3 o mayor (***Cueto, M. et al, 2010***).

2.5.2.2. Motilidad individual (M.I.).

Es uno de los parámetros más utilizados en la valoración del semen. Sin embargo, no pronostica en forma ajustada la capacidad fecundante del espermatozoide. Se determina por recuento de espermatozoides móviles, con relación al total expresado como porcentaje (**Buitrago, J. y Pérez, L. 2008**).

La movilidad individual es una de las pruebas que con mayor frecuencia se utilizan para evaluar la calidad seminal y parece estar correlacionada con la capacidad fertilizante del espermatozoide (***Cortés, S. s/f***).

Para realizar esta evaluación se debe diluir el semen en citrato de sodio al 2.92%, se coloca una gota gruesa de semen, de aproximadamente 30 ó 40 microlitros en un tubo con unos 2 ml. de la solución de Citrato que debe estar a la misma temperatura del semen, ya en el Baño María. Una vez diluido el semen se extrae una gota de la dilución y se la coloca sobre un portaobjetos atemperado a 36-37ºC y se coloca sobre ésta un cubreobjetos, también a la misma temperatura. Se observa al microscopio, siempre sobre la platina térmica, a 400 aumentos. Se debe observar un campo y valorar subjetivamente los espermatozoides que se mueven en forma rectilínea progresiva, siendo éstos los que atraviesan el campo de observación. Los espermatozoides que giran en círculo o avanzan en forma oscilatoria, .se consideran que tienen movimientos anormales. El porcentaje que

se indica es el de los espermatozoides con movimiento rectilíneo progresivo del total de espermatozoides aceptados, siendo el valor mínimo aceptable del 50 % (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

La motilidad individual del semen mide el movimiento progresivo o hacia delante, en línea recta o si solo es vibratorio y no les permite un desplazamiento frontal, o bien, si el tipo de movimiento es giratorio (***Cano, R. y Felipe, J. 2013***).

La valoración de la motilidad implica la estimación subjetiva de la viabilidad de los espermatozoides y la calidad de la motilidad. Por lo general se utiliza el análisis del espermatozoide con microscopio de luz. La evaluación de la motilidad de los espermatozoides se realiza con semen puro y diluido (***Aisen, E. 2004***).

Es posible observar diversos patrones de movimiento. Los patrones generales de motilidad espermática en el semen diluido se presentan en un patrón de semi arco largo. El grado de vigor se utiliza para calificar una muestra en el siguiente cuadro:

Cuadro 3. Determinación de la puntuación de la motilidad individual.

Puntuación	Aspecto movimiento ondulado
0	Inmovilidad total
1	Movilidad individual
2	Movimiento muy lento
3	Movimiento ondulado general, amplitud lenta de las ondas
4	Movimiento ondulado rápido sin remolinos
5	Movimiento ondulado rápido con remolinos

Fuente: ***Aisen, E. (2004).***

2.5.2.3. Vigor.

Se evalúa el vigor, al mismo tiempo que la (MI), teniendo en cuenta la velocidad con la que éstos espermatozoides atraviesan el campo. La escala que se utiliza es de 0 a 4, evaluando como 0 los espermatozoides inmóviles y como 4 los que avanzan rápidamente por el campo y son difíciles de seguir visualmente. Dentro de estos parámetros se consideran los puntos intermedios. Se considera como valor mínimo aceptable un vigor de 3 (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

2.5.2.4. Concentración.

Es una las pruebas de análisis seminal más importante. Existe variabilidad muy grande en la concentración de un eyaculado a otro, siendo importante conocer el número de espermatozoides por eyaculado, ya que de este parámetro depende el número de hembras a inseminar (***Mellisho, E. 2010***).

La concentración espermática viene definida como el número de espermatozoides por unidad de volumen (expresado normalmente en millones por mi) de eyaculado. Los diferentes métodos utilizados para su cálculo varían en función de la rapidez y seguridad (**Cortés. s/f**).

Para evaluar la concentración, se debe preparar previamente una solución salina formulada al 2%. Se colocan 10 microlitros de semen puro en 2ml. de solución salina formulada (1/200) y se homogeniza invirtiendo el tubo varias veces. Una vez homogeneizado, se toman aproximadamente 14 microlitros y se carga la Cámara de Newbawer por capilaridad, en ambos retículos, teniendo en cuenta de cargar otros 14 microlitros para el segundo retículo volviendo a homogeneizar entre una carga y otra. Para preparar la Cámara, se deben humedecer los bordes de ésta antes de colocar el cubrecámara y luego se debe presionar ejerciendo una leve fricción para que el cubrecámara quede fijo y al invertir la Cámara no se caiga. Una vez cargada, se debe dejar reposar unos minutos para permitir que todos los espermatozoides decanten y se ubiquen en un mismo plano para poder contarlos (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

Los valores normales para el carnero oscilan entre 3000 a 7000 millones de espermatozoides por ml. Su determinación puede hacerse en forma subjetiva a través de la apariencia / color del eyaculado o en forma objetiva, por medio de cámaras de recuento microscópico, con fotocolorímetros o turbidímetros (***Aisen, E. 2004***).

2.5.2.5. Coloración Vital.

Se realiza extrayendo una gota de aproximadamente 10 microlitros de semen puro y colocándola sobre la punta de un portaobjetos limpio y desengrasado atemperado a 36,-37ºC sobre la platina térmica. Sobre esta gota se coloca una gota de aproximadamente 30 microlitros de eosina, que debe estar a la misma temperatura del semen, en un tubo dentro del Baño María. Se mezcla suavemente con la punta de la pipeta por aproximadamente 20 segundos. Se utiliza otro portaobjetos, también atemperado, y se apoya sobre el borde de la gota para que por capilaridad se distribuya sobre el portaobjetos, se levanta y se realiza el extendido en forma firme. No se realiza el extendido directamente de la gota gruesa dónde se mezcló para evitar que el frotis tenga un grosor excesivo y resulte dificultosa su lectura. Se deja secar sobre la platina térmica y se procede a su lectura. El fundamento de esta técnica es el siguiente: el colorante penetra la membrana de los espermatozoides muertos, dejando sin teñir los que se encontraban vivos al momento de realizar la tinción. Para sacar el porcentaje de espermatozoides vivos se procede a observar el frotis a 400 aumentos, contando en guarda griega todos los espermatozoides de cada campo evaluado, discriminando los que están teñidos, como muertos y los sin teñir como vivos. Se cuentan no menos de 100 células y se saca el porcentaje. Se considera como valor mínimo aceptable, el 70 % de espermatozoides vivos. (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

2.5.2.6. Morfología y Acrosomía.

El examen morfológico es una prueba de control de calidad. Cada eyaculado contiene una serie de espermatozoides anormales, pero si su proporción es muy alta, entonces estaremos ante un semen de baja fertilidad. Las anormalidades espermáticas pueden ser primarias originadas en la espermatogénesis; secundarias durante el paso por el epidídimo y terciarias luego de la eyaculación y manejo (***Aisen, E. 2004***).

Se coloca una gota de aproximadamente 30 microlitros de semen diluido sobre un portaobjetos limpio y desengrasado y se realiza el frotis en forma firme y pareja. Se deja secar el frotis y se lo tiñe con una solución de negrosina. Se dejan incubar con el colorante por 4 horas, se los retira se enjuagan y se los deja secar. La evaluación de la morfología y la acrosomía se realiza bajo aceite de inmersión a 1000 aumentos. Los espermatozoides se visualizan de color violáceo y en el caso de tener presente su acrosoma se puede apreciar de un violáceo más intenso, de estar ausente el mismo se observa la cabeza del espermatozoide de un color homogéneo o con el tercio superior más claro. El valor mínimo tanto para rodeo general como para congelación es de 70% de acrosomas normales. También se puede evaluar por medio de contraste de fase con glutaraldehído al 0,2%. Si se desea ver sólo morfología se puede utilizar también Rosa de Bengala observándose a los espermatozoides de un color rosa intenso. Con respecto a las Malformaciones Espermáticas, se las puede clasificar siguiendo diferentes criterios (***Gómez, M. y Migliorisi, L. 2012***).

Existe una correlación positiva entre los espermatozoides con morfología normal y la motilidad espermática. Aunque todas las eyaculaciones contienen algunos espermatozoides anormales, cuando hay 20% o más con anormalidad, es necesario cuestionar la fertilidad del carnero. El semen que contenga más del 15% de anormalidades no debe usarse para inseminación artificial. La morfología de los espermatozoides se examina mediante tinción de eosina-nigrosina, si bien también puede usarse la de Wright y la de Williams. Los portaobjetos teñidos se examinan con ampliación microscópica alta (400X). Se analizan por lo menos 150 espermatozoides, y los que son anormales se clasifican en cinco categorías

(***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

Categoría 1: Sin cola.
Categoría 2: Cabezas anormales
Categoría 3: Formación anormal de la cola
Categoría 4: Formación anormal de la cola con inclusión citoplasmática proximal.
Categoría 5: Formaciones anormales de la cola con inclusión distal.

Otra forma de clasificar las anormalidades es en primarias, secundarias, mayores y menores.

- **Primarias y Secundarias.-** las malformaciones primarias por definición, son aquellas que se originan dentro del testículo durante la espermatogénesis y malformaciones secundarias son aquellas que se originan dentro del epidídimo; cabe destacar que por definición se denota el origen y no la severidad del defecto.

- **Mayores y Menores.-** Las malformaciones mayores son aquellas que estaban asociadas con infertilidad y las malformaciones menores, no se encontraban relacionadas con la fertilidad en forma directa.

Las anormalidades espermáticas del semen pueden ser valoradas en una escala sobre 3 puntos, 1 aceptable, 2 pobre y 3 muy pobre. El material seminal para ser utilizado en la inseminación artificial en ovinos debe ser 2 a menos puntos, debiendo descartarse materiales seminales muy pobres (3), es decir que contengan más del 15 % de anormalidades (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008*****).**

Cuadro 4. Determinación de las anormalidades espermáticas.

Escala	Valoración	Descripción
1	Aceptable	Menos 5 % de anormalidades.

2	Pobre	Entre 6 a 14 % de anormalidades.
3	Muy pobre	Más del 15 % de anormalidades.

Fuente: Buitrago, J. y Pérez, L. (2008).

2.6. DILUYENTES PARA SEMEN OVINO.

Los beneficios de la utilización de diluyentes para el semen ovino, se encuentra asociada con el aumentan el volumen del eyaculado, disminuyen el riesgo de shock térmico, aportan nutrientes y tienen efecto tampón (buffer) manteniendo el pH (***Gibbons, A. y Cueto, M. 2004***).

El esperma eyaculado no sobrevive durante largos períodos, a menos que se hayan añadido agentes protectores. Tradicionalmente, los diluyentes que se han utilizado para tal fin deben: proteger contra los efectos dañinos de los cambios térmicos (especialmente en las membranas con sustancias crioprotectoras penetrantes y no penetrantes), proporcionar nutrientes como fuentes de energía, proporcionar un medio de amortiguación de pH, compensando la producción de ácido láctico durante la congelación, mantener una presión osmótica adecuada y un equilibrio electrolítico, aumentar el volumen del eyaculado, a fin de permitir múltiples dosis para inseminar (***Aisen, E. 2004***).

2.6.1. Tipos de diluyentes.

A pesar de la complejidad del eyaculado, los diluyentes de uso común para el semen están constituidos principalmente por agua, tris o citrato de sodio como amortiguadores, azúcar como fuente de energía, glicerol o yema de huevo como protectores del enfriamiento o la congelación y antibióticos.

2.6.2. Diluyente leche de vaca.

Un diluyente para el semen en fresco ampliamente utilizado, por su fácil adquisición y manejo es la leche de vaca, ya sea entera o descremada, a la que

únicamente se le agregan los antibióticos (***Angulo, R. y Mejía, O. 2003***).

El diluyente más empleado es la leche de vaca descremada, que se recomienda calentar a 92-95°C por 8-10 min en baño María, para eliminar la presencia de posibles factores proteicos que pueden alterar la capacidad fertilizante de los espermatozoides. Las proporciones empleadas para la dilución son de 1:1 a 1:2 partes de semen por partes de diluyente. La proporción a utilizar debe ser escogida una vez que se conoce la concentración espermática del semen obtenido y se haya definido la cantidad total de espermatozoides y el volumen que se desea obtener por dosis de inseminación artificial (***Parraguez, V. et al 2002***).

En condiciones de campo el diluyente del semen más fácilmente aceptable es la leche de vaca, que se puede utilizar tanto entera, como descremada o en polvo para reconstituir, siempre que se vaya a proceder a la inseminación artificial cervical o vaginal. En algunos lugares también se utiliza leche UHT (tratada a temperatura muy alta), que tiene la propiedad de conservarse mejor. Este producto es estéril, no precisa esterilización y, a diferencia de otras formas de leche, se puede utilizar directamente como diluyente. Solo se precisa abrir cada día un nuevo envase de leche. Si se utiliza leche completa, descremada o en polvo se debe calentar a 92-95 °C, en baño de agua, durante 8-10 minutos, para inactivar los factores tóxicos de su función proteica (***Cerna, M. et al. 2000***).

La leche es un producto que se utiliza como diluyente ya que proporciona un medio isotónico, mantiene la viabilidad espermática y su uso se difundió inicialmente en el semen bovino, en ovino se utiliza para semen fresco y refrigerado ya que se han tenido resultados variables en la congelación ***(Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

En la preparación del diluyente leche descremada en polvo al 10 %, más glucosa al 1 %, en agua destilada, se procede a obtener 50 ml de agua destilada 5 g de leche descremada, 0,5 g de glucosa. El diluyente se mantendrá a 92 a 94 grados centígrados en baño de agua preferentemente tapado con papel de aluminio,

durante 10 minutos. Una vez cumplido este tiempo, se lo retira del fuego y de lo sitúa en baño termostático a 30 grados centígrados. Para conservar el semen, enfriado o refrigerado, se añadirá 0,1 d de estreptomicina y 100.000 U. I. de penicilina por cada 100 ml de agua destilada. El diluyente debe ser preparado inmediatamente antes de su utilización (***Cueto, M. et al, 2010***).

2.6.2.1. Composición de la leche.

La lactosa es el carbohidrato característico de la leche. Es un disacárido compuesto por glucosa y galactosa. La materia grasa está constituida fundamentalmente por triglicéridos muy distintos que forman una mezcla compleja; la leche también contiene pequeñas cantidades de otros lípidos, como fosfolipidos, colesterol, ácidos grasos libres y digliceridos. Alrededor de las cuatro quintas partes de las proteínas de la leche son caseínas que a su vez, están constituidas por una mezcla de aproximadamente 10 proteínas diferentes. El resto corresponde esencialmente a las llamadas proteínas del suero y además hay algunas otras proteínas minoritarias, como las enzimas. Los minerales no equivalen exactamente al contenido de sales. Los principales son K, Na, Mg, Cl y fosfato. La leche contiene muchos otros elementos en cantidades traza (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

2.6.3. Diluyente yema de huevo.

Su acción consiste en proteger a los espermatozoides contra el choque térmico por frío, además la fracción lipídica de la yema de huevo (lecitina y cefalina) tiene una acción protectora, y la fracción lipoproteica, un efecto conservador traza. La yema de huevo se utiliza como agente protector de la membrana plasmática y acrosómica del espermatozoide y actúa como amortiguador osmótico. La protección que ejerce en la congelación se da por la adhesión a la membrana plasmática, especialmente dada por la fracción lipoproteica de baja densidad. (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

2.6.3.1. Composición de la yema de huevo.

La yema es una fuente de lípidos fácilmente dispersables en el agua, y que permiten la emulsión de otras sustancias. Estas propiedades se deben al alto contenido en fosfolípidos y al importante hecho de que todos los lípidos (incluidos los triglicéridos) están asociados a dos proteínas, al menos, las cantidades absolutas de proteínas y de lípidos en la yema de huevo de 60 g. Las proteínas es de 3,2 g de las cuales, levetinas hidrosolubles están entre 0,40 a 1,0, fosovitina 0,50, vetelina 0,40 a 1,50 y viteina 0,90. Los límpidos de 6,40 g, de los cuales trigleridos 4,10; fosfolípidos 1,90; colesterol 0,25 y vitaminas y pigmentos 0,13 (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

2.6.4. Citratos, fosfatos, Fructosa, Glucosa.

Son nutrientes para el espermatozoide y favorecen la anabiosis (acto de revivir después de una muerte aparente) (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

2.6.5. Tris (Hidroximetil-aminometano).

Es una sustancia química con gran capacidad tamponante para proteger a los espermatozoides de las variaciones de pH y facilitar la conservación de la vitalidad (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

2.6.6. Glicerol (Glicerina).

Tiene acción criprotectora. Este protege a los espermatozoides durante el proceso de refrigeración, congelación y descongelación (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

2.6.7. Penicilina y Dihidroestreptomicina.

Para congelación de semen se adiciona 1000 UI/ml de Penicilina G sódica, o cristalina (no la potásica que es tóxica), y 1 mg/ml de Dihidroestreptomicina. En esta proporción estos antibióticos tienen efecto bacterióstatico, es decir, inhiben el crecimiento bacteriano. Además aseguran una mayor y mejor supervivencia de los espermatozoides y aumentan la fertilidad (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

2.6.8. Dilución del semen.

La dilución del semen para la inseminación artificial se lleva a cabo por razones técnica y biológicas: Las razones técnicas son: incrementar el volumen de eyaculado para inseminar un gran número de hembras (uso intensivo del padre) y razones biológicas: prever a los espermatozoides, nutrientes y protección contra el enfriamiento y congelamiento (***Cueto, M. et al, 2010***).

El semen debe ser diluido para aumentar el volumen y así incrementar el número de hembras a ser inseminadas y el rendimiento reproductivo del semental. Una forma de diluir es utilizar leche descremada (100ml), la cual debe ser hervida previamente en un envase de vidrio a baño maría por unos 8 a 10 minutos, luego se deja enfriar y se mantiene a 32° C. Enseguida se agrega 100UI de penicilina sódica y se vierte con una pipeta en la copa recolectora en una proporción de 2:1 a 3:1. Si la concentración espermática es buena, de color cremoso y se observa motilidad espermática intensa, entonces diluir 3:1 pero si el color es más blanquecino y la motilidad menos intensa, diluir 2:1. Diluido el semen se deben llenar las pajuelas que son micro pipetas de 0,25 a 0,5 ml, succionando el material seminal a través de la parte posterior de la pajuela que tiene un tapón que impide el paso del semen a través de ella. Estas se deben colocar en un recipiente de vidrio, limpio, cubierto con una toalla absorbente, para su posterior instalación en la pistola o inyector de inseminación que permite la inoculación en el tracto genital de la hembra (***Meneses, R. y Cepeda, P. 2011***).

Cuadro 5. Diluyente para semen fresco.

Elemento	Cantidad
Citrato de sodio	2.8 gramos
Ácido cítrico	0.8 gramos
Estreptomicina	0.005 gramos
Penicilina	0.006 gramos
Agua bi o tridestilada.	100.0 mililitros
Leche descremada	2,2 mililitros

Fuente*: Gómez, M. y Migliorisi, L. (2012).*

En el mercado existen dilutores líquidos y dilutores en polvo, también podemos preparar el dilutor. La mayoría de los dilutores usan al tris hidroximetil amino metano como sustancia buffer y azúcares como la glucosa, la fructosa o la manosa como sustancias energéticas a estas sustancias se debe agregar antibióticos como la penicilina y la estreptomicina, todo ello disuelto en agua bi o tridestilada, debiendo presentar 330 moles y un pH de 6.8. La dilución se efectúa mezclando el semen con el dilutor en proporción de 1:2, 1:3, 1:4, 1:5 ó 1:6, lo cual alcanza para inseminar hasta 30 ovejas por un eyaculado con una concentración aproximada de 100 millones de espermatozoides/dosis de 0.2 ml (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

2.6.9. Diluyentes para utilizar en semen fresco.

Los diluyentes sintéticos más utilizados para inseminación artificial vaginal o cervical, tienen como amortiguador el tris o el citrato, glucosa o fructosa como fuente de energía y yema de huevo. El diluyente y el semen deben encontrarse a la misma temperatura (30◦C) cuando se realiza la dilución. La adición del diluyente al semen reduce el choque a los espermatozoides. Nunca debe agregarse semen al diluyente. La mezcla debe mezclarse con suavidad, y a continuación se evalúa el

semen después de diluirse para confirmar la viabilidad de los espermatozoides (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

Cuadro 6. Composición de los diluyentes para utilizar en semen fresco.

Diluyente yema de huevo - tris – fructosa	Composición
Tris (hidroximetil aminometano) (g)	3.634
Fructosa (g)	0.50
Acido cítrico (monohidrato) (g)	1.99
Yema de huevo (ml)	2.5
Agua destilada en vidrio c.s.p, ml	100
Diluyente yema de huevo – glucosa – citrato	
Citrato sódico (2H2O) (g)	2.37
Glucosa (g)	0.80
Yema de huevo (ml)	2.5
Agua destilada en vidrio c.s.p, ml.	100

Fuente: ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008).***

En campo el diluyente de semen más fácilmente asequible es la leche de vaca, que se puede utilizar completa, descremada o en polvo, esta debe ser calentada a 92 – 95º C en baño de agua durante 8 – 10 minutos para inactivar los factores tóxicos de la fracción proteica. No Hervir. Luego se deja enfriar a 30ºC para ser utilizado como diluyente y se recomienda eliminar la nata de la superficie (***Buitrago, J. y Pérez, L. 2008***).

En la inseminación artificial con semen fresco, el diluyente más empleado es la leche de vaca descremada, sometida al proceso 'UHT', la que se recomienda calentar a 92-95°C por 8-10 min en baño María, para eliminar la presencia de posibles factores proteicos que pueden alterar la capacidad fertilizante de los espermatozoides (***Parraguez, V. et al, 2002***).

2.7. INSEMINACION ARTIFICIAL DE OVINOS.

La inseminación artificial en la especie ovina ha tenido desarrollo espectacular en los últimos años debido a las muchas ventajas que comporta, ya que se consigue introducir en el rebaño caracteres genéticos mejorantes con más rapidez que utilizando la monta natural (***Cambero, P. 1999***).

La inseminación artificial, es la práctica de manejo más valiosa para el productor de ganado. En el procedimiento se hace uso eficaz de la generosa dotación de espermatozoides disponibles de un macho, de manera que se incrementa considerablemente el progreso genético y se mejora en muchas ocasiones la eficiencia de la reproducción (***Bedolla, C. et al. 2010***).

Una forma de realizar el mejoramiento genético animal es a través de la introducción de un macho con características productivas superiores a la que presentan las hembras. La mejora en menor tiempo es a través de la técnica de inseminación artificial, la cual permite extraer semen del carnero, diluirlo y utilizarlo para encastar un gran número de hembras en un periodo más corto de tiempo, consiguiendo aumentar el rendimiento reproductivo de un macho y por lo tanto la velocidad de cambio de las hembras de menor nivel (***Meneses, R. y Cepeda, P. 2011***).

2.7.1. Ventajas de la inseminación artificial.

Las principales ventajas para el uso de la IA son: 1) rápido mejoramiento genético, por uso masivo del semen de padres con características superiores al promedio de la población; 2) control de enfermedades de transmisión sexual, al evitar el coito para la fertilización; 3) uso más eficiente del semen de los machos, al lograr fertilizar mayor cantidad de hembras por cada eyaculado; 4) uso de semen de animales incapacitados para montar, pero de alto potencial mejorador; 5) uso de un mismo semen por un número indeterminado de generaciones, al poder conservarse congelado sin pérdida importante de sus propiedades fertilizantes (***Parraguez, V. et al 2002***).

Las tecnologías disponibles para favorecer el desarrollo de un programa de mejora genética tienen por base a la inseminación artificial (IA), la que sin duda tiene relación directa con el desarrollo de las técnicas de preservación del semen, favorece el uso más eficiente y prolongado de los carneros asignados a programas de mejoramiento genético, al permitir su utilización durante y fuera de la estación reproductiva (***Naim, P. 2011***)

2.7.2. Desventajas de la inseminación artificial.

- **Consanguinidad.-** Cuando la intensidad de la selección es muy alta pueden surgir problemas de consanguinidad. De hecho en la industria lechera, ha sucedido lo contrario. La utilización de inseminación artificial ha permitido el uso de más machos, sin parentesco con lo que el nivel de consanguinidad ha descendido (***Salamón, S. 1990***).

- **Reproducción insegura.-** Cuando se emplee la inseminación artificial existen 2 posibilidades de inseguridad: 1) cuando se utilice semen fresco o congelado de sementales individuales y no se haya puesto especial atención a su etiquetado pueden surgir errores accidentales, sobre todo cuando se utilicen simultáneamente varios sementales, y 2) cuando el valor de los sementales se ha sobrestimado o determinado incorrectamente. Esto nos puede acarrear mas perdidas que ganancias. El uso de sementales con defectos inapreciables puede producir una rápida propagación de tales defectos (***Salamón, S. 1990***).

- **Propagación de enfermedades.-** Si los sementales no han sido controlados en lo que a enfermedades venéreas se refiere la inseminación artificial puede extender la enfermedad más rápidamente que la inseminación natural (***Salamón, M. 1990***).

- **Fertilidad reducida.-** En comparación con la inseminación natural, la inseminación artificial puede, bajo ciertas circunstancias, reducir la fertilidad, particularmente cuando no se empleen, apropiadamente, métodos de controlar

el estío o en casos de poco cuidado por parte del personal auxiliar o por negligencias cuando se maneje el semen (***Salamón, M. 1990***).

- **Costos.-** Como con cualquier otra tecnología, han de tenerse en cuenta los costos a la hora de utilizar la inseminación artificial. Entre los costos se incluyen el empleo de los técnicos, equipo, fármacos y hormonas, registros y la compra de semen o selección y mantenimiento de sementales (***Salamón, M. 1990***).

2.8. SINCRONIZACIÓN DE CELOS.

Los métodos de sincronización de estros constituye una herramienta de gran utilidad en los programas de inseminación artificial, ya que facilitan el manejo de los animales al evitarse el encierre diario para la detección de celos naturales. Los métodos utilizados son los farmacológicos y naturales (***Gibbons, A. y Cueto, M. 2004*).**

2.8.1. Métodos farmacológicos.

La sincronización farmacológica consiste en la administración de hormonas u otras drogas con efecto directo o indirecto sobre el tracto reproductivo y que permiten que al cabo de un tiempo, la mayoría de las hembras del rebaño presente celo y ovulación en forma sincronizada. Existen diferentes protocolos para la sincronización farmacológica, siendo los más utilizados la combinación de progestágenos (en forma de pesario intravaginal, implante, inyección intramuscular u oral) aplicados por 12-14 días, más la aplicación del gonodotrofina coriónica equina, al término del tratamiento con pregestágenos (***Parraguez, V. et al, 2002***).

Tiene la ventaja de concentrar un alto porcentaje de celos en un periodo corto de tiempo, lo que facilita la programación y realización de los trabajos de inseminación artificial, entre estos los más utilizados son las esponjas

intravaginales con progestágenos y las prostaglandinas sintéticas (***Gibbons, A. y Cueto, M. 2004*****).**

- **Esponjas intravaginales con progestágenos.-** Es una técnica que se realiza por medio del uso de las esponjas intravaginales con progestágenos, las esponjas simulan la acción de un cuerpo lúteo mediante la liberación lenta de progesterona; se coloca en la vagina de la hembra durante 12 ó 14 días, periodo de tiempo que iguala o excede el tiempo de vida media del cuerpo lúteo; debido a que hay un porcentaje variable de hembras que no responden al tratamiento o que no presentan la ovulación sincronizada con el resto, se usan progestágenos en forma combinada con una dosis de gonadotrofina de suero de yegua preñada (PMSG). La PMSG provoca un pico importante de estrógenos induciendo la aparición de un pico preovulatorio de hormona luteinizante y la ovulación, al mismo tiempo que mejora las sincronías de los celos. Este método permite alcanzar una elevada concentración de celos y llevar a cabo el empadre a un tiempo fijo luego de finalizado el tratamiento hormonal. Las dosis utilizadas de PMSG varían entre 200 y 400 UI, dependiendo del peso corporal de la raza y de la época del año; se administra por inyección intramuscular al momento de retirar las esponjas (***Gibbons, A. y Cueto, M. 2004***).

- **Prostaglandinas sintéticas.-** Simulan la acción de la prostaglandina F2 alfa, agente luteolitico liberado por el útero, acortando la vida del cuerpo lúteo. Por este motivo, solo puede utilizarse durante la estación reproductiva. Dado que los celos se presenta más dispersos que el tratamiento con esponjas, la inseminación artificial se realiza con previa detección de celos. Las prostaglandinas inducen la regresión lútea entre los días 5 a 14 del ciclo estral en ovejas, con manifestación de celo entre las 48 a 84 horas de aplicada la inyección. Las ovejas que se encuentren entre el día 15 y 17 del ciclo, experimentaran luteólisis en forma natural y entraran en celo dentro del mismo intervalo. En tanto que las que se encuentren entre los días 0 a 4 son refractarias a la prostaglandina y se alcanzan recién 13 a 17 días más tarde.

Por tanto, se recomienda su administración en una sola aplicación, alcanzándose una concentración de celos de 65 a 75 %. Debido a la menor fertilidad de los estros inducidos hormonalmente, es preferible inseminar sobre el segundo celo post-sincronización (celo natural), comenzándose con la detección de celos a partir del día 16 post-aplicación y durante un periodo de 5 días. La detección de celos puede realizarse mediante la incorporación de un 4 % de machos retajos marcadores. La aplicación de 50 microgramos / oveja de Delprostenate en una sola inyección intramuscular, concentra un 70 % de los celos en ovejas adultas, en borregas este porcentaje puede variar entre el 55 y 70 % según sus estado corporal (***Gibbons, A. y Cueto, M. 2004*****).**

2.8.2. Método natural.

La actividad sexual de las ovejas puede ser inducida al comienzo de la estación de cría, por la acción que sobre la fisiología reproductiva ejerce la incorporación de los machos en una majada de hembras que haya permanecido aislada de los mismos por un periodo mínimo de 4 semanas. Este estimulo sexual se denomina "efecto macho". Si bien es un método económico, se observa una concentración de celos variable. Se utiliza machos jóvenes vasectomizados en una proporción del 4 % preferentemente no borregos y en buen estado corporal. Para que este método sea efectivo es necesario que un gran porcentaje de hembras se encuentren en anestro, próximas al inicio de la estación de cría. Entre el 40 a 100 % de las ovejas en anestro estacional responde ante la presencia de los machos, presentando 2 momentos de concentración de estros, alrededor de los días 18 y 24 post-introducción de los machos (***Gibbons, A. y Cueto, M. 2004*****).**

2.9. TÉCNICA DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL.

La IA permite incrementar notablemente el aprovechamiento de un reproductor, al poder obtener un gran número de crías del mismo padre. Esto es posible debido a que mediante un adecuado fraccionamiento del semen colectado es posible obtener un número de crías identificadas en su paternidad. Los programas de

inseminación artificial deben estar destinados a majadas seleccionadas por su valor genético, a fin de obtener futuros reproductores multiplicadores de características productivas superiores. La inseminación artificial es el sistema que consiste en cubrir a las ovejas por medio de la introducción del semen del carnero en el aparato reproductor de las ovejas por medio de diferentes técnicas (***Gibbons, A. y Cueto, M. 2007***).

2.9.1. Inseminación artificial vaginal.

El semen se deposita a la entrada del cerviz (cuello del útero), pero debido a que el aparato reproductor de las ovejas es más complicado que el de otros rumiantes, este método es poco efectivo (***Delgado, L. y Gutiérrez, P. 2011***).

2.9.2. Inseminación artificial laparoscópica.

Es un tipo de Inseminación que requiere de una pequeña operación quirúrgica ya que el semen se deposita en los cuernos de útero, por lo que es más laboriosa y se necesita de una persona cualificada. Se consigue mayor índice de fertilidad que en el caso anterior, pero requiere un mayor coste (***Delgado, L. y Gutiérrez, P. 2011***).

2.9.3. Inseminación Artificial cervical.

La hembra en calor debe estar sujeta en un carro de inseminación o bien sobre un caballete de manera que el abdomen quede sobre el travesaño, con las manos apoyadas en el suelo. Antes del inicio de la inseminación se debe limpiar y desinfectar el sector de la vulva con alcohol yodado, enseguida se introduce el vaginoscopio con el extremo anterior untado con vaselina, para lubricar su paso en la vagina. Se debe ubicar la entrada del cuello del útero (Cérvix) que asemeja como un pequeño ombligo. Muchas veces existe un exceso de mucosidad vaginal que impide encontrar la entrada al Cérvix, por lo cual es importante mover el vaginoscopio tratando de extraer un poco de mucosidad, que facilite la localización del Cérvix. Una vez localizada la entrada al Cérvix se introduce la

pistola de inseminación para depositar el semen y se retira la pistola y el vaginoscopio cuidadosamente. Este proceso no demora más de 20 segundos. Terminada la inseminación se debe registrar el autocrotal de la hembra, el macho utilizado y la fecha de inseminación, esto permitirá calcular la fecha probable de parición para tomar las medidas necesarias para atender el parto y el nacimiento del o los corderos. Posterior al registro se debe permitir que la hembra pase a un corral esperando que las otras ovejas sean inseminadas, manteniéndolas tranquilas por al menos 12 horas. La inseminación cervical puede llevarse a cabo mediante una pistola de inseminación artificial multidosis, que permite mediante un embolo dentado, inseminar varias ovejas una vez cargado el semen, así como graduar el volumen de la dosis de inseminación. El protocolo, se debe llevar de la siguiente manera: (***Gibbons, A. y Cueto, M. 2004***).

- El semen se aspira desde el tubo de colección, dejando previamente una cámara de aire de 2 cc.
- El lugar donde se practicara la inseminación debe estar limpia, a una temperatura ambiental de 20 a 25 C y libe de corrientes de aire.
- Las ovejas deben sujetarse en un mínimo de tiempo, evitando causar stress innecesario en los animales.
- Para realizar la inseminación cervical, las hembras se presentaran inclinada cabeza abajo, con los curtos traseros montados sobre una baranda o riel. También podrán sujetarse mediante un brete giratorio situado a la salida de la manga.
- Se limpia la vulva con una toalla de papel descortable y se aplica una muy pequeña cantidad de vaselina para facilitar la introducción del vaginoscopio. Este se introduce lentamente hasta el fondo de la vagina de la hembra, donde se localiza el orificio de entrada al útero (cérvix). En este caso de presentarse moco abundante que dificulta su localización, mediante una vaina plástica con jeringa, se absorbe y se elimina.
- Se solicita el semen a un auxiliar, la punta de la vaina de inseminar se guía hasta la entrada del orificio uterino y es introducida mediante suaves movimientos giratorios, hasta donde se presente resistencia.

- Los métodos de preñez logrados en inseminación cervical con semen fresco, y dosis de 100 a 150 millones de espermatozoides, varían entre el 60 al 70 %.

2.9.4. Inseminación artificial con semen fresco.

En la inseminación artificial con semen fresco, se utiliza el semen tal como se recolecta o puede ser diluido. En general se prefiere diluir el semen, ya que con ello se aumenta el volumen a inseminar, haciéndose más fácil el manejo y la dosificación del semen. Se ha empleado diferentes cantidades totales de espermatozoides en diferentes volúmenes por dosis de IA, con resultados semejantes. Se estima que cantidades totales de espermatozoides de entre 40 y 120 x 10^6, resultan en tasas de concepción óptimas. Sin embargo, debido a la gran concentración espermática del semen de carnero, se recomienda utilizar dosis intermedia de alrededor de 100 x 10^6. En cuanto a los volúmenes totales a inseminar, éstos fluctúan entre 0,02 a 0,05 ml, sin que existan diferencias finales de fertilidad cuando la dosis oscila en este rango (***Parraguez, V. et al, 2002***).

2.10. PROTOCOLO DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN OVINOS.

2.10.1. Preparación del macho.

El macho debe ser preparado para que la extracción de semen sea más fácil. Inicialmente se debe realizar un examen testicular, verificando que los testículos y el epidídimo estén en posición normal, sin inflamación y sin signos de dolor a la palpación. Si los machos están sanos se inicia el entrenamiento de monta, varias veces por un período determinado, utilizando una hembra sana, en calor y mantenida sujeta en un cepo. Posteriormente se debe permitir que el macho corteje a la hembra y monte, para después retirarlo antes que se produzca la copulación, este proceso se tiene que repetir hasta que el macho se acostumbre a la presencia del operador. Una vez que el carnero ya está preparado se puede iniciar la extracción de semen en forma normal. Sin embargo, antes de iniciar la

extracción, es importante lavar el abdomen en el sector del prepucio con agua tibia y jabón. Es recomendable cortar la lana y pelos en este sector para mantener la higiene. Preparado el macho, después del tercer salto se procede a la extracción de semen (***Meneses, R. y Cepeda, P. 2011***).

2.10.2. Preparación de la vagina artificial.

La vagina artificial consiste en un tubo metálico forrado en su interior con una manga de goma con un extremo doblado sobre el tubo y fijada con un elástico. Por el otro extremo, el espacio entre la goma y el tubo se llena con agua hasta tres cuarto, a 45°C, para posteriormente, también fijarla con elástico. Enseguida se inyecta aire por la válvula para generar presión extendiendo la goma hacia el centro del tubo de manera que disminuya la luz de este, emulando una vagina. En uno de los extremos se coloca la copa recolectora de semen, generalmente de vidrio, el cual debe estar seco, y en lo posible graduado para conocer el volumen (***Meneses, R. y Cepeda, P. 2011***).



Figura 4. Vagina Artificial
Fuente: ***Meneses, R. y Cepeda, P. (2011).***

2.10.3. Recolección del semen con electroeyaculador.

Consiste en utilizar un electrodo bipolar que se inserta de 15 a 20 cm dentro del recto y a través del cual se realizan descargas eléctricas de 2 a 3 voltios, 100 a 150 ml y con una duración de 4 a 5 segundos. En general con 1 a 3 estímulos es posible obtener el semen. Este método sólo es aconsejado en machos en que es imposible colectar el semen por medio de la vagina artificial. El proceso de la electroeyaculación es el resultado de una serie de contracciones rítmicas de orden expulsivo, que afectan a los diferentes segmentos de las vías urogenitales de emisión del semen, desde los epidídimos hasta los conductos deferentes, las ampollas seminales, los conductos eyaculatorios y la uretra peniana (***Angulo, R. y Mejia, O. 2003***).

2.10.4. Recolección del semen con vagina artificial.

Con la mano derecha, el encargado de la extracción de semen, debe permitir que el pene ingrese a la vagina artificial después del tercer salto lo que provocará la eyaculación. Esto ocurre después que se haya producido el golpe de riñón, movimiento pélvico fuerte hacia adelante, curvando levemente el lomo. Este procedimiento no demora más de 30 segundos, por ello es importante estar pendiente cuando el proceso ha terminado. Es recomendable que la vagina artificial, se mantenga cubierta con una cambucha de género para evitar que pase la luz, ya que esta afecta al semen y disminuye su calidad. Una vez obtenido el semen, este debe ser trasladado rápidamente al laboratorio para continuar con la dilución. Mientras se prepara la dilución mantener el semen a 32 °C, en baño María (***Meneses, R. y Cepeda, P. 2011***).

Cuadro 7. Características del semen.

Atributos	**Características**
Color	Blanco cremoso-nacarado.
Volumen	0.8 – 1.5 ml (1ml)
Motilidad. Masa	3 – 5 (3)

Progresivo	60 – 80% (70%)
Concentración	1 – 6 millones por ml

Fuente: Gómez, M. y Migliorisi, L. (2012).

2.10.5. Dilución del semen.

El semen debe ser diluido para aumentar el volumen y así incrementar el número de hembras a ser inseminadas y el rendimiento reproductivo del semental. Una forma de diluir es utilizar leche descremada (100ml), la cual debe ser esterilizada previamente en un envase de vidrio a baño maría por unos 8 a 10 minutos, luego se deja enfriar y se mantiene a 32° C. Enseguida se agrega 100UI de penicilina sódica y se vierte con una pipeta en la copa recolectora en una proporción de 2:1 a 3:1. Si la concentración espermática es buena, de color cremoso y se observa motilidad espermática intensa, entonces diluir 3:1 pero si el color es más blanquecino y la motilidad menos intensa, diluir 2:1. Diluido el semen se deben llenar las pajuelas que son micro pipetas de 0,25 a 0,5 ml, succionando el material seminal a través de la parte posterior de la pajuela que tiene un tapón que impide el paso del semen a través de ella. Estas se deben colocar en un recipiente de vidrio, limpio, cubierto con una toalla absorbente, para su posterior instalación en la pistola o inyector de inseminación que permite la inoculación en el tracto genital de la hembra (***Meneses, R. y Cepeda, P. 2011***).

2.10.6. Cálculo de la dosis a emplear.

Disponiendo de un eyaculado de consistencia cremosa y motilidad masal vigorosa, se realiza el cálculo del volumen de la dosis de inseminación. Ejemplo:- Volumen del eyaculado 1 cc, concentración espermática: 3000 millones de espermatozoides (estimada por la consistencia cremosa del eyaculado). Dosis de inseminación: 100 millones totales. Total de ovejas a inseminar: 30 ovejas (3000 millones/100 millones). Volumen de inseminación por oveja: 0.03 cc/oveja (1cc

eyaculado/30 ovejas). Existen pistolas de inseminación multidosis, que permiten mediante una varilla dentada, ajustar el volumen de inseminación (dosis de ajuste mínima 0.01 cc) (***Gibbons, A. y Cueto, M. 2007***).

2.10.7. Preparación de la hembra.

La hembra a ser inseminada debe estar en calor, en caso contrario no se producirá encaste y se perderá el trabajo previo realizado. Normalmente, en el período reproductivo, las hembras en condiciones de ser inseminadas, presentan vulva roja, humedecida, se montan entre ellas, buscan el macho con insistencia y al presionar levemente el lomo con la mano se quedan tranquilas. Para inseminar la máxima cantidad de hembras, es conveniente concentrar el calor. La concentración se realiza localizando un dispositivo intravaginal con progesterona (Easy Breed CIDR) que bloquea la síntesis de LH (hormona luteinizante) y FSH (hormona folículo estimulante), por ende la inhibición del desarrollo folicular y ovulación. Después de 14 días se retira el dispositivo e inmediatamente se inicia la detección de calor para comenzar la inseminación (***Meneses, R. y Cepeda, P. 2011***).

2.10.8. Inseminación artificial.

Antes del inicio de la inseminación se debe limpiar y desinfectar el sector de la vulva con alcohol yodado, enseguida se introduce el vaginoscopio con el extremo anterior untado con vaselina, para lubricar su paso en la vagina. Se debe ubicar la entrada del cuello del útero (Cérvix) que asemeja como un pequeño ombligo. Muchas veces existe un exceso de mucosidad vaginal que impide encontrar la entrada al Cérvix, por lo cual es importante mover el vaginoscopio tratando de extraer un poco de mucosidad, que facilite la localización del Cérvix. Una vez localizada la entrada al Cérvix se introduce la pistola de inseminación para depositar el semen y se retira la pistola y el vaginoscopio cuidadosamente. Este

proceso no demora más de 20 segundos Terminada la inseminación se debe registrar el autocrotal de la hembra, el macho utilizado y la fecha de inseminación, esto permitirá calcular la fecha probable de parición para tomar las medidas necesarias para atender el parto y el nacimiento del o los (***Meneses, R. y Cepeda, P. 2011***).

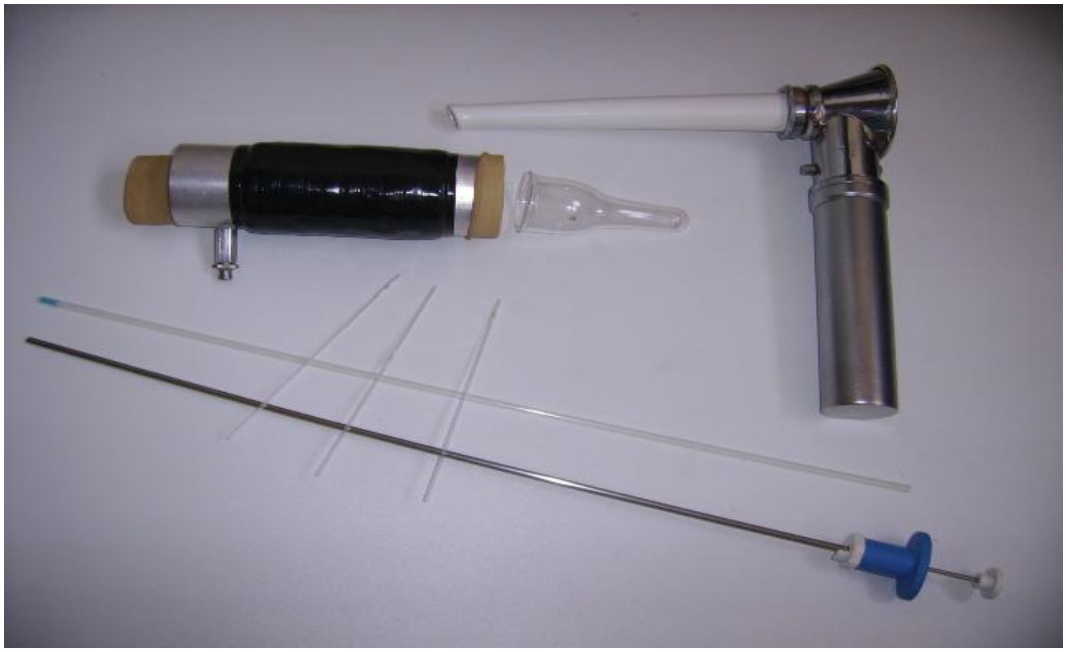


Figura 5. Equipo para la inseminación artificial.
Fuente: Meneses, R. y Cepeda, P. (2011).



Figura 6. Inseminación artificial de la oveja.
Fuente: Meneses, R. y Cepeda, P. (2011).

2.10.9. Confirmación de preñez.

Los animales que han quedado preñados no debieran manifestar calor en el siguiente ciclo estral. Existen casos de ovejas que presentan celo estando preñadas. Por tal motivo a nivel de campo, es prudente esperar, hasta un segundo celo para volver a inseminar o bien se puede utilizar la monta dirigida en el siguiente celo post inseminación evitando problemas en la preñez, por el estrés provocado por el empleo de la técnica de inseminación. La detección de calor se puede realizar con un macho celador, que monta a los animales que presentan calor. Es importante establecer la preñez con el objetivo de realizar un manejo diferenciado respecto a los animales que no han sido fecundados o bien aquellos que son melliceros, incrementando el plano nutritivo de estos últimos (***Meneses, R. y Cepeda, P. 2011***).

La fertilidad obtenida con la IA con semen fresco concentrado o diluido, según la

literatura es muy variable, encontrándose valores que oscilan entre un 34 % y un 81,8%. Sin embargo, en Chile, se ha observado que es posible aumentar los porcentajes de fertilidad, pudiendo llegar a un 90-93%, cuando es estricto en los procedimientos (***Parraguez, V. et al, 2002***).

CAPÍTULO III.

III. MATERIALES Y METODOS.

3.1. MATERIALES.

3.1.1. Ubicación del experimento.

Localización	**Lugar**
País.	Ecuador
Provincia.	Bolívar
Cantón.	Guaranda
Sector.	Laguacoto I.

SITUACIÓN GEOGRÁFICA Y CLIMÁTICA,

Parámetros	**Localidad**
Altitud	2.640,0 msnm

Latitud	78°59´W
Longitud	1°32´S
Temperatura media	14.5°C
Temperatura máxima	21°C
Temperatura mínima	7°C
Precipitación anual	1.100,0 mm
Horas/luz/año	1800 horas/luz/año
Humedad relativa	70%

Fuente: Estación Meteorológica de la Facultad de Ciencias Agropecuarios de la Universidad Estatal de Bolívar (2014)

3.1.2. Zona de vida.

La zona de vida donde se desarrolló la investigación corresponde al bosque seco montano (DSMB, caracterizado por una precipitación anual de 1.100 mm y temperaturas entre 7 a 21,0 º C.

3.1.3. Material experimental.

- 15 borregas criollas para la inseminación.
- 1 macho Dorper donante de semen.
- Semen de macho Dorper
- Diluyente yema de huevo 40 g
- Diluyente leche descremada 40 g.
- Diluyente Ovipro, 1 frasco de 50 ml.

3.1.4. Materiales de campo.

- 1 brete de monta.
- 1 vagina artificial, 1.

- 2 termómetros rectales.
- 1 vaginoscopio.
- 1 pistola de inseminación artificial.
- 1 rollo de papel higiénico.
- 1 frasco de 40 ml de hormonas para la sincronización de celos (prostaglandinas).
- 10 jeringuillas de plástico de 5,0 ml.
- 4 agujas hipodérmicas de 1,5 de largo y número 16.
- 10 pares de guantes de plástico.
- 1 equipo de disección.
- 1 frasco de 100 ml de desinfectante.
- 20 libras de cal.
- Equipo de limpieza: escobas, palas, carretilla.
- 1 overol
- 1 par de botas de caucho.
- Registros de reproducción.
- 1 cuaderno de campo.

3.1.5. Materiales de laboratorio.

- Cintas indicadoras de pH.
- 2 Microscopios.
- 20 Porta objetos.
- 1 Cámara de Neubauer.
- 20 Cubre objetos.
- 1 Frasco de eosina de 10 ml.
- 1 Frasco de Negrosina de 5 ml.
- 2 Vaso de precipitación.
- 10 Tubos de ensayo de 5 ml.
- 2 Pipetas graduadas.

- 1 Agitador.
- 4 Probetas de 10 ml.
- 1 Baños maría.
- 1 Mechero de alcohol.
- 1 Autoclave.

3.1.6. Materiales de oficina.

- 1 Computadora con sus respectivos accesorios
- 1 Impresora
- Stock de oficina: hojas de papel bon, esferográficos, marcadores.
- 1 Flash memory
- 1 Cámara fotográfica

3.2. MÉTODOS.

3.2.1. Factor en estudio.

El factor de estudio estuvo representado por los tipos de diluyentes (yema de huevo y leche descremada) en dosis de 5 y 10 ml para la dilución del semen para inseminar a las hembras ovinas más un testigo diluyente ovipro.

3.2.2. Tratamientos.

T0 = Testigo (diluyente ovipro).

T1 = Leche descremada 5 ml para la dilución del semen.

T2 = Leche descremada 10 ml para la dilución del semen.

T3 = Yema huevo 5 ml para la dilución del semen.

T4 = Yema de huevo 10 ml para la dilución del semen.

3.2.3. Procedimiento.

Tipo de diseño: Bloques Completamente al Azar (DBCA).

Tratamientos: 5

Repeticiones: 3

Número de unidades investigas: 15

Número de animales total: 15

Número de animales por tratamiento: 4

3.2.4. Análisis estadístico.

Análisis de varianza según el siguiente detalle.

Fuentes de variación	**Grados de Libertada.**
Total	14
Bloques	2
Tratamientos	4
Error experimental	8

3.3. METODOS DE EVALUACION TOMADOS.

3.3.1. Peso del Animal (P.A)

Al inicio de la investigación, durante y luego de 20 días de la inseminación artificial, las ovejas fueron pesadas, para el efecto se utilizó una báscula de capacidad 100 Kg; una vez logrado los pesos de cada una de las unidades experimentales, estos fueron anotados en el correspondiente registro de pesos.

3.3.2. Volumen del eyaculado (V.E)

El volumen del semen, se calculó una vez de haberse extraído el semen del macho utilizando la vagina artificial. En la parte externa de la vagina artificial, se empotro el tubo de ensayo que se encontraba graduado en ml con una capacidad de 5 ml, en cada toma del eyaculado se procedió a realizar la medición correspondiente y anotarse en el correspondiente registro de campo.

3.3.3. Color del semen.

El color del semen, se registró mediante la utilización de la apreciación visual del correspondiente tubo de recolección conteniendo el semen obtenido y la escala de valoración propuesta por ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008)***.

Escala	**Color**	**Número aproximado de espermatozoides X 10 ^{6} /ml**
5	Cremoso espeso	4,5 – 6
4	Cremoso	3,5 – 4,5
3	Cremoso liviano	2,5 – 3,5
2	Lechoso	1 - 2,5
1	Nublado	0,3 – 1
0	Acuoso claro	Muy pocos

Fuente: ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008).***

3.3.4. pH.

La valoración del pH del semen, se procedió inmediatamente de obtenerse el semen con la vagina artificial del macho reproductor. Para tal efecto, se tomó una

gota de semen con la ayuda de la pipeta y se colocó en una cinta indicadora de pH, procediendo directamente a la correspondiente lectura en la escala de 1 a 14.

3.3.5. Motilidad en masa microscópica (M.M.M.)

Para la evaluación de la motilidad microscópica, se tomó una gota de semen previo disolución en el correspondiente diluyente y se procedió a observar en el microscopio, utilizando para la valoración propuesta por ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008)***.

Escala	Motilidad en masa microscópica, %	Descripción
1	Muy pobre: (menos del 40 % movimiento	Muy pocos espermatozoides muestran signos de vida.
2	Pobre: (40 a 59 % espermatozoides activos).	No se forman ondas, algún movimiento de espermatozoides.
3	Regular: (60 a 79 % espermatozoides activos)	Sólo movimiento de ondas pequeñas y lentas. Puede observarse espermatozoides individuales.
4	Buena: (80 a 89 % espermatozoides activos)	Ondas con movimiento vigoroso, pero no tan rápido como en la puntuación 5.
5	Muy buena: (90 a 100 % espermatozoides activos)	Denso, ondas de movimiento rápido. No puede observarse espermatozoides individuales

Fuente: ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008)***.

3.3.6. Motilidad individual. (M.I)

Para medir la motilidad individual, se tomó una gota como muestra de semen más el correspondiente diluyente a temperatura entre 36 a 37 °C, para observar en el microscopio. En la valoración, se utilizó la escala propuesta por ***Aisen, E. (2004*)**.

Puntuación	Aspecto movimiento ondulado
0	Inmovilidad total
1	Movilidad individual
2	Movimiento muy lento
3	Movimiento ondulado general, amplitud lenta de las ondas
4	Movimiento ondulado rápido sin remolinos

5	Movimiento ondulado rápido con remolinos

Fuente: ***Aisen, E. (2004).***

3.3.7. Concentración de semen.

Para evaluar la concentración del semen, se utilizó una gota de semen con el correspondiente diluyente para observar al microscopio, contando el número de espermatozoides en un porta objetos, compuesta por una cuadricula grande (sin divisiones internas), el conteo se realizó tomando 5 cuadrantes y de esta manera valorar la concentración de espermatozoides/ml.

3.3.8. Presencia de anormalidades.

La presencia de anormalidades de los espermatozoides, se realizó mediante la tensión con eosina-nigrosina para ser observadas en el microscopio, analizando un total de 100 espermatozoides, en la valoración se utilizó la escala propuesta por ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008)***.

Escala	Valoración	Descripción
1	Aceptable	Menos 5 % de anormalidades.
2	Pobre	Entre 6 a 14 % de anormalidades.
3	Muy pobre	Más del 15 % de anormalidades.

Fuente: ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008)***.

3.3.9. Numero de dosis por eyaculado, número.

El número de dosis por eyaculado, se valoró a partir de la determinación de la concentración espermática en cada una de las muestras luego de haberse añadido el correspondiente diluyente. Las concentraciones obtenidas en cada muestra, estas fueron divididas para 150.000 espermatozoides que es la concentración

recomendada por ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008)*** para lograr una fecundación satisfactoria durante la inseminación artificial, de esta manera se logró obtener el número de dosis por eyaculado.

3.3.10. Porcentaje de concepción.

Una vez de practicarse la inseminación artificial con el semen fresco diluido, luego de 20 días se valoró el porcentaje se concepción utilizando la siguiente fórmula matemática:

$$\text{\% de Concepción} = \frac{\text{Ovejas inseminadas x ovejas preñadas}}{100}$$

3.4. MANEJO DEL EXPERIMENTO.

3.4.1. Preparación del macho.

El macho reproductor, fue sometido a un proceso de adiestramiento, llevando al brete de monta, dónde, se colocó una hembra androgenizada (oveja en celo), facilitando de esta manera que el reproductor se relacione con la presencia de la vagina artificial para obtener el eyaculado.

3.4.2. Obtención del semen.

El macho fue conducido al brete de monta, para seguidamente preparar la vagina

artificial con agua a una temperatura de 70 °C y se llenó una cuarta parte con aire hasta rellenar el espacio de la camisa de látex dejando un centímetro de diámetro.

Se colocó una hembra en celo, donde el macho procedió a la monta, en ese instante, con la mano derecha recubierta con un guante de látex, se desvió el pene para introducir dentro de la vagina artificial, la misma que estuvo a una temperatura interna entre 36 a 38 °C y de esta manera se obtuvo el eyaculado en el tubo recolector alojado en el extremo de la vagina artificial.

Luego de haberse obtenido el semen, de inmediato se colocó en baño maría a 30° C, protegiendo el tubo de ensayo con una franela para evitar los rayos solares y cambios bruscos de temperatura. De esta manera se mantuvo el semen, para ser llevado al laboratorio para su respectivo análisis. La frecuencia de extracción del semen del macho, fue de 4 veces por día.

3.4.3. Preparación de los diluyentes.

Los diluyentes se prepararon y se obtuvieron como se describe a continuación:

- **Diluyente 1, Ovipro.-** Este diluyente represento al tratamiento testigo, es el más utilizado comercialmente y su composición es: citrato de sodio, ácido cítrico, estreptomicina, penicilina y glucosa.

- **Diluyente 2, Yema de huevo, en sus concentraciones 5 y 10 ml.**

Componentes	**Concentración 5 ml**	**Concentración 10ml.**
Citrato de sodio	2.8 gramos	2.8 gramos
Ácido cítrico	0.8 gramos	0.8 gramos
Estreptomicina	0.005 gramos	0.005 gramos
Penicilina	0.006 gramos	0.006 gramos
Agua bi o tridestilada.	95,0 ml	90.0 ml
Yema de huevo	5,0 ml	10, 0 ml
Total	100,0 ml	100,0 ml.

Gómez, M. y Migliorisi, L. (2012).

Componentes	**Concentración 5 ml**	**Concentración 10ml.**
Citrato de sodio	2.8 gramos	2.8 gramos
Ácido cítrico	0.8 gramos	0.8 gramos
Estreptomicina	0.005 gramos	0.005 gramos
Penicilina	0.006 gramos	0.006 gramos
Agua bi o tridestilada.	95.0 ml.	90,0 ml.
Leche descremada	5,0 ml	10, 0 ml
Total	100,0 ml	100,0 ml

Gómez, M. y Migliorisi, L. (2012).

Para la preparación de los diluyentes, se pesó los químicos en primera instancia y luego se disolvieron en 95 y 90 ml de agua destilada. Luego se agregó la yema de huevo que complete el volumen final (100 ml), se mezcló el diluyente invirtiendo la probeta varias veces.

La yema de huevo utilizada fue fresca, proveniente de huevos del día. Se lavó cuidadosamente la cáscara, se esterilizo con un paño mojado con alcohol y se dejó secar. Luego se rompió el huevo para separar la clara, se colocó la yema en un papel absorbente, cuidando que no se rompa la membrana. Luego con una jeringa se extrajo desde el interior de la yema la cantidad necesaria de la misma.

3.4.4. Preparación de las hembras.

A las ovejas se las habituó al brete de monta con la presencia del operador, 48 horas antes de practicar la inseminación artificial, se sincronizo el celo aplicando prostaglandinas para inducir la luteólisis (eliminación del cuerpo lúteo provocando el inicio del celo u ovulación), el producto comercial utilizado fue celo fijo en relación de 2,0 ml aplicado vía muscular.

3.4.5. Inseminación artificial de las hembras.

Para la inseminación artificial de las ovejas, se preparó la pistola de inseminación artificial, la misma que estuvo a una temperatura de 28 a 30 °C. Seguidamente se sujetaron a las ovejas y se limpió la vulva con papel higiénico, luego se introdujo el vaginoscopio hasta el fondo de la vagina para localizar el orificio externo del cuello uterino y se implanto la pistola de inseminación artificial, ubicando la punta del pipeta en el orificio externo del cuello uterino para tal efecto, se retiró dos centímetros el vaginoscopio y de esta manera descargar la dosis de inseminación lentamente. Se retiró la pistola de inseminación junto al vaginoscopio y finalmente limpiar con papel higiénico. Cumplido el protocolo de inseminación, se procedió a anotar en los correspondientes registros.

3.4.6. Control de preñez.

El control de la preñez, se efectuó mediante la observación directa de los síntomas de celo de las ovejas inseminadas luego de 16 a 18 días. Al no apreciar signos de celo, se dedujo que estas están preñadas.

3.4.7. Manejo de la alimentación.

A los animales se proporcionó la ración alimenticia utilizada normalmente en el Programa, lo cual incluye forraje de corte más concentrado, el alimento se suministró dos veces al día: 08H00 y 15H00, el agua estuvo a disposición a voluntad.

3.4.8. Control de laboratorio.

Una vez obtenido el material seminal del carnero, se trasladó inmediatamente al laboratorio para realizar el análisis macroscópico y microscópico. Las pruebas macroscópicas: color del semen, pH y volumen del semen; las pruebas microscópicas: motilidad en masa, concentración y presencia de anormalidades.

3.4.9. Programa sanitario.

20 días antes de iniciar la investigación, se procedió a una desparasitación interna de los animales, aplicando Ivermectina al 1 % vía subcutánea en relación de 1 ml por 50 kilogramos de peso. Asimismo, se aprovechó para suministrar vitaminas ADE3 en relación de 1 ml por 20 Kilogramos de peso vía muscular.

Se efectuó una limpieza y desinfección de los locales, especialmente de los corrales y corredores, se aplicó el desinfectante Creosol en relación de 4 ml por litro de agua aplicados en aspersión con la ayuda de la bomba de fumigar y se acompañó con una rociada de cal.

A la entrada del criadero, se colocó un pediluvio conteniendo cal para evitar la entrada de enfermedades al programa.

Se llevó a cabo el cambio de camas de los corrales, previa limpieza y desinfección, colocando cascarilla de arroz para prevenir la presencia de humedad y posibles infecciones con intervalos de 8 días.

CAPÍTULO IV.

IV. RESULTADOS Y DISCUSION.

4.1. PESO DE LAS OVEJAS.

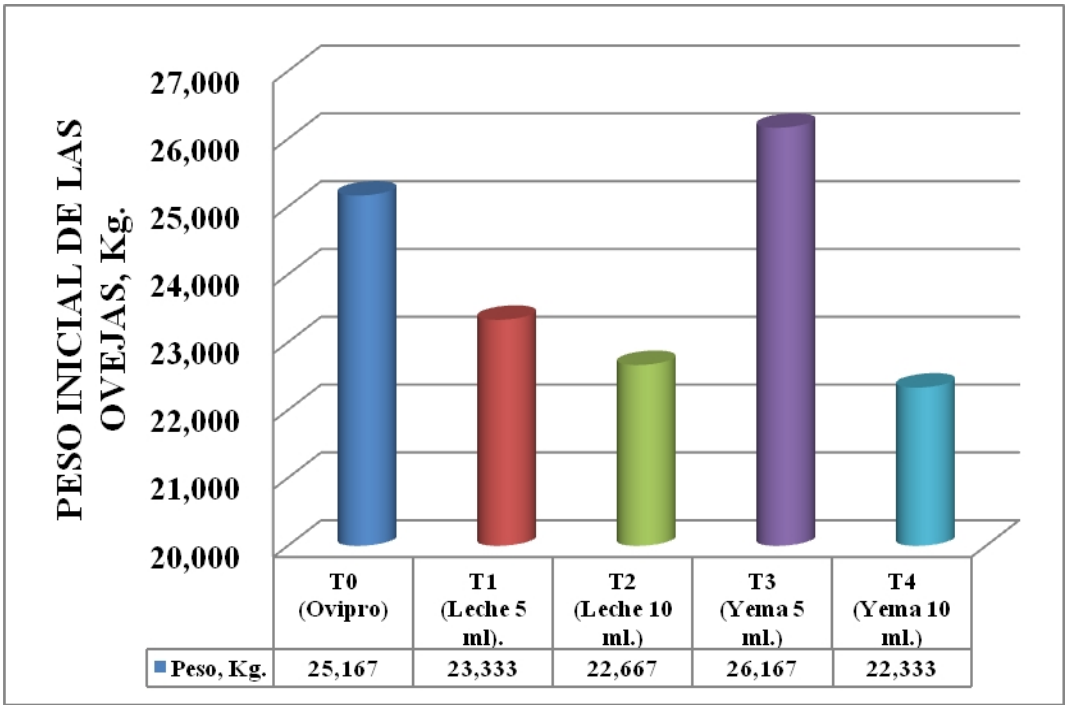
4.1.1. Peso inicial de las ovejas, Kg.

Cuadro 8. Análisis de varianza peso inicial de las ovejas.

FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	205,4333				
Bloques	2	70,9333	35,4667			
Tratamientos	4	33,1000	8,2750	0,65 **NS**	3,84	7,01
Error experimental	8	101,4000	12,6750			

CV = 14,88 %
NS = Diferencias no significativas (P >0,05).
Elaboración: Quinto, D. (2014).

Gráfico 1. Peso inicial de las ovejas, Kg.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 9 Resultados de la prueba de duncan en la variable de peso inicial de las ovejas kg.

Tratamientos	Media	Rango
T0 (Ovipro)	25,167	a
T1 (Leche 5 ml).	23,333	a
T2 (Leche 10 ml.)	22,667	a
T3 (Yema 5 ml.)	26,167	a
T4 (Yema 10 ml.)	22,333	a

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P >0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

El análisis de varianza para los pesos iniciales, no determinó diferencias estadísticas (P >0,05) entre las medias de los tratamientos. Numéricamente, se observaron los mayores pesos en las ovejas de T3 (Yema de huevo) con 26,167 Kg, seguidos de cerca de T0 (Ovipro) con 25,167 Kg y T1 (Leche 5 ml) con 23,333 Kg y los menores valores en T2 (Leche 10 ml) con 22,667 y T4 (Yema 10 ml) de 22,333 Kg, respectivamente.

Sáenz, A. (2007), menciona que las ovejas criollas aptas para la reproducción deben pesar entre 20 a 30 Kg. Al relacionar este parámetro con pesos de las ovejas seleccionadas para la inseminación artificial en la presente investigación entre 22,333 a 26,167 Kg, cumplen con las condiciones corporales para la reproducción.

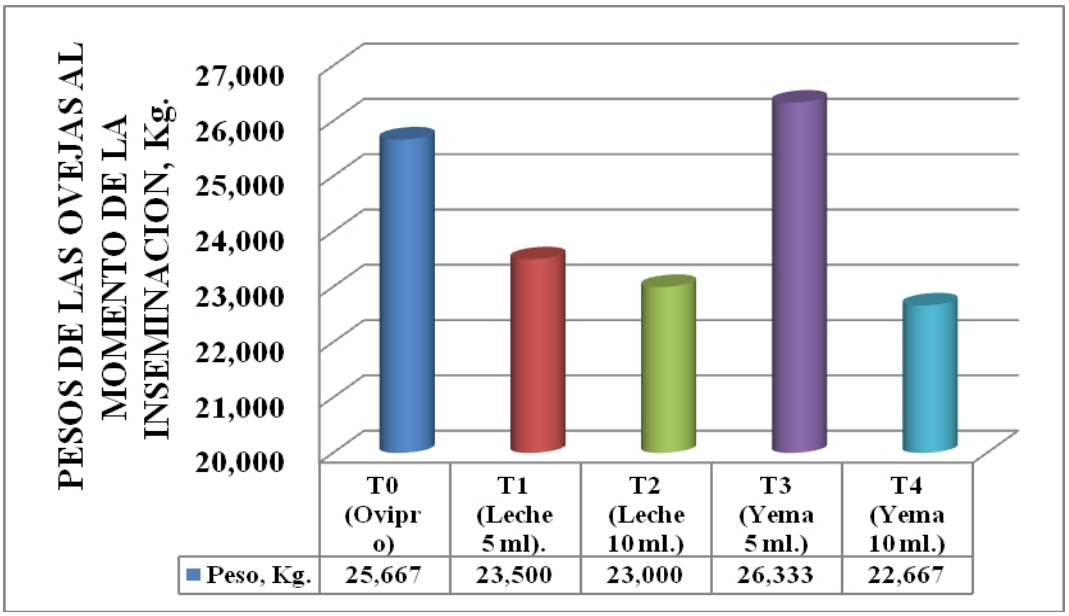
4.1.2. Peso de las ovejas al momento de la inseminación artificial, Kg.

Cuadro 10. Análisis de varianza peso de las ovejas al momento de la inseminación, Kg.

FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	195,9333				
Bloques	2	61,7333	30,8667			
Tratamientos	4	32,9333	8,2333	0,65 **NS**	3,84	7,01
Error experimental	8	101,2667	12,6583			

CV = 14,68 %
NS = Diferencias no significativas (P >0,05).
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 2. Pesos de las ovejas al momento de la inseminación artificial, Kg.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 11 Resultados de la prueba de duncan en la variable pesos al momento de la inseminación artificia, kg.

Tratamientos	Media	Rango
T0 (Ovipro)	25,667	a
T1 (Leche 5 ml).	23,500	a
T2 (Leche 10 ml.)	23,000	a
T3 (Yema 5 ml.)	26,333	a
T4 (Yema 10 ml.)	22,667	a

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P >0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

El análisis de varianza para los pesos de las ovejas al momento de la inseminación artificial no registraron diferencias estadísticas (P >0,05) entre las medias de los tratamientos; sin embargo, numéricamente los mayores promedios se observaron en T3 (Yema 5 ml) con 26,333 Kg, seguidos de cerca de T0 (Ovipro) con 25,667 Kg, T1 (Leche 5 ml) de 23,500 Kg y T2 (Leche 10 ml) con 23,000 Kg, respectivamente y los menores pesos en T4 (Yema 10 ml) con 22,667 Kg. Resultados alcanzados con un coeficiente de variación de 14,68 % denotando que

las unidades experimentales son confiables.

Sáenz, A. (2007), reporta que la oveja criolla o nativa, es un animal rústico de fácil adaptabilidad al medio y de tamaño mediano, pesando las hembras entre 20 a 30 Kg. En consideración a esta información se deduce que las borregas seleccionadas reúnen las condiciones para la reproducción, al registrase pesos en las borregas al momento de la inseminación entre 25,667 a 26,333 Kg, respectivamente.

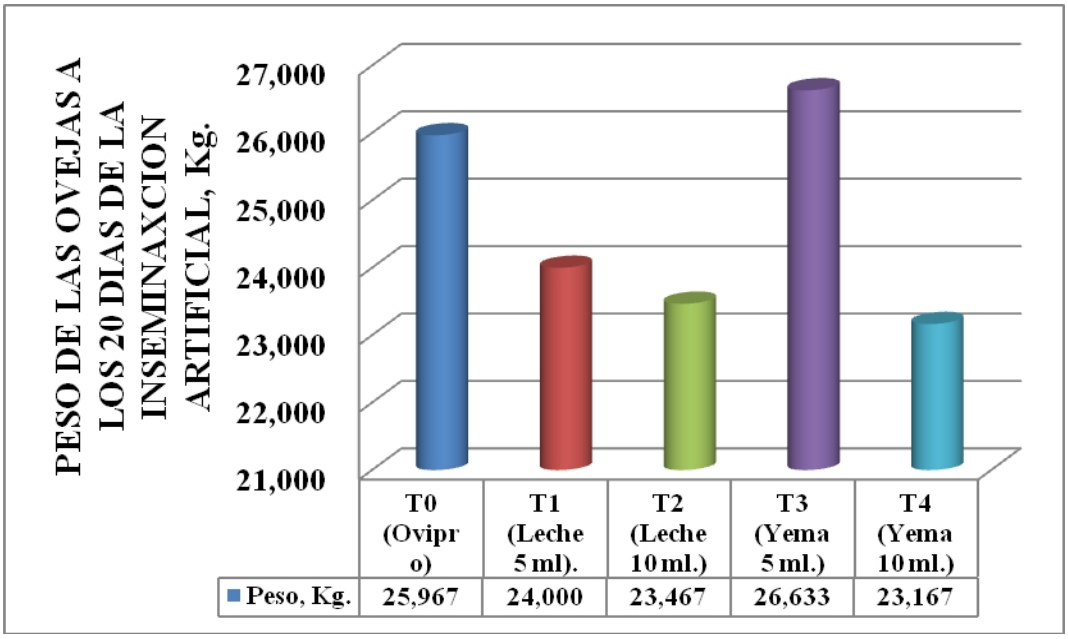
4.1.3. Peso de las borregas a los 20 días de la inseminación artificial, Kg.

Cuadro 12. Análisis de varianza peso de las borregas a los 20 días de la inseminación.

FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	199,0573				
Bloques	2	74,7453	37,3727			
Tratamientos	4	29,0707	7,2677	0,61 **NS**	3,84	7,01
Error experimental	8	95,2413	11,9052			

CV = 14,00 %
(NS) = Diferencias no significativas (P >0,05).
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 3. Pesos de las ovejas a los 20 días de la inseminación artificial, Kg.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 13. Resultados de la prueba de duncan en la variable de los pesos de las ovejas a los 20 días de la inseminación artificial, kg.

Tratamientos	Media	Rango
T0 (Ovipro)	25,967	a
T1 (Leche 5 ml).	24,000	a
T2 (Leche 10 ml.)	23,467	a
T3 (Yema 5 ml.)	26,633	a
T4 (Yema 10 ml.)	23,167	a

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P >0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

En el análisis de varianza de los pesos de las ovejas a los 20 días de la inseminación artificial, no se detectaron diferencias estadísticas (P >0,05) entre las medias de los tratamientos; no obstante, numéricamente se observaron los mayores porcentajes en T3 (Yema 5 ml) con 26,633 Kg y en T0 (Ovipro) con 25,967 Kg; seguidos de cerca de T1 (Leche 5 ml) con 24,000 Kg y los menores pesos en T2 (Leche 10 ml) con 23,467 Kg y en T4 (Yema 10 ml) con 23,167 Kg, respectivamente. Resultados logrados con un coeficiente de variación de 14,0 % que revelan un adecuado manejo de las unidades experimentales.

Jácome, V. (2008), menciona que la gestación en las ovejas tiene una duración promedio de 150 días, dividida en dos fases, la primera de 100 días donde los cuidados en alimentación y manejo no son tan exigidos, mientras que en la segunda fase, comprende el tercio final de la gestación (últimos 50 días), en esta etapa el feto desarrolla el 75 % del peso del cordero al nacimiento, condición que exige una alimentación esmerada y las hembras incrementan su peso.

Bajo estas consideraciones, los pesos registrados a los 20 días de la inseminación, sin haberse detectado diferencias estadísticas (P >0,05) con valores entre 23,167 a 26,633 Kg, advierten que en las ovejas este parámetro, no es un indicativo de gestación.

4.2. ANÁLISIS MACROSCÓPICO DEL SEMEN.

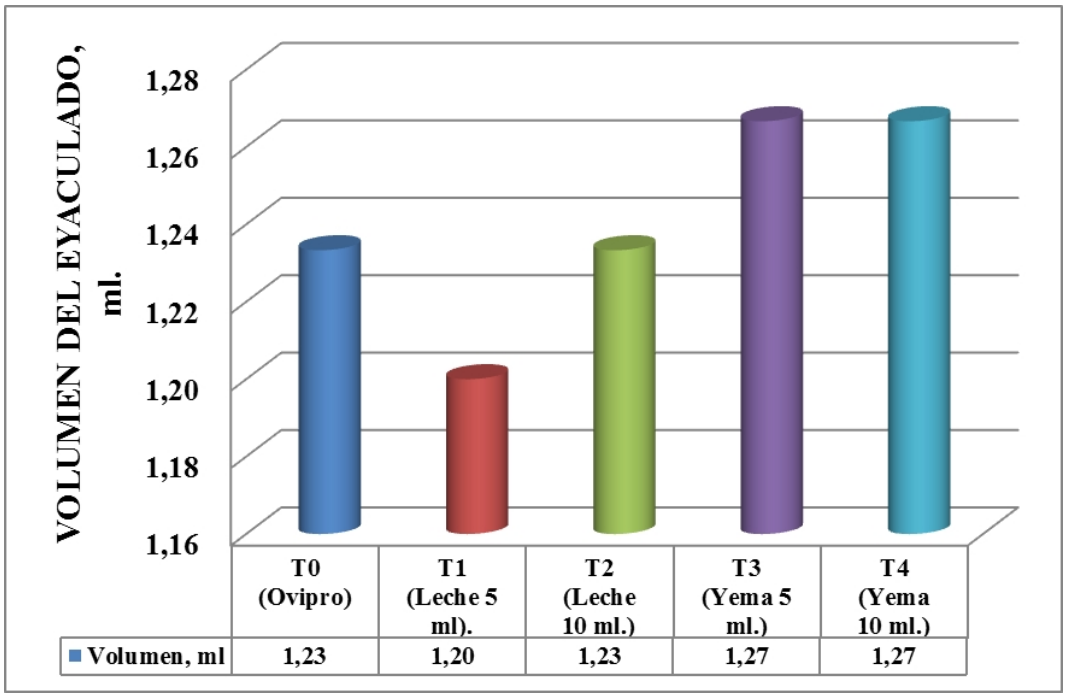
4.2.1. Volumen del eyaculado, ml.

Cuadro 14. Análisis de varianza volumen del eyaculado.

FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	0,0960				
Bloques	2	0,0360	0,0180			
Tratamientos	4	0,0093	0,0023	0,37 **NS**	3,84	7,01
Error experimental	8	0,0507	0,0063			

CV = 6,42 %
(NS) = Diferencias no significativas (P >0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 4. Volumen del eyaculado, ml.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 15. Resultados de la prueba de duncan en la variable del volumen del eyaculado, ml.

Tratamientos	Media	Rango
T0 (Ovipro)	1,23	a
T1 (Leche 5 ml).	1,20	a
T2 (Leche 10 ml.)	1,23	a
T3 (Yema 5 ml.)	1,27	a
T4 (Yema 10 ml.)	1,27	a

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P >0,05)
Elaboración: *Quinto, D. (2014).*

En los eyaculados, el análisis de varianza no determinó diferencias estadísticas (P >0,05) entre las medias de los tratamientos, sin embargo, numéricamente los mayores volúmenes se alcanzaron en T3 (Yema 5 ml) y T4 (Yema 10 ml) con una media de 1,27 ml, seguidos de T0 (Ovipro) y T2 (Leche 10 ml) con 1,23 ml y en menor volumen en T1 (Leche 5 ml) con 1,20 ml. Resultados logrados con un coeficiente de variación de 6,42 % que demuestra un control adecuado en la variabilidad de los datos obtenidos, como se observa en el cuadro 24.

En relación al gráfico 4, se aprecia que los eyaculados en cada uno de los tratamientos de estudio, son iguales estadísticamente (P >0,05) con una media de 1,25 ml, y valores que oscilan entre 1,20 a 1,27 ml, la designación del material seminal en cada uno de los tratamientos de estudio para su procesamiento y utilización en inseminación artificial garantiza ser muestras homogéneas, descartando posibles sesgamientos que influyan en su posterior evaluación, como lo revela el coeficiente de variación de 6,42 % que garantiza un adecuado manejo de las muestras experimentales.

Cueto, M. et al, (2010), reporta que los eyaculados de borregos es aproximadamente de 1 ml con variaciones entre 0,3 a 3,0 ml, esto está sujeta a la edad, tamaño y condición corporal del animal, frecuencia de colección y destreza del operador. Los eyaculados analizados en el presente trabajo, se encuentran entre 1,20 a 1,27 ml, con una media de 1,24 ml, denotando que se encuentran dentro de los rangos

normales en ovinos.

Cano, R. y Felipe, J. (2013), advierte que en los eyaculados de ovinos, se observa que cuando se tiene un volumen elevado hay una concentración menor de espermatozoides, por el contrario, cuando el eyaculado tiene un volumen pequeño, la concentración espermática es muy elevada, siendo en promedio normal 1,0 ml. Los volúmenes determinados en la investigación, se encuentran entre 1,20 a 1,27 ml, demostrando que son normales en la especie ovina, garantizando su utilización en la inseminación artificial.

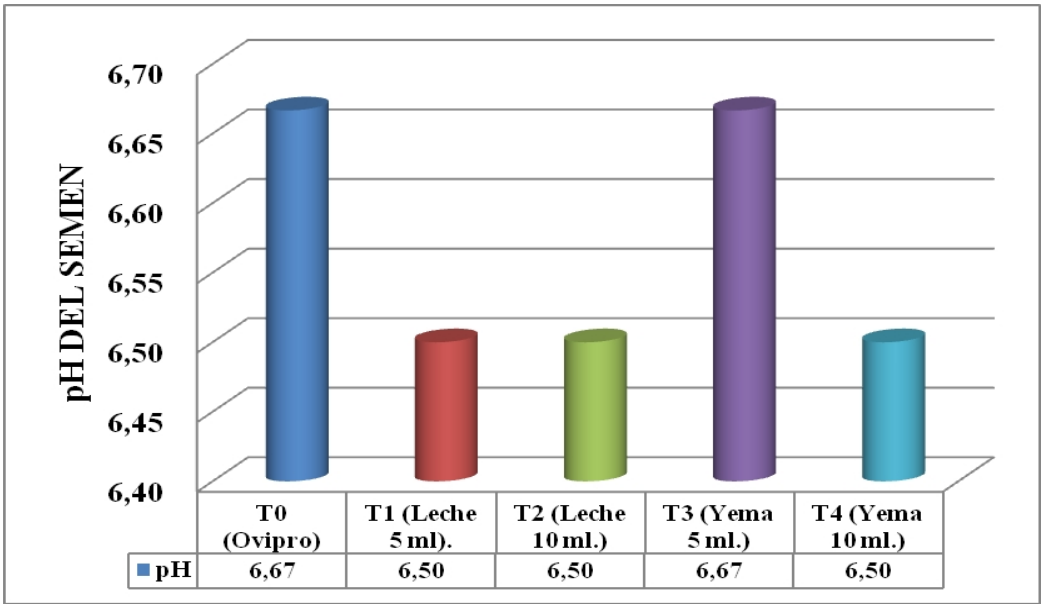
4.2.2. pH del semen, escala.

Cuadro 16. Análisis de varianza pH del semen

FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	2,4333				
Bloques	2	0,1333	0,0667			
Tratamientos	4	0,1000	0,0250	0,09 **NS**	3,84	7,01
Error experimental	8	2,2000	0,2750			

CV = 7,99 %
(NS) = Diferencias no significativas (P >0,05).
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 5. pH del semen.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 17. Resultados de la prueba de duncan en la variable pH del semen.

Tratamientos	Media	Rango
T0 (Ovipro)	6,67	A
T1 (Leche 5 ml).	6,50	A
T2 (Leche 10 ml.)	6,50	A
T3 (Yema 5 ml.)	6,67	A
T4 (Yema 10 ml.)	6,50	A

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P >0,05)

Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

En la evaluación macroscópica del pH del semen, no se evidencio diferencias estadísticas (P >0,05) entre las medias de los tratamientos. Numéricamente se observaron los mayores porcentajes en T0 (Ovipro) y T3 (Yema 5 ml) con una media de 6,67 y los menores pH en T1 (Leche 5 ml), T2 (10 ml) y T4 (Yema 10 ml) con 6,50. Resultados determinados con un coeficiente de variación de 7,99 % que advierte que los dados estadísticos son confiables.

Gómez, M. y Migliorisi, L. (2012), reporta que el pH normal del semen ovino para ser utilizado en inseminación artificial debe ser entre 6,2 y 6,8. Estos valores al relacionar con los obtenidos en el presente trabajo entre 6,50 a 6,67 de pH, con una media de 6,57 de pH, demuestra que se trata de un material seminal que reúne las condiciones ideales para ser utilizado en inseminación artificia en ovinos.

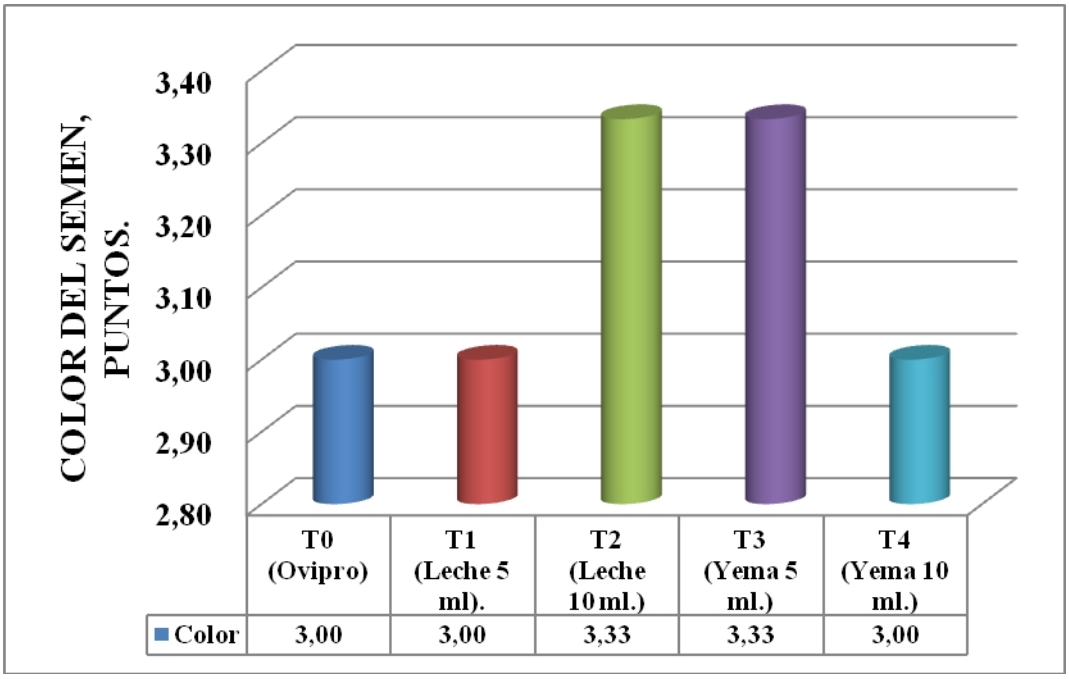
4.2.3. Color del semen.

Cuadro 18. Análisis de varianza color del semen.

FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	1,7333				
Bloques	2	0,5333	0,2667			
Tratamientos	4	0,4000	0,1000	1,00 **NS**	3,84	7,01
Error experimental	8	0,8000	0,1000			

CV = 10,09 %
(NS) = Diferencias no significativas (P >0,05).
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 6. Color del semen.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 19 Resultados de la prueba de duncan en la variable color del semen.

Tratamientos	Media	Rango
T0 (Ovipro)	3,00	a
T1 (Leche 5 ml).	3,00	a

T2 (Leche 10 ml.)	3,33	a
T3 (Yema 5 ml.)	3,33	a
T4 (Yema 10 ml.)	3,00	a

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P >0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

En las valoraciones del color del semen, sin haberse detectado diferencias estadísticas (P >0,05) entre las medias de los tratamientos, numéricamente las mayores puntuaciones se observaron en T2 (Leche 10 ml) y T3 (Yema 5 ml) con una media de 3,33 y los menores valores en T0 (Ovipro); T1 (Leche 5 ml) y T4 (Yema 10 ml) con 3,33 puntos, respectivamente. Resultados alcanzados con un coeficiente de variación de 10,09 % que advierte que los datos experimentales son confiables.

En relación al gráfico 6, se aprecia que las valoraciones del color del semen son iguales estadísticamente (P >0,05) entre las medias de los tratamientos, las muestras de semen asignado a cada uno de los tratamientos de estudio, son confiables para ser empleadas en el procesamiento y utilización en la inseminación artificial de ovinos.

Buitrago, J. y Pérez, L. (2008), señala que el color del semen es una medida que está relacionada con la concentración de espermatozoides. En la valoración para el color del semen propone una escala entre 0 a 5 puntos, un material de buena calidad para ser empleado estará entre 3 a 4 puntos, las puntuaciones menores de 3 puntos no son recomendables utilizarlas. Las valoraciones para el color del semen determinadas en el presente estudio se encuentran entre 3,00 a 3,33 puntos, con una media de 3,13 puntos, demostrando que se trata de un semen que reúne las características requeridas para ser empleado en programas de inseminación artificial de ovinos.

Las valoraciones del semen determinadas en la presente investigación se encuentran entre 3,00 a 3,33 puntos, misma que corresponde al color cremoso

liviano, que asegura la presencia entre 2,5 – 3,5 mil millones de espermatozoides por ml del material seminal, esta valoración subjetiva permite afirmar que el semen es de buenas características para ser empleadas en la inseminación artificial como lo sostiene ***Aisen, E. (2004)*** al señalar que los borregos destinados para la reproducción deben contener entre 3000-7000 millones de espermatozoides por ml.

4.3. ESTUDIO MICROSCÓPICO DEL SEMEN.

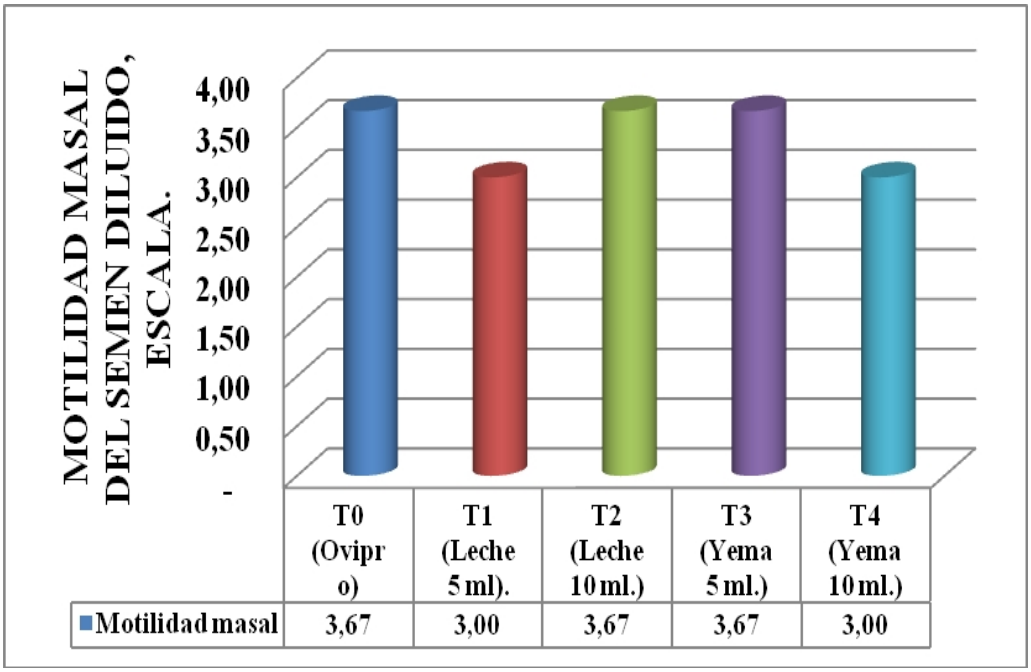
4.3.1. Motilidad masal del semen diluido.

Cuadro 20. Análisis de varianza motilidad masal

FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	3,6000				
Bloques	2	1,2000	0,6000			
Tratamientos	4	1,6000	0,4000	4,00 *	3,84	7,01
Error experimental	8	0,8000	0,1000			

CV = 9,30 %
(*) = Diferencias significativas (P <0,05).
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 7. Motilidad masal del semen diluido.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 21. Resultados de la prueba de duncan en la variable motilidad masal.

Tratamientos	Media	Rango
T0 (Ovipro)	3,67	a
T2 (Leche 10 ml.)	3,67	a
T3 (Yema 5 ml.)	3,67	a
T1 (Leche 5 ml).	3,00	b
T4 (Yema 10 ml.)	3,00	b

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P <0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

El análisis de varianza para el semen fresco diluido, registro diferencias significativas (P <0,05) entre las medias de los tratamientos; Los mayores movimientos masales se registraron en T0 (Ovipro); T2 (Leche 10 ml) y T3 (Yema 5 ml) con 3,67 puntos y las menores valoraciones en T1 (Leche 5 ml) y T4 (Yema 10 ml) con una media de 3,00 puntos. Resultados logrados con un coeficiente de variación de 9,30 % revelando que las muestras son confiables.

Con relación al gráfico 7, se observa que las medias de los tratamentos de motilidad masal son diferentes estadísticamente (P < 0,05) demonstrando que los diluyentes utilizados en el semen fresco presentan diferente efectos, la utilización del diluyente Ovipro, Leche descremada 10 ml y Yema 5 ml con 3,67 puntos demuestran una mayor movilidad espermática y las menores respuestas al emplear Leche descremada 5 ml y yema de huevo 10 ml con 3,00 puntos.

Buitrago, J. y Pérez, L. (2008), reportan la valoración del semen para determinar la motilidad masal, en una escala comprendida entre 1 a 5 puntos. Las mayores valoraciones logradas en el trabajo experimental al emplear los diluyentes Ovipro, Leche descremada 10 ml y Yema de huevo 5 ml con 3,67 puntos, corresponden a una motilidad buena (80 a 89 % espermatozoides activos) con ondas con movimiento vigoroso, pero no tan rápidos, en tanto; la motilidad observada en los diluyentes Leche descremada 5 ml y Yema de huevo 10 ml con 3,00 puntos, es regular (60 a 79 % espermatozoides activos) con sólo movimiento de ondas pequeñas y lentas, observándose espermatozoides individuales.

Cueto, M. et al, (2010), informa que la motilidad masal estima el vigor del movimiento de las ondas de los espermatozoides en una escala subjetiva entre 1 y 5 (1, mínimo: 5 máximo), para la inseminación artificial se recomienda que su motilidad masal sea de 3 o mayor. En consideración a lo reportado y a los resultados alcanzados en las valoraciones subjetivas de motilidad masal entre 3,00 a 3,67 puntos en la investigación, se deduce que las muestras de semen diluidas reúnen las condiciones adecuadas ser utilizadas en la inseminación artificial de ovinos.

4.3.2. Motilidad individual.

Cuadro 22. Análisis de varianza motilidad individual.

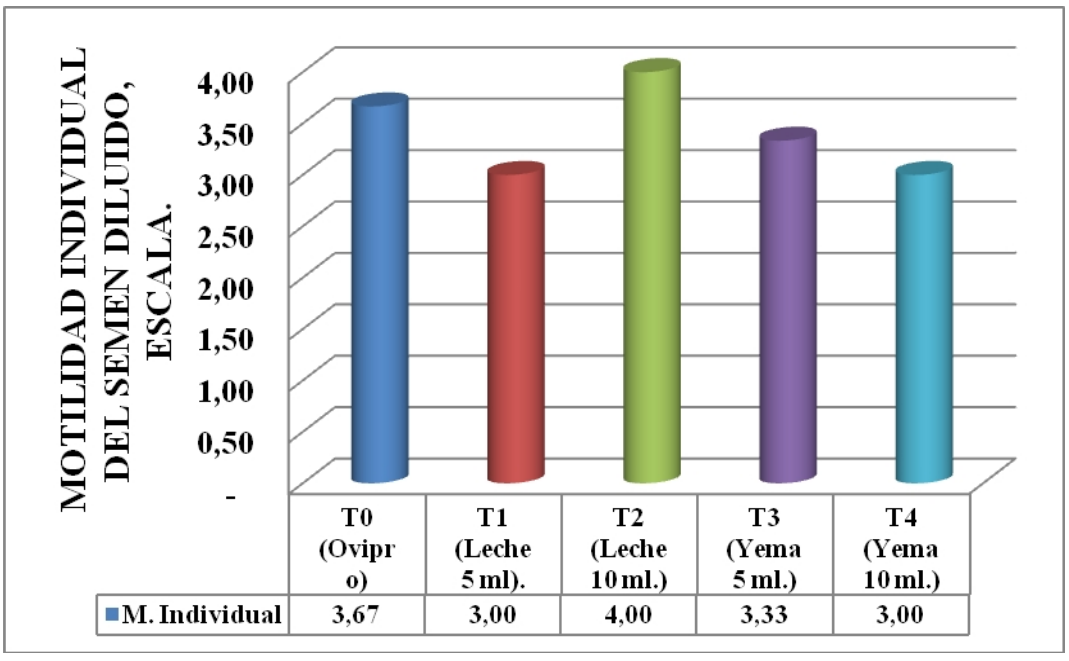
FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01

Total	14	3,6000				
Bloques	2	0,4000	0,2000			
Tratamientos	4	2,2667	0,5667	4,86*	3,84	7,01
Error experimental	8	0,9333	0,1167			

CV = 10,05 %
(*) = Diferencias significativas (P >0,05).
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Las mayores valoraciones subjetivas de motilidad individual se observaron en T2 (Leche 10 ml) con 4,0 puntos, tratamiento que guardo igual tendencia con T0 (Ovipro) con 3,67 puntos; estos tratamientos, se diferenciaron estadísticamente de T3 (Yema 5 ml) con 3,33 puntos; T1 (Leche 5 ml) y T4 (Yema 10 ml) con una media de 3,00 puntos, respectivamente que demostraron un menor movimiento espermático. Resultados alcanzados con un coeficiente de variación de 10,05 % que revela una adecuada confiabilidad.

Gráfico 8. Motilidad individual del semen diluido.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 23. Resultados de la prueba de duncan en la variable motilidad

individual.

Tratamientos	Media	Rango
T2 (Leche 10 ml.)	4,00	a
T0 (Ovipro)	3,67	ab
T3 (Yema 5 ml.)	3,33	b
T1 (Leche 5 ml).	3,00	b
T4 (Yema 10 ml.)	3,00	b

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P <0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Aisen, E. (2004), menciona que la motilidad individual se encuentra relacionada con el movimiento de los espermatozoides en el contenido seminal, para su valoración establece un escala entre 1 a 5 puntos. Las valoraciones encontradas al emplear Leche descremada 10 ml (T2) y Ovipro (T0) con 4,00 y 3,67 puntos, corresponden a movimiento ondulado rápido sin remolinos; en tanto, las valoraciones registradas en Yema de huevo 5 ml (T3); Leche descremada 5 ml (T1) y Yema de huevo 10 ml (T4) con 3, 33; 3,00 y 3,00 puntos presentan movimiento ondulado general, amplitud lenta de las ondas.

En relación al gráfico 8, se deduce que la valoración de la motilidad individual del semen diluido es diferente estadísticamente (P <0,05) en cada uno de los tratamientos, demostrando que la utilización de los diluyentes influye significativamente en la motilidad individual del semen ovino.

Buitrago, J. y Pérez, L. (2008), menciona que la motilidad individual es la técnica más utilizada en la valoración de la calidad del semen. Se encuentra relacionada con el movimiento de los espermatozoides, pudiendo asociarse con la capacidad fecundante. Las respuestas alcanzadas en la prueba subjetiva de motilidad individual en el presente trabajo, advierten que el semen ovino al ser diluido con Leche descremada 10 ml (T2) y con Ovipro (T0) con 4,00 y 3,67 puntos presentan las mejores respuestas evidenciando que los movimientos del espermatozoide son ondulatorios rápidos y sin remolinos cualidades requeridas para emplear semen

diluido en la inseminación artificial.

De otro lado, ***Buitrago, J. y Pérez, L. (2008),*** señala que el diluyente de semen más fácilmente asequible es la leche de vaca que se puede utilizar completa o descremada. Estas aseveraciones se relacionan con los resultados alcanzados en la dilución del semen con leche descremada 10 ml donde se encontró una motilidad individual de 4,0 puntos.

Parraguez, V. et al (2002), reporta que en la inseminación artificial con semen fresco, el diluyente más empleado es la leche de vaca descremada, sometida a la pasteurización a una temperatura entre 92 a 95 °C por 8-10 min en baño María, para eliminar la presencia de posibles factores proteicos que pueden alterar la capacidad fertilizante de los espermatozoides. En consideración a lo manifestado y a los resultados experimentales logrados en la presente investigación, estos son confirmados al alcanzarse las mejores valoraciones en motilidad individual al utilizar leche de vaca descremada 10 ml como diluyente del semen fresco ovino.

4.3.3. Concentración espermática, espermatozoides x 10^9 por ml.

Cuadro 24. Análisis de varianza concentración espermática

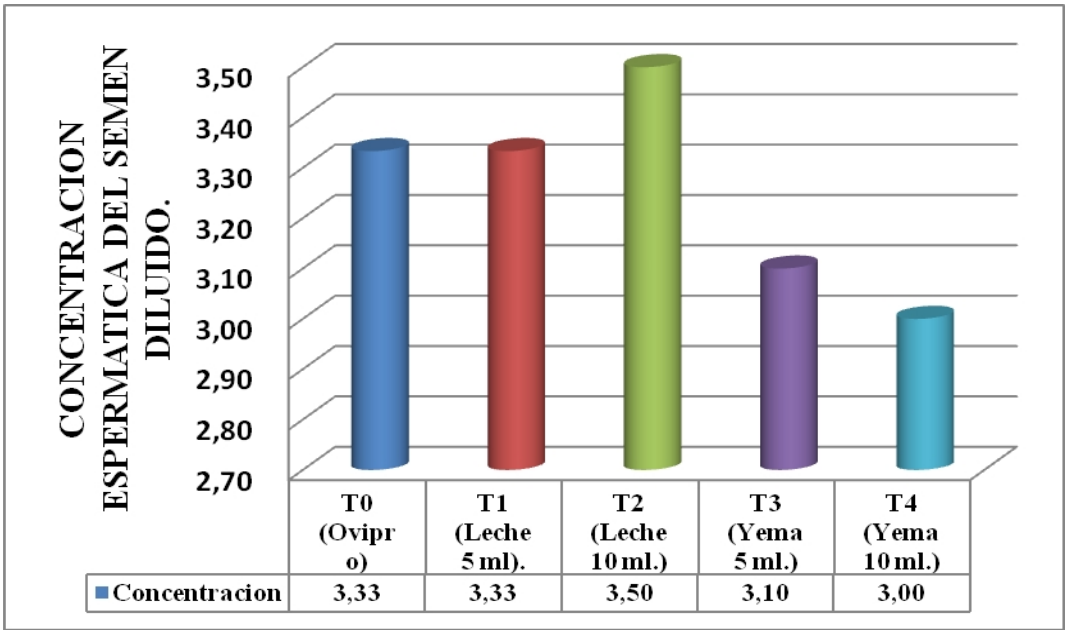
FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	0,8373				
Bloques	2	0,1773	0,0887			
Tratamientos	4	0,4840	0,1210	5,50*	3,84	7,01
Error experimental	8	0,1760	0,0220			

CV = 4,56 %

(*) = Diferencias significativas (P >0,05).

Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 9. Concentración espermática del semen.



La mayor concentración de espermatozoides, con diferencias significativas (P <0,05) se observaron en el semen diluido con leche descremada 10 ml (T2) con 3,50 x 10^9 espermatozoides por ml, seguido de los diluyentes leche descremada 5 ml (T1) y Ovipor (T0) con una media de 3,33 x 10^9 espermatozoides por ml y en los diluyentes Yema de huevo 5 ml (T3) con 3,10 x 10^9 espermatozoides por ml y Yema de huevo 10 ml con 3,0 x 10^9 espermatozoides por ml, se encontraron las menores concentraciones espermáticas en el semen de ovino. Resultados alcanzados con un coeficiente de variación de 4,56 % que advierte que las muestras son confiables.

Cuadro 25. Resultados de la prueba de duncan en la variable concentración espermática.

Tratamientos	Media	Rango
T2 (Leche 10 ml.)	3,50	a
T1 (Leche 5 ml).	3,33	b
T0 (Ovipro)	3,33	b
T3 (Yema 5 ml.)	3,10	c
T4 (Yema 10 ml.)	3,00	c

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P <0,05)
Elaboración: *Quinto, D. (2014).*

En consideración al gráfico 9, se observa la concentración de espermatozoides x 10^9 por ml, medias de los tratamientos que difieren estadísticamente entre cada uno de los tratamientos, demostrando que la utilización de los diluyentes influyen en la presencia de espermatozoides por ml del material seminal de los ovinos.

Aisen, E. (2004), reporta que los valores normales para el carnero oscilan entre 3,0 a 7,0 x 10^9 de espermatozoides por ml, sin embargo, para utilizar semen fresco diluido para la inseminación artificial de ovinos, lo recomendable es disponer de una concentración entre 3000 a 4000 millones de espermatozoides por ml. Estas recomendaciones, se cumplen en el presente trabajo, al registrase en el diluyente Ovipro (T0) una concentración de 3300 millones por ml; en leche descremada 5 ml (T1) 3330 millones por ml; en leche descremada 10 ml (T2) 3500 millones por ml, en yema de huevo 5 ml (T3) 3100 millones por ml y en yema de huevo 10 ml (T3) de 3100 millones por ml, respectivamente. Bajo estas consideraciones, se deduce que el material seminal obtenido reúne las condiciones y características para ser utilizado en inseminación artificial de ovinos.

Cueto, M. et al (2010), reporta que la leche descremada de vaca es un diluyente muy utilizado en ovinos, ya que proporciona un medio isotónico, mantiene la viabilidad espermática en semen fresco. Estas afirmaciones fueron corroboradas en el presente trabajo, al observar que en el diluyente leche descremada 5 y 10 ml (T1 y T2) se observa concentraciones de espermatozoides entre 3300 a 3500 millones de espermatozoides por ml, es un diluyente que favorece la supervivencia de espermatozoides y la concentración necesaria para ser utilizado en la inseminación artificial de ovinos.

Buitrago, J. y Pérez, L. (2008), afirma que la yema de huevo es un diluyente muy utilizado en la conservación de semen ovino, ya que su acción consiste en proteger a los espermatozoides contra el choque térmico por frío, además la fracción lipídica de la yema de huevo (lecitina y cefalina) tiene una acción protectora, y la fracción lipoproteica, un efecto conservador traza, es un agente

protector de la membrana plasmática y acrosómica del espermatozoide y actúa como amortiguador osmótico. Estas propiedades del diluyente yema de huevo fueron evidentes en la dilución del semen fresco al utilizar en dosis entre 5 a 10 ml del material seminal logrando una concentración de espermatozoides de 3100 millones por ml, determinado que el material seminal reúna las condiciones adecuadas para la inseminación artificial.

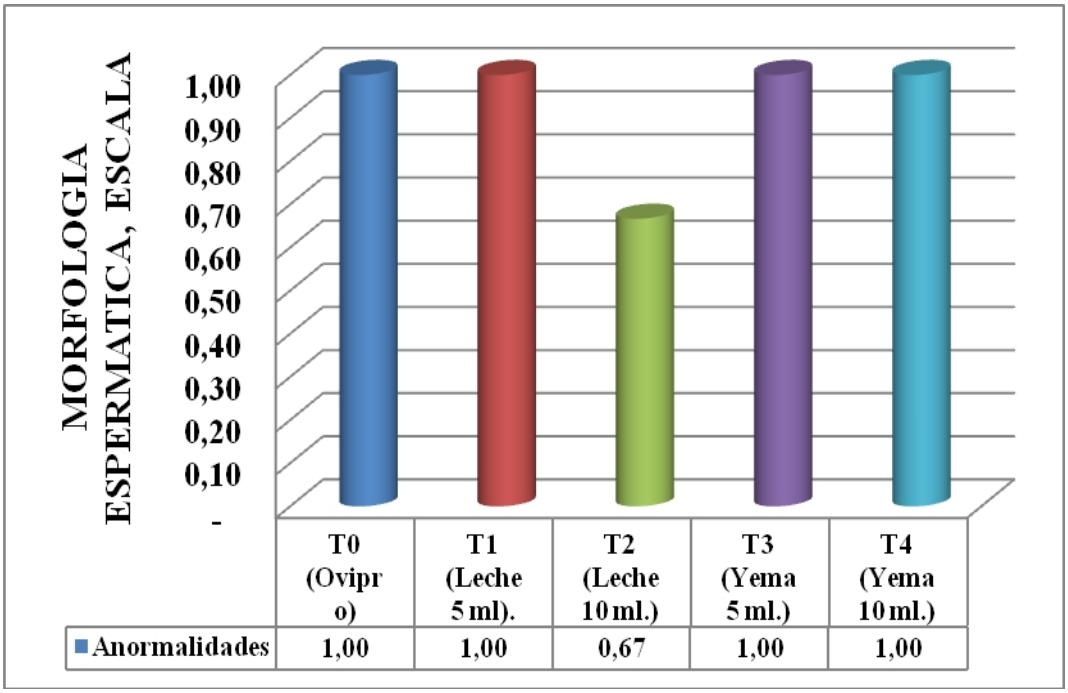
4.3.4. Morfología espermática.

Cuadro 26. Análisis de varianza morfología espermática.

FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	0,9333				
Bloques	2	0,1333	0,0667			
Tratamientos	4	2,2667	0,0667	1,00 **NS**	3,84	7,01
Error experimental	8	0,5333	0,0667			

CV = 27,66 %
(NS) = Diferencias no significativas.
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 10. Morfología espermática.



Cuadro 27. Resultados de la prueba de duncan en la variable morfología espermática.

Tratamientos	Media	Rango
T2 (Leche 10 ml.)	1,00	a
T1 (Leche 5 ml).	1,00	a
T0 (Ovipro)	0,67	a
T3 (Yema 5 ml.)	1,00	a
T4 (Yema 10 ml.)	1,00	a

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P <0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

El análisis de varianza para la morfología espermática del semen diluido, no determino diferencias estadísticas (P >0,05) entre las medias de los tratamientos, sin embargo, numéricamente se observó una tendencia favorable al utilizar el diluyente Leche descremada 10 ml (T2) con 0,67 puntos con relación a los demás diluyentes empleados T0 (Ovipro); T1 (Leche 5 ml); T3 (Yema 5 ml) y T4 (Yema 10 ml) donde se observaron 1,00 puntos, respectivamente.

En el grafico 10, se presenta la morfología espermática del material seminal bajo la influencia de los diluyentes Ovipro, leche descremada y yema de huevo, donde

las medias de los tratamientos son iguales estadísticamente (P >0,05) por lo que se deduce que los diluyentes empleados en la dilución del semen ovino no ejercieron efectos en la morfología espermática del material seminal.

Buitrago, J. y Pérez, L. (2008), reportan que las anormalidades espermáticas del semen pueden ser valoradas en una escala sobre 3 puntos, 1 aceptable, 2 pobre y 3 muy pobre. El material seminal logrado en el presente trabajo sin efectos estadísticos, la mejor valoración se alcanzó en leche descremada 10 ml (T2) con 0,67 puntos y las demás muestras una calificación de 1,0 puntos, que según el mismo autor, señala que el material seminal para ser utilizado en la inseminación artificial en ovinos debe ser 2 a menos puntos, debiendo descartarse materiales seminales muy pobres (3), es decir que contengan más del 15 % de anormalidades, por lo que se deduce que el material reúne las características necesarias para ser utilizado en la inseminación artificial de ovinos.

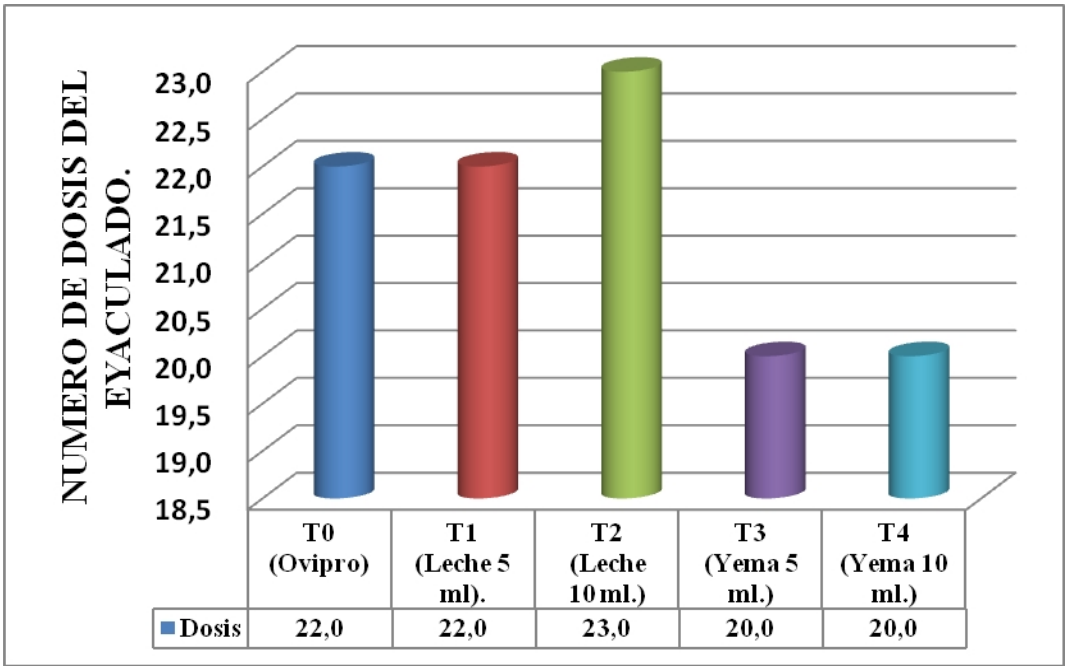
4.3.5. Número de dosis por eyaculado.

Cuadro 28. Análisis de varianza número de dosis por eyaculado.

FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	29,7333				
Bloques	2	6,5333	3,2667			
Tratamientos	4	17,0667	4,2667	5,57*	3,84	7,01
Error experimental	8	6,1333	0,7667			

CV = 4,07 %
(*) = Diferencias significativas (P <0,05).
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 11. Número de dosis por eyaculado del semen fresco diluido ovino.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 29. Resultados de la prueba de duncan en la variable número de dosis por eyaculado.

Tratamientos	Media	Rango
T2 (Leche 10 ml.)	23,0	a
T0 (Ovipro)	22,0	b
T1 (Leche 5 ml).	22,0	b
T3 (Yema 5 ml.)	20,0	c
T4 (Yema 10 ml.)	20,0	c

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P <0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

El análisis de varianza para el número de dosis por eyaculado del semen diluido, determinó diferencias significativas (P <0,05) entre las medias de los tratamientos. El mayor número de dosis se obtuvo en el diluyente leche descremada 10 ml (T2) con 23, seguido de Ovipor (T0) y Leche descremada 5 ml (T1) con 22 dosis y el menor número de dosis, se registró en Yema 5 ml (T3) y Yema 10 ml (T4) con 20 dosis, respectivamente. Resultados alcanzados con un coeficiente de variación de 4,07 % que demuestra una adecuada confiabilidad de las unidades experimentales.

En consideración al gráfico 10, se observa que las medias de los tratamientos son diferentes estadísticamente (P <0,05) por lo que deduce que la utilización de los diluyentes en el semen fresco influyeron en el número de dosis para ser utilizadas en la inseminación artificial en los ovinos.

Gibbons, A. y Cueto, M. (2007), menciona que al obtener un volumen de eyaculado de 1 cc y una concentración espermática de 3000 millones de espermatozoides por ml, se calcula una concentración de 150 millones de espermatozoides por dosis, lo que equivale a 30 dosis para inseminar a 30 ovejas con una dosis de 0.03 cc/oveja (1cc eyaculado por 30 ovejas). En el presente trabajo en el diluyente leche descremada 10 ml (T2), se registró un volumen de 1,23 ml y una concentración de 3.670 millones de espermatozoides por ml, para el cálculo de las dosis se consideró una concentración de 150 millones, lo que equivales a 23 dosis para inseminar 23 ovejas, de esta manera se dedujo el número de dosis en cada uno de los tratamientos.

Asimismo, ***Gibbons, A. y Cueto, M. (2007),*** señala que un buen material para ser utilizado en la inseminación artificial de ovinos debe contener en promedio 1,0 ml de semen y una concentración entre 3.000 a 4.000 millones de espermatozoides por ml. En consideración a esta información, se menciona que el material seminal diluido con leche descremada 10 ml (T2) reúne las mejores condiciones y se obtiene un mayor número de dosis, seguido de cerca de Ovipor (T0) y Leche descremada 5 ml (T1) con 22 dosis y con un menor número de dosis Yema 5 ml (T3) y Yema 10 ml (T4) con 20, respetivamente.

4.4. PORCENTAJE DE CONCEPCIÓN DE LAS OVEJAS.

Cuadro 30. Análisis de varianza porcentaje de concepción de las ovejas.

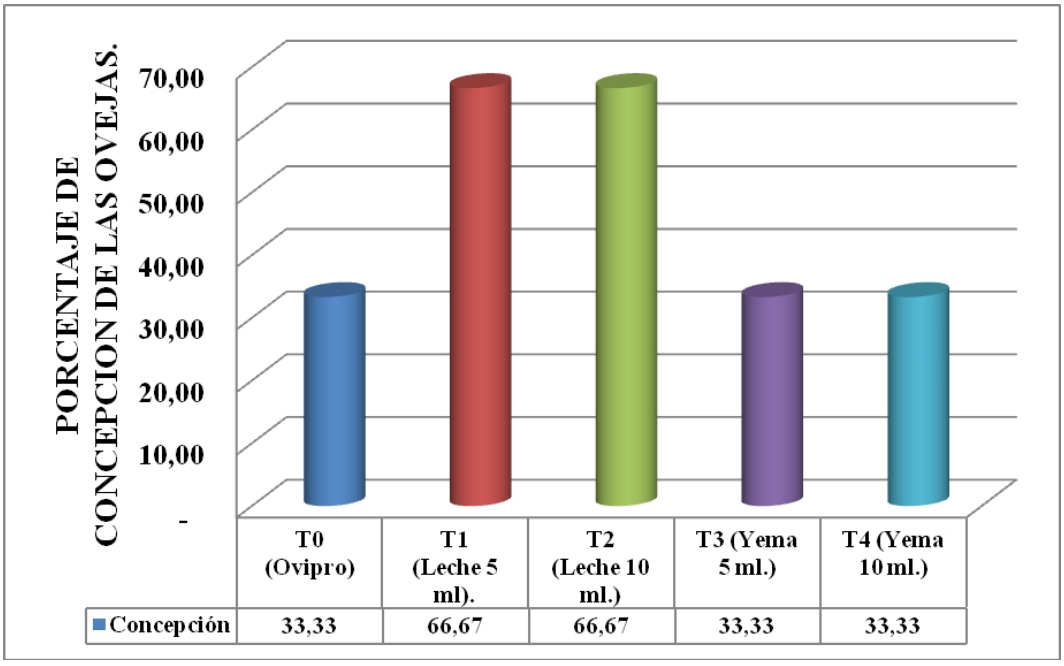
FV	GL	SC	CM	Fcal	F 0,05	F 0,01
Total	14	37.333,3				
Bloques	2	21.333,3	10.666,7			
Tratamientos	4	4.000,0	1.000,0	0,67 **NS**	3,84	7,01
Error experimental	8	12.000,0	1.500,0			

CV = 88,99 %

(NS) = Diferencias no significativas (P >0,05).

Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Gráfico 12. Porcentaje de concepción de las ovejas.



Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Cuadro 31. Resultados de la prueba de duncan en la variable porcentaje de

concepción de las ovejas.

Tratamientos	Media	Rango
T0 (Ovipro)	33,33	A
T1 (Leche 5 ml).	66,67	A
T2 (Leche 10 ml.)	66,67	A
T3 (Yema 5 ml.)	33,33	A
T4 (Yema 10 ml.)	33,33	A

Promedio con letras iguales, no se diferencian entre sí (P >0,05)
Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

En los porcentajes de fecundación de las ovejas, el análisis de varianza no determino diferencias estadísticas (P >0,05) entre las medias de los tratamientos, no obstante, numéricamente se registró una tendencia favorable en las ovejas inseminadas con semen fresco diluido con Leche descremada 5 ml (T1) y Leche descremada 10 ml (T2) con el 66,67 % de eficacia (preñadas) y en menor porcentaje al utilizar los diluyentes Ovipro (T0); Yema 5 ml (T3) y Yema 10 ml (T4) con el 33,33 % de fecundación en las hembras inseminadas. Resultados logrados con un coeficiente de variación de 88,99 % elevado debido precisamente a la individualidad de las ovejas empleadas y la técnica de inseminación.

En el grafico 12, se presenta el porcentaje de fecundación de las ovejas, donde se puede apreciar aun cuando, no se presentan diferencias estadísticas (P >0,05) entre las medias de los tratamientos, que existe influencias por la utilización de los diluyentes, es así, cuando se utiliza leche descremada en dosis de 5 y 10 ml en el diluyente se obtiene un mayor porcentaje de fecundación de 66,67 % con relación a Ovipro, yema de huevo en dosis 5 y 10 ml con el 33,33 % de preñez en las ovejas.

Parraguez, V. et al (2002), reporta que la fertilidad en ovejas obtenida con inseminación artificial con semen fresco diluido, según la literatura es muy variable, encontrándose valores que oscilan entre un 35 % y un 81,8%. Sin embargo, en trabajos realizados en Chile, se es posible aumentar los porcentajes

de fertilidad, pudiéndose llegar a un 90 a 93 %, cuando, se es estricto en los procedimientos. En el presente trabajo investigativo, se logró una eficacia en la concepción de las ovejas de 66,67 % al utilizar el diluyente leche de vaca descremada en dosis entre 5 a 10 ml, parámetro productivos que se encuentra dentro de los valores especificados.

Naim, P. (2011), afirma que las tecnologías disponibles para favorecer el desarrollo de un programa de mejora genética tienen por base a la inseminación artificial), la que sin duda tiene relación directa con el desarrollo de las técnicas de preservación del semen, favorece el uso más eficiente y prolongado de los carneros asignados a programas de mejoramiento genético, al permitir su utilización durante y fuera de la estación reproductiva.

Cueto, M. et al (2010), sostiene que la dilución del semen para la inseminación artificial, se lleva a cabo por razones técnica y biológicas: Las razones técnicas son: incrementar el volumen de eyaculado para inseminar un gran número de hembras (uso intensivo del padre) y razones biológicas: prever a los espermatozoides, nutrientes y protección contra el enfriamiento y congelamiento.

En consideración a lo expuesto, se menciona que uno de los propósitos de la presente investigación fue: mejorar el manejo reproductivo de la población ovina con respecto a su valor genético y la eficacia en la utilización de semen fresco diluido para aumentar la capacidad de los carneros a menor costo. Es así, que la utilización de leche descremada en dosis entre 5 y 10 ml como diluyente, se presenta como una alternativa tecnología de importancia para ser utilizada en la inseminación artificial de hatos ovinos de la provincia de Bolívar y la zona central del país, donde se encuentra el 60,0 % de la población de ovinos equivalente a 676.480,0 cabezas. El 93,0 % de la población son criollos con bajas producciones en carne, leche y lana y apenas 0,91 % de animales puros, según el ***III Censo Nacional Agropecuario (2010).***

4.5. EVALUACIÓN ECONÓMICA RELACION BENEFICIO / COSTO.

En el cuadro 32, se resume la evaluación económica de la inseminación artificial con semen fresco bajos el efecto de diferentes diluyentes.

Las mayores rentabilidades económicas registradas en el diluyente Leche 10 ml (T2) y Leche 5 ml (T1) con 1,29 y 1,28 de beneficio / costo, demuestran una recuperación de 29 y 28 centavos por dólar invertido durante 3 meses que duro el trabajo de investigación. Estas rentabilidades guardan relación con las obtenidas en con el diluyente comercial Ovipro (T0) con 1,26, en donde se recupera 26 centavos por dólar invertido; en tanto, al utilizar el diluyente Yema 5 ml (T3) y Yema 10 ml (T4) con 1,15 y 1,12 de beneficio / costo, son menos eficientes, se recupera en el orden de 15 y 12 centavos por dólar invertido.

En relación al cuadro 32. se deduce las rentabilidades económicas según el indicativo económico beneficio / costo, las mismas que son diferentes en cada uno de los tratamientos de estudio, demostrando que la utilización de los diferentes diluyentes en la preparación del semen fresco para la inseminación artificial de ovejas se encuentra influenciada en las rentabilidades, como se puede verificar que las mejores respuestas es cuando se emplea el diluyentes Leche 10 ml (T2) y Leche 5 ml (T1) con 1,29 y 1,28 de beneficio / costo, respectivamente.

Cuadro 32. Evaluación económica relación beneficio / costo de la inseminación artificial con semen fresco ovino bajo el efecto de diferentes diluyentes (en dólares).

RUBRO	DILUYENTES																			
	T0 (Ovipro)				T1 (Leche 5 ml)				T 2 (Leche 10 ml)				T3 (Yema 5 ml)				T4 (Yema 10 ml			
	U.	C.	V. U	T	U.	C.	V. U	T.	U.	C.	V. U	T.	U.	C.	V. U	T.	U.	CANT.	V. U	T.
INGRESOS																				
Semen	Dosis	22	12,00	264,0	Dosis	22,00	12,0	264,0	Dosis	23,0	12	276,0	Dosis	20,0	12,0	240,0	Dosis	20,0	12,00	240,0
TOTAL				**264,0**				**264,0**				276,0				**240,0**				**240,0**
EGRESOS																				
Alquiler ovejas	Animales	3	10,00	30,0	Animales	3,00	10,0	30,0	Animales	3,0	10	30,0	Animales	3,0	10,0	30,0	Animales	3,0	10,00	30,0
Alquiler borrego	Animal				Animal				Animal				Animal				Animal			
Diluente Ovipro	Frasco	1	66,00	66,0																
Diluyente Leche 5 ml					Dosis	24,00	2,6	62,4												
Diluyente Leche 10 ml									Dosis	26,0	3	70,2								
Diluyente Yema 5 ml													Dosis	40,0	1,6	64,0				
Diluyente Yema 10 ml																	Dosis	40,0	1,74	69,6
Análisis de laboratorio	Muestra	3	10,00	30,0	Muestra	3,00	10,0	30,0	Muestra	3,0	10	30,0	Muestra	3,0	10,0	30,0	Muestra	3,0	10,00	30,0
Equipo de inseminación	Unidad	1	45,00	45,0	Unidad	1,00	45,0	45,0	Unidad	1,0	45	45,0	Unidad	1,0	45,0	45,0	Unidad	1,0	45,00	45,0
Sincronizar celos	Dosis	3	4,00	12,0	Dosis	3,00	4,0	12,0	Dosis	3,0	4	12,0	Dosis	3,0	4,0	12,0	Dosis	3,0	4,00	12,0
Mano de obra	Horas	18	1,50	27,0	Horas	18,00	1,5	27,0	Horas	18,0	2	27,0	Horas	18,0	1,5	27,0	Horas	18,0	1,50	27,0
TOTAL				**210,00**				**206,40**				**214,20**				**208,00**				**213,60**
UTILIDAD.				**54,00**				**57,60**				**61,80**				**32,00**				**26,40**
BENEFICIO / COSTO				**1,26**				**1,28**				**1,29**				**1,15**				**1,12**

Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

CAPÍTULO V.

4.6. VERIFICACION DE HIPOTESIS.

Los resultados obtenidos en la investigación determinaron lo siguiente:

- La utilización de semen fresco diluido con leche descremada en dosis de 5 y 10 ml se determinó buenos resultados, Por lo que se rechaza la hipótesis nula (Ho) y se acepta la Alternativa (H1) los diluyentes utilizados en el semen fresco para la inseminación artificial de ovinos influye en el número de dosis por eyaculado y porcentaje de fecundación.

CAPITULO VI

VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

5.1. CONCLUSIONES.

- Los mayores porcentajes de fecundación se registró en las ovejas inseminadas con semen fresco diluido con Leche descremada 5 ml (T1) y Leche descremada 10 ml (T2) con el 66,67 %, respectivamente.

- Se obtuvieron buenos respuestas en el volumen del eyacúlalo, se dedujeron en Yema 5 ml y 10 ml con 1,27 ml, en el pH en Ovipro y Yema 5 ml con 6,67; en el color del semen en Leche 10 ml y Yema 5 ml con 3,33 puntos que corresponde a cremoso liviano con una concentración subjetiva de 2,5 a 3,5 mil millos de espermatozoides por ml.

- Determinando excelentes rentabilidades económicas, se registraron en leche 10 ml (T2) con 1,29 y leche 5 ml con 1,28, seguido de cerca de Ovipro (T0) con 1,26 de beneficio / costo, respectivamente.

5.2. RECOMENDACIONES.

- En relación a los resultados experimentales alcanzados en la presente investigación, se recomienda obtener semen fresco diluido con Leche descremada en dosis entre 5 a 10 ml, precisamente por haberse determinado buenas respuestas en las evaluaciones macroscópicas y microscópicas, mayor número de dosis y alcanzarse las mayores concepciones en las ovejas criollas y rentabilidades económicas.

- Se recomienda desarrollar nuevas investigaciones en inseminación artificial en otras especies zootécnicas como cerdos y Auquénidos utilizando diluyentes como Leche descremada y Yema de huevo en dosis 5 ml, 10 ml y 15 ml, de esta manera se podrá disponer de una mejor información de las bondades de estos diluyentes.

CAPITULO VII

VII. RESUMEN Y SUMMARY.

6.1. RESUMEN.

El Presente trabajo, se llevó a cabo en el Programa Ovino de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Estatal de Bolívar, localizada en el cantón Guaranda de la provincia de Bolívar y ubicada a 2.640 m.s.n.m., temperatura media 14,50 °C, humedad relativa 70,0 % y precipitación anual 1.100 mm, siendo los objetivos Evaluar las características macro y microscópicas del semen bajo el efecto de dos tipos de diluyentes (yema de huevo y leche descremada) frente a ovipro para determinar fecundidad de ovejas inseminadas con semen fresco y establecer los costos de producción de las dosis utilizadas en la inseminación artificial. Para determinar los mencionados objetivos, se emplearon 15 ovejas criollas con pesos promedios de 23,933 Kg y un cordero de la raza Doper de 86,0 Kg, al cual se preparó para la extracción del semen utilizando vagina artificial. Los tratamientos fueron distribuidas bajo el diseño de bloques completamente al azar con tres repeticiones y el tamaño de la unidad experimental de una oveja Los resultados del trabajo, demostraron en las valoraciones macroscópicas del semen, sin detectarse diferencias estadísticas (P >0,05), las mejores respuestas en el volumen del eyacúlalo en Yema 5 ml y Yema 10 ml con 1,27 ml, en pH en Ovipro y Yema 5 ml con 6,67; en el color del semen en Leche 10 ml y Yema 5 ml con 3,33 puntos que corresponde a cremoso liviano. En el análisis microscópicos del semen, con diferencias significativas (P <0,05) la mejor motilidad masal en Ovipro, Leche 5 ml y Leche 10 ml con 3,67 puntos, buena con 80 a 89 % de espermatozoides activos; motilidad individual en Leche 10 ml con 4,0 puntos y Ovipro con 3,67 con movimientos ondulatorios rápidos sin remolinos, concentración espermática en Leche 10 ml con 3,50 x 10^9 de espermatozoides por ml; el mayor numero de dosis en Leche 10 ml con 23 y en la morfología espermática, sin haberse diferencias estadísticas, en Leche 10 ml con 0,67 aceptable con menos del 15 % de anormalidades. Los mayores porcentajes de fecundación de las ovejas inseminadas con semen fresco diluido con Leche descremada con 5 y 10 ml con el 66,67 % de eficacia. Las mayores rentabilidades económicas en leche 10 y 5 ml con 1,28, seguido de cerca de Ovipro (T0) con

1,26. En consideración a los resultados presentados, se recomienda tecnificar la mejora genética de los animales a partir de la selección de reproductores para ser empleados en programas de inseminación artificial con semen fresco diluido con Leche descremada en dosis entre 5 a 10 ml, precisamente por haberse determinado buenas respuestas en las evaluaciones macroscópicas y microscópicas, mayor número de dosis y alcanzarse las mayores concepciones de las ovejas criollas y rentabilidades económicas.

4.2. SUMMARY.

The Present work, was carried out in the Swinish Program of the Ability of Agricultural Sciences of the State University of Bolívar, located in the canton Guaranda of Bolívar's county and located 2.640 m.s.n.m., half temperature 14,50 °C, humidity relative 70,0% and precipitation annual 1.100 mm, being the objectives to Evaluate the characteristic macro and microscopic of the low semen the effect of two types of diluters (egg yolk and milk descremada) in front of ovipro to determine fecundity of sheep inseminated with fresh semen and to establish the costs of production of the doses used in the artificial insemination. To determine those mentioned objectives, they were used 15 Creole sheep with pesos averages of 23,933 Kg and a lamb of the race Doper of 86,0 Kg, to which one prepares for the extraction of the semen using artificial vagina. The treatments were distributed totally at random under the design of blocks with three repetitions and the size of the experimental unit of a sheep The results of the work, they demonstrated in the macroscopic valuations of the semen, without being detected statistical differences (P >0,05), the best answers in the volume of the you ejaculate him in Yolk 5 ml and Yolk 10 ml with 1,27 ml, in pH in Ovipro and Yolk 5 ml with 6,67; in the color of the semen in Milk 10 ml and Yolk 5 ml with 3,33 points that it corresponds to creamy light. In the microscopic analysis of the semen, with significant differences (P <0,05) the best motility masal in Ovipro, Milk 5 ml and Milk 10 ml with 3,67 points, good with 80 to 89% of active sperms; individual motility in Milk 10 ml with 4,0 points and Ovipro with 3,67 with movements quick ondulatorios without whirls, spermatic concentration in Milk 10 ml with 3,50 x 109 of sperms for ml; the adult numbers of dose in Milk 10 ml with 23 and in the spermatic morphology, without being had statistical differences, in Milk 10 ml with 0,67 acceptable with less than 15% of abnormalities. The biggest percentages in fecundation of the sheep inseminated with fresh semen diluted with Milk descremada with 5 and 10 ml with 66,67% of effectiveness. The biggest economic profitabilities in milk 10 and 5 ml with 1,28, followed of about Ovipro (T0) with 1,26. In consideration to the presented results, tecnificar the genetic improvement of the animals is recommended starting from the selection of reproducers to be employees in programs of artificial insemination with fresh semen diluted with Milk descremada in dose among 5 to 10 ml, in fact to be had certain good answers in the macroscopic and microscopic evaluations, adult numbers of dose and to be reached the biggest conceptions in the Creole sheep and economic profitabilities.

CAPITULO VIII

VIII. BIBLIOGRAFÍA.

1. AISEN, E. (2004). Reproducción ovina y caprina. Primera edición. Edit. Inter-Medica. Argentina. Pág. 210, 211.

2. ANGULO, R. Y MEJÍA, O. (2003). Inseminación Artificial en Ovinos. Asociación Mexicana de Médicos Veterinarios Especialistas en Bovinos, A.C. México. Pág. 4, 5.

3. BARRIOS, C. (2007). Guía práctica de ovinocultura enfocada hacia la producción de carne. Bogotá, Colombia. Pág. 4, 6.

4. BEDOLLA, C. et al (2010). Técnicas de inseminación artificial en ovinos. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Michoacán, México. Pág. 14.

5. BUITRAGO, J Y PÉREZ, L. (2008). Comparación de dos diluyentes para la criopreservación de semen ovino. Universidad de la Salle Facultad de Medicina Veterinaria. Bogotá D.C, Colombia. Pág. 15, 16, 20.

6. CALIZAYA, J. CANQUI, J. (2008). Técnicas de recolección de semen en ovinos (*ovies aries*) en dos razas Corriedale y Hampshire Down en el Cehm. Revista Científica de Investigaciones en Ovinos. La Paz, Bolivia. Pág. 58.

7. CAMBERO, P. (1999). Cuaderno de la explotación de ovino. Servicio Agrario de Caja Duero. Madrid, España. Pág. 34.

8. CANO, R. Y FELIPE, J. (2013). Manual de prácticas de laboratorio de reproducción aplicada. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Subdirección Académica Área de Docencia de Producción Animal. México. Pág. 10, 14.

9. CERNA, M. ET AL (2000). Crianza y manejo del ganado ovino. Care, Perú. Pág. 31.

10. CHAVERRI, L. (2013). Sistema reproductor de los ovinos. Fecha de consulta marzo del 2014. Disponible en: http://www.agrarias.una.ac.cr/index.php/descargas-electronicas/category/41-documentos%3Fdow. Pág. 30,32, 33, 42.

11. CORTÉS, S. (S/F). Efecto de la conservación sobre la fisiología espermática de semen caprino. Universidad Complutense de Madrid, Facultad de ciencias biológicas. España. Pág. 12, 13.

12. CUETO, M. et al (2010). Manual de obtención, procesamiento y conservación del semen ovino. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Lima, Perú. Pág. 6.

13. DELGADO, L. Y GUTIÉRREZ, P. (2011). Manual práctico de manejo de una explotación de ovino de carne. Servicio de Formación Agraria e Iniciativas. Junta de Castilla y León. Valladolid, España. Pág. 25, 27.

14. ESCOBAR, C. (2010). Criando ovinos desarrollando empresarios. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA). México. Pág. 17.

15. ESIMER, L. (2009). Gametogénesis: ovogénesis y espermatogénesis. Fecha de consulta enero del 2014. Disponible en: http://www.esimer.com/ ovogenesis-espermatogenesis.php. Pág. 2.

16. FAO (2010). Crianza de ovinos. Fecha de consulta enero del 2014. Disponible en: http://www.pesacentroamerica.org/biblioteca/doc-hon-feb/anes%20de.pdf.

Pág. 13, 14.

17. GIBBONS, A Y CUETO, M. (2004). Manual de Inseminación Artificial en la especie ovina. Bariloche, Argentina: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Pág. 14, 15, 20.

18. GIBBONS, A Y CUETO, M. (2007). Inseminación artificial con semen fresco en ovinos. Bariloche, Argentina: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Pág. 14.

19. GÓMEZ, M y MIGLIORISI, L. (2012). Protocolo para la evaluación de semen en rumiantes. Sitio argentino de Producción Animal. Fecha de consulta enero del 2014. Disponible en: http://www.produccion-Animal.com.ar/informacion_tecnica/cria_toros/49rotocoloEvalSemen.pdf. Pág. 1, 2, 3, 4.

20. GONZÁLEZ, M. Y RUGELES, C. (2012). Efecto del diluyente sobre la viabilidad del semen ovino conservado en refrigeración. Universidad de Córdova. Monteria, Colombia. Pág. 6.

21. HAFEZ, E. et al (2004). Reproducción e inseminación artificial en animales. Mexico: McGraw-Hill Inteamericana, 2004. ISBN: 0-683-30577-8. Pág. 212.

22. JÁCOME, V. (2008). Cría y explotación de ovinos. Instituto Tecnológico Agropecuario Luis A. Martínez. Ambato, Ecuador. Pág. 25, 38.

23. JIMÉNEZ, O.; ORTIZ, A.; NÚÑEZ, J.; MEJIA, O. 2004. Fertilidad y prolificidad obtenidas tras la transferencia de un embrión a ovejas receptoras con servicio previo. XXVIII Congreso Nacional de Buiatria Morelia, Michoacán, México. p. 296.

24. LÓPEZ, J. (2008). Congelación de semen en la especie ovina: características

biológicas de las dosis descongeladas. Universidad Complutense de Madrid Facultad de Veterinaria. Madrid, España. Pág. 1, 8.

25. MELLISHO, E. (2010). Manual de laboratorio de reproducción animal. Universidad Nacional la Molina. Lima, Perú. Pág. 1, 3.

26. MENESES, R. Y CEPEDA, P. (2011). Protocolo de inseminación con semen fresco en ovinos. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Centro de Investigación Especializado en Agricultura del Desierto y Altiplano (cie), Inia Ururi, región de Arica y Parinacota. Ministerio de Agricultura. Chile. pág.

27. MISION ORGANISMO (2010). Inseminación artificial en ovinos. Fecha de consulta enero del 2014. Disponible en: www.misionrg.com.ar/

28. NAIM, P. (2011). Inseminación artificial a tiempo fijo con semen ovino refrigerado. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Estación Experimental Bariloche. Bariloche, Argentina. Pág. 2.

29. PARRAGUEZ, V. et al (2002). Inseminación artificial en ovinos. Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias Universidad de Chile. Pág. 2, 4.

30. SÁENZ, A (2007). Ovinos y caprinos. Universidad Nacional Agraria. Facultad de Ciencia Animal. Managua, Nicaragua. Pág. 5.

31. SALAMÓN, S. (1990). Inseminación Artificial de ovejas y cabras. Edit. Acribia. Madrid, España. Pág. 171.

32. SALAZAR, A. et al (2010). Citología e histología veterinaria. Universidad de Murcia. España. Pág. 4, 5.

33. SÁNCHEZ, M. (2012). Producción Animal e Higiene Veterinaria. Fecha de consulta enero del 2014. Disponible en: http://www.

uco.es/zootecniaygestion/img/pictorex/12_10_13_Tema_32_1.pdf. Pág. 1.

34. SERRANO, B. (2011). Evaluación del comportamiento reproductivo de ovinos de pelo bajo un manejo silvopastoril de la finca San Julián. Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Escuela de Medicina Veterinaria. Pág. 13, 17.

35. SOTO, D. et al (2010). Descripción de algunos parámetros productivos de los rebaños ovinos empresariales del occidente de México. Departamento de Ciencias Biológicas, Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, Universidad Nacional Autónoma de México. México. Pág. 2

36. TORRES, F. (2011). Tratamientos alternativos para programas de inseminación artificial a tiempo fijo. Universidad de cuenca facultad de ciencias agropecuarias escuela de medicina veterinaria y zootecnia. Cuenca, Ecuador. Pág. 26, 29, 32, 35, 36.

37. UNAD (2010). Sistema reproductor de los animales. Universidad Nacional Abierta y a Distancia. . Fecha de consulta enero del 2014. Disponible en: http://datateca.unad.edu.co/contenidos/102702/102702/leccin_8__sistema_reproductor_de_los_animales.html. Pág. 2, 3, 4.

ANEXOS

Anexo 1. Base de datos.

Tratamientos	Peso inicial, Kg.	Peso a la inseminación, Kg.	Peso 20 días de la IA, Kg.	Volumen eyaculado, ml.	Motilidad masal	pH	Motilidad individual	Color del semen	Con. Esperm.	Anorm.	Porcentaje concepción	Numero de dosis
T0 R1	33,000	33,500	33,500	1,30	3,00	6,00	3,00	3,00	3,00	1,00	100,00	20,00
T0R2	22,000	23,000	23,400	1,20	4,000	7,000	4,00	3,00	3,50	1,00	-	23,00
T0R3	20,500	20,500	21,000	1,20	4,000	7,000	4,00	3,00	3,50	1,00	-	23,00
T1R1	23,000	23,000	24,000	1,20	3,000	7,000	3,00	3,00	3,00	1,00	100,00	20,00
T1R2	23,000	23,500	23,500	1,30	3,000	6,000	3,00	3,00	3,50	1,00	-	23,00
T1R3	24,000	24,000	24,500	1,10	3,000	6,500	3,00	3,00	3,50	1,00	100,00	23,00
T2 R1	22,000	22,000	23,000	1,40	3,000	6,500	4,00	3,00	3,50	1,00	100,00	23,00
T2R2	21,000	22,000	21,400	1,20	4,000	7,000	4,00	3,00	3,50	-	100,00	23,00
T2R3	25,000	25,000	26,000	1,10	4,000	6,000	4,00	4,00	3,50	1,00	-	23,00
T3 R1	32,000	32,000	32,500	1,30	3,000	6,500	3,00	3,00	3,00	1,00	100,00	20,00
T3R2	25,000	25,000	25,400	1,20	4,000	6,500	4,00	3,00	3,10	1,00	-	21,00
T3R3	21,500	22,000	22,000	1,30	4,000	7,000	3,00	4,00	3,20	1,00	-	21,00
T4 R1	25,000	25,000	26,000	1,30	3,000	6,500	3,00	3,00	3,00	1,00	100,00	20,00
T4R2	20,000	21,000	21,000	1,30	3,000	7,000	3,00	3,00	3,00	1,00	-	20,00
T4R3	22,000	22,000	22,500	1,20	3,000	6,000	3,00	3,00	3,00	1,00	-	20,00

Elaboración: ***Quinto, D. (2014).***

Anexo 2. Mapa ubicación



LUGAR DE LA INVESTIGACIÓN

Anexo 3. Fotografías de la investigación.

Distribución de los tratamientos



Preparación de las unidades experimentales



Suministro vitaminas y desparasitación



Sincronización de celo



suministro de hormonas





A di est ra mi en to de las ovejas para la inseminación artificial



Obtención de eyaculado





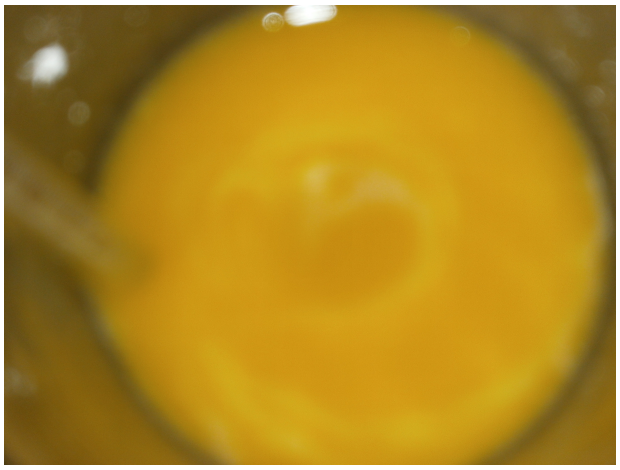
o



Preparación de los diluyentes yema de huevo



Obtención de la Yema de huevo



Obtención del diluyente leche descremada





Obtención de las dosis con diluyente leche descremada lista para la inseminación artificial



Prep



aración de los diluyentes leche descremada





E q u i p o d e laboratorio en la preparación de los diluyentes leche descremada



Evaluación del material seminal en el laboratorio





s d

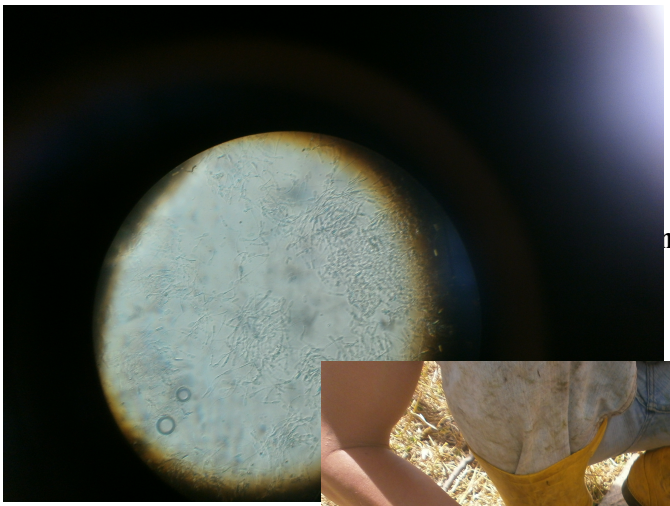


o

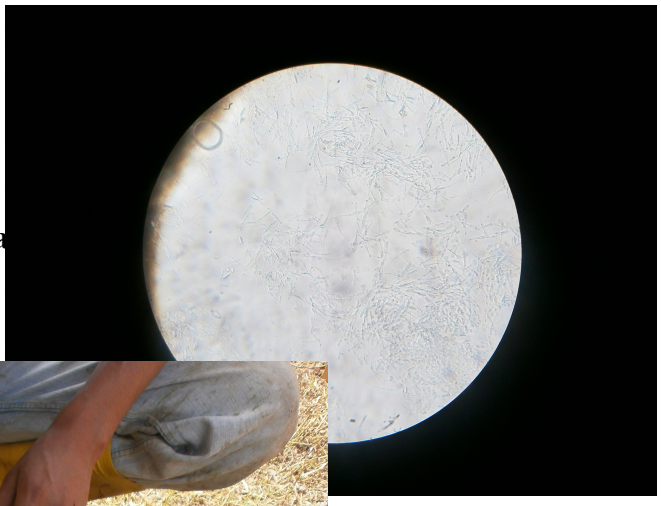




Evaluación de la motilidad masal del semen. Valoración de la motilidad individual



n a





Preparación de las ovejas para la inseminación artificial



O v e j a



durante la inseminación artificial



