



## **UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE**

### **FACULTAD DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y AMBIENTALES**

#### **ESCUELA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA**

### **“EVALUACIÓN DEL EFECTO DE DOS TIPOS DE DILUYENTES COMERCIALES EN SEMEN PORCINO PARA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN REPRODUCTORAS DE TERCER Y CUARTO PARTO EN EL CANTÓN IBARRA”**

Tesis de Grado previa a la obtención del Título de  
Ingeniero Agropecuario

**AUTORES:**

Montenegro Usamá Viviana Alexandra  
Chimarro Carlozama Marlon Rubén

**DIRECTOR:**

Dr. Luis Nájera

**Ibarra – Ecuador**

**2013**

**UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE**

**FACULTAD DE INGENIERÍA EN CIENCIAS  
AGROPECUARIAS Y AMBIENTALES**

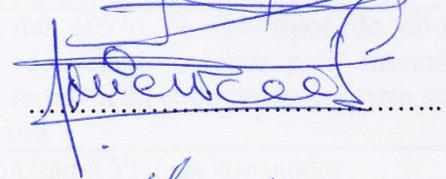
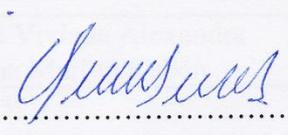
**CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA**

**EVALUACIÓN DEL EFECTO DE DOS TIPOS DE DILUYENTES  
COMERCIALES EN SEMEN PORCINO PARA INSEMINACIÓN  
ARTIFICIAL EN REPRODUCTORAS DE TERCER Y CUARTO PARTO  
EN EL CANTÓN IBARRA**

Tesis revisada por el Comité Asesor, por lo cual se autoriza su presentación como  
requisito parcial para obtener el Título de:

**“INGENIERO AGROPECUARIO”**

**APROBADA:**

Dr. Luis Nájera. Director	
Dr. Amado Ayala Tribunal de Grado	
Ing. Miguel Aragón. Tribunal de Grado	
Ing. Raúl Castro. Tribunal de Grado	

Ibarra – Ecuador

2013



**UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE  
BIBLIOTECA UNIVERSITARIA**

**AUTORIZACIÓN DE USO Y PUBLICACIÓN  
A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE**

**1. IDENTIFICACIÓN DE LA OBRA**

La Universidad Técnica del Norte dentro del proyecto Repositorio Digital Institucional, determinó la necesidad de disponer de textos completos en formato digital con la finalidad de apoyar los procesos de investigación, docencia y extensión de la Universidad.

Por medio del presente documento dejo sentada mi voluntad de participar en este proyecto, para lo cual pongo a disposición la siguiente información:

<b>DATOS DE CONTACTO (1)</b>			
<b>Cédula de identidad:</b>	1720296001		
<b>Apellidos y nombres:</b>	Montenegro Usamá Viviana Alexandra		
<b>Dirección:</b>	Imbabura – Pimampiro – Calle Atahualpa 5-025		
<b>Email:</b>	<a href="mailto:vivialexjhs@gmail.com">vivialexjhs@gmail.com</a>		
<b>Teléfono fijo:</b>	062 937 645	<b>Teléfono móvil:</b>	099 4912373

<b>DATOS DE CONTACTO (2)</b>			
<b>Cédula de identidad:</b>	1003094149		
<b>Apellidos y nombres:</b>	Chimarro Carlozama Marlon Rubén		
<b>Dirección:</b>	Imbabura – Pimampiro – Calle Río Palaurco		
<b>Email:</b>	<a href="mailto:rubenchimarro@gmail.com">rubenchimarro@gmail.com</a>		
<b>Teléfono fijo:</b>	062 937 532	<b>Teléfono móvil:</b>	098 8402572

<b>DATOS DE LA OBRA</b>	
<b>Título:</b>	Evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales de semen porcino para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra
<b>Autor (es):</b>	Montenegro Usamá Viviana Alexandra Chimarro Carlozama Marlon Rubén
<b>Fecha:</b>	Octubre 18 del 2013

<b>SOLO PARA TRABAJOS DE GRADO</b>	
<b>PROGRAMA:</b>	Pregrado
<b>Título por el que opta:</b>	Ingenieros Agropecuarios
<b>Director:</b>	Dr. Luis Nájera

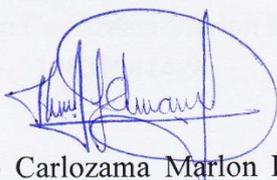
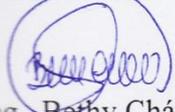
## 2. AUTORIZACIÓN DE USO A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD

Nosotros, **MONTENEGRO USAMÁ VIVIANA ALEXANDRA**, con cédula de ciudadanía Nro. **172029600-1** y **CHIMARRO CARLOZAMA MARLON RUBÉN**, con cédula de ciudadanía Nro. **100309414-9**, en calidad de autor (es) y titular (es) de los derechos patrimoniales de la obra o trabajo de grado descrito anteriormente, hacemos entrega del ejemplar respectivo en formato digital y autorizo a la Universidad Técnica del Norte, la publicación de la obra en el Repositorio Digital Institucional y uso del archivo digital en la Biblioteca de la Universidad con fines académicos, para ampliar la disponibilidad del material y como apoyo a la educación, investigación y extensión; en concordancia con la Ley de Educación Superior Artículo 144.

## 3. CONSTANCIAS

Los autores manifiestan que la obra objeto de la presente autorización es original y se la desarrolló, sin violar derechos de autor de terceros, por lo tanto la obra es original y que son los titulares de los derechos patrimoniales, por lo que asumen la responsabilidad sobre el contenido de la misma y saldrán en defensa de la Universidad en caso de reclamación por parte de terceros.

Ibarra, a 18 del mes de Octubre del 2013

<b>LOS AUTORES:</b>	
	
Montenegro Usamá Viviana Alexandra 172029600-1	Chimarro Carlozama Marlon Rubén 100309414-9
<b>ACEPTACIÓN:</b>	
	
Ing. Betty Chávez <b>JEFE DE BIBLIOTECA</b>	

Facultado por resolución de Consejo Universitario



## UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

### CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE GRADO A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

Nosotros, **MONTENEGRO USAMÁ VIVIANA ALEXANDRA**, con cédula de ciudadanía Nro. **172029600-1** y **CHIMARRO CARLOZAMA MARLON RUBÉN** con cédula de ciudadanía Nro. **100309414-9**, manifiesto la voluntad de ceder a la Universidad Técnica del Norte los derechos patrimoniales consagrados en la Ley de Propiedad Intelectual del Ecuador, artículos 4, 5 y 6, en calidad de autores de la obra o trabajo de grado denominado **“EVALUACIÓN DEL EFECTO DE DOS TIPOS DE DILUYENTES COMERCIALES EN SEMEN PORCINO PARA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN REPRODUCTORAS DE TERCER Y CUARTO PARTO EN EL CANTÓN IBARRA”**, que ha sido desarrollado para optar por el título de Ingenieros Agropecuarios en la Universidad Técnica del Norte, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente. En nuestra condición de autores nos reservamos los derechos morales de la obra antes citada. En concordancia suscribo este documento en el momento que hago entrega del trabajo final en formato impreso y digital a la Biblioteca de la Universidad Técnica del Norte.

#### LOS AUTORES:

Montenegro Usamá Viviana Alexandra  
172029600-1

Chimarro Carozama Marlon Rubén  
100309414-9

Ibarra, a 18 del mes de Octubre del 2013

## REGISTRO BIBLIOGRÁFICO

Guía: FICAYA-UTN

Fecha: 18 de Octubre del 2013

**MONTENEGRO USAMÁ VIVIANA ALEXANDRA, CHIMARRO CARLOZAMA MARLON RUBÉN.** Evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra / TRABAJO DE GRADO. Ingeniero Agropecuario. Universidad Técnica del Norte. Carrera de Ingeniería Agropecuaria. Ibarra. EC. Octubre del 2013. 122 pág. 5 anexos.

**DIRECTOR:** Dr. Luis Nájera

La evaluación del efecto de los diluyentes comerciales en semen porcino para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto permitió identificar dos diluyentes deseables para la preparación del material seminal en las parroquias de Caranqui y San Antonio del cantón Ibarra-Imbabura.

Fecha: 18 de Octubre del 2013



Dr. Luis Nájera  
Director de Tesis

Viviana Montenegro  
Autor

Rubén Chimarro  
Autor

## **PRESENTACIÓN**

Los contenidos, gráficos, cuadros, resultados, discusiones y conclusiones son responsabilidad absoluta y propiedad exclusiva de los autores.

*Viviana Alexandra Montenegro Usamá*

*Marlon Rubén Chimarro Carlozama*

## DEDICATORIA

Esta investigación la dedico al creador del cielo y la tierra **Dios**, quien me ha guiado por el camino correcto, hasta llegar a la meta y me ha conferido de conocimiento e intelecto para poder culminar con éxito esta carrera profesional.

A mis padres **María y Oswaldo** por ser el pilar fundamental en todo lo que soy, por su incondicional apoyo, sacrificio y amor que me prodigaron día tras día, hicieron posible de manera positiva mi formación profesional

A mis hermanos y sobrinas, por estar siempre atentos, dándome ánimo para terminar mi carrera, los quiero mucho.

*Viviana Montenegro*

Dedico con todo mi amor y cariño a **Dios**, por darme la fuerza y la esperanza de terminar este proyecto.

A mi madre, mi esposa, mi hija, mis hermanos; quienes han sido sostén y apoyo en mis esfuerzos de superación profesional, porque cada decisión que tomé fue pensando en ellos.

*Rubén Chimarro*

## AGRADECIMIENTO

Nuestro agradecimiento a **Dios**, el ser omnipotente, por permitirnos llegar con éxito hasta esta parte del camino.

A la **UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE** por abrirnos las puertas de este prestigioso plantel y por darnos la oportunidad de estudiar y ser unos profesionales.

A nuestro Director de Tesis, **Dr. Luis Nájera** por su esfuerzo y dedicación; quien con sus conocimientos, su experiencia, su paciencia y su motivación, ha logrado que nosotros podamos terminar nuestros estudios con éxito.

A nuestros asesores: **Dr. Amado Ayala, Ing. Miguel Aragón, Ing. Raúl Castro**, por su cooperación técnica en todo momento de la investigación, que fue requerida, la cual fue un valioso aporte.

Al Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca (MAGAP) especialmente al Tlgo. Julio Imbaquingo, Sra. Carmen Díaz, a los propietarios de los planteles porcícolas; por su importante participación activa, que permitieron la culminación de la fase campo.

Son muchas las personas que han formado parte de nuestra formación profesional, a quienes nos encantaría agradecerles por su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en los momentos más difíciles de nuestras vidas.

*Viviana Montenegro*

*Rubén Chimarro*

## ÍNDICE GENERAL

PRESENTACIÓN	vii
DEDICATORIA	viii
AGRADECIMIENTO	ix
ÍNDICE GENERAL	x
LISTA DE CUADROS	xiv
LISTA DE FIGURAS	xvi
LISTA DE ANEXOS	xvii
LISTA DE FOTOGRAFÍAS	xviii
RESUMEN	xix
SUMMARY	xx
<b>CAPÍTULO I</b>	
<b>1. INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
<b>CAPÍTULO II</b>	
<b>2. REVISIÓN DE LITERATURA</b>	<b>5</b>
2.1. Inseminación artificial	5
2.1.1. Historia	5
2.1.2. Ventajas y desventajas de la inseminación artificial	6
2.2. Manejo reproductivo del reproductor	7
2.2.1. Anatomía del aparato reproductor del macho	7
2.2.2. Ciclo sexual del reproductor	8
2.2.3. Producción espermática	8
2.2.4. Espermatozoides, semen y plasma seminal	9
2.2.5. Composición del semen del reproductor	11
2.3. Técnicas de la inseminación artificial	12
2.3.1. Entrenamiento del reproductor y puesto en servicio	12
2.3.2. Colecta del semen	14
2.3.3. Fracción del eyaculado	15
2.4. Evaluación de la calidad seminal	16
2.4.1. Evaluación macroscópica del semen	16
2.4.2. Evaluación microscópica del semen	17
2.5. Diluyente seminal	25
2.5.1. Composición del diluyente	25
2.5.2. Funciones del diluyente	26
2.5.3. Requisitos de un diluyente	26
2.5.4. Principales tipos de diluyentes	27

2.5.5.	Elección del diluyente	28
2.5.6.	Diluyente Beltsville Thawing Solution (BTS)	29
2.5.7.	Diluyente BIO-PIC	30
2.5.8.	Dilución del semen	30
2.5.9.	Cálculo para las dosis seminales	31
2.5.10.	Evaluación de la calidad del semen post-dilución	32
2.6.	Almacenamiento y conservación del semen	32
2.6.1.	Envasado del semen diluido	32
2.6.2.	Almacenamiento del semen diluido	33
2.6.3.	Conservación del semen diluido	33
2.6.4.	Transporte de las dosis seminales	34
2.7.	Inseminación artificial de la cerda	34
2.7.1.	Ciclo productivo de la cerda	34
2.7.2.	Sistema reproductivo de la cerda	34
2.7.3.	Ciclo sexual de la cerda	35
2.7.4.	Detección del estro	37
2.7.5.	Manejo de la cerda durante la cubrición	38
2.7.6.	Manejo de la cerda después la cubrición	40
2.7.7.	Período de gestación	40
2.7.8.	Momento del parto	41
2.7.9.	Tamaño de la camada	42

### **CAPÍTULO III**

<b>3.</b>	<b>MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>45</b>
3.1.	Caracterización del área de estudio	45
3.2.	Materiales y equipos	45
3.2.1.	Laboratorio	45
3.2.2.	Campo	46
3.2.3.	Material experimental	46
3.2.4.	Planteles porcícolas de los productores	46
3.3.	Métodos	47
3.3.1.	Factor en estudio	47
3.3.2.	Tratamientos	47
3.3.3.	Diseño experimental	47
3.3.4.	Características del experimento	47
3.3.5.	Características de la unidad experimental	47
3.3.6.	Análisis estadístico	48
3.3.7.	Variables evaluadas	48
3.4.	Manejo específico del experimento	49
3.4.1.	Selección de reproductores	49

3.4.2.	Selección de hembras	50
3.4.3.	Colecta del semen	50
3.4.4.	Evaluación de los eyaculados	50
3.4.5.	Preparación de las dosis seminales	51
3.4.6.	Preparación del diluyente	51
3.4.7.	Dilución del semen con el diluyente	51
3.4.8.	Envasado del semen diluido	51
3.4.9.	Almacenado de las dosis seminales	52
3.4.10.	Conservación de las dosis seminales	52
3.4.11.	Inseminación de cerdas	52
3.4.12.	Registro de los lechones nacidos	53

## **CAPÍTULO IV**

<b>4.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIONES</b>	<b>55</b>
4.1.	Motilidad espermática	55
4.1.1.	Motilidad espermática día 0	55
4.1.2.	Motilidad espermática día 1	56
4.1.3.	Motilidad espermática día 2	57
4.1.4.	Motilidad espermática día 3	58
4.2.	Porcentaje de espermatozoides vivos y muertos	61
4.2.1.	Porcentaje de espermatozoides vivos y muertos de 0-3 días	61
4.3.	Número de lechones nacidos por camada	63
4.3.1.	Número de lechones por camada	63
4.4.	Análisis económico relación: beneficio-costo	65
4.4.1.	Relación beneficio-costo	67

## **CAPÍTULO V**

<b>CONCLUSIONES</b>	<b>69</b>
<b>RECOMENDACIONES</b>	<b>70</b>

## **CAPÍTULO VI**

<b>6</b>	<b>ESTUDIO DE IMPACTO AMBIENTAL</b>	<b>71</b>
6.1.	Introducción	71
6.2.	Objetivos	71
6.2.1.	General	71
6.2.2.	Específico	71
6.3.	Marco legal	72

6.4.	Descripción del proyecto	73
6.4.1	Área de influencia directa	74
6.4.2	Área de influencia indirecta	74
6.5.	Línea base	74
6.5.1.	Características del lote	74
6.5.2.	Caracterización del ambiente	74
6.6.	Evaluación del impacto	76
6.7.	Jerarquización de impactos	77
6.8.	Plan de manejo ambiental	77
6.9.	Medidas de mitigación	78
	<b>BIBLIOGRAFÍA</b>	79
	<b>ANEXOS</b>	87

## LISTA DE CUADROS

	<b>Pág.</b>
Cuadro 1. Funciones y características del aparato reproductor del macho	7
Cuadro 2. Características químicas del semen del reproductor	11
Cuadro 3. Características físicas del semen del reproductor	12
Cuadro 4. Resultados y comparaciones de la motilidad (%) hasta las 72 horas, entre los tres diluyo-conservadores	19
Cuadro 5. Resistencia espermática del semen diluido de cerdos	20
Cuadro 6. Comparación de medias para la variable espermatozoides vivos en semen fresco con los diferentes diluyentes en semen porcino	22
Cuadro 7. Tipo de componente, función y sustancias más frecuentemente empleadas en la formación de diluyentes para semen porcino	26
Cuadro 8. Diluyentes agrupados por la duración	27
Cuadro 9. Composición (en g/l) de los diluyentes de inseminación artificial porcina	28
Cuadro 10. Principales componentes del diluyente BTS	29
Cuadro 11. Funciones y características del aparato reproductor de la cerda	35
Cuadro 12. Resultados del porcentaje de fertilidad en cerdas reproductoras de segundo y tercer parto	43
Cuadro 13. Resultados obtenidos en el estudio de la fertilidad y prolificidad tras inseminación con semen de cerdo conservado en BTS	44
Cuadro 14. Resultados obtenidos en el estudio de la fertilidad y prolificidad tras inseminación con semen de cerdo conservado en BTS, Modena y MR-A	44
Cuadro 15. Prueba de t pareada para tratamientos en motilidad espermática día 0 en el estudio sobre la evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino para la inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra	55
Cuadro 16. Cálculo de valor de t pareada en motilidad espermática día 0	56
Cuadro 17. Prueba de t pareada para tratamientos en motilidad espermática día 1	57
Cuadro 18. Cálculo de valor de t pareada en motilidad espermática día 1	57
Cuadro 19. Prueba de t pareada para tratamientos en motilidad espermática día 2	58
Cuadro 20. Cálculo de valor de t pareada en motilidad espermática día 2	58
Cuadro 21. Prueba de t pareada para tratamientos en motilidad espermática día 3	59
Cuadro 22. Cálculo de valor de t pareada en motilidad espermática día 3	59

Cuadro 23.	Comparación de la motilidad espermática de 0-3 días de post-dilución entre diluyentes	60
Cuadro 24.	Prueba de t pareada para tratamientos en espermatozoides vivos hasta el 3 <sup>er</sup> día	61
Cuadro 25.	Cálculo de valor de t pareada en espermatozoides vivos de 0-3 días	62
Cuadro 26.	Comparación del porcentaje de espermatozoides vivos-muertos de 0-3 días de post-dilución entre diluyentes	62
Cuadro 27.	Prueba de t pareada para tratamientos en número de lechones nacidos vivos por camada	63
Cuadro 28.	Cálculo de valor de t pareada en número de lechones nacidos vivos por camada	64
Cuadro 29.	Venta de lechones	65
Cuadro 30.	Costos de producción del T1 BTS (Beltsville Thawing Solution) en el estudio de evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino para la inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra	66
Cuadro 31.	Costos de producción del T2 BIO-PIC® en el estudio de evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino para la inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra	67
Cuadro 32.	Relación beneficio-costos	68
Cuadro 33.	Matriz de Leopold para la evaluación de impactos ambientales en un Plantel Porcícola	76
Cuadro 34.	Jerarquización de impactos	77
Cuadro 35.	Evaluación macroscópica de los eyaculados	89
Cuadro 36.	Examen morfológico del semen	90
Cuadro 37.	Motilidad espermática del T1 Beltsville Thawing Solution (BTS) de 0 a 3 días	91
Cuadro 38.	Motilidad espermática del T2 BIO-PIC® de 0 a 3 días	91
Cuadro 39.	Porcentaje de espermatozoides vivos del T1 Bestville Thawing Solution (BTS) de 0 a 3 días	92
Cuadro 40.	Porcentaje de espermatozoides vivos del T2 BIO-PIC® de 0 a 3 días.	92
Cuadro 41.	Número de lechones nacidos por camada de T1 Beltsville Thawing Solution (BTS) y T2 BIO-PI®	93

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1.	Diagrama del aparato reproductor masculino visto corte lateral	7
Figura 2.	Partes de un espermatozoide	10
Figura 3.	Motilidad individual espermática	21
Figura 4.	Valoración del porcentaje de espermatozoides vivos y muertos	21
Figura 5.	Aglutinación espermática	23
Figura 6.	Posibles anormalidades en el esperma del reproductor	24
Figura 7.	Diagrama del aparato reproductor femenino	35
Figura 8.	Interacción semen diluido y motilidad espermática	60
Figura 9.	Interacción semen diluido y tiempo de conservación en porcentaje de espermatozoides vivos-muertos	62
Figura 10.	Número de lechones nacidos vivos por camada	64

## LISTA DE ANEXOS

Anexo 1.	Evaluación macroscópica del eyaculado	89
Anexo 2.	Evaluación de espermatozoides anormales	90
Anexo 3.	Fórmula para determinar el número de dosis por eyaculado	90
Anexo 4.	Datos obtenidos	91
Anexo 5.	Fotografías	94

## LISTA DE FOTOGRAFÍAS

Fotografía 1.	Selección de hembras	94
Fotografía 2.	Limpieza del prepucio	95
Fotografía 3.	Extracción del semen	95
Fotografía 4.	Materiales y equipos de laboratorio	96
Fotografía 5.	Prueba de motilidad espermática	97
Fotografía 6.	Prueba de porcentaje de espermatozoides vivos-muertos	97
Fotografía 7.	Prueba de concentración espermática	98
Fotografía 8.	Lectura de la prueba de concentración espermática	99
Fotografía 9.	Prueba de anormalidades de los espermatozoides	99
Fotografía 10.	Prueba de pH del eyaculado	100
Fotografía 11.	Lectura de la prueba de pH del eyaculado	100
Fotografía 12.	Agua bidestilada a baño maría	101
Fotografía 13.	Dilución del diluyente en agua bidestilada a 37° C	102
Fotografía 14.	Dilución del semen con la preparación del diluyente	102
Fotografía 15.	Envasado de las dosis en 100 ml.	103
Fotografía 16.	Dosis del material seminal a temperatura ambiente	103
Fotografía 17.	Conservación de dosis en la nevera aclimatadora a 17° C	104
Fotografía 18.	Transporte de las dosis seminales en el culer	105
Fotografía 19.	Limpieza de la vulva	105
Fotografía 20.	Inseminación artificial de la reproductora	106
Fotografía 21.	Parto de la reproductora	106
Fotografía 22.	Número de lechones por camada	107

## RESUMEN

“EVALUACIÓN DEL EFECTO DE DOS TIPOS DE DILUYENTES COMERCIALES EN SEMEN PORCINO PARA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN PRODUCTORAS DE TERCER Y CUARTO PARTO EN EL CANTÓN IBARRA.”

Nombre: Viviana Montenegro  
Rubén Chimarro  
Tutor: Dr. Luis Nájera  
Año: 2013

La presente investigación se realizó en el laboratorio del Centro Femenino de Bienestar y Desarrollo “Los Óvalos” – Natabuela, auspiciado por el Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca (MAGAP) y en diferentes planteles porcícolas: de las parroquias de Caranqui y San Antonio del cantón Ibarra, en la provincia de Imbabura. Una de las problemáticas en este sector es el desconocimiento por parte del porcicultor, encontrándose la carencia de estudios al respecto de la eficiencia de los diluyentes comerciales disponibles, que hacen de la práctica de inseminación en cerdas exclusivas de muy pocos propietarios del sector. El objetivo principal de esta investigación fue: evaluar el efecto de dos tipos de diluyentes Beltsville Thawing Solution (BTS) y BIO-PIC®, en la conservación de semen porcino en laboratorio y la inseminación artificial en cerdas de tercer y cuarto parto. Se puso a prueba un factor en estudio que conformó los dos paquetes de diluyentes. Se utilizó el diseño Prueba de t pareada, con dos tratamientos: T1 correspondiente al Beltsville Thawing Solution (BTS) y T2 BIO-PIC®, 7 repeticiones que fueron los machos reproductores y 14 unidades experimentales que consistió las cerdas reproductoras. Se consideró las variables, porcentaje de motilidad espermática, porcentaje de vivos y muertos, número de lechones nacidos en la camada y análisis económico comparativo de los tratamientos. No se encontró diferencia significativa en el porcentaje de motilidad espermática entre diluyentes, obteniendo promedios de 64,11% en BTS y 64,83% en BIO-PIC® dentro de tres días de post-diluido el semen. Al referirnos al porcentaje de espermatozoides vivos y muertos el promedio general de cero a tres días de conservación del semen fue de 63,43% en BTS y 64,07% en BIO-PIC® al cual no hubo una diferencia significativa. En la prueba de fertilidad o número de lechones nacidos por camada entre diluyentes BTS y BIO-PIC®, no mostró diferencia significativa, existiendo un promedio de 11,29 y 11,43 lechones respectivamente. A razón de todo el experimento salió una cantidad total de 80 lechones a favor del T2, obteniendo un costo beneficio de 54% de utilidad, lo que significa que por cada dólar invertido en la obtención de un lechón, se recupera 0,54 USD.

## SUMMARY

"EVALUATION OF THE EFFECT OF TWO TYPES OF COMMERCIAL SOLVENTS BOAR SEMEN FOR PRODUCING ARTIFICIAL INSEMINATION THIRD AND FOURTH BIRTH IN THE CANTÓN IBARRA."

Name: Viviana Montenegro  
Rubén Chimarro  
Tutor: Dr. Luis Nájera  
Year: 2013

This research was conducted in the laboratory of the Women's Center for Wellness and Development "The Óvalos" - Natabuela , sponsored by the Ministry of Agriculture, Livestock, Aquaculture and Fisheries ( MAGAP ) and at different campuses hog: the parishes of Caranqui and San Antonio; Ibarra cantón in the province of Imbabura. One of the problems in this sector is the lack of understanding of the pig farmer finding the lack of studies about the efficiency of commercial extenders available, making the practice of insemination in sows exclusive few sector owners. The main objective of this research was : to evaluate the effect of two types of diluents Beltsville Thawing Solution (BTS) and BIO-PIC<sup>®</sup>, in the conservation laboratory boar semen and artificial insemination in sows of third and fourth parity. It was tested in study one factor that shaped both thinner packages. We used the paired t test design with two treatments: T1 for the Beltsville Thawing Solution (BTS) and BIO-PIC<sup>®</sup> T2, 7 reps that were breeding males and 14 experimental units consisted of breeding sows. Variables were considered, the percentage of sperm motility, percentage of live and dead, number of piglets born in the litter and comparative economic analysis of the treatments. No significant difference in the percentage of sperm motility from diluents, obtaining averages in BTS 64,11 % and 64,83 % in BIO-PIC<sup>®</sup> within three days of post-diluted semen. When referring to the percentage of live and dead sperm overall average of zero to three days of storage of semen was 63,43% and 64,07% in BTS and BIO-PIC<sup>®</sup> in which there was a significant difference. In the fertility test or number of piglets per litter from diluents BTS and BIO-PIC<sup>®</sup> showed no significant difference, there being an average of 11,29 and 11,43 piglets respectively. A reason for the experiment came a total of 80 piglets T2, for cost benefit of obtaining a 54% profit, which means that for every dollar invested, in obtaining a sucker recovers \$ 0,54.

# CAPÍTULO I

## 1. INTRODUCCIÓN

En el Ecuador, según los datos del INEC-MAGAP-SICA (2002), en el III Censo Nacional Agropecuario, la granja porcina del país, está compuesta por un total de 1'527.114 cerdos, distribuidos en 440.475 UPAs, la población está conformada por 79% de raza criolla, 19% de raza mestiza y el 2% corresponde a lo considerado como raza pura.

De acuerdo con los datos del Censo en la provincia de Imbabura INEC, (2009) la granja porcina está compuesta por 40.228 individuos, distribuidos en 15.313 UPAs, conformado por el 92,96% de raza criolla, 6,76% de raza mestiza y el 0,28% de raza pura. Este bajo porcentaje obtenido en raza pura constituye un problema que amerita soluciones.

La inseminación artificial porcina es una técnica reproductiva de amplia aplicación. Según Gadea (2004), entre los factores que han favorecido el desarrollo de esta técnica, se encuentran las ventajas en la diseminación del material genético mejorado del macho, unido a que los resultados obtenidos con esta técnica igualan, incluso mejoran los obtenidos en sistemas con monta natural.

Para la técnica de inseminación artificial en cerdos, necesariamente se deben utilizar soluciones conocidas como diluyentes, que cumplen con las funciones siguientes: 1. Aumenta el volumen seminal; y, 2. Protege, nutre y estabiliza el espermatozoide y su medio. En el mercado existen varios tipos de diluyentes, sin embargo; se pueden utilizar soluciones de corta y larga duración para la conservación del semen. Si bien es cierto, que los diluyentes mejoran muchos aspectos de la reproducción natural, hay que señalar que no todos cumplen con las cualidades deseables descritas.

Sumado el desconocimiento por parte del porcinocultor, se encuentra la carencia de estudios al respecto de la eficiencia de los diluyentes comerciales disponibles, que hacen de la práctica de inseminación en cerdas exclusivas, de muy pocos propietarios del sector.

Según Hughes (1984), el reproductor contribuye con el 50% del material genético de cada camada, ya que el aporte de éste a las camadas es el orden de 15-25 veces mayor que el de la cerda; con lo que se puede decir, que el cerdo es más importante que la cerda.

Mazzarri (1984), afirma que en la monta natural se necesita un reproductor por cada 15 cerdas, pudiéndose obtener 30 lechigadas al año; mientras que, con la inseminación artificial se requiere de un reproductor por cada 250 cerdas, lográndose hasta 500 camadas anuales.

Por estas razones, conviene aplicar tecnologías para la evaluación del semen y los diluyentes a nivel de laboratorio, y de esta manera obtener un material seminal que garantice un mayor número de lechones por camada y alcanzar parámetros adecuados en la preparación y utilización del material seminal, para mejorar la calidad de sus animales mediante: aumento de natalidad, conversión alimenticia, mayor tamaño y longitud.

La información que se obtenga a partir de la ejecución de este trabajo, podrá servir como orientación para: porcinocultores, estudiantes, técnicos y además, como alternativa para la preparación del material seminal y su aplicación en la inseminación artificial.

Para el estudio propuesto, se evaluaron en el laboratorio dos tipos de diluyentes: Beltsville Thawing Solution (BTS) y BIO-PIG<sup>®</sup>, a través de los siguientes indicadores: motilidad, volumen, determinación de espermatozoides vivos y muertos (vitalidad); y a nivel de campo, la determinación del número de lechones por camada.

El objetivo general que propone el estudio, está basado en: “Evaluar el efecto de dos tipos de diluyentes Beltsville Thawing Solution (BTS) y BIO-PIG<sup>®</sup>,

en la conservación de semen porcino y la inseminación artificial en cerdas de tercer y cuarto parto en las parroquias urbanas de Caranqui y San Antonio del cantón Ibarra provincia de Imbabura”.

Además, para sustentar esta investigación se postularon cuatro objetivos específicos que son:

- Evaluar la motilidad espermática de los siete reproductores en dos tipos de diluyentes de semen porcino.
- Evaluar el porcentaje de espermatozoides vivos y muertos, con la utilización de dos tipos de diluyentes.
- Determinar el efecto de dos tipos de diluyentes de semen porcino, sobre el número de lechones por camada.
- Realizar el análisis económico comparativo entre los dos diluyentes.

Para fines de la investigación se planteó la siguiente hipótesis:

Existen diferencias entre los dos tipos de diluyentes de semen porcino para inseminación artificial, en cuanto a la calidad espermática y al número de crías por camada en las cerdas madres.



## **CAPÍTULO II**

### **2. REVISIÓN DE LITERATURA**

#### **2.1. INSEMINACIÓN ARTIFICIAL**

Es una técnica de fecundación asistida de la cerda, que comprende un conjunto de pasos necesarios para: obtener (colectar), preparar (analizar, expandir, dosificar y conservar), introducir y depositar el material seminal del reproductor y sus gametos, por vía instrumental (catéter), en el momento más oportuno (ovulación de la cerda) y en la zona idónea de la vía genital de la cerda (parte anterior del cérvix uterino), con el propósito de conseguir la fecundación de los óvulos (Calderón, 2010).

##### **2.1.1. HISTORIA**

Huertas (1991), manifiesta que el desarrollo de la inseminación artificial en cerdas ha tenido grandes avances a lo largo de la historia, la cual comenzó en Rusia en el inicio del siglo XX y se fue difundiendo a otros países. Entre los años 1956 – 1966 se empieza a usar la inseminación artificial en cerdas, tras el desarrollo del catéter en forma de espiral. La introducción de la inseminación artificial en las explotaciones porcinas cobra importancia en 1991, año en el que aparece la evaluación de la calidad del semen y el estudio del mejoramiento de la actividad de la inseminación artificial; desarrollando nuevos métodos, sistemas tales como: la recolección y preparación de las dosis de semen, y mejorando los protocolos de inseminación en condiciones comerciales.

## **2.1.2. VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL**

Macoga (2010), menciona que las superioridades e inconvenientes de la inseminación artificial porcina son:

### **2.1.2.1. Ventajas**

- Rápida mejora genética en las granjas porcinas
- Aumento de la variabilidad genética de las granjas
- Obtener reproductores seleccionados mucho más fácilmente
- Posibilidad de programación de cruzamientos interraciales
- Mayor uniformidad de lotes con destino al matadero
- Evitar la difusión de enfermedades así como posibles traumatismos
- Mejores rendimientos de producción
- Control en la calidad espermática
- Disminución del número de reproductores (menor espacio y costes)
- Evitar el riesgo de utilizar animales de distinto peso para el cruce o para cerdas nulíparas
- Evitar pérdidas de tiempo y estrés en los reproductores

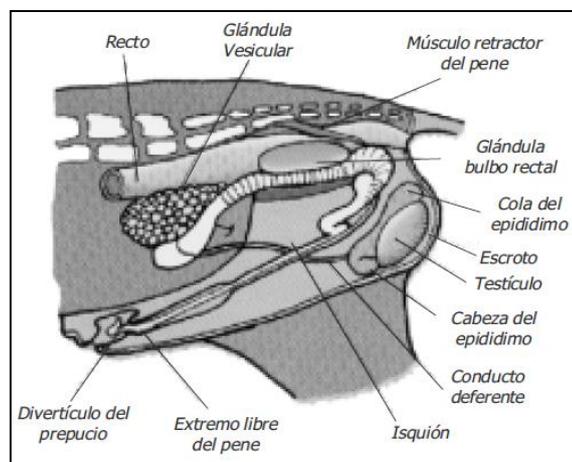
### **2.1.2.2. Desventajas**

- Reducido número de dosis seminales que se pueden obtener de un eyaculado (20-25), aunque últimamente con las nuevas técnicas de inseminación artificial se pueden utilizar un mayor número de dosis
- Tiempo de conservación del esperma reducido (refrigerado, una semana)
- Necesidad de enseñar al personal los métodos de recogida y de elaboración del semen

## 2.2. MANEJO REPRODUCTIVO DEL REPRODUCTOR

### 2.2.1. ANATOMÍA DEL APARATO REPRODUCTOR DEL MACHO

Según Williams (2000), el sistema de reproducción, comprende los órganos del aparato reproductor y la regulación hormonal, que depende de la región hipotalámica del cerebro. Estas estructuras están comunicadas, entre sí, a través del sistema nervioso y el endocrino. La principal función del aparato reproductor es la producción de espermatozoides.



**Fig. 1:** Diagrama del aparato reproductor masculino visto en corte lateral izquierdo.

Fuente: Carrero (2005)

**Cuadro 1.** Funciones y características del aparato reproductor del macho

ÓRGANO	CARACTERÍSTICA	FUNCIÓN
<b>Escroto</b>	Desarrollo según la edad	Proteger los testículos de lesiones mecánicas, regular temperatura
<b>Testículos</b>	Voluminosos	Producción de espermatozoides
<b>Vesícula seminal</b>	Muy voluminosa y frágil	Producción del líquido seminal
<b>Próstata</b>	Reducida	Producción del líquido seminal
<b>Glándula cowper</b>	Muy voluminosa	Producción del líquido seminal
<b>Epidídimo</b>	Alargado	Maduración de espermatozoide
<b>Canal deferente</b>	Largos flexuosos	Evacuación de semen
<b>Pene</b>		Penetrar en la vagina

Fuente: Carrero (2005)

### **2.2.2. CICLO SEXUAL DEL REPRODUCTOR**

Cameron (1987); citado por Martínez (1998), señala que los machos presentan la pubertad aproximadamente entre las 20 y 24 semanas de vida, cuando se presentan una serie de cambios histológicos caracterizados por un incremento en el diámetro y largo de los túbulos seminíferos, la formación del lumen tubular y la aparición de células espermatogénicas; sin embargo, en este momento no puede considerarse que el animal esté apto para la reproducción en un sistema intensivo.

Según Buxadé (2007), un macho a los tres meses de edad los testículos ya empiezan a estar activos y los niveles de testosterona en sangre se van incrementando hasta llegar a los 10 meses de edad.

Hughes (1984), señala que en el momento de alcanzar la pubertad la fertilidad del macho es baja, pero aumenta considerablemente en los meses siguientes. El máximo de fertilidad parece alcanzarse a los 2,5 años, aunque está claro que la fertilidad del reproductor al año de edad, es suficiente para permitir cruzamientos regulares.

### **2.2.3. PRODUCCIÓN ESPERMÁTICA**

Buxadé (2007), manifiesta que en la eyaculación el esperma producido en el epidídimo se mezcla con otros fluidos procedentes de las glándulas accesorias; estos fluidos contienen componentes que van a facilitar el transporte de los espermatozoides desde el aparato reproductor masculino al femenino.

La palabra esperma es sinónimo de eyaculado; y, en tal caso, el eyaculado es una suspensión celular semigelatinosa, resultante de la mezcla de la secreción testicular con las secreciones correspondientes a las glándulas para genitales o anexas al aparato genital masculino en el momento de la eyaculación (Buxadé, 2007).

El autor citado, define que el eyaculado del reproductor se caracteriza por su volumen, alta proporción de material gelatinoso y prolongado período de eyaculación, siendo heterogéneo, tanto por la composición del plasma como por su contenido en las células espermáticas.

Por su parte Koeslag (2008), menciona que en cada eyaculación un reproductor produce entre 100 y 500 ml de semen, que contiene aproximadamente 100.000 millones de espermatozoides.

#### **2.2.4. ESPERMATOZOIDES, SEMEN Y PLASMA SEMINAL**

Williams (2000), señala que la producción espermática testicular depende del número de células primordiales (espermatogonias), que están en el origen de las líneas germinales y de la eficiencia de los procesos celulares, que llevan a la formación de las células espermáticas.

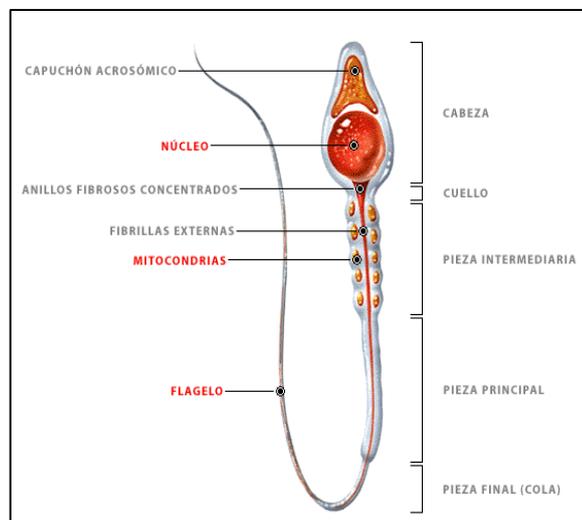
De acuerdo con Pérez (1991), los espermatozoides (gametos masculinos) se forman en los testículos a partir de las células germinativas primitivas, las espermatogonias a partir de los períodos de multiplicación, crecimiento y maduración; el período de multiplicación, se inicia ya durante el desarrollo embrionario, no teniendo lugar la maduración espermática hasta que el macho no alcanza la pubertad.

Williams (2000), afirma que en el reproductor, un nuevo tipo de espermatogonia comienza a desarrollar cada 4 a 7 días, en los túbulos seminíferos testiculares.

Según Martínez (2006), el período de espermatogénesis dura 34 días y una vez formado el espermatozoide y liberado en el tubo seminífero, inicia el recorrido del epidídimo, proceso que toma aproximadamente otros 10 días y durante el cual sufre una serie de cambios en su maduración que le confiere su capacidad fecundante.

Hafez (1993), expresa que cada 4 a 7 días llegan espermatozoides maduros a la cola del epidídimo, donde son almacenados hasta ser eyaculados, o bien se produce su reabsorción.

Los espermatozoides maduros tienen una cabeza aplanada, portadora del núcleo y una cola, que contiene el aparato necesario para la motilidad celular. El acrosoma o casquete acrosómico es una estructura de doble pared, situada en la porción anterior del núcleo. El cuello une a la cabeza del espermatozoide con su cola, la cual a su vez se subdivide en los segmentos medio, principal y caudal o terminal (Hafez, 1993).



**Fig. 2:** Partes de un espermatozoide

Fuente: Esimer (2011)

El semen es la suspensión celular líquida o semigelatinosa que contiene los gametos masculinos, los espermatozoides y las secreciones de los órganos accesorios del aparato reproductor masculino (Hafez, 1993).

Moreno (2000), manifiesta que las propiedades físicas del semen incluyen color, volumen, densidad, concentración, viscosidad, pH, presión osmótica, conductividad eléctrica y capacidad de tamponamiento.

El semen puro, normalmente, aparece como un fluido ligeramente blanquecino lechoso, con aspecto cremoso, cuya consistencia depende del número

de espermatozoides, células degeneradas, gránulos lipoides, corpúsculos hialianos y aglutinaciones (Hermann, 1994).

Mann y Lutwak (1981), aseguran que el plasma seminal es el medio líquido en el cual los espermatozoides se encuentran inmersos tras la eyaculación; es un producto de la mezcla de las secreciones procedentes de los túbulos seminíferos, el epidídimo y las glándulas sexuales accesorias.

Hafez (1993), señaló que el plasma seminal es esencial en la mayor parte de los procesos de apareamiento porque sirve de transportador y protector de espermatozoides; contiene concentraciones altas de ácido cítrico, ergotioneína, fructosa, glicerilfosforil colina y sorbitol, también están presentes cantidades apreciables de ácido ascórbico, aminoácidos, péptidos, proteínas, lípidos, ácidos, grasas y numerosas enzimas.

## 2.2.5. COMPOSICIÓN DEL SEMEN DEL REPRODUCTOR

**Cuadro 2.** Características químicas del semen del reproductor

Propiedad	Media (mg/100ml)	Extremos(mg/100ml)
pH	7.5	7.3 – 7.8
Agua	95	94 – 98
Sodio	650	290 – 850
Potasio	240	80 – 380
Calcio	5	2 – 6
Magnesio	11	5 – 14
Cloro	330	260 – 430
Fructuosa	13	3 – 50
Sorbitol	12	6 – 18
Ácido cítrico	130	30 – 330
Inositol	530	380 – 630
Glicerofosforilcolina		110 – 240
Ergotioneina		6 – 23
Proteína	3700	

Fuente: Hafez (1976), citado por Hughes (1984)

**Cuadro 3.** Características físicas del semen del reproductor

<b>CARÁCTER</b>	<b>EXTREMOS</b>
Volumen (ml)	150 – 300
Concentración espermática ( $10^6$ /ml)	200 – 300
Espermios totales/eyaculado ( $10^9$ )	30 – 60
Espermios totales/semana ( $10^9$ )	100 – 150
Motilidad espermática (%)	50 – 90
Espermios morfológicamente normales (%)	70 – 90

Fuente: Hafez (1976), citado por Hughes (1984)

### **2.3. TÉCNICAS DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL**

Los procesos generales para la inseminación artificial se pueden resumir en las siguientes fases:

- Entrenamiento del reproductor y puesto en servicio
- Colecta del semen
- Fracción del eyaculado

#### **2.3.1. ENTRENAMIENTO DEL REPRODUCTOR Y PUESTO EN SERVICIO**

Para Gallego (1996), un reproductor puede comenzar a ser entrenado a partir de los 6-7 meses de edad, el entrenamiento se puede realizar con potro (maniquí) móvil o directamente en el potro fijo situado en la sala de recogida de semen, el potro debe estar impregnado de olores que estimulen el libido del animal, rociándose para ello con orina de cerda en celo o semen de otro macho. El operador, debe realizar movimientos de vaivén con el maniquí para posteriormente mantenerlo inmóvil, representando la inmovilización de la hembra en el celo. Las sesiones no deben ser excesivamente largas, con una duración de 15 minutos aproximadamente y deben realizarse todos los días por la mañana y por la tarde.

Merck, Sharp y Down (1993), indica que se debe aproximar sin ruido al reproductor desde atrás sin espantarlo, acercársele del mismo lado que la mano que se utiliza para la recolección, se coloca la mano enguantada contra el abdomen ventral del reproductor, permitiendo que el pene empuje dentro de la mano, se aplica presión digital apretado con los dedos índice y pulgar entre la primera y segunda ranura del pene, teniendo cuidado de no cerrar toda la mano demasiado ajustada sobre el pene, ya que ocasionará que el reproductor desmonte debido al dolor.

Chamohoy, Abilay y Paled (1960), citados por Hughes (1984), determinaron que en 7 días podían hacer que un reproductor, sin experiencia montara a una cerda maniquí y practicar libremente la recolección del semen. Los reproductores que tengan alguna experiencia sexual (monta natural), tardan unos 14 días en ser entrenados para recogerles el semen. Niwa (1961), citado por Hughes (1984), recomienda que el entrenamiento para fines de recolección de semen, comience cuando los animales tengan unos 100 kg de peso vivo, aunque esto es difícil de llevarlo a la práctica, por cuanto los reproductores que se apartan para inseminación artificial suelen tener ya más peso que el indicado por este autor.

Martínez (2006), menciona que dentro del proceso de entrenamiento se deben tomar en cuenta algunos aspectos:

- El maniquí debe ser de altura adecuada, con un poco de movimiento, para llamar la atención del cerdo
- Una vez que el cerdo ha intentado subirse, es importante no interrumpir el entrenamiento
- Colocar el macho en un corral adyacente al del maniquí y permitir que observe la colección en un reproductor ya entrenado, esto lo estimulará y empezará a reconocer el área una vez terminada la práctica citada
- Durante las primeras colecciones, debe tenerse especial cuidado para no causar daño en el pene, por ejemplo, algún roce con el potro o demasiada presión, también debe evitarse interrumpir la colección

### 2.3.2. COLECTA DEL SEMEN

La colecta del semen se realiza mediante el método del doble guante, que se caracteriza por utilizar dos guantes desechables, con el fin de impedir al máximo que se presente algún tipo de contaminación por contacto directo del operario con la fracción seminal. El pene debe mantenerse limpio, los pelos prepuciales del macho debe recortarse regularmente y antes de la colección el prepucio debe vaciarse, limpiarse y secarse (AAPP, 2010).

Gallego (1996), señala que el eyaculado se recogerá directamente en vasos de precipitado u otros recipientes desechables (vaso o bolsa de plástico) situados dentro de un termo, para mantener la temperatura cercana a los 37°C. A la vez, sobre el vaso se coloca una gasa para que durante la recolección se impida la mezcla de la fracción espermática del eyaculado con el gel o tapioca, actuando como filtro.

Cuando el cerdo está sobre el maniquí y extrovierte el pene, se fija con la mano enguantada el tirabuzón, fraccionándolo y procurando que el eyaculado caiga en el recipiente, manteniéndose así durante toda la eyaculación (Gallego, 1996).

Hafez (1993), describió que durante la eyaculación, el macho permanece quieto y solo presenta ligeras contracciones rítmicas del escroto, tales períodos de inmovilidad son seguidos por algunos empujes a intervalos irregulares. Los machos expulsan grandes cantidades de espermatozoides en cada eyaculado y agotan sus reservas epididimarias con mayor rapidez. Después de eyacular, el macho desmonta y el pene se retrae con rapidez hacia el prepucio.

Al respecto la AAPP (2010), asegura que a los reproductores previamente adaptados al maniquí, se le realiza la colecta con una frecuencia de una vez a la semana, en el caso de los animales jóvenes, y cada cuatro días en los adultos.

### **2.3.3. FRACCIÓN DEL EYACULADO**

El eyaculado del reproductor se compone de las siguientes fracciones:

#### **2.3.3.1. Fracción pre-espermática**

Calderón (2010), menciona que la fracción pre-espermática está constituida por secreciones de la próstata, vesículas seminales y algunos grumos procedentes de las glándulas de Cowper, eyaculada en el primer minuto. Es transparente y en ocasiones amarillenta por estar mezclada con orina. Presenta alta contaminación bacteriana. Carece de espermatozoides y tiene un volumen aproximado de 10 a 15cc.

#### **2.3.3.2. Fracción espermática o rica**

La fracción espermática es de color blanquecino y muy denso, de aspecto lechoso. Tiene una gran concentración de espermatozoides y su volumen oscila entre 50 a 150cc aproximadamente. Esta es la fracción que más interesa recolectar para la inseminación artificial (Gallego, 1996).

#### **2.3.3.3. Fracción pos-espermática o pobre**

Calderón (2010), manifiesta que la fracción pos-espermática es pobre en espermatozoides, de color blanquecino transparente con grumos gelatinosos a lo largo de su emisión, con un volumen de  $\pm 150$ cc. Al contener gran cantidad de plasma seminal, actúa estimulando a los espermatozoides, por lo que su utilización en inseminación artificial no es recomendable, si se quiere conservar el semen por más de 24 horas.

#### **2.3.3.4. Gel o tapioca**

Para Gallego (1996), esta fracción procede de las glándulas de Cowper y consta de unos grumos gelatinosos, se expulsa durante todo el eyaculado, al principio en poca cantidad y al final del eyaculado en gran cantidad. Esta fracción sirve de tapón mucoso durante la monta natural evitando así el reflujo de espermatozoides.

### **2.4. EVALUACIÓN DE LA CALIDAD SEMINAL**

La evaluación del semen es fundamental para detectar problemas de subfertilidad e infertilidad en el reproductor, consecuencias de distintos factores que influyen sobre la calidad seminal, como los factores ambientales, estado nutricional, condiciones sanitarias, etc. Las técnicas de concentración del semen, tanto para su utilización e investigación como en la práctica, deben cumplir tres requisitos: sencillez, rapidez y economía (Kubus, 1999).

#### **2.4.1. EVALUACIÓN MACROSCÓPICA DEL SEMEN**

Las muestras de semen se estudian en cuanto a sus características físicas: volumen, color, olor, pH.

##### **2.4.1.1. Volumen**

Calderón (1998), menciona que el volumen varía según la edad, tamaño testicular, raza y estado fisiológico de cada reproductor. Córdova y Córdova (2007), manifiesta que se mide con probetas o bolsas plásticas graduadas, considerando que un 1 g = 1 ml y obteniendo un eyaculado de 250 ml (200-300 ml) aproximadamente.

Merck, Sharp y Down (1993), aseguran que el volumen normal para los reproductores jóvenes de 8 a 12 meses es de 100 a 300 ml; para los mayores de 12 meses, de 100 a 500 ml.

#### **2.4.1.2. Color**

El color normal es blanco cremoso a un blanco lechoso, pero en todo caso su apariencia ha de ser opaca, lo que indica una gran concentración de espermatozoides (Rivera, 1997).

#### **2.4.1.3. Olor**

Camacho y Morejón, (2000), indican que el olor del semen es *sui generis* y se caracteriza por estar afectado ligeramente por feromonas del aparato genital.

Según Kubus (1999); la aparición de olores anómalos, semejante a orina o amoníaco, puede ser debido a alteraciones patológicas del aparato genital o a la mezcla del semen con orina, durante la eyaculación.

#### **2.4.1.4. pH**

Caicedo y Pérez (1992), señalan que el pH del eyaculado de un reproductor depende de la proporción de constituyente aportado por las glándulas anexas. Puede variar su valor por manipulación tiempo previo a su medida, contaminación bacteriológica, concentración, etc. Debe medirse inmediatamente después de obtenido el semen con un potenciómetro o con cinta de azul de bromo timol, siendo más preciso el primero. Según Rillo (1994), para el eyaculado recién obtenido se admite valores de pH de 6,4 a 7,4.

### **2.4.2. EVALUACIÓN MICROSCÓPICA DEL SEMEN**

La calidad del semen debe realizarse a través de un análisis cuantitativo de determinadas características en el laboratorio, como: motilidad espermática, vitalidad espermática, concentración espermática, aglutinación y morfología espermática.

#### **2.4.2.1. Motilidad espermática**

En cuanto a esta característica Gadea (2005), afirma que es la prueba más utilizada, porque además de ser rápida, simple y económica; es capaz de indicar el estado de las membranas y su funcionalidad. Existen varias técnicas de estudio de la motilidad, pero la más utilizada y a la vez más simple es la valoración visual subjetiva del porcentaje de espermatozoides móviles y la calidad de su movimiento. La motilidad espermática es un elemento indispensable para que ocurra la fecundación natural. Diversos autores (Holt 1997, Gadea *et al* 1998 y Selles *et al* 2003) citados por Quintero, Rigau y Rodríguez (2004), mencionan que no existe una buena correlación entre este parámetro y la fertilidad, por lo cual su uso como elemento del análisis seminal porcino no debe ser nunca el preponderante.

Moreno (2000), expone que la observación de la motilidad deberá realizarse inmediatamente después de recoger el eyaculado, ya que los espermatozoides pierden rápidamente el movimiento (acinesis) al disminuir la temperatura, aunque solo de forma transitoria. Según Pic (1996), una baja motilidad es signo de un eyaculado con baja vitalidad, por lo que no se debe diluir (procesar) si tiene menos de 70%.

##### **2.4.2.1.1. Movimiento en masa**

Para esta prueba Caicedo y Pérez (1992), explican que luego de la recolección, se coloca en un porta objetos una gota de semen y se observa en el microscopio con el lente de menor aumento, a temperatura de 25 a 35° C, para lo cual hay que trabajar en platina calentable, sin utilizar cubre objetos.

La motilidad en masa indica la concentración y viabilidad de las células espermáticas.

Según Merck, Sharp y Down (1993), debe evaluarse en términos del “movimiento de ondas” fenómeno que se debe a la concentración y alta proporción de espermatozoos en movimiento activo. Los remolinos formados en la gota crean movimientos sincrónicos de grupo de células, lo que resulta en bandas claras, oscuras y crea más remolinos.

La actividad del movimiento ondulatorio puede dividirse en 4 categorías:

1. Muy bueno: torbellino intenso con ondas oscuras y claras
2. Bueno: ondas en torbellino más lentas, no tan intensas
3. Regular: movimiento lento con menos ondas
4. Malo: muy poca actividad en torbellino o ninguna (Merck, Sharp y Down, 1993)

**Cuadro 4.** Resultados en comparación de la motilidad (%) hasta las 72 horas, entre los tres diluyo-conservadores.

<b>Diluyente</b>	<b>Nº</b>	<b>30 min</b>	<b>24 h</b>	<b>48 h</b>	<b>72 h</b>	<b>Media</b>	<b>D.E</b>
<b>DICIP</b>	91	64,25 <sup>a</sup>	45,75 <sup>c</sup>	24,12 <sup>c</sup>	24,12 <sup>c</sup>	43,21	16,66
<b>D16</b>	91	69,75 <sup>a</sup>	65,75 <sup>a</sup>	55,25 <sup>a</sup>	55,25 <sup>a</sup>	62,81	6,30
<b>BTS</b>	91	68,50 <sup>a</sup>	64,25 <sup>a</sup>	54,25 <sup>a</sup>	54,25 <sup>a</sup>	61,62	6,13

Letras diferentes difieren para columnas para ( $p < 0.001$ )

D.E: Desviación Estándar

Nº: Número de eyaculados

Fuente: Hernández (2009)

En el estudio sobre “Evaluación de un nuevo diluyente para semen porcino” Hernández (2009), afirmó que no se encontró diferencias significativas en el porcentaje de motilidad entre los diluyentes D16 y BTS hasta las 72 horas, a diferencia del DICIP, en el cual la motilidad disminuyó significativamente ( $p < 0.001$ ), a partir de las 24 horas (Cuadro Nº 4).

**Cuadro 5.** Resistencia espermática del semen diluido de cerdos

HORAS POSTDILUCIÓN	MOTILIDAD %		EE ±
	DICIP-M	DICIP	
0	80,4 <sup>a</sup>	79,7 <sup>a</sup>	0,01
24	68,5 <sup>b</sup>	55,8 <sup>b</sup>	0,05 <sup>***</sup>
48	56,8 <sup>c</sup>	37,1 <sup>c</sup>	0,01 <sup>***</sup>
72	38,9 <sup>d</sup>	19,6 <sup>d</sup>	0,01 <sup>***</sup>
EE ±	0,02	0,02	

\*\*\* P < 0.001

<sup>abcd</sup> Medias en la misma columna con diferentes letras difieren significativamente (P < 0.05) entre si.

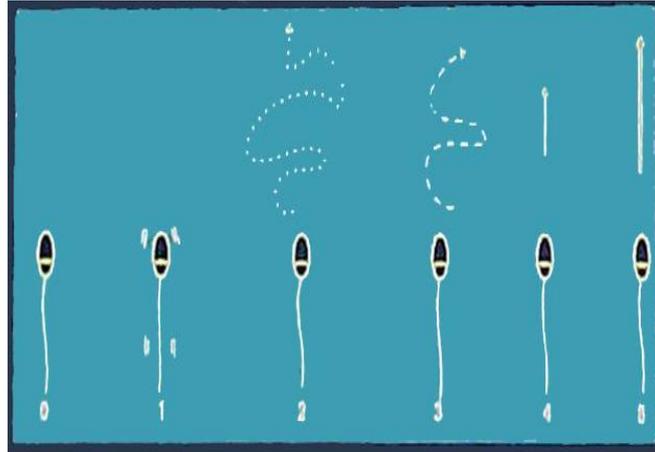
Fuente: Rueda, Perdigón y Arias (2009)

En relación con la resistencia espermática a las diferentes horas Rueda, Perdigón y Arias (2009), observaron que existieron diferencias significativas (P<0.001) a las 24, 48 y 72 horas post-dilución, siendo el de mejor comportamiento el diluyente utilizado en el tratamiento con DICIP-M (Cuadro N° 5).

#### **2.4.2.1.2. Movimiento individual**

Kubus (1999), indica los tipos de movimiento individual que se observan en una muestra de semen y se divide en 6 categorías.

- 0 Espermatozoides sin movimiento
- 1 Espermatozoides con movimiento pobre, las cabezas de los espermatozoides quedan fijas y sólo se mueven las colas, pueden girar sobre sí mismo. Espermatozoides sin movimiento progresivo
- 2 Espermatozoides con desplazamiento en círculos y algunos progresivos
- 3 Movimientos progresivos y sinuosos
- 4 Movimientos progresivos rápidos
- 5 Movimientos progresivos muy rápidos (Kubus, 1999)



**Fig. 3:** Motilidad individual espermática

Fuente: Franco (2006)

#### 2.4.2.2. Valoración vital

En cuanto a esta prueba Camacho y Morejón (2000), mencionan que se usa una solución de eosina, al 5% en solución salina y nigrosina al 10% en solución salina. Se mezcla en un portaobjetos temperado una gota de semen con dos gotas de solución de eosina-nigrosina y se hace una extensión sobre el portaobjetos retirando el colorante sobrante. Normalmente el semen tiene una media de 25% de espermatozoides muertos.



**Fig. 4:** Valoración del porcentaje de espermatozoides vivos y muertos

Fuente: U.M.E.

Al respecto Caicedo y Pérez (1992), aseguran que los espermatozoides vivos y muertos pueden diferenciarse por su forma de reaccionar a determinados colorantes; los espermatozoides muertos se tiñen por el colorante debido a que su membrana plasmática actuará a modo de barrera impidiendo el paso del colorante.

**Cuadro 6.** Comparación de medias para la variable espermatozoides vivos en semen fresco con los diferentes diluyentes en semen porcino.

<b>MEDIAS PARA ESPERMATOZOIDEOS VIVOS</b>		
<b>DILUYENTES</b>	<b>SEMEN FRESCO</b>	<b>N</b>
Thilmant		
Westendorf modificado	82,8 %	10
Trealosa con glicerol		
Trealosa sin glicerol		

N= número de observaciones en cada tratamiento  
Fuente: Benítez (2009)

Benítez (2009), demostró que en la variable del porcentaje de espermatozoides vivos-muertos en semen fresco con diferentes diluyentes, no encontró diferencia significativa ( $p > 0.01$ ), entre diluyentes a los 30 minutos después de diluido el semen (Cuadro N° 6).

#### **2.4.2.3. Concentración de espermatozoides**

Consiste en la determinación del número de espermatozoides por unidad de volumen. Es fundamental su cálculo, ya que en función de la concentración y del volumen del eyaculado, se podrá calcular el número de dosis a preparar. Esta determinación se puede realizar por diferentes métodos. Los más usuales son: el recuento con la cámara de Burker y la fotocalorimetría (Kubus, 1999).

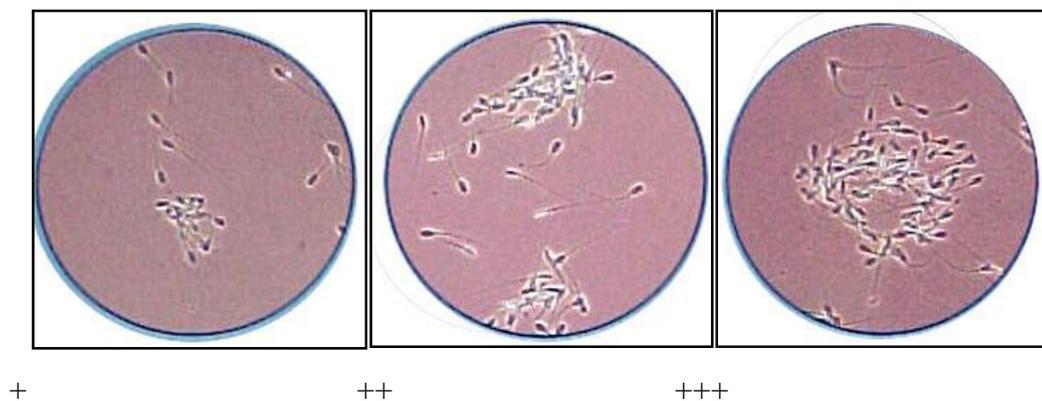
Minitube (2006), menciona que el número de células espermáticas se determina por medio de un espermiométrico o cámara de karras. La medida está basada en la turbiedad de una suspensión de semen en las diferentes concentraciones leídas en la cámara del densímetro.

El promedio de concentración del espermatozoide completo del reproductor en un eyaculado oscila entre  $40 \times 10^6$  en reproductores jóvenes y  $130 \times 10^6$  en reproductores adultos en plena producción. El promedio de concentración es de  $\pm 300.000$  espermatozoides por  $\text{mm}^3$  (Calderón, 2010).

#### 2.4.2.4. Aglutinación espermática

En esta característica Kubus (1999), manifiesta que es el acúmulo de espermatozoides, que puede ser observado durante la contrastación con el microscopio, tanto en el eyaculado fresco, como en el semen diluido en conservación.

El grado de aglutinación suele medirse de 0 a 3 ++++. Las 3 cruces indicarán una aglutinación muy evidente. Al evaluar la motilidad de la muestra, las células aglutinadas no se consideran en el porcentaje total de células en movimiento (Kubus, 1999).



**Fig. 5:** Aglutinación espermática

Fuente: Kubus (1999)

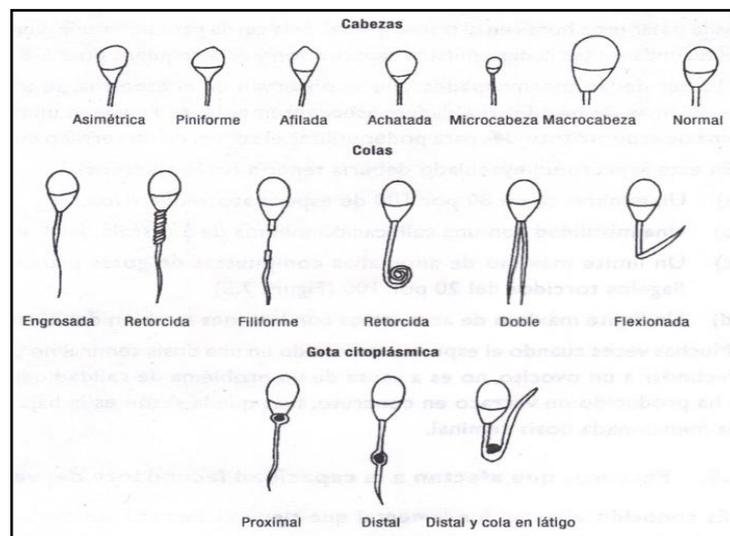
#### 2.4.2.5. Morfología espermática

La evaluación morfológica de los espermatozoides a través del microscopio, se considera como una excelente contribución a la predicción de la fertilidad de los reproductores. Un eyaculado normal no debe contener más del 10% de

espermatozoides con alguna anomalía, principalmente de la cabeza, ya que las malformaciones admisibles para la cola pueden ser del 20%. Esta valoración debe efectuarse rutinariamente después de la recolección, empleando técnicas de tinción que permitan observar el aspecto general de los espermatozoides y su integridad acrosomal (Córdova, *et al*; 2007).

El cálculo del porcentaje de formas anormales se puede realizar en el momento del recuento en la cámara de Burker. Las morfo anomalías espermáticas más comunes son las colas en látigo, gotas citoplasmáticas proximales y gotas citoplasmáticas distales (Kubus, 1999).

Pic (1996), afirma que las gotas distales son de menor gravedad que las gotas proximales, debido a que las gotas distales tienen la capacidad de fecundar, al contrario que las gotas proximales. La presencia de estas anomalías indica inmadurez de los espermatozoides, los más inmaduros son los que presentan gota proximal.



**Fig. 6:** Posibles anomalías en la esperma del reproductor.

Fuente: Buxade (2007)

## **2.5. DILUYENTE SEMINAL**

Flowers (1997); citado por Gómez (1998), define como diluyente a una solución acuosa que permite, además de incrementar el volumen del eyaculado, mantener la funcionalidad de la célula espermática hasta el momento de la inseminación artificial. De esta forma, se consigue rentabilizar al máximo el eyaculado y optimizar el manejo en granja. Pero la dilución del semen, va más allá de una mera medida económica como demuestra el hecho de que un 33% de los fallos reproductivos esté relacionado con el diluyente.

Gadea (2004), indica que a nivel práctico en las condiciones de producción los diluyentes se han clasificado en dos grandes grupos, los que tienen como objetivo la conservación a corto plazo (1-3 días) y aquellos que tienen por objetivo la conservación a largo plazo (más de 4 días). Los primeros se utilizan principalmente en estructuras de distribución de las dosis seminales a corta distancia, mientras que los de largo plazo son propios donde la distancia entre el lugar de producción seminal y el lugar donde va a ser utilizado es grande.

Maqueda (2006), señaló que las ventajas que aportan los diluyentes de larga duración son la posibilidad de transporte a largas distancias, permitiendo realizar una mejor organización de las tareas en los centros de recogida seminal y facilitando en gran medida la distribución de las dosis a las granjas de reproducción.

### **2.5.1. COMPOSICIÓN DEL DILUYENTE**

Haciendo referencia a los componentes del diluyente Gómez (1998), expresa que estos influyen en la viabilidad de los espermatozoides y en la conservación de las dosis seminales.

**Cuadro 7.** Tipo de componente, función y sustancias más frecuentemente empleadas en la formulación de diluyentes para semen porcino.

<b>COMPONENTE</b>	<b>FUNCIÓN</b>	<b>SUSTANCIAS MÁS EMPLEADAS</b>
<b>Nutrientes</b>	Fuente de energía	Glucosa, galactosa, ribosa
<b>Agentes taponadores</b>	Control de pH	Bicarbonato, citrato sódico TES, TRIS, MOPS
<b>Sales</b>	Control presión osmótica	Cloruro sódico, cloruro potásico
<b>Quelantes de calcio</b>	Capturan calcio	EDTA
<b>Antibióticos</b>	Inhibición microbiana	Penicilina, estreptomicina, aminoglicósidos

Fuente: Gómez (1998)

### 2.5.2. FUNCIONES DEL DILUYENTE

El diluyente debe aportar los nutrientes necesarios para el mantenimiento metabólico de la célula espermática (glucosa), la protección frente al shock térmico por frío, el control del pH del medio (bicarbonato), la presión osmótica (sales NaCl, KCl), la inhibición del desarrollo microbiano (antibióticos) y sobre todo, aumentar el volumen del semen (Gadea, 2005).

### 2.5.3. REQUISITOS DE UN DILUYENTE

- Abastecer nutriente como fuente de energía
- Proteger a las células espermáticas del shock térmico
- Proporcionar un amortiguador para prevenir los cambios dañinos en el pH
- Mantener la presión osmótica adecuada y el equilibrio electrolítico
- Inhibir el crecimiento bacteriano
- Aumentar el volumen del semen para múltiples inseminaciones
- Proteger las células espermáticas durante la conservación (Hafez, 1993)
- Proporcionar la capacidad tampón contra productos metabólicos

- Los medios diluyo-conservadores de esperma para uso en inseminación artificial, deben cumplir la exigencia de una fácil preparación y ser interesantes en el aspecto económico (Pérez y Pérez, 1990)

#### 2.5.4. PRINCIPALES TIPOS DE DILUYENTES

APVA (2003), manifiesta que los diluyentes se han clasificado en dos grandes grupos: los que tienen como objetivo la conservación a corto plazo y aquellos que tienen por objetivo la conservación a largo plazo.

**Cuadro 8.** Diluyentes agrupados por la duración

<b>Corta duración (1-3 días)</b>	<b>Larga duración (más de 4 días)</b>
Beltsville Liquid (BL-1)	Acromax®
Beltsville Thawing Solution (BTS)	Androstar®
Illinois Variable Temperature (IVT)	Modena®
Kiev®	MR-A®
Vital®	Mulberry III®
	Reading®
	X-Cell®
	Zorlesco
	Zorpva

Fuente: APVA (2003)

**Cuadro 9.** Composición (en g/l) de los diluyentes de inseminación artificial porcina.

<b>INGREDIENTES</b>	<b>BTS</b>	<b>Kiev</b>	<b>Modena</b>	<b>Zorlesco</b>	<b>Androhep</b>
<b>Sustrato energético</b>					
Glucosa (anhidra), g/l	37,00	66,00	27,50	11,70	-
Glucosa (monohidrato), g/l	-	-	-	-	26,00
<b>Sistema tampón</b>					
Citrato sódico (2), g/l	6,00	3,75	6,90	11,70	8,00
Bicarbonato sódico, g/l	1,25	1,25	1,00	1,80	1,20
EDTA (disodio), g/l	1,25	3,70	2,35	2,10	2,40
Cloruro de potasio, g/l	0,75	-	-	-	-
Ácido cítrico, g/l	-	-	2,90	3,80	-
Tris buffer (base), g/l	-	-	5,65	6,50	-
HEPES, g/l	-	-	-	-	-
<b>Estabilización de la membrana</b>					
Cisteína, g/l	-	-	-	0,10	-
BSA (fracción V)	-	-	-	-	2,50
<b>Antibióticos (3)</b>					
Neomicina sulfato, g/l	-	-	-	1,00	-
Penicilina G (Na), g/l	0,60	0,60	0,60	-	0,60
Dihidrostreptomina, g/l	1,00	1,00	1,00	-	1,00

Fuente: Flowers (2004), citado por Le Coz (2007)

### 2.5.5. ELECCIÓN DEL DILUYENTE

Maqueda (2006), señala algunos de los factores en la elección del diluyente como: relación entre su precio y calidad, la temporada del año influenciada por la temperatura y foto período, el tiempo de transporte del semen y el tiempo que pasa entre la producción del mismo y la inseminación, aunque la vida media del semen, también se ve afectada por factores como: la calidad de semen, la frecuencia de recolección, la tasa de dilución y de las fracciones de semen colectadas.

### 2.5.6. DILUYENTE BELTSVILLE THAWING SOLUTION (BTS)

Le Coz (2007), define que el BTS es un diluyente de corta duración 1 a 3 días. Sus siglas corresponden a Beltsville Thawing Solution o Solución de descongelamiento Beltsville (Maryland, EUA). El Dr. Lawrence Johnson, del departamento de Agricultura de los Estados Unidos de América, originalmente desarrolló este medio como extensor, para utilizarlo después de descongelar pellets de semen de cerdo.

**Cuadro 10.** Principales componentes del diluyente BTS

Glucosa g/l	37
Citrato sódico g/l	6.0
EDTA g/l	1.25
Bicarbonato sódico g/l	1.25
Cloruro potásico g/l	0.75
pH	7.2
Penicilina sódica g/l	0.60
Estreptomicina sulfatada g/l	1.00

Fuente: Flowers (2004), citado por Le Coz (2007)

#### 2.5.6.1. Función de los componentes del diluyente BTS

- Glucosa. Es el componente energético usado debido a que no tiene fuerza iónica para dañar la membrana celular
- Citrato de Sodio: Evita la gelificación del medio
- Bicarbonato. Eleva el pH del medio, mantiene el pH total ligeramente ácido, para permitir la disolución del CO<sub>2</sub> lo que favorece la disminución del metabolismo
- EDTA. Capta iones de Ca<sup>+</sup> del plasma para evitar los impactos eléctricos que éste causa sobre la célula
- Antimicrobiano. Evita la proliferación de gérmenes, que pueden interferir en la conservación (Le Coz, 2007)

### **2.5.7. DILUYENTE BIO-PIG®**

BIO-PIC® es un diluyente para la conservación de semen y producción de dosis seminales. Diseñado con una combinación antibiótica específica en continua evaluación, adaptada a las necesidades y requisitos frente a la resistencia bacteriana aportando un plus de seguridad (Magapor, 2011).

El autor citado menciona que el diluyente:

- Es elaborado a partir de una fórmula inicial mejorada tipo BTS
- Preserva el semen vivo durante aproximadamente 3 días
- Está libre de Zero Albúmina Bovina
- Está en exhaustivo proceso de validación con semen vivo
- Contiene antibióticos según la Directiva del Consejo Europeo 90 429 CEE

### **2.5.8. DILUCIÓN DEL SEMEN**

Rillo (1994), indica que la adición de un medio de dilución, en reemplazo del plasma seminal, es necesaria para mantener la integridad de la célula espermática, puede ser el medio para evitar una baja motilidad, aglutinaciones espermáticas y contaminación. Es fundamental para mantener los parámetros de fertilidad.

Previo a la dilución del semen, se prepara el diluyente de la siguiente manera: medir con una balanza electrónica, 1000 g de agua bidestilada, en un vaso de precipitación esterilizado de 2000 ml. A continuación, colocar el vaso de precipitación en baño maría a 37° C. Una vez temperada, agregar el contenido de una bolsa de diluyente en polvo y con el agitador magnético homogenizar durante 2 o 3 minutos hasta que se logre una total dilución. Preparado el diluyente, colocar papel aluminio en la boca del vaso de precipitación y mantener en baño maría a 37° C hasta su utilización (Pic, 1996).

Magapor (s.a.), señala que la mezcla del diluyente con el semen debe ser isotérmica, para evitar choques de temperatura que puedan matar a los espermatozoides, la dilución debe llevarse a cabo rápidamente y antes de 15 minutos después de la colecta. La dilución se hace después de verificar que ambas temperaturas son iguales, agregando el semen suave y directamente dentro del diluyente. Para homogenizar la mezcla se agita con el termómetro suavemente, sin golpear el mismo con las paredes del Beaker.

### **2.5.9. CÁLCULO PARA LAS DOSIS SEMINALES**

Según León (2012), para calcular el número de dosis posibles del eyaculado, se utiliza las siguientes fórmulas:

#### **2.5.9.1. Fórmula para determinar el número de dosis**

$$N = \frac{V * C * d * e}{h}$$

N= número de dosis a preparar

V= volumen del eyaculado

C= concentración de espermatozoides del eyaculado

d= porcentaje de motilidad

e= porcentaje de formas normales

h= concentración de espermatozoides que debe llevar la dosis ( $3 \cdot 10^9$ )

#### **2.5.9.2. Fórmula para determinar el volumen de semen por dosis**

$$V_s = \frac{V}{N}$$

V<sub>s</sub>= volumen de semen por dosis

V= volumen del eyaculado

N= número de dosis a preparar

**2.5.9.3. Fórmula para determinar el volumen total de dosis seminales en 100 mm<sup>3</sup>**

$$V_t = N * 100$$

V<sub>t</sub>= volumen total (volumen del eyaculado + volumen del diluyente)

N= número de dosis a preparar

100= mm<sup>3</sup>

**2.5.9.4. Fórmula para determinar la cantidad de diluyente a utilizar**

$$D = N * 100 - V$$

D= diluyente necesario para preparar las dosis producidas

N= número de dosis a preparar

100= volumen de dosis en mm<sup>3</sup>

V= volumen del eyaculado

**2.5.10. EVALUACIÓN DE LA CALIDAD DEL SEMEN POST DILUCIÓN**

Una vez realizada la dilución se procede a evaluar la motilidad y vitalidad, hasta los tres días de post-dilución. Para lo cual se toma una muestra de semen diluido a 37° C y se recolecta los datos.

**2.6. ALMACENAMIENTO Y CONSERVACIÓN DEL SEMEN**

**2.6.1. ENVASADO DEL SEMEN DILUIDO**

Antes de envasar el semen en las botellas de inseminación, se observa una muestra en el microscopio, para verificar que la dilución se llevó a cabo correctamente y que el semen esté en perfecto estado.

Los envases para las dosis seminales deben estar a una temperatura de 37° C, para evitar que la dilución sufra un choque térmico. El semen se coloca suavemente dentro de las botellas y cada envase es envuelto en papel Kraft e identificando con el número del reproductor, la fecha y la hora de la colecta. El papel Kraft ayuda a mantener la temperatura de cada dosis en el campo y evita el contacto con la luz (Gadea, 2005).

### **2.6.2. ALMACENAMIENTO DEL SEMEN DILUIDO**

Camacho y Morejón (2000), señala que el almacenamiento se lo hace en frascos de cristal de 550 ml, en bolsas recolectoras de semen o frascos de polietileno de 100 ml.

Según Kubus (1999), una vez que el semen ha sido envasado, éste se almacena a temperatura ambiente durante 2 a 3 horas, para que la temperatura descienda lo más gradualmente posible. El único cuidado que se debe tener con las dosis almacenadas, es agitarlas invirtiéndolas suavemente varias veces al día, mientras más veces se hace la agitación mejor se conservarán las dosis.

### **2.6.3. CONSERVACIÓN DEL SEMEN DILUIDO**

Se entiende como semen conservado, aquel que puede ser conservado al menos un día después de su recogida; mientras que el semen fresco diluido, se utiliza inmediatamente después de haber sido recogido, manteniéndose a una temperatura de 37° C hasta el momento de la inseminación (Pérez, 1991).

La temperatura óptima para la conservación es de 15° C a 17° C en un medio salino. El mayor éxito se alcanza en el acondicionamiento de un refrigerador tipo servidor, con un termostato para conservar adecuadamente la temperatura (Camacho y Morejón, 2000).

Rivera (1997), asegura que al conservar el semen del reproductor por más de 2 o 3 horas, es necesario añadir al esperma un medio que equilibre la acción de las sustancias del plasma seminal, manteniendo las células en condiciones de inactividad metabólica, tal como se encontraban en el epidídimo, para poder recuperar posteriormente su actividad en el momento de la inseminación.

#### **2.6.4. TRANSPORTE DE LAS DOSIS SEMINALES**

Verificar la vitalidad espermática de las dosis seminales con el microscopio antes de transportarlas al campo para ser aplicadas.

A cortas distancias se transporta en hieleras de duro por o plásticas. Para el transporte a distancias lejanas, debe hacerse con el mismo tipo de hielera con hielo que esté aislado de las dosis del semen; otra opción es la utilización de hieleras con temperatura controlada Magapor (s.a.).

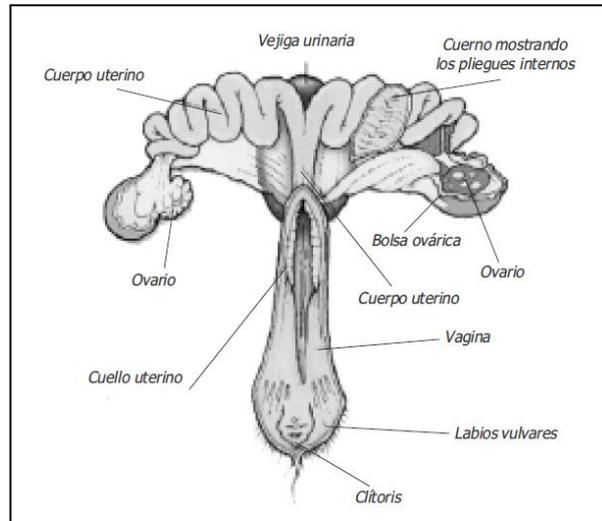
### **2.7. INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE LA CERDA**

#### **2.7.1. CICLO PRODUCTIVO DE LA CERDA**

Carrero (2005), manifiesta que el ciclo productivo completo de una cerda es la etapa de gestación 114 días aproximadamente; tiempo al cual tiene su parto, luego viene la etapa de lactancia de aproximadamente 49 - 63 días, período que se realiza el destete; luego del destete viene un período vacío de 7 días, tiempo en el que sucede la recuperación del útero, pasada esta etapa la cerda entra en calor o celo, momento de aprovechar para ser servida (monta).

#### **2.7.2. SISTEMA REPRODUCTIVO DE LA CERDA**

El aparato reproductor de la hembra está compuesto por: dos ovarios, dos trompas de Falopio, el útero (el cual está formado por dos cuernos, el cuerpo y el cuello o cérvix), la vagina y la vulva (Carrero, 2005).



**Fig. 7:** Diagrama del aparato reproductor femenino.

Fuente: Carrero (2005)

**Cuadro 11.** Funciones y características del aparato reproductor de la cerda

ÓRGANOS	CARACTERÍSTICAS	FUNCIÓN
<b>Cuello del útero</b>	Formas de papilas cartilagosas	Cerrar y proteger la parte funcional del aparato reproductor
<b>Útero</b>	Longitud 3-5 cm.	Dar paso a los espermatozoides hacia los dos cuernos uterinos
<b>Cuernos del útero</b>	Longitud 70-120 cm.	Desarrollar los fetos
<b>Trompas de falopio</b>	Longitud 30 cm.	Cuidar los óvulos hacia los cuernos. Lugar de fecundación
<b>Ovarios</b>	Tiene aspecto de mora	Producción de óvulos y hormonas
<b>Vagina</b>	Bien desarrollada, sin deformaciones	Comunicar el sistema genital con el medio exterior

Fuente: Carrero (2005)

### 2.7.3. CICLO SEXUAL DE LA CERDA

La pubertad se presenta en las hembras aproximadamente a los 200 días de edad y se manifiesta con la presentación del primer estro. Si bien en este momento la cerda no va ser apareada, es importante estimular la presentación de la pubertad

para poder llevar a cabo prácticas de manejo, alimentación e inmunitarias que permitan obtener al máximo potencial de la cerda desde su primer parto (Martínez, 2006).

La pubertad se caracteriza por el primer estro, por la liberación de óvulos capaces de ser fecundados y continúan durante toda la vida de la hembra, interrumpidos únicamente por la gestación y la lactancia (Martínez, 2006).

Según (Brito, 1981; Holy, 1987; Albarrán, 1990; Alonso, 1990; AG/AGA, 2005 y Portal Agrario, 2005) citados por Fuentes, Pérez, Soca y Suárez (2006), indica que la cerda es un animal poliéstrico, que en condiciones favorables manifiesta su actividad sexual a lo largo de todo el año. Su ciclo estral es aproximadamente de 21 días, con un rango de 15 a 28 días. De acuerdo a los cambios que tienen lugar tanto en sus manifestaciones internas como externas se divide en cuatro fases: proestro, estro, metaestro y diestro.

**2.7.3.1. Proestro.** Esta fase dura 2 días y las hembras comienzan a montarse entre sí, sin aceptar al macho. Comienzan a reflejarse síntomas externos como son enrojecimiento vulvar y secreciones. En algunas hembras, esta fase se puede alargar excesivamente hasta por 5 ó 7 días. Internamente se desarrolla el folículo terciario en el ovario, incrementándose la secreción estrogénica e iniciándose la preparación de los órganos tubulares y de la vulva con su tumefacción característica.

**2.7.3.2. Estro.** El mismo dura de 2 a 3 días, existiendo inflamación vulvar, puede presentarse secreciones mucosas en la comisura de la vulva, la hembra gruñe con frecuencia, come poco y se muestra inquieta, se puede mostrar agresiva y lo más característico es el reflejo de inmovilidad o de quietud, el cual es aprovechado para la monta o inseminación artificial. Entre 26 y 40 horas de haber comenzado el celo debe ocurrir la ovulación, es la fase más importante del ciclo estral porque es el momento en que se realiza el apareamiento.

**2.7.3.3. Metaestro.** Esta fase dura alrededor de 7 días, momento en que se organiza el cuerpo lúteo y comienza la producción de progesterona.

**2.7.3.4. Diestro.** Dura alrededor de 9 días y se produce progesterona, si no ocurre la gestación al final comienza la regresión del cuerpo lúteo, disminuyendo el nivel en progesterona circulante en sangre, comenzando la maduración de nuevos folículos y con ello el inicio de un nuevo ciclo.

En relación a las fases del ciclo, son diferentes los autores que han establecido la duración de los mismos; así Newa (1961), citado por Fuentes, et al (2006), señala que el ciclo estral de las cerdas consta de 4 fases: 2,7 días el proestro, 2,4 días el estro, post-estro 1,8 días y 14 días para el diestro. Rowson (1962), citado por Fuentes, et al (2006), difiere con respecto a la duración del diestro reportando una cifra de 19 días.

#### **2.7.4. DETECCIÓN DEL ESTRO**

Kubus (1999), menciona que la manera más utilizada y efectiva para realizar la detección del celo, es la visualización de los animales dos veces por día, se destacan las características físicas de los genitales externos y los cambios en el comportamiento habitual de acuerdo con los siguientes métodos:

- Observación de signos externos relacionados con edema e hipertermia vulvar, moco vaginal cristalino, actitud inquieta, orejas paradas, falta de apetito y gruñidos característicos
- Observación del comportamiento sexual caracterizado por la búsqueda del reproductor o la monta de otras hembras
- Desencadenamiento del reflejo de inmovilización del reproductor al pasar por fuera de las jaulas, por el hombre al presionar los lomos o estímulos simuladores del macho

Martínez (2006), afirma que la cerda libera en cada celo, de 15 a 18 óvulos y los espermatozoides viven en el tracto genital femenino aproximadamente 24 horas.

Méndez (1991), propone la aplicación de 750 a 1000 unidades de PMSG (gonadotropina sérica) en el día 15 o 16 del ciclo, para aumentar hasta 25 el número de ovulaciones.

### **2.7.5. MANEJO DE LA CERDA DURANTE LA CUBRICIÓN**

García (2000), indica que la técnica es realmente sencilla, con empleo del catéter de caucho flexible y botella de polietileno. El catéter de punto espiral se introduce en la vagina dentro de los puentes cervicales con movimiento de rotación, contrario a las manecillas del reloj; después de lo cual se introduce suavemente el eyaculado de manera que entre al útero por compresión de la botella.

Depal (2010), enuncia los pasos para la inseminación:

- El primer paso es la identificación de la hembra
- El semen almacenado a 17° C debe calentarse previamente a la aplicación a una temperatura de 37° C, para lo cual es necesario disponer de un baño maría o estufa a esa temperatura, cercanos al lugar de inseminación para evitar la pérdida de calor, en caso contrario se debe transportar la dosis en termos
- Usar una toalla de papel para limpiar la vulva antes de proceder a la inseminación, para prevenir una posible infección
- Lubrique el extremo del catéter con algún lubricante que no sea espermicida. Cuídese de no obstruir el orificio del instrumento con el lubricante
- Introduzca cuidadosamente el instrumento, con la punta hacia arriba, por la vagina hasta el cérvix, con un ángulo de 30 a 40°, para evitar que tenga contacto con la vejiga

- Una rotación en el sentido contrario a las agujas del reloj lo hará penetrar en el cérvix. En ese momento se puede sentir cierta resistencia al halar del catéter hacia atrás que indica que llega al cuello uterino
- Una vez fijo el catéter, acoplar la punta de la botella en éste e introducir la dosis seminal lentamente, debiendo tardar por lo menos de 5 a 10 minutos en ello
- Cuando se ha depositado dentro de la hembra todo el semen, extraer el catéter haciéndolo girar en el sentido de las agujas del reloj, mientras se hala suavemente
- Masajear la vulva para estimular a la cerda

El autor citado señala que la vulva conduce a la vagina, que va disminuyendo de diámetro hacia el cérvix. Este consiste en múltiples ondulaciones que actúan como barrera contra bacterias, suciedad y otras materias extrañas. Durante el estro, el cérvix se hincha, lo que permite que el catéter de inseminación artificial se cierre dentro. Esto impide que el semen retroceda y se inician las contracciones del útero esenciales para transportarlo a través de él, hasta el oviducto, donde se produce la fertilización. El ovario libera los óvulos durante la ovulación y éstos penetran en el oviducto. En la monta natural, el pene del reproductor (que tiene forma de saca corcho) calza con los pliegues del cérvix y la presión hace que comience la eyaculación. El semen viaja por el útero, ayudado por las contracciones uterinas, que se han iniciado por la presencia del pene en el cérvix, y penetran en el oviducto, donde se fertilizan con los óvulos.

Los espermatozoides recién eyaculados no son capaces de penetrar en los óvulos y deben estar presentes en el aparato reproductivo de la hembra de 2 a 3 horas para sufrir los cambios biológicos necesarios para la fertilización (Depal, 2010).

Rivera (1997), indica que teniendo en cuenta que los espermatozoides tienen un viabilidad en el interior del tracto reproductivo femenino de aproximadamente 36 horas, y los ovocitos de 8 a 12 horas, es de tendencia general realizar dos

inseminaciones: la primera dosis se suministra de 8 a 16 horas después de descubrir el estro por primera vez, y la segunda se administra 12 a 24 horas después. De esta manera queda cubierto todo el tiempo en que pueda producirse la ovulación. Según Fuentes, et al (2006), si el celo aparece en la mañana se insemina en la tarde y si el celo aparece en la tarde se insemina en la mañana del día siguiente, así sucesivas cubriciones cada doce horas.

#### **2.7.6. MANEJO DE LA CERDA DESPUÉS DE LA CUBRICIÓN**

Williams (2000), menciona que se debe tomar en cuenta lo siguiente:

- Anotar todo lo sucedido en una ficha de control de cubriciones
- No movilizar a la cerda cubierta durante la fase de implantación del embrión
- Reducir el estrés al mínimo desde el día 8 post-servicio, hasta que se encuentre libre de riesgos alrededor del día 25 post-servicio
- Observar a las cerdas cubiertas para verificar repeticiones, exponiéndolas a un reproductor entre los 18 y 23 días post-cubrición
- Verificar la preñez de las cerdas a partir del día 25 post-cubrición, realizando una segunda verificación 15 días después

#### **2.7.7. PERÍODO DE GESTACIÓN**

Carrero (2005), determina que la gestación dura 114 días, es decir 3 meses, 3 semanas y 3 días. Una hembra preñada requiere alimento abundante y rico en nutrientes, sobre todo al final de la gestación. Se le debe suministrar agua a voluntad y una cama limpia cuando esté próximo el parto.

Durante la gestación las hembras aumentan considerablemente de peso, como consecuencia del crecimiento de los lechones y la capacidad de la hembra de guardar reservas para la lactación (Carrero, 2005).

Pandora (2008), expone que la gestación se puede dividir en tres tercios: en el primero se llevan a cabo dos grupos de eventos: desarrollo embrionario y los procesos necesarios que ocurren entre el embrión y la madre para el mantenimiento de la gestación.

En el desarrollo embrionario los óvulos son fecundados en la región de la ampulla del oviducto, entre el cuarto y quinto día del apareamiento ingresan al útero, donde quedan flotando y pueden trasladarse de uno a otro cuerno, hasta que se inicie la implantación el día 13 y se realice el reconocimiento materno de la gestación.

Para que ocurra este último proceso, se requieren como mínimo 4 embriones, de no ser así la gestación no continuará. En este primer tercio de la preñez se desarrollan casi todos los órganos, quedando estancados el sistema óseo y el muscular, provocando que de morir algún embrión, éste sea reabsorbido.

En el segundo tercio se inicia la fase fetal, durante la cual ocurre la formación del esqueleto y se acelera el desarrollo de los diferentes órganos, quedando pendiente el tejido muscular, consecuentemente si muere un feto, este se momificara, debido a la deshidratación de los tejidos.

En el tercer período de la preñez, se desarrolla el tejido muscular y los diferentes sistemas terminan su maduración; sin embargo si algún feto muere en esta fase no es posible la deshidratación de los tejidos, por lo que el feto nace completo, pero su tamaño varía dependiendo el momento de su muerte, a este producto se le denomina mortinato.

### **2.7.8. MOMENTO DEL PARTO**

Carrero (2005), manifiesta que el lugar donde va a parir la hembra debe estar limpio y seco. Colocando en el piso un poco del material que va a servir de cama (viruta, bagazo, o tusa molida no muy fina); también debe estar lista la fuente de

calor para los lechones y cualquier otro elemento que pueda necesitarse para atender el parto como: tijeras, desinfectantes, toallas, balanza, registros, etc.

Debe procurarse la mayor tranquilidad posible para la hembra durante todo el tiempo de parto, pero al mismo tiempo se debe estar atento a solucionar cualquier complicación que pueda presentarse. Normalmente, las hembras sanas y de buenas características maternas paren sin ningún problema y no necesitan de asistencia (Carrero, 2005).

Al respecto Carmona (s.a.), asegura que la duración del parto varía en un rango de 30 minutos a más de 4-5 horas. Los lechones quizás nazcan con la cabeza primero, o mostrando primero las patas traseras, cualquiera de las dos formas es normal con un intervalo de un lechón y otro de aproximadamente 15 minutos. Algo de las membranas fetales pueden cubrir parcialmente a los lechones, pero después del parto es que ocurre la expulsión de la mayor parte de la placenta. Ocasionalmente, un lechón puede venir envuelto en la placenta y se asfixiara si no se le retira inmediatamente.

Carrero (2005), indica que la administración de oxitocina, lo cual causa la contracción de los músculos lisos del útero, puede acelerar el proceso de parto y la expulsión de la placenta, en caso de presentarse retención.

Los lechones deben ser recogidos, secados y ubicados en su respectivo nido después de haber sido alimentado con el calostro de la madre.

### **2.7.9. TAMAÑO DE LA CAMADA**

Buxade (2007), alude que la habilidad de las hembras multíparas para producir camadas más grandes que las primerizas es generalmente atribuido a dos factores: edad y experiencia reproductiva previa (parición).

Sánchez (1994), expresa que los porcinocultores retrasan el apareamiento (cubierta o servicio) de las cerdas jóvenes hasta que están entre los 7,5 - 8 meses de edad y con varios períodos de estro previos. Según (Robertson, et al 1951; Warnick, et al 1951; Anderson y Elnarsoon, 1980) citados por Sánchez (1994), menciona que esto se basa en la premisa de que la prolificidad es favorecida por el incremento de las ovulaciones y el útero continúa desarrollándose con los ciclos sucesivos.

Carrero (2005), afirma que el número máximo de lechones por camada se obtiene entre el quinto y el sexto parto; el aumento de la mortalidad embrionaria en la cerda después del sexto parto es la causa de la disminución del tamaño de la camada. La herencia influye en un 15 % en el tamaño de la camada. Así el cruzamiento entre hermanos causa una baja producción en la habilidad reproductiva. En cambio el cruzamiento de diferentes razas, incrementa el tamaño de la camada.

Carmona (s.a.), establece que el aspecto más importante para obtener un alto nivel de concepción y un buen número de lechones por camada, es poner una buena cantidad de espermatozoides en el tracto reproductivo de la hembra en el momento preciso.

**Cuadro 12.** Resultados del porcentaje de fertilidad en cerdas reproductoras de segundo y tercer parto

<b>DILUYENTES</b>	<b>HEMBRAS INSEMINADAS</b>	<b>% GESTADAS</b>	<b>NACIDOS VIVOS</b>
D16	91	86,4 <sup>a</sup>	10,17 <sup>a</sup>
BTS	91	71,9 <sup>b</sup>	9,82 <sup>a</sup>

Letras diferentes difieren para ( $p < 0.001$ )

Fuente: Hernández (2009)

En el estudio de fertilidad entre diluyentes D16 – BTS (Cuadro N° 12) realizado por Hernández (2009), observó un mejor comportamiento en el diluyente D16 (86,4% y 71,9%), encontrando diferencias significativas ( $p < 0.001$ )

para la fertilidad entre ambos medios, en cuanto al indicador de crías nacidas vivas por parto entre diluyentes no demostró diferencias significativas.

**Cuadro 13.** Resultados obtenidos en el estudio de la fertilidad y prolificidad tras inseminación con semen de cerdo conservado en BTS (Beltsville Thawing Solution)

HORAS CONSERVACIÓN	FERTILIDAD (%)	LNT	LNV
4 - 14	67,80 <sup>a</sup>	11,96 <sup>a</sup>	10,94 <sup>a</sup>
28 - 38	69,80 <sup>a</sup>	11,73 <sup>b</sup>	10,73 <sup>b</sup>
52 - 62	64,60 <sup>b</sup>	11,61 <sup>b</sup>	10,64 <sup>b</sup>

a,b= Superíndices diferentes en la misma columna  $p < 0.05$

LNT= Lechones nacidos totales

LNV =Lechones nacidos vivos

Fuente: Hofmo (1991), citado por Rueda (2011)

Hofmo (1991), citado por Rueda (2011), demostró una reducción evidente de la fertilidad cuando se almacenaba 48 horas, mientras que el número de lechones nacidos totales y nacidos vivos decreció notablemente en 24 horas de conservación (Cuadro N° 13).

**Cuadro 14.** Resultados obtenidos en el estudio de la fertilidad y prolificidad tras inseminación con semen de cerdo conservado en BTS, Modena y MR-A

DILUYENTES	N	% FERTILIDAD	LNT	LNV
BTS	721	79,30 <sup>a</sup>	11,40 <sup>a</sup>	10,70 <sup>a</sup>
Modena	700	50,40 <sup>b</sup>	10,00 <sup>b</sup>	9,40 <sup>b</sup>
MR-A	720	77,60 <sup>a</sup>	11,10 <sup>a</sup>	10,50 <sup>a</sup>

a,b= Superíndices diferentes en la misma columna  $p < 0.05$

N= Número de inseminaciones

LNT= Lechones nacidos totales

LNV =Lechones nacidos vivos

Fuente: Johnson y Col (1988), citado por Rueda (2011)

En el estudio de comparación de diluyentes en la fertilidad, prolificidad y obtención de lechones vivos (Cuadro N° 14) Johnson y Col (1988), citado por Rueda (2011), no encontraron diferencias significativas entre el BTS y el MR-A hasta los 4 días de conservación y obtuvieron resultados significativamente mejores que para el Modena.

## CAPÍTULO III

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. CARACTERIZACIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

Este estudio se llevó a cabo en el laboratorio del Centro Femenino de Bienestar y Desarrollo “Los Óvalos” - Natabuela, auspiciado por el Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca (MAGAP) y en seis planteles porcícolas de la:

Provincia:	Imbabura
Cantón:	Ibarra
Parroquias:	Caranqui y San Antonio
Altitud:	2.228 m.s.n.m.
Longitud:	00° 20' 00'' N
Latitud:	78° 06' 00'' O
Temperatura máxima:	20 - 25° C
Temperatura mínima:	7 - 11° C
Precipitación:	1.000 -1.400 mm

---

Datos proporcionados por el Gobierno Municipal del Cantón Ibarra (2012)

#### 3.2. MATERIALES Y EQUIPOS

##### 3.2.1. Laboratorio

##### Equipos

- Microscopio
- Estufa

- Calentadora a baño maría
- Agitador magnético
- Nevera aclimatadora a 17° C
- Espermiométrico (cámara de karras)

### **Materiales**

- Botellas para las dosis seminales
- Cristalería de laboratorio (con diferentes capacidades volumétricas)
- Colorante eosina-nigrosina

#### **3.2.2. De campo**

- Termo colector
- Filtro
- Culer
- Catéteres de inseminación

#### **3.2.3. Material experimental**

- Reproductores machos raza Landrace y Yorkshire
- Eyaculados por cada reproductor
- Reproductoras raza Landrace

#### **3.2.4. Planteles porcícolas de los productores**

- 3 planteles de la parroquia de Caranqui
- 3 planteles de la parroquia de San Antonio

### **3.3. MÉTODOS**

#### **3.3.1. Factor en estudio**

El factor en estudio se conformó con los dos paquetes de diluyentes comerciales de semen porcino.

#### **3.3.2. Tratamientos**

Los tratamientos en estudio fueron los siguientes:

T1: Beltsville Thawing Solution (BTS)

T2: BIO-PIC®

#### **3.3.3. Diseño Experimental**

Se utilizó la Prueba de t pareada para cada una de las variables evaluadas.

#### **3.3.4. Características del experimento**

Repeticiones: 7

Tratamientos: 2

Unidades experimentales: 14

#### **3.3.5. Características de la unidad experimental**

Como unidad experimental se consideró la hembra inseminada con la dosis seminal preparada, con semen del reproductor y los dos tipos de diluyentes comerciales.

### **3.3.6. Análisis estadístico**

Para evaluar si existe diferencia significativa entre porcentaje de motilidad espermática, porcentaje de espermatozoides vivos-muertos y número de lechones nacidos con los dos tipos de diluyentes, se utilizó la Prueba de t pareada.

### **3.3.7. Variables evaluadas**

Se estudió estadísticamente las siguientes variables:

#### **3.3.7.1. Porcentaje de motilidad espermática**

El porcentaje de motilidad se determinó a los cero, uno, dos y tres días posteriores a la dilución del material seminal de los siete reproductores, mediante la observación microscópica a nivel de laboratorio, considerando que de un reproductor se extrae dos eyaculados y se diluye cada uno con su respectivo diluyente (BTS y BIO-PIC®).

La metodología para la prueba de la motilidad espermática fue:

- Tomar una o dos gotas de semen de cada reproductor y colocar sobre una lámina portaobjetos a temperatura a 37° C y cubrir con una lámina cubreobjetos
- Utilizado el objetivo de 10X se calculó el porcentaje de espermatozoides en movimiento de acuerdo al porcentaje de rangos establecidos (Fotografía N° 5)

#### **3.3.7.2. Porcentaje de espermatozoides vivos y muertos**

La proporción de espermatozoides vivos y muertos en catorce eyaculados se estimó visualmente en el microscopio óptico a nivel de laboratorio a los cero, uno, dos y tres días posteriores a la dilución del material seminal con los diluyentes,

mediante una prueba de tinción supra vital realizada de un frotis hecho con colorante eosina-nigrosina mediante algunos pasos:

- Se tomó una gota de semen de cada reproductor y una gota de colorante eosina-nigrosina y se colocó en un extremo de una lámina portaobjetos. Se hizo un frotis y se dejó secar por un momento. El frotis se observó con el objetivo de 40X, y se contó 100 espermatozoides, diferenciando cuántos de éstos son coloreados y cuántos no coloreados
- El resultado se expresó en el porcentaje de espermatozoides vivos (no coloreados) del total de 100 espermatozoides y se comparó entre eyaculados (Fotografía N° 6)

#### **3.3.7.3. Número de lechones nacidos en la camada**

El número de lechones nacidos se determinó, al momento del parto (Fotografía N° 21 y 22).

#### **3.3.7.4. Análisis económico comparativo de los tratamientos**

El análisis económico comparativo se lo realizó una vez terminado el ensayo de campo con los resultados obtenidos de la venta de lechones de cada tratamiento (Cuadro N° 29, 30, 31 y 32).

### **3.4. MANEJO ESPECÍFICO DEL EXPERIMENTO**

#### **3.4.1. Selección de reproductores**

Los machos se seleccionaron: cuatro en raza Landrace, tres Yorkshire de 1 a 1,5 años de edad, propiedad del Centro Femenino de Bienestar y Desarrollo “Los Óvalos”; y de cinco planteles porcícolas en Caranqui y San Antonio, controlados y dirigidos por el MAGAP.

### **3.4.2. Selección de hembras**

Se procedió a seleccionar catorce madres de raza Landrace de tres planteles porcícolas en la parroquia de Caranqui, de las cuales cuatro madres fueron de tercer parto y cuatro de cuarto parto y de tres planteles porcícolas en la parroquia de San Antonio, correspondiendo cuatro cerdas al tercer parto y dos de cuarto parto; a las reproductoras se identificó por medio de aretes para registrar con qué diluyente ha sido inseminada cada reproductora (Fotografía N° 1).

### **3.4.3. Colecta del semen**

Se extrajo el semen de los siete reproductores, mediante la ayuda de un maniquí y con el método de doble guante. Se procedió a limpiar la zona del flanco del macho con una toalla de papel desechable, se masajeó el prepucio para eliminar secreciones contaminadas. Una vez eliminado las secreciones, se procedió a sacar el guante desechable e inmediatamente se extrajo el semen en el termo recolector hasta que el reproductor desmonte del maniquí. Los eyaculados se llevaron al laboratorio, el que estaba ubicado a una distancia de ocho metros de la sala de recolección, donde se evaluaron y procesaron las dosis seminales. La extracción de semen en los reproductores se realizaba una sola vez por semana. (Fotografías N° 2 y 3).

### **3.4.4. Evaluación de los eyaculados**

La calidad del semen de los catorce eyaculados, se evaluó macroscópica y microscópicamente en el laboratorio, en un tiempo de quince minutos a una temperatura de 36° C después de la colecta del semen; luego se preparó las dosis seminales, para efectuar las pruebas correspondientes a la investigación. El análisis del material seminal para motilidad espermática y porcentaje de espermatozoides vivos y muertos, se realizó después de una hora de haberse realizado el diluido del semen en el día cero, y de 9:00 a 10:00 AM en los días uno, dos y tres, en un ambiente con una temperatura de 37° C; (Anexo N° 1, 2; Cuadro N° 37, 38, 39,40 y Fotografías N° 5, 6, 7, 8, 9, 10 y 11).

#### **3.4.5. Preparación de las dosis seminales**

Se determinó el número de dosis seminales, en base a los resultados de la fórmula para el número de dosis por eyaculado de los siete reproductores. Para ello se evaluó la concentración del semen por medio de la cámara de karras, volumen, porcentaje de motilidad espermática y porcentaje de formas anormales antes de la dilución del semen. Se consideró que las dosis de 100 ml tuvieran una concentración de  $3 \times 10^9$  espermatozoides. Todo este proceso tomo diez minutos por eyaculado (Anexo N° 3 y Fotografía N° 5, 7, 8 y 9).

#### **3.4.6. Preparación del diluyente**

Se midió 1000 ml de agua bidestilada en el vaso de precipitación esterilizado y se colocó a baño maría a 37° C. Una vez temperada, se agregó el contenido de un paquete de 50 g de diluyente BIO-PIC® o BTS en polvo y con el agitador magnético se homogenizó durante dos o tres minutos, hasta que se logró una total dilución y se mantuvo en el baño maría a 37° C (Fotografías N° 12 y 13).

#### **3.4.7. Dilución del semen con el diluyente**

Antes de mezclar el semen y el diluyente, se comprobó que tengan temperaturas isotérmicas; lo que se logró manteniendo temperados, el semen en la estufa y el diluyente en el baño maría. Se añadió suavemente el eyaculado sobre el diluyente, de manera homogénea. La dilución se llevó a cabo en quince minutos después de la colecta del semen (Fotografía N° 14).

#### **3.4.8. Envasado del semen diluido**

La motilidad post-dilución fue satisfactoria (mayor a 70 %), al cual se procedió al llenado de las botellas de inseminación artificial, se colocó aproximadamente 100 ml de semen diluido por botella y se etiquetó. Se reservó una dosis de cada

eyaculado para el análisis de motilidad espermática y porcentaje de espermatozoides vivos durante tres días (Fotografía N° 15).

#### **3.4.9. Almacenado de las dosis seminales**

Una vez envasadas las dosis seminales de 100 ml permanecieron a temperatura ambiente durante dos a tres horas, para que la temperatura descienda gradualmente y los espermatozoides no sufran cambios bruscos de temperatura (Fotografía N° 16).

#### **3.4.10. Conservación de las dosis seminales**

Transcurrido las dos o tres horas de almacenado al ambiente se conservaron las dosis seminales de 100 ml en una nevera aclimatadora a 17° C y se fue agitando e invirtiéndolas suavemente tres veces al día, mañana, medio día y tarde, con el fin de suspender los espermatozoides en el diluyente y evitar la formación de precipitados (Fotografía N° 17).

#### **3.4.11. Inseminación de cerdas**

La primera inseminación artificial se realizó en el mes de marzo 2012 a la cerda uno de tercer parto del plantel porcícola de Caranqui y la última inseminación en el mes de junio 2012 a la cerda catorce de tercer parto del plantel porcícola de San Antonio; fueron inseminadas en el corral, el último día de conservación del material seminal (día 3). En el momento que las cerdas presentaron el celo en forma natural, se colocó dos dosis seminales preparadas con el mismo diluyente, una dosis por día, para cada hembra en el segundo y tercer día de celo. Se alternó los dos tipos de dosis en cada unidad experimental.

Se realizó los siguientes pasos para la inseminación artificial:

1. Identificación de la cerda

2. Verificación la cerda en celo
3. Limpieza de la cola y externamente la vulva con una toalla de papel desechable
4. Lubricación del catéter con el lubricante sin obstruir el orificio del mismo
5. Introducción del catéter, con la punta hacia arriba, por la vagina hasta el cervix, con un ángulo de 30° a 40°, para evitar que tenga contacto con la vejiga
6. Una vez introducido el catéter, se colocó horizontalmente y haciendo girar hacia la izquierda hasta que se quede enganchado en el cuello del útero, y comprobar halando ligeramente hacia fuera
7. Se acopló la botella de inseminación al catéter e introdujo el semen lentamente
8. Se depositó todo el semen dentro de la hembra y retiró el catéter girando en sentido horario, mientras se halaba suavemente (Fotografías N° 18, 19 y 20).

#### **3.4.12. Registro de los lechones nacidos**

Se procedió a contabilizar en el mes de julio hasta el mes de octubre 2012 los lechones nacidos de las cerdas uno y catorce de los planteles porcícolas de Caranqui y San Antonio (Cuadro N° 41 y Fotografías N° 22).



## CAPÍTULO IV

### 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación se analizan y se discuten los resultados obtenidos de la investigación. Se comparó estadísticamente las siguientes variables:

#### 4.1 MOTILIDAD ESPERMÁTICA

Los datos del porcentaje de motilidad espermática del T1 BTS y T2 BIO-PIC® fueron recopilados después de la dilución del semen con los diluyentes en los días cero, uno, dos y tres.

##### 4.1.1 Motilidad espermática día 0

La prueba de t pareada no detectó diferencias significativas al 1% entre tratamiento para el porcentaje de motilidad espermática en el semen diluido con los diluyentes al día cero (Cuadro N° 16).

**Cuadro 15.** Prueba de t pareada para tratamientos en motilidad espermática día 0 en el estudio sobre evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra.

Cerdos	T1	T2	di	di <sup>2</sup>
1	75	80	-5	25
2	80	85	-5	25
3	80	80	0	0
4	80	75	5	25
5	75	80	-5	25
6	80	80	0	0
7	80	75	5	25
$\sum$	550	555	-5	
$\bar{X}$	78,57%	79,29%	-0,71	

**Cuadro 16.** Cálculo de valor de t pareada en motilidad espermática día 0

Valor de t pareada	G.L.	F. tabulada	
		5%	1%
-0,42 <sup>ns</sup>	6	2,447	3,707

<sup>ns</sup>= No significativo

Los resultados para la variable porcentaje de motilidad espermática obtenidos en esta investigación (Cuadro N° 15), se encuentran dentro del rango establecido para la dilución del semen señalado por Pic (1996), que una baja motilidad es signo de un eyaculado con baja vitalidad, por lo que no se debe diluir si tiene menos de 70% de motilidad espermática.

En el (Cuadro N° 15), se aprecia los promedios generales del T1 78,57% y T2 79,29% en porcentaje de motilidad espermática día cero, estos datos son superiores, a lo publicado por Hernández (2009), quien demostró que no existe diferencia significativa en porcentaje de motilidad espermática entre diluyentes, obteniendo datos de 64,25% en DICIP, 69,75% en D16 y 68,50% en BTS a los 30 minutos (día 0).

#### **4.1.2 Motilidad espermática día 1**

De acuerdo al cálculo de la prueba de t pareada en el (Cuadro N° 18), no existe diferencia significativa al 1% entre diluyentes, en motilidad espermática de la dilución del semen al día uno conservado a 17° C.

**Cuadro 17.** Prueba de t pareada para tratamientos en motilidad espermática día 1 en el estudio sobre evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra.

Cerdos	T1	T2	di	di <sup>2</sup>
1	70	70	0	0
2	60	70	-10	100
3	70	70	0	0
4	70	65	5	25
5	60	70	-10	100
6	75	70	5	25
7	75	70	5	25
$\Sigma$	480	485	-5	
$\bar{X}$	68,57%	69,29%	-0,71	

**Cuadro 18.** Cálculo de valor de t pareada en motilidad espermática día 1

Valor de t pareada	G.L.	F. tabulada	
		5%	1%
-0,28 <sup>ns</sup>	6	2,447	3,707

<sup>ns</sup>= No significativo

Los resultados generales del (Cuadro N° 17), no coinciden con Rueda, *et al* (2009), quienes indican que obtuvieron motilidades espermáticas de 55,8% en DICIP y 68,5% en DICIP-M (diluyentes de corta duración), encontrando diferencias significativas ( $p < 0.01$ ) a las 24 horas (1 día) de post-dilución.

#### 4.1.3 Motilidad espermática día 2

Al aplicar la prueba de t pareada, no se detectó significancia (1%) entre tratamientos para el porcentaje de motilidad espermática, después de haber diluido el semen y conservado a 17° C en el día dos (Cuadro N° 20).

**Cuadro 19.** Prueba de t pareada para tratamientos en motilidad espermática día 2 en el estudio sobre evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra.

<b>Cerdos</b>	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>di</b>	<b>di<sup>2</sup></b>
1	60	60	0	0
2	50	65	-15	225
3	55	55	0	0
4	60	60	0	0
5	55	60	-5	25
6	65	55	10	100
7	65	60	5	25
$\Sigma$	410	415	-5	
$\bar{X}$	58,57%	59,29%	-0,71	

**Cuadro 20.** Cálculo de valor de t pareada en motilidad espermática día 2

Valor de t pareada	G.L.	F. tabulada	
		5%	1%
-0,24 <sup>ns</sup>	6	2,447	3,707

<sup>ns</sup>= No significativo

En el estudio realizado por Hernández (2009), demostró que no hubo diferencias significativas en el porcentaje de motilidad espermática entre los diluyentes (D16) 60,50% y (BTS) 59,50% en 48 horas (2 días); a diferencia del (DICIP) 38,75%, en el cual la motilidad disminuyó significativamente ( $p < 0.01$ ). Los promedios generales del (Cuadro N° 19) son ligeramente inferiores a los del diluyente D16 y BTS.

#### 4.1.4 Motilidad espermática día 3

Al analizar el (Cuadro N° 22), que corresponde al cálculo de la prueba de t pareada, no se encontró diferencia significativa al 1% entre diluyentes, en el semen diluido, en cuanto a la motilidad espermática en el día tres, conservado a 17° C.

**Cuadro 21.** Prueba de t pareada para tratamientos en motilidad espermática día 3 en el estudio sobre evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra.

Cerdos	T1	T2	di	di <sup>2</sup>
1	55	50	5	25
2	45	50	-5	25
3	45	50	-5	25
4	50	55	-5	25
5	45	55	-10	100
6	60	50	10	100
7	55	50	5	25
$\Sigma$	355	360	-5	
$\bar{X}$	50,71%	51,43%	-0,71	

**Cuadro 22.** Cálculo de valor de t pareada en motilidad espermática día 3

Valor de t pareada	G.L.	F. tabulada	
		5%	1%
-0,26 <sup>ns</sup>	6	2,447	3,707

<sup>ns</sup>= No significativo

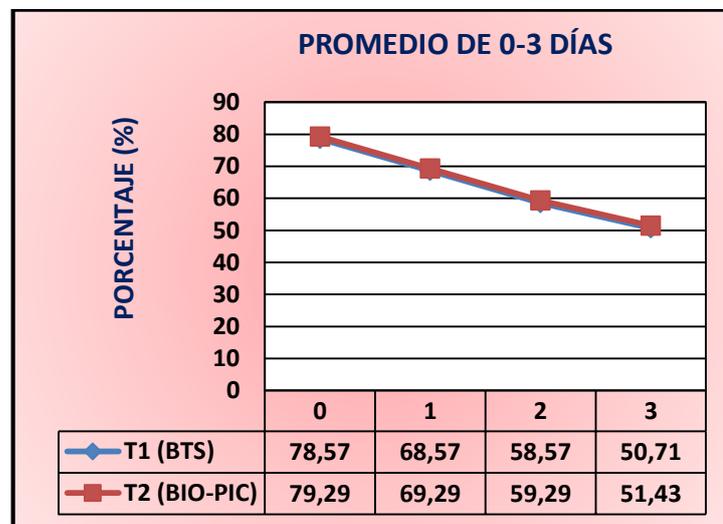
Los resultados obtenidos en el (Cuadro N° 21), no son similares con lo que reportó Rueda, *et al* (2009), quien evaluó la resistencia de motilidad espermática en semen diluido de cerdos en dos diluyentes de corta duración y obtuvo valores de 19,6% en DICIP y 38,9% en DICIP-M de motilidad espermática, existiendo diferencia significativa ( $p < 0.01$ ) a las 72 horas (día 3) de post-dilución. Por otra parte el resultado de la presente investigación (50,71% BTS y 51,43% BIO-PIC<sup>®</sup>) es superior para lo reportado por el mismo autor.

Comparando los resultados generales (Cuadro N° 23) de la variable porcentaje de motilidad espermática, no se encontró significancia entre diluyentes BTS y BIO-PIC<sup>®</sup>, hasta tres días de post-diluido el semen.

**Cuadro 23.** Comparación de la motilidad espermática de 0-3 días de post-dilución entre diluyentes.

DILUYENTE	DÍAS				PROMEDIOS (%)
	0	1	2	3	
BTS	78,57	68,57	58,57	50,71	64,11
BIO-PIC®	79,29	69,29	59,29	51,43	64,83

En la (Figura N° 8) se observa una decadencia en el porcentaje de motilidad espermática para cada diluyente, debido al tiempo de conservación.



**Fig. 8:** Interacción semen diluido y tiempo de conservación en motilidad espermática

Las reducciones en el porcentaje de motilidad de cero a tres días de post-dilución, fueron de 27,86% para BTS y BIO-PIC®. Este valor, es superior, a lo publicado por Paulenz y Col (2000), citado por Hernández (2009), quienes observaron 19% de disminución de la motilidad a las 72 horas (3 días) de conservación del semen en el medio BTS.

La pérdida de la motilidad espermática se debe a diferentes factores, principalmente a la duración del período de conservación. Así Kommisrud y Col (2002), citado por Hernández (2009), observaron un decrecimiento del 7% de la motilidad espermática cada 24 horas, en el medio BTS.

Gadea, Matas y Lucas (1998), determinaron que la motilidad espermática tiene una estrecha correlación más no directa con la fertilidad; esto quiere decir que los espermatozoides tienen un movimiento progresivo y una vez entrado en el aparato reproductivo de la hembra, sufren cambios biológicos para la fertilización, pasando de un movimiento progresivo a un movimiento rectilíneo.

## 4.2 PORCENTAJE DE ESPERMATOZOIDES VIVOS Y MUERTOS

Los datos para esta variable, se registraron después de la dilución del semen en los días: cero, uno, dos y tres días de conservación a una temperatura de 17° C.

### 4.2.1 Porcentaje de espermatozoides vivos y muertos de 0-3 días

El resultado obtenido del cálculo de la prueba de t pareada (Cuadro N° 25), se observó que no existió diferencia significativa al 1% entre diluyentes, en el semen diluido, en cuanto al porcentaje de espermatozoides vivos-muertos hasta el día tres conservado a 17°C.

**Cuadro 24.** Prueba de t pareada para tratamientos en espermatozoides vivos hasta el 3<sup>er</sup> día en el estudio sobre evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra.

cerdos	T1	T2	di	di <sup>2</sup>
1	65,00	64,00	1	1
2	58,50	67,25	-8,75	76,56
3	63,25	63,25	0	0
4	62,25	63,00	-0,75	0,56
5	59,50	65,50	-6	36
6	69,00	63,00	6	36
7	66,50	62,50	4	16
$\Sigma$	444,00	448,50	-4,50	
$\bar{X}$	63,43 %	64,07 %	-0,64	

**Cuadro 25.** Cálculo de valor de t pareada espermatozoides vivos hasta 3<sup>er</sup> día.

Valor de t pareada	G.L.	F. tabulada	
		5%	1%
-0,33 <sup>ns</sup>	6	2,447	3,707

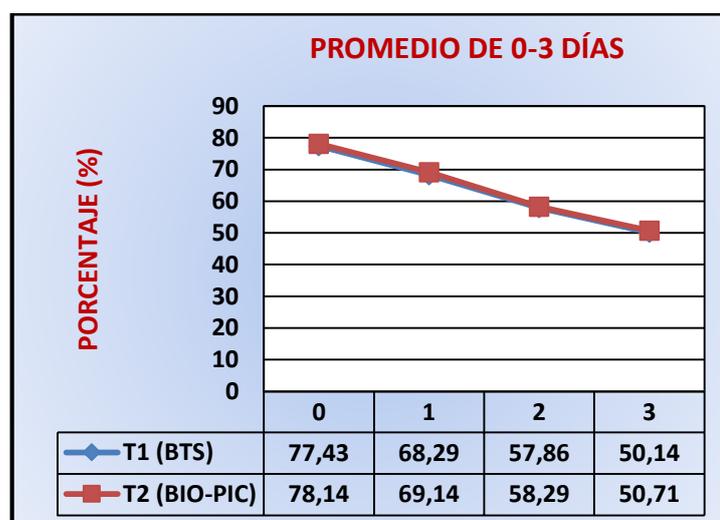
<sup>ns</sup>= No significativo

En el (Cuadro N° 26) se observa los resultados del porcentaje de espermatozoides vivos-muertos de los diluyentes hasta los tres días de conservación.

**Cuadro 26.** Comparación del porcentaje de espermatozoides vivos-muertos de 0-3 días de post-dilución entre diluyentes.

DILUYENTE	DÍAS				PROMEDIOS (%)
	0	1	2	3	
BTS	77,43	68,29	57,86	50,14	63,43
BIO-PIC	78,14	69,14	58,29	50,71	64,07

En la (Figura N° 9), según la interacción entre tratamientos y tiempo de conservación en porcentaje de espermatozoides vivos-muertos, se observa el comportamiento de los espermatozoides vivos para cada diluyente de forma independiente, hasta los tres días de post-diluido el semen.



**Fig. 9:** Interacción de semen diluido y tiempo de conservación en porcentaje de espermatozoides vivos-muertos.

Los resultados (Figura N° 9) obtenidos en la evaluación del porcentaje de espermatozoides vivos-muertos en el día cero, se encontraron dentro de los rangos establecidos por Camacho y Morejón (2000), quienes reportaron que un eyaculado de buena calidad debe ser > 75 % de espermatozoides vivos para diluir el semen.

La evaluación del porcentaje de espermatozoides vivos del semen diluido presentó un 77,43% - 78,14% en el día cero, en el día uno 68,29% - 69,14%, en el día dos un 57,86% - 58,29% y en el día tres un 50,14% - 50,71% en el T1 (BTS) y T2 (BIO-PIC®) respectivamente. Esto indica que las dosis seminales se pueden utilizar hasta el tercer día de post-dilución, ya que para realizar la inseminación artificial en porcinos se debe utilizar semen con porcentaje de espermatozoides vivos mayor a 50% (Pic, 1996).

### 4.3 NÚMERO DE LECHONES NACIDOS POR CAMADA

El número de lechones se registró, al momento del parto de cada reproductora.

#### 4.3.1 Número de lechones por camada.

Al aplicar la prueba de t al 5%, se pudo determinar que no hubo diferencias significativas para el número de lechones vivos entre ambos medios (Cuadro N° 28).

**Cuadro 27.** Prueba de t pareada para tratamientos en número de lechones nacidos vivos por camada, en el estudio sobre evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino, para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra.

<b>Cerdos</b>	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>di</b>	<b>di<sup>2</sup></b>
1	10	11	-1	-1
2	13	12	1	1
3	10	11	-1	-1
4	12	13	-1	-1
5	12	11	1	1
6	11	12	-1	-1
7	11	10	1	1
$\Sigma$	79	80	-1	
$\bar{X}$	11,29	11,43	-0,14	

Los resultados obtenidos para el número de lechones nacidos vivos (Cuadro N° 27) son ligeramente superiores a los que obtuvieron Johnson y Col (1988),

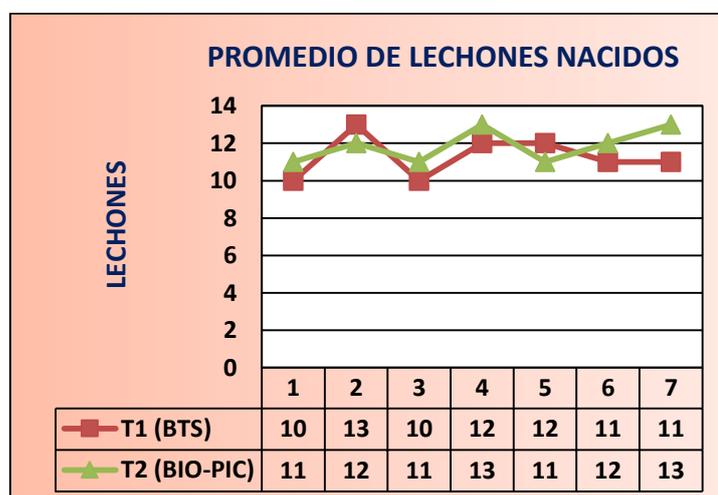
citados por Rueda (2011), ya que en su estudio del diluyente BTS frente al medio MR-A y al Modena hasta los cuatro días de conservación; encontraron que las cerdas inseminadas con BTS obtuvieron una fertilidad del 79,3% con 10,70 lechones nacidos vivos, no encontrando diferencias significativas entre el BTS y el MR-A y obtuvieron resultados significativamente mejores que para el Modena.

**Cuadro 28.** Cálculo de valor de t pareada en número de lechones nacidos vivos por camada

Valor de t pareada	G.L.	F. tabulada	
		5%	1%
-0,35 <sup>ns</sup>	6	2,447	3,707

<sup>ns</sup>= No significativo

En la (Figura N° 10) se puede diferenciar el número de lechones por camada en las 14 reproductoras, considerando que en cada tratamiento existió 7 cerdas reproductoras. Obtenido un promedio general de 11,29 lechones en T1 BTS y 11,43 lechones en T2 BIO-PIC® (Cuadro N° 27), que puede considerarse como un valor aceptable en una explotación de cerdos orientada a la mejoría en la cantidad.



**Fig. 10:** Número de lechones nacidos vivos por camada

El promedio global (Cuadro N° 27), obtenido en esta investigación fue superior a lo que reportó Hernández (2009), quien obtuvo 10,17 y 9,82 lechones nacidos vivos en D16 y BTS respectivamente; encontrando diferencias no

significativas entre diluyentes. Las diferencias de resultados en cuanto al diluyente BTS se debe a que las reproductoras fueron inseminadas de segundo y tercer parto y la presente investigación fue de tercer y cuarto parto, esto hace referencia a lo que menciona Buxade (2007), que la habilidad de las hembras multíparas para producir camadas más grandes se atribuye a 2 factores: edad y experiencia reproductiva (parición).

#### 4.4 ANÁLISIS ECONÓMICO RELACIÓN: BENEFICIO-COSTO

La presente investigación fue financiada el 50% por los productores de los planteles porcícolas y el otro 50% por los señores tesistas.

Para determinar los costos de cada tratamiento se vendió los lechones, para obtener el precio de comercialización; el cual se utilizó en el cálculo para la obtención de la rentabilidad y realizar el análisis económico.

Observando el (Cuadro N° 29), la rentabilidad calculada por tratamiento permite identificar que en el T2 (BIO-PIC®) es ligeramente superior al T1 (BTS).

**Cuadro 29.** Venta de lechones

<b>TRATAMIENTO</b>	<b>N° DE LECHONES</b>	<b>COSTO/ LECHÓN UNI/USD</b>	<b>RENTABILIDAD USD</b>
T1	79	65,00	5135,00
T2	80	65,00	5200,00
<b>TOTAL</b>	159		10335,00

**Cuadro 30.** Costos de producción del T1 BTS (Beltsville Thawing Solution) en el estudio sobre evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino, para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra.

<b>DETALLE</b>	<b>UNIDAD</b>	<b>CANTIDAD</b>	<b>SUBTOTAL (USD)</b>	<b>TOTAL (USD)</b>
Horas laboratorio	hora	5	5	25
Diluyente BTS	paquetes	4	5,8	23,20
Eyaculado del reproductor	eyaculado	7	30	210
Agua bidestilada	galón	2	6,5	13
Bolsa de colecta con Filtro	u	7	1,3	9,10
Guante de colección	u	14	0,4	5,60
Lubricante	ml	70	0,04	2,80
Catéteres de inseminación	u	15	1	15
Mano de obra de los tesisistas	u	2	400	800
Balanceado de gestación	qq	35	26	910
Balanceado de lactancia	qq	35	27	945
Asistencia técnica de las reproductoras	reproductora	7	3	21
Asistencia técnica de los lechones	lechón	79	5	395
<b>TOTAL</b>				<b>3374,70</b>

**Cuadro 31.** Costos de producción del T2 BIO-PIC® en el estudio de evaluar el efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino, para la inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto.

<b>DETALLE</b>	<b>UNIDAD</b>	<b>CANTIDAD</b>	<b>SUBTOTAL (USD)</b>	<b>TOTAL (USD)</b>
Horas laboratorio	hora	5	5	25
Diluyente BIOPIG	paquete	4	4,3	17,20
Eyaculado del reproductor	eyaculado	7	30	210
Agua bidestilada	galón	2	6,5	13
Bolsa de colecta con Filtro	u	7	1,3	9,10
Guante de colección	u	14	0,4	5,60
Lubricante	ml	70	0,04	2,80
Catéteres de inseminación	u	15	1	15
Mano de obra de los tesisistas	u	2	400	800
Balanceado de gestación	qq	35	26	910
Balanceado de lactancia	qq	35	27	945
Asistencia técnica de las reproductoras	reproductora	7	3	21
Asistencia técnica de los lechones	lechón	80	5	400
<b>TOTAL</b>				<b>3373,70</b>

#### **4.4.1 RELACIÓN BENEFICIO - COSTO**

Para la elaboración de estas relaciones, se tomó en cuenta los subtotales del costo de producción con el destino que se podría dar al comercializar.

**Cuadro 32.** Relación beneficio-costo

<b>TRATAMIENTO</b>	<b>Nro. DE LECHONES</b>	<b>COSTO/ LECHÓN (USD)</b>	<b>VENTA DE LECHONES (USD)</b>	<b>COSTO DE PRODUCCIÓN / T1;T2 (USD)</b>
T1	79	65,00	5135	3374,70
T2	80	65,00	5200	3373,70
<b>TOTAL</b>	159		10335	6748,40

Costo de producción (CP) por tratamiento = 3373,70 USD

Venta de lechones (VL) por tratamiento = 5200,00 USD

Análisis Económico (AE) = VL/CP = 1,54 USD

La razón costo beneficio permite ver que por cada dólar invertido, existe una utilidad de 0,54 USD; es decir hay un 54% de ganancia, este valor pequeño se justifica debido a la adquisición de los eyaculados, materiales y horas de laboratorio; lo que significa que aumentará la relación beneficio costo y habrá mayores ganancias para el productor al comprar las dosis seminales.

## **CAPÍTULO V**

### **CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

#### **CONCLUSIONES**

- 1.** En la variable del porcentaje de motilidad espermática, no existió significancia estadística entre los tratamientos; estableciéndose que el porcentaje de motilidad está en un promedio de 64,11% vs 64,83% de 0-3 días de post-diluido el semen, en el T1 BTS y en el T2 BIO-PIG<sup>®</sup> respectivamente.
- 2.** Realizado el análisis estadístico para la comparación de los diluyentes (BTS y BIO-PIG<sup>®</sup>), no se obtuvo significancia en el porcentaje de espermatozoides vivos y muertos, es decir no hubo influencia en la conservación de las dosis en esta variable.
- 3.** El número de lechones nacidos por camada, muestra una ligera superioridad en el diluyente BIO-PIG<sup>®</sup>. Al comparar los promedios se determinó que el T2 supera al T1 en 0,14 lechones por camada, el que influye en la cuarta variable que es el análisis económico.
- 4.** En el punto de vista económico al comparar los costos de producción por tratamiento demuestra que el T2 (BIO-PIG<sup>®</sup>) es ligeramente superior, al cual representa un porcentaje de utilidad de 54%, lo que quiere decir que invertiría 1 USD y recuperaría 0,54 USD. A mayor número de lechones nacidos mayor rentabilidad.

## RECOMENDACIONES

1. Realizar estudios en la comparación de diluyentes de larga duración de 0 -7 días e inseminación artificial, para evaluar la fertilidad y prolificidad del semen conservado hasta 7 días, inseminando de 0 - 7 días de conservación y obteniendo el número de lechones nacidos por camada de cada día.
2. Implantar nuevas investigaciones con más variables como: interacción raza-diluyente, número de diluyentes, volumen de las dosis, número de dosis por inseminación o elaborar un nuevo diluyente.
3. Realizar investigaciones con la utilización de una o dos dosis de material seminal para relacionar con el tamaño de camada.
4. Se recomienda probar aplicaciones de prostaglandinas, PMSG (gonadotropina sérica) en reproductoras, restando de 3-5 días antes de que empiece el estro (celo) y realizar sincronización de celo para adquirir mayor ovulación en la cerda.

## **CAPÍTULO VI**

### **6. ESTUDIO DE IMPACTO AMBIENTAL**

#### **6.1. INTRODUCCIÓN**

Toda actividad productiva o de desarrollo genera impactos positivos y negativos, que en menor o mayor magnitud generan cambios en el ambiente. Al desarrollar el presente estudio los factores biótico, abiótico y socioeconómico, se afectaron debido al inadecuado manejo técnico de la explotación porcina.

#### **6.2. OBJETIVOS**

##### **6.2.1. General**

Determinar los efectos positivos y negativos que provoca “EVALUAR EL EFECTO DE DOS TIPOS DE DILUYENTES BELTSVILLE, THAWING SOLUTION (BTS) Y BIO-PIG®, EN LA CONSERVACIÓN DE SEMEN PORCINO Y LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN CERDAS DE TERCER Y CUARTO PARTO EN LAS PARROQUIAS URBANAS DE CARANQUI Y SAN ANTONIO DEL CANTÓN IBARRA, PROVINCIA DE IMBABURA”.

##### **6.2.2. Específicos**

- Identificar los impactos ambientales que se produzcan sobre los recursos suelo, agua y aire como consecuencia de la implementación de la presente investigación.
- Perfeccionar las condiciones de manejo técnico en los planteles porcícolas, evitando así un porcentaje alto de impactos negativos.

- Fijar medidas de mitigación que permitan atenuar y minimizar los efectos negativos provocados por la explotación porcina.

### **6.3. MARCO LEGAL**

#### **Ley de Gestión Ambiental**

**Art. 6.** La explotación racional de recursos naturales en ecosistemas frágiles o en áreas protegidas, se realizará por excepción y siempre que se cuente, con la antelación debida, del respectivo estudio de impacto ambiental.

**Art. 19 y 20.** Toda acción que represente riesgo ambiental, debe poseer la respectiva licencia; por lo que las obras públicas, privadas o mixtas y los proyectos de inversión públicos y privados que puedan causar impactos ambientales serán calificados previamente a su ejecución, por los organismos descentralizados de control conforme lo establecido por el sistema único de manejo ambiental, cuyo principio rector es precautelario.

**Art. 21.** Condiciona la emisión de licencias ambientales al cumplimiento de requisitos que constituyen en su conjunto sistemas de manejo ambiental, y que incluyen: estudios de línea base, evaluación de impacto ambiental, evaluación de riesgos, planes de manejo de riesgos, sistemas de monitoreo, planes de contingencia y mitigación, auditorías ambientales y planes de abandono.

**Art. 23.** La evaluación de impacto ambiental debe comprender la estimación de los probables efectos sobre la población y el medio ambiente, la identificación de posibles alteraciones en las condiciones de tranquilidad pública, y la detección de las incidencias que la actividad o proyecto puede acarrear sobre los elementos del patrimonio cultural, histórico o escénico.

**Art. 24.** En obras públicas o privadas, las obligaciones que se desprenden del sistema de manejo ambiental, pasan a formar parte de los correspondientes contratos.

**Art. 39.** Las instituciones encargadas de administrar recursos naturales, controlar la contaminación y proteger el medio ambiente; deben de establecer programas de monitoreo sobre el estado ambiental en las áreas de su competencia, que permitan informar sobre las probables novedades a la auditoría ambiental nacional o a las entidades del régimen seccional autónomo.

#### **TULSMA. Objetivo de los EsIA**

**Art. 13.** El objetivo del proceso de Evaluación de Impactos Ambientales es garantizar que los funcionarios públicos y la sociedad en general tengan acceso, en forma previa a la decisión sobre su implementación o ejecución, a la información ambiental trascendente, vinculada con cualquier actividad o proyecto. Aparte de ello, en el referido proceso de Evaluación de Impactos Ambientales deben determinarse, describirse y evaluarse los potenciales impactos y riesgos respecto a las variables relevantes del medio físico, biótico, socio – cultural, así como otros aspectos asociados a la salud pública y al equilibrio de ecosistemas.

**Art. 22.** Ley de Aguas (Registro Oficial N° 333), prohíbese toda contaminación de las aguas que afecte a la salud humana o al desarrollo de la flora o de la fauna.

#### **6.4. DESCRIPCIÓN DEL PROYECTO**

La evaluación del efecto de dos tipos de diluyentes comerciales en semen porcino, para inseminación artificial en reproductoras de tercer y cuarto parto en el cantón Ibarra; tiene como objetivo identificar el mejor diluyente en semen porcino, para lograr una alta calidad seminal.

#### **6.4.1. Área de Influencia Directa (AID)**

El Área de Influencia Directa es el sitio consignado a la explotación porcina, con una superficie de 1500 m<sup>2</sup>.

#### **6.4.2. Área de Influencia Indirecta (AII)**

Las áreas de influencia indirecta constituyen las partes más alejadas del proyecto como: caminos, acequias y cultivos aledaños, en un área de 500 metros alrededor del plantel porcícola.

### **6.5. Línea Base**

La experimentación se estableció en un lote de 1500 m<sup>2</sup> de superficie, en el sector de Natabuela, Atuntaqui en el laboratorio de propiedad de la Sra. Carmen Díaz.

#### **6.5.1. Características del lote**

Explotación anterior:	Cerdos
Contaminación eólica:	Baja
Estructura:	Buena
Nivelación:	Buena

#### **6.5.2. Caracterización del ambiente**

##### **6.5.2.1. Clima**

Temperatura media anual:	16 °C
Precipitación media anual:	650 mm/año
Clima:	Templado seco

### **6.5.2.2. Fauna**

La fauna predominante la constituyen insectos de los órdenes coleóptera y lepidóptera y variedad de especies de aves.

### **6.5.2.3. Flora**

Existen poblaciones moderadas de malezas anuales y perennes: kikuyo (*Penisetum clandestinum*), cucarda (*Hibiscus rosa-sinensis*), eucalipto (*Eucalyptus camaldulensis*) y chilca (*Bacharis latifolia*).

## 6.6. EVALUACIÓN DEL IMPACTO

**Cuadro 33.** Matriz de Leopold para la Evaluación de Impactos Ambientales en un Plantel Porcícola.

ACCIONES DEL PROYECTO			CONSTRUCCIÓN							OPERACIÓN Y MANTENIMIENTO							AFECTACIONES POSITIVAS	AFECTACIONES NEGATIVAS	AGREGACIÓN DE IMPACTOS			
FACTORES AMBIENTALES	CAT	COMPONE.	ELEMENTOS	Modificación del habitat	Alteración de cobertura	Caminos	Construcción de chancheras	Construcción de bodega	Captación de aguas residuales	Desalojo de material sobrante	Limpieza de chancheras	Alimentación de animales	Desparasitación	Control sanitario	Control de insectos	Mantenimiento de chancheras				Comercialización		
				ABIOTICOS	SUELO	SEDIMENTACIÓN	-1 1	-1 1	2 1	3 1	3 1	2 1										
EROSIÓN	-1 1	-1 1	2 1			3 1	3 1	3 1	2 1											5	-2	11
COMPACTACIÓN	-1 2	-1 2	-1 2			1 1	1 3	-1 3	2 2	1 2										3	-4	1
DRENAJES	-2 2	-2 2				3 1	3 1	2 1			3 1							3 1		5	-2	6
AGUA	AGUA SUPERFICIAL					3 1	3 1	-1 1			2 1	3 1					-1 1			4	-2	9
	CALIDAD					2 3		-1 1			2 3	3 3		2 3		2 3				5	-1	32
AIRE	CALIDAD (gases)	-1 1	-1 1						-3 3			-2 2	-3 2		2 1	-2 2		3 1		2	-6	-20
	RUIDO					-2 2	-2 2			2 1	-3 2	-3 3	-2 3	-2 1				-3 3		1	-7	-36
BIOTICOS	FLORA	ÁRBOLES Y ARBUSTOS	-1 2	2 1	-1 2														1	-2	-2	
		CULTIVOS Y PASTOS	-1 1	1 1	-1 2	-2 2	-2 2	-1 2												1	-5	-12
		MALEZAS	-1 3	-1 2	1 2	3 1	3 1	3 1												4	-2	6
	FAUNA	AVES	-1 1													-2 2				0	-2	-5
		INSECTOS BENÉFICOS	-3 1	-3 2	-1 2											-3 3				0	-4	-20
		ANIMALES TERRESTRES	-1 1	-1 1	-1 1	-1 2	-1 2	-1 2	-2 2											0	-7	-13
SOCIAL ECONÓMICO Y CULTURAL	USO DEL SUELO	PECUARIO	1 2	1 2	1 1	3 3	3 3	3 3	1 3	3 3	3 3	3 3	3 3	3 3	3 3	3 3	3 3		14	0	96	
		SEGURIDAD			2 2	2 2	2 2	2 2	2 2		2 2	2 2	2 2	2 2	1 1	1 1	2 1		10	0	33	
	INTERÉS HUMANO	EMPLEO	2 2	2 2	2 3	3 3	3 3	3 3	3 3								3 3		7	0	50	
EVALUACIONES	AFECTACIONES POSITIVAS		2	4	6	10	9	7	4	5	4	2	4	2	4	3		144				
	AFECTACIONES NEGATIVAS		-11	-8	-5	-3	-3	-6	-1	-2	-2	-1	-1	-3	-1	-1						
	AGRAGACIÓN DE IMPACTOS		-14	-9	9	36	30	15	3	14	10	11	15	-7	26	5						

## 6.7. JERARQUIZACIÓN DE IMPACTOS

**Cuadro 34.** Jerarquización de impactos

<b>ELEMENTOS AMBIENTALES</b>	<b>AGREGACIÓN DE IMPACTOS</b>
Pecuario	96
Empleo	50
Seguridad	33
Calidad de agua	32
Ruido	-36
Calidad de aire (gases)	-20
Insectos benéficos	-20
Animales terrestres	-13

**Análisis.** Al evaluar los elementos ambientales que fueron modificados o afectados se determinó lo siguiente:

- El aspecto socio - económico y cultural y la calidad de agua en la explotación porcina, se vio afectado positivamente por las acciones que se emprendió en la presente investigación, dando empleo y por ende ingresos económicos a las familias de los involucrados, mejorando así su calidad de vida.
- El ruido, la calidad de aire (gases), insectos benéficos y animales terrestres están influenciadas negativamente debido al manejo inadecuado de los plantales porcícolas de los propietarios.

## 6.8. PLAN DE MANEJO AMBIENTAL

El presente plan de manejo ambiental, está orientado principalmente a reducir los efectos adversos que se producen con la calidad del aire (gases), residuos de los animales y labores de manejo que se llevaron a cabo en la limpieza y mantenimiento del plantel.

## **6.9. MEDIDAS DE MITIGACIÓN**

- Realizar trabajos de limpieza en horas menos ventosas, para no influir en el arrastre de olores.
- Manejar la recolección de residuos de los animales y dirigirlos a una pequeña planta de sedimentación, para evitar complicaciones en la salud, el desarrollo y productividad del plantel e impedir la emanación de malos olores al medio.
- Implantar un manejo de vacunación, para prevenir brotes de enfermedades que no puedan altera el desarrollo normal del plantel.
- Reducir la utilización de agua con la utilización de pulverizadores, que economicen el uso del agua de no perjudicar el medio biótico.
- Los equipos y herramientas de trabajo, deben ser usados en buen estado.

## BIBLIOGRAFÍA

- Buxade, C. (2007). La Cerda Reproductora: Claves de su Optimización Productiva. Editorial Euroganadería.
- Caicedo, J. y Perez, L. (1992). Sincronización de celo e inseminación artificial en cerda. Universidad Central del Ecuador. Quito, Ecuador.
- Calderón, O. (1998). Inseminación artificial y reproducción del ganado porcino (diapositivas). Asociación de Ganaderos de la Sierra y Oriente del Ecuador.
- Calderón, O. (2010). Inseminación artificial en cerdas (diapositivas). Universidad Central del Ecuador. Quito, Ecuador.
- Camacho, D. y Morejón, E. (2000). Valoración de la calidad de semen porcino utilizando el test endósmosis y test de resistencia osmótica. Universidad Central del Ecuador. Quito, Ecuador.
- Córdova, A. y Córdova, J. (2007). Control reproductivo del verraco. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco, México. Sitio Argentino de Producción Animal; 18(1), p. 2
- Gadea, J. Matas, C. & Lucas, X. (1998). Prediction of porcine semen fertility by homologous in vitro penetration (HIVP) assay. Anim Reprod Sci; 54(1), p 97
- Gadea, J. (2005). Sperm factors related to in vitro and in vivo porcine fertility. Theriogenology. Anim Reprod Sci; 63(4), pp. 31-44
- García, P. (2000). Test de resistencia osmótica en porcinos I.N.I.A.(diapositivas). Área de Reproducción Animal España.
- Hafez, E. (1993). Reproducción e Inseminación Artificial en Animales (6ª edición). Interamericana- McGraw-Hill, D.F. México.

- Hermann, A. (1994). The Artificial Inseminations and Embryo Transfer of Dairy and Beef Cattle; (8<sup>th</sup> edition). Interstate Publisher, Illinois, E.E.U.U.
- Hughes, P.E. (1984). Reproducción del cerdo. Zaragoza, España. Editorial Acribia.
- Huertas, J. (1991). Manual práctico y moderno de inseminación. Reproducir Ltda. y Colsemen Ltda.
- INEC Instituto nacional de estadística y censos. (2009). Encuesta de superficie y producción agropecuaria. Ibarra, Ecuador; p. 80
- INEC-MAG-SICA (2002). III Censo agropecuario. Ibarra, Ecuador; p. 34
- Koeslag, J. (2008). Manual para educación agropecuaria porcina. Área: Producción Animal. Editorial Trillas.
- Kubus, M. (1999). Manual de inseminación artificial porcina. Equipo Técnico de Kubus, Madrid, España.
- Leon, P. (2012). Procesamiento de la extracción del semen (entrevista). Universidad Central del Ecuador. Quito, Ecuador.
- Mann, T. & Lutwak, C. (1981). Male Reproductive Function and Semen. Themes and Trends in Physiology, Biochemistry and Investigative Andrology. Springer-Verlag Berlin.
- Martínez, R. (1998). Principales factores que afectan la reproducción en el cerdo (Volumen 8). Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad Universitaria, 04510, México, D.F.
- Martínez, R. (2006). Módulo en Producción Porcina. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Méndez, V. (1991). Fisiología de la reproducción porcina. Editorial Trillas, México.

- Merck, Sharp & Down. (1993). El Manual Merck de Veterinaria (4ta edición). Centrum Moyam, Cuba.
- Minitube, (2006). Spermnotes (Volumen 11). Alemania. Issue 4.
- Moreno, D. (2000). Comparación de 3 diferentes catéteres en inseminación artificial en porcinos. Universidad Central del Ecuador. Quito, Ecuador.
- Pérez, M. (1991). Reproducción porcina: Producción espermática (diapositivas). I.N.I.A, España.
- Pérez, C. Y Pérez, F. (1990). Reproducción animal. Inseminación artificial y trasplante de embriones; (1ª edición). Científico médica. España.
- PIC, (1996). Manual de procedimientos de inseminación artificial. Equipo Técnico de PICPORGEN, Colina, Chile.
- Quintero, A. Rigau, T. & Rodríguez, J. (2004). Regression analyses and motile sperm subpopulation structure study as improving tools in boar semen quality analysis. *Theriogenology*; 61(1). p. 687
- Rillo, M. (1994). Reproducción animal. Centro Internacional de Altos Estudios Agronómicos Mediterráneos. Zaragoza España.
- Rivera, R. (1997). Evaluación de 3 diluyentes en semen porcino para uso de 96 y 129 horas posteriores a la colecta. Universidad Central del Ecuador. Quito, Ecuador.
- Rueda, M. (2011). Diluyentes para la conservación de semen porcino. Instituto de Investigaciones Porcinas. Gaveta Postal N°. 1 Punta Brava. La Habana Cuba. *Revista computarizada de producción porcina*; 18(1). pp. 24-25

Sánchez, R. (1994). Inseminación artificial de porcino. 1º Curso Internacional de reproducción Animal (diapositivas). Puerta de Hierro, Madrid, España

Williams, S. (2000). Fisiología y endocrinología en el verraco. VII Simposio Internacional de Reproducción e Inseminación Artificial en Suinos (diapositivas). Brasil.

## **LINKOGRAFÍA**

Araque, H. (2009). Sistemas de producción de cerdos; Venezuela. Disponible en: [www.ucv.ve/fileadmin/user\\_upload/facultad.../Clase\\_VII.pdf](http://www.ucv.ve/fileadmin/user_upload/facultad.../Clase_VII.pdf)  
Consultado el 13 de Agosto del 2012.

APVA. Artículo Portal Veterinaria Arbeitar (2003). Diluyentes de inseminación artificial porcina; Zaragoza, España. Disponible en: <http://www.albeitar.portalveterinaria.com/noticia/3394/>  
Consultado 29 de noviembre del 2012.

AAPP. Asociación Argentina Productores de Porcinos (2010). Inseminación Artificial en porcinos. Revista de Porcinos N° 815. Argentina. Disponible en: <http://www.porcinos.org.ar/doc/815.pdf>  
Consultado el 10 de octubre del 2012.

Benítez, J. (2009). Comparación de diluyentes para la crío preservación de semen porcino. Universidad Autónoma de Nayarit. Nayarit-México. Disponible en: <http://exlibris.uan.edu.mx/tesis1/veterinaria/VET142097.pdf>.  
Consultado 05 de enero del 2013.

Carmona, G. (s.a.). Guía técnica para productores de cerdos: Manejo de la cerda durante el parto; Costa Rica. Disponible en [www.mag.go.cr/biblioteca\\_virtual\\_animal/cerdos\\_parto.pdf](http://www.mag.go.cr/biblioteca_virtual_animal/cerdos_parto.pdf).  
Consultado el 13 de diciembre 2012.

- Carrero, H. (2005). Manual de producción porcícola. Ministerio de protección social. Tulúa, Colombia. Disponible en:<http://www.monografias.com/trabajos-pdf2/manual-produccion-porcicola/manual-produccion-porcicola.pdf>. Consultado el 13 de agosto del 2012.
- Depal, (2010). Inseminación Artificial en Cerdas; Venezuela. Disponible en:<http://laboratoriosdepal.com/noticias-de-interes/inseminacion-artificial-en-cerdas/>. Consultado el 6 de septiembre del 2012.
- Esimer, (2011). Estructura del espermatozoide. Barcelona, España. Disponible en: <http://www.esimer.com/blog/tag/estructura-espermatozoide/> Consultado el 27 de diciembre del 2012.
- Franco, J. (2006). Inseminación artificial en porcinos. Disponible en:<http://agronica.udea.edu.co/talleres/Produccion%20porcina/Jorge%20Franco/INSEMINACION%20ARTIFICIAL%20EN%20PORCINOS.pdf>. Consultado el 6 de septiembre del 2012.
- Fuentes, M. Pérez, L. Soca, M. y Suárez, Y. (2006). Características reproductivas de la cerda. Influencia de algunos factores ambientales y nutricionales. Revista Electrónica de Veterinaria (REDVET); 8(1) pp. 2-3, 7-8. España. Disponible en: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n010106/010612.pdf>. Consultado el 8 de diciembre del 2012.
- Gadea, J. (2004). El uso de semen porcino congelado; Producción porcina. Universidad de Murcia España. Mundo Ganadero; 169(1). p. 60 Disponible en:[http://www.produccion-animal.com.ar/produccion\\_porcina/00-reproduccion\\_IA\\_porcinas/64-semen\\_congelado.pdf](http://www.produccion-animal.com.ar/produccion_porcina/00-reproduccion_IA_porcinas/64-semen_congelado.pdf). Consultado 29 de julio de 2012.
- Gallego, L. (1996). Nuevas técnicas de reproducción asistida aplicadas a la producción animal. Universidad de Castilla la Mancha, España. Editorial Graficas Cuenca S.A. Hnos. Valdés. Disponible en:

[http://www.books.google.com.ar/books?id=\\_DzRV7xD5\\_QC&pg=PA106&dq=nuevas+tecnicas+de+la+inseminaci%C3%99n](http://www.books.google.com.ar/books?id=_DzRV7xD5_QC&pg=PA106&dq=nuevas+tecnicas+de+la+inseminaci%C3%99n). Consultado el 16 de agosto del 2012.

Gómez, C. (1998). Diluyentes de refrigeración para semen porcino. Departamento de Magapor SL. Zaragoza, España. Disponible en: [http://www.magapor.com/images/Veterinarios/Doc\\_8.pdf](http://www.magapor.com/images/Veterinarios/Doc_8.pdf). Consultado 23 de diciembre 2012.

Hernández, J. (2009). Evaluación de un nuevo diluyente para semen porcino. Revista Electrónica de Veterinaria (REDVET); 10(4) p. 6. Cuba Disponible en: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040409/040908.pdf>. Consultado el 28 de diciembre del 2012.

Le Coz, P. (2007). Inseminación artificial en cerdos: La dilución y la conservación del semen. Barcelona, España. Disponible en: [http://www.3tres3.com/inseminacion\\_artificial/la-dilucion-y-la-conservacion\\_4032/](http://www.3tres3.com/inseminacion_artificial/la-dilucion-y-la-conservacion_4032/)). Consultado el 15 de noviembre del 2012.

Macoga, (2010). Ventajas e inconvenientes de la inseminación artificial porcina. Disponible en: <http://macogae.blogspot.com/2010/08/ventajas-e-inconvenientes-de-la.html>. Consultado el 18 de septiembre del 2012.

Magapor,(s.a.). Manual de producción de dosis seminales. Zaragoza, España. Disponible en: <http://www.magapor.com/images/Ayuda/5.pdf>. Consultado el 20 de noviembre del 2012.

Magapor, (2011). Solución biológica para la conservación del semen porcino: BIO-PIC; Zaragoza, España. Disponible en: [http://www.magapor.com/images/Articulo/Doc\\_1.pdf](http://www.magapor.com/images/Articulo/Doc_1.pdf) Consultado el 27 noviembre del 2012.

Mazzarri, G. (1984). Control de la reproducción e inseminación artificial en cerdos. Venezuela. Disponible en:

[http://sian.inia.gob.ve/repositorio/revistas\\_tec/FonaiapDivulga/fd15/texto/control.htm](http://sian.inia.gob.ve/repositorio/revistas_tec/FonaiapDivulga/fd15/texto/control.htm). Consultado el 8 de septiembre del 2012.

Maqueda, L. (2008). Conservación de la calidad del semen: Diluyentes, empaques, temperatura y transporte. Argentina. Disponible en: <http://www.pigsranch.com.ar/modules.php?name=News&file=article&sid=23>. Consultado el 10 de junio de 2012.

Rueda, M. Perdigón, R. y Arias T. (2009). Optimización de la conservación del semen. Revista Computadorizada de Producción Porcina (RCPP) 16(1) p. 28. Disponible en: <http://revistas.mes.edu.cu/greenstone/collect/repo/import/repo/20100429/10269053161026.pdf>. Consultado el 29 de diciembre de 2012.

Pandora, P. (2008). Ciclo estral en la cerda. Disponible en: <http://www.animalosis.com/ciclo-estral-en-la-cerda/>. Consultado 11 de julio del 2012.

U.M.E. Universidad de Murcia España, (s.a.). Técnicas de análisis seminal. Murcia, España. Disponible en: <http://www.um.es/grupo-fisiovet/Im-analisis-seminal.htm>. Consultado el 10 de enero del 2013.



# ANEXOS



## ANEXOS

### ANEXO 1. EVALUACIÓN MACROSCÓPICA DEL EYACULADO

**Cuadro 35.** Evaluación macroscópica de los eyaculados

<b>EVALUACIÓN MACROSCÓPICA DEL EYACULADO DE LOS REPRODUCTORES</b>								
<b>Reproductores</b>			<b>Volumen (ml)</b>	<b>Temperatura (°C)</b>	<b>Color</b>	<b>Olor</b>	<b>pH</b>	
1	Cerdo	1	Eyaculado	100	36	Blanco lechoso	Normal	7
		2	Eyaculado	110	36	Blanco lechoso	Normal	7
2	Cerdo	1	Eyaculado	120	36	Blanco lechoso	Normal	7
		2	Eyaculado	110	36	Blanco lechoso	Normal	7
3	Cerdo	1	Eyaculado	125	36	Blanco lechoso	Normal	7
		2	Eyaculado	115	36	Blanco lechoso	Normal	7
4	Cerdo	1	Eyaculado	130	36	Blanco lechoso	Normal	7
		2	Eyaculado	120	36	Blanco lechoso	Normal	7
5	Cerdo	1	Eyaculado	180	36	Blanco lechoso	Normal	7
		2	Eyaculado	200	36	Blanco lechoso	Normal	7
6	Cerdo	1	Eyaculado	150	35	Blanco lechoso	Normal	7
		2	Eyaculado	140	35	Blanco lechoso	Normal	7
7	Cerdo	1	Eyaculado	170	36	Blanco lechoso	Normal	7
		2	Eyaculado	180	36	Blanco lechoso	Normal	7

## ANEXO 2. EVALUACIÓN DE ESPERMATOZOIDES ANORMALES

**Cuadro 36.** Examen morfológico del semen

<b>FECHA:</b> 07-03-2012	<b>DILUYENTE:</b> Beltsville Thawing Solution (BTS)	
<b>MACHO:</b> # 1	<b>NOMBRE:</b> Cantinflas	<b>RAZA:</b> Landrace
<b>EYACULADO:</b> 1	<b>PESO:</b> 250 kl	<b>PROPIETARIO:</b> Carmen Díaz

### ANORMALIDADES

Número de esperma evaluada	Anormalidades primarias		Anormalidades secundarias			Con gota citoplasmática	Otros
	Cabeza	Pieza media/cola	Colas dobladas	Cabezas Perdidas	Acrosoma desprendido		
100	III	I	IIII	I		I	
100	III	I	IIII	I		I	
100	IIII	I	IIII	II		II	
<b>Total %</b>	11	3	15	4		4	
<b>In %</b>	3,7	1	5	1,3		1,3	
						Total In %	12,3

## ANEXO 3. FÓRMULA PARA DETERMINAR EL NÚMERO DE DOSIS POR EYACULADO

$$N = \frac{\text{Volumen} \times \text{Concentración/ml} \times \% \text{motilidad} \times \% \text{normales}}{\text{número de espermatozoides por dosis}}$$

Ejemplo: Cerdo 1 de 1 eyaculado

$$N = \frac{100 * 265000000 * 0,75 * 0,88}{3000000000}$$

$$N = 5,83 \text{ dosis}$$

Ejemplo: Cerdo 5 de 1 eyaculado

$$N = \frac{200 * 335000000 * 0,80 * 0,90}{3000000000}$$

$$N = 16,08 \text{ dosis}$$

#### ANEXO 4. DATOS OBTENIDOS.

### MOTILIDAD ESPERMÁTICA

**Cuadro 37.** Motilidad espermática del T1 Bestville Thawing Solution (BTS) de 0 a 3 días.

CERDOS	DÍAS			
	D0	D1	D2	D3
1	75	70	60	55
2	80	60	50	45
3	80	70	55	45
4	80	70	60	50
5	75	60	55	45
6	80	75	65	60
7	80	75	65	55

**Cuadro 38.** Motilidad espermática del T2 BIO-PIC® de 0 a 3 días.

CERDOS	DÍAS			
	D0	D1	D2	D3
1	80	70	60	50
2	85	70	65	50
3	80	70	55	50
4	75	65	60	55
5	80	70	60	55
6	80	70	55	50
7	75	70	60	50

## PORCENTAJE DE ESPERMATOZOIDES VIVOS

**Cuadro 39.** Porcentaje de espermatozoides vivos del T1 Bestville Thawing Solution (BTS) de 0 a 3 días.

CERDOS	DÍAS			
	D0	D1	D2	D3
1	73	69	63	55
2	80	60	50	44
3	78	70	60	45
4	79	68	53	49
5	74	64	54	46
6	80	75	63	58
7	78	72	62	54

**Cuadro 40.** Porcentaje de espermatozoides vivos del T2 BIO-PIC® de 0 a 3 días.

CERDOS	DÍAS			
	D0	D1	D2	D3
1	78	70	59	49
2	84	71	64	50
3	80	70	55	48
4	74	65	58	55
5	79	70	59	54
6	79	70	53	50
7	73	68	60	49

**Cuadro 41.** Número de lechones nacidos por camada de T1 Beltsville Thawing Solution (BTS) y T2 BIO-PIC®.

Cerdo	T1	T2
1	10	11
2	13	12
3	10	11
4	12	13
5	12	11
6	11	12
7	11	10

## ANEXO 5. FOTOGRAFÍAS



**Fotografía 1.** Selección de hembras



**Fotografía 2.** Limpieza del prepucio



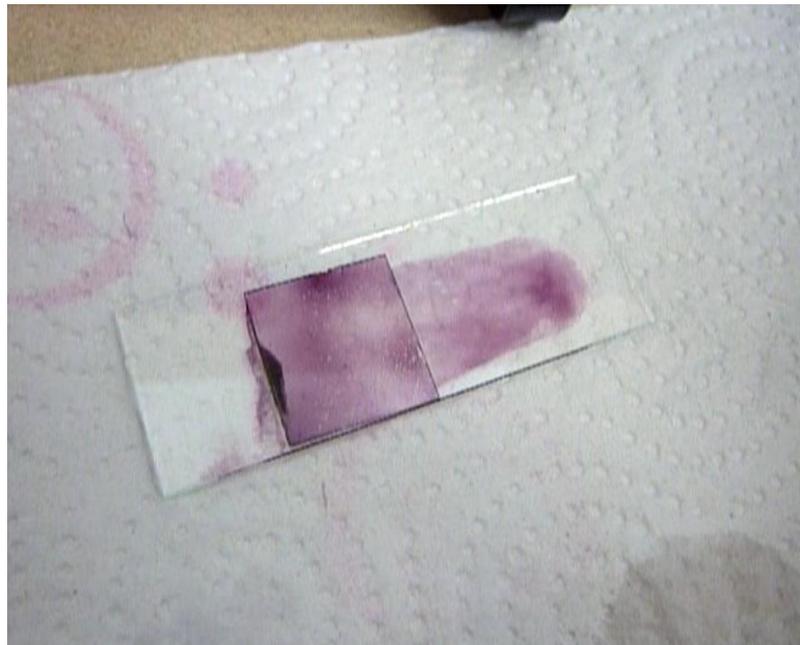
**Fotografía 3.** Extracción del semen



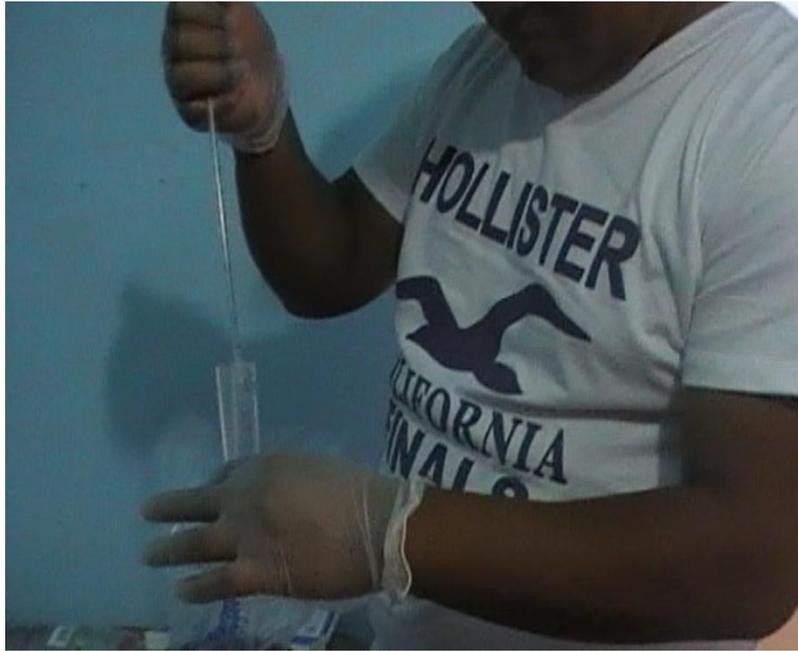
**Fotografía 4.** Materiales y equipos de laboratorio



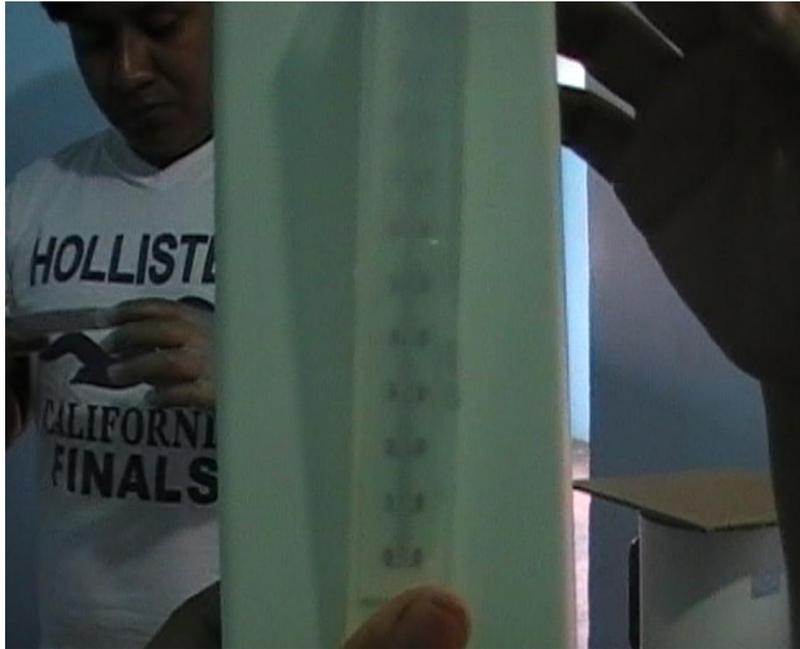
**Fotografía 5.** Prueba de motilidad espermática



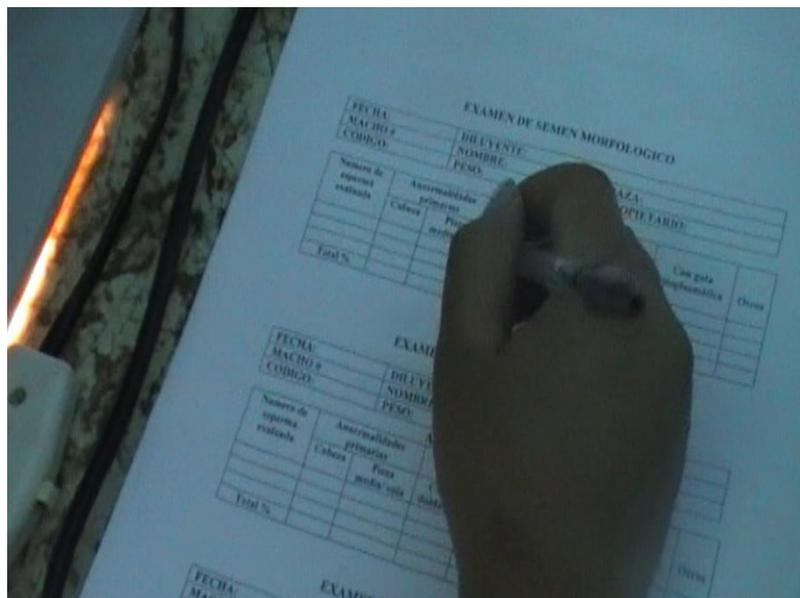
**Fotografía 6.** Prueba de porcentaje de espermatozoides vivos y muertos



**Fotografía 7.** Prueba de concentración espermática



**Fotografía 8.** Lectura de la prueba de concentración espermática



**Fotografía 9.** Prueba de anomalías de los espermatozoides



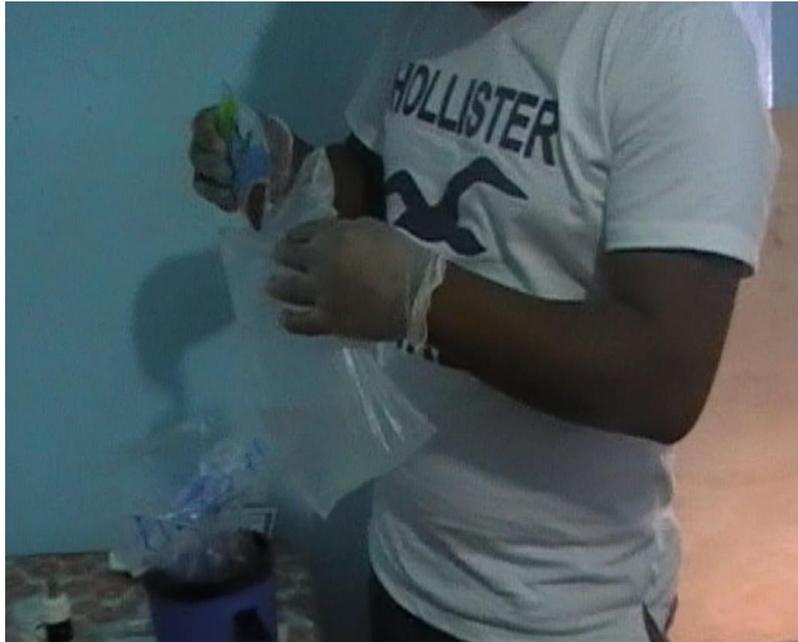
**Fotografía 10.** Prueba de pH del eyaculado



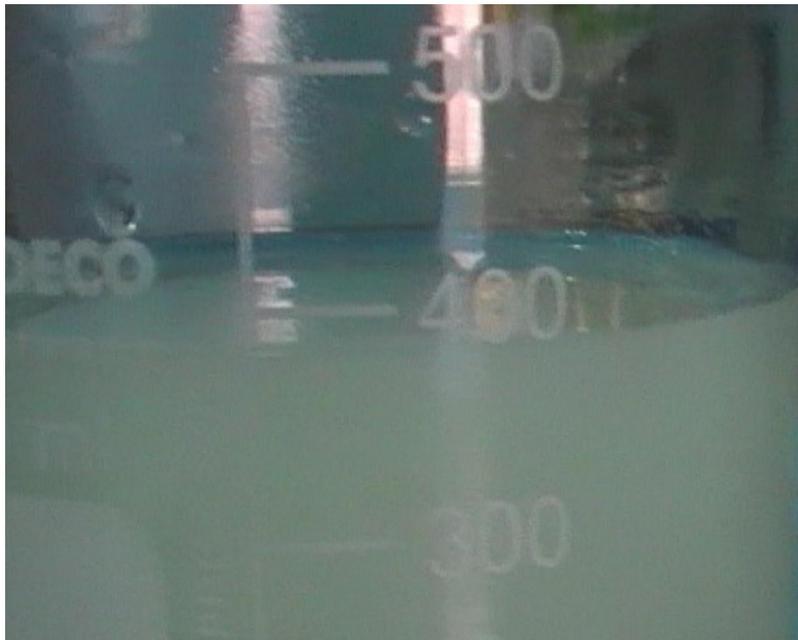
**Fotografía 11.** Lectura de la Prueba de pH del eyaculado



**Fotografía 12.** Agua bidestilada a baño maría



**Fotografía 13.** Dilución del diluyente en agua bidestilada a 37° C



**Fotografía 14.** Dilución del semen con la preparación del diluyente



**Fotografía 15.** Envasado de las dosis en 100 ml



**Fotografía 16.** Dosis del material seminal a temperatura ambiente



**Fotografía 17.** Conservación de dosis en la nevera aclimatadora a 17° C.



**Fotografía 18.** Transporte de las dosis seminales en el culer



**Fotografía 19.** Limpieza de la vulva



**Fotografía 20.** Inseminación artificial de la reproductora



**Fotografía 21.** Parto de la reproductora



**Fotografía 22.** Número de lechones por camada