

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**COMPARACIÓN DEL NÚMERO DE LECHONES NACIDOS
VIVOS EN CERDAS PRIMERIZAS F1 LÍNEA NEWSHAM,
UTILIZANDO DOS MÉTODOS DE INSEMINACIÓN
ARTIFICIAL, CERVICAL Y POST-CERVICAL**

JOSÉ RODRIGO MALDONADO NÁJERA

Médico Veterinario

GUATEMALA, SEPTIEMBRE DE 2018

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**COMPARACIÓN DEL NÚMERO DE LECHONES NACIDOS VIVOS
EN CERDAS PRIMERIZAS F1 LÍNEA NEWSHAM, UTILIZANDO
DOS MÉTODOS DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL, CERVICAL Y
POST-CERVICAL**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

JOSÉ RODRIGO MALDONADO NÁJERA

Al conferírsele el título profesional de

Médico Veterinario

En el grado de licenciado

GUATEMALA, SEPTIEMBRE DE 2018

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA**

DECANO:	M.A. Gustavo Enrique Taracena Gil
SECRETARIO:	Dr. Hugo René Pérez Noriega
VOCAL I:	M.Sc. Juan José Prem González
VOCAL II:	Lic. Zoot. Edgar Amílcar García Pimentel
VOCAL III:	Lic. Zoot. Alex Rafael Salazar Melgar
VOCAL IV:	Br. Yasmin Adalí Sian Gamboa
VOCAL V:	Br. María Fernanda Amézquita Estévez

ASESORES

M.A. LIGIA ANAITÉ GONZÁLEZ QUIÑONEZ

M.A. JAIME ROLANDO MÉNDEZ SOSA

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

COMPARACIÓN DEL NÚMERO DE LECHONES NACIDOS VIVOS EN CERDAS PRIMERIZAS F1 LÍNEA NEWSHAM, UTILIZANDO DOS MÉTODOS DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL, CERVICAL Y POST-CERVICAL

Que fue aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de

MÉDICO VETERINARIO

ACTO QUE DEDICO

- A DIOS Y LA VIRGEN:** Por brindarme sabiduría e inteligencia para alcanzar esta meta.
- A MIS PADRES:** Thelma Nájera y Humberto Maldonado por darme la vida y la oportunidad de cumplir mis sueños. Por todo el esfuerzo que hicieron, y por estar siempre a mi lado alentándome en los momentos difíciles. Los amo
- A MIS HERMANOS:** Alberto y Andrea por ser uno de los pilares de mi vida, y estar siempre a mi lado.
- A MI ESPOSA:** Astrid López por brindarme tu apoyo, amor y comprensión en este largo camino, sin ti a mi lado no hubiera sido lo mismo.
- A MIS HERMOSOS HIJOS:** A mis hijos por ser el motor que me impulsa a ser mejor cada día.
- A MI FAMILIA EN GENERAL:** Por formar parte de mi vida, darme su cariño incondicional y ser siempre un apoyo.
- A LA FAMILIA:** López Hernández por todo el apoyo brindado, fue una bendición que Dios los haya puesto en mi vida.

AGRADECIMIENTOS

- A DIOS Y LA VIRGEN:** Gracias por la vida y todas las bendiciones que me han dado, ya que me permiten llegar a este momento
- A LA TRICENTENARIA
UNIVERSIDAD DE SAN
CARLOS DE GUATEMALA:** Especialmente a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia por haberme formado académicamente y permitirme llegar a esta meta.
- A MIS AMIGOS:** Por todo el apoyo y tantos momentos compartidos, gracias por su amistad.
- A MIS CATEDRÁTICOS:** Por haberme compartido sus conocimientos a lo largo de mi carrera.
- A MIS ASESORES:** Por todo su tiempo, dedicación y paciencia en esta etapa de mi carrera.
- A Mi SOCIO:** Carlos te agradezco todo tu apoyo, tus consejos y por siempre ser una excelente persona.
- Y:** A todos ustedes por estar acompañándome en este momento tan importante en mi vida

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN.....	1
II.	HIPÓTESIS.....	2
III.	OBJETIVOS.....	3
3.1	Objetivo general.....	3
3.2	Objetivo específico.....	3
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
4.1	Anatomía de la cerda.....	4
4.1.1	Ovarios.....	4
4.1.2	Cuerpo hemorrágico.....	5
4.1.3	Cuerpo lúteo (CL).....	6
4.1.4	Oviductos.....	6
4.1.4.1	Funciones del oviducto.....	7
4.1.5	Útero.....	7
4.1.5.1	Funciones del útero.....	8
4.1.6	Cérvix.....	9
4.1.7	Vagina.....	9
4.2	Ciclo estral de la cerda.....	10
4.2.1	Pubertad.....	10
4.2.2	Características del ciclo sexual de la cerda.....	11
4.2.2.1	Proestro.....	11
4.2.2.2	Estro.....	12
4.2.2.3	Metaestro.....	12
4.2.2.4	Diestro.....	12
4.2.3	Madurez sexual del macho.....	14
4.2.4	Conducta sexual de la hembra y macho.....	15
4.3	Inseminación artificial en porcinos.....	16
4.3.1	Definición.....	16
4.3.2	Inseminación artificial cervical.....	16
4.3.3	Inseminación artificial post-cervical.....	17
4.3.4	Historia.....	18
4.3.5	Ventajas de la inseminación artificial.....	19
4.3.5.1	Ventajas zootécnicas.....	19
4.3.5.2	Ventajas sanitarias.....	19
4.3.5.3	Ventajas de manejo.....	20
4.3.6	Desventajas de la inseminación artificial.....	20
4.3.7	Diferencias entre inseminación artificial cervical y post-cervical.....	21
4.3.8	Pasos previos a la inseminación artificial.....	21

4.3.8.1	Selección del verraco.....	22
4.3.8.2	Extracción de semen.....	22
4.3.8.3	Evaluación del semen.....	24
4.3.8.3.1	Evaluación macroscópica.....	24
4.3.8.3.2	Evaluación microscópica.....	24
4.3.8.4	Conservación y dilución del semen.....	25
4.3.8.4.1	Diluyentes.....	26
4.3.8.4.1.1	Diluyentes de corta acción.....	27
4.3.8.4.1.2	Diluyentes de larga duración.....	27
4.3.8.4.2	Conservación.....	30
4.3.8.5	Detección de hembras a inseminar.....	30
4.3.8.5.1	Detección del estro.....	30
4.3.8.5.1.1	Pruebas para detectar el celo.....	31
4.3.8.6	Momento para la inseminación.....	32
4.3.8.6.1	Técnica de inseminación cervical..	33
4.3.8.6.2	Técnica de inseminación post-cervical.....	34
4.3.8.7	Detección de la preñez.....	35
4.4	Línea genética Newsham F1.....	35
4.4.1	Línea materna (Línea M3).....	36
4.4.2	Línea paterna (Línea M2).....	36
V.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	38
5.1	Materiales.....	38
5.1.1	Recursos humanos.....	38
5.1.2	Recursos biológicos.....	38
5.1.3	Recursos de campo.....	38
5.1.4	Recursos de laboratorio.....	39
5.1.5	Centros de referencia.....	39
5.2	Metodología.....	39
5.2.1	Lugar de estudio.....	39
5.2.2	Diseño del estudio.....	39
5.2.3	Descripción de los tratamientos.....	40
5.2.3.1	Pasos previos a la inseminación.....	40
5.2.3.2	Tratamiento 1 inseminación cervical.....	40
5.2.3.3	Tratamiento 2 inseminación post-cervical.....	41
5.2.4	Procedimiento después de la inseminación.....	42
5.2.5	Análisis estadístico.....	42

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	43
VII. CONCLUSIONES.....	45
VIII. RECOMENDACIONES.....	46
IX. RESUMEN.....	47
SUMMARY.....	48
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	49
XI. ANEXOS.....	53

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Características de los ovarios de la cerda.....	5
Cuadro 2. Características del oviducto de la cerda.....	7
Cuadro 3. Características del útero de la cerda.....	8
Cuadro 4. Características del cuerpo del útero.....	8
Cuadro 5. Características del cérvix.....	9

I. INTRODUCCIÓN

La porcicultura es catalogada como una actividad pecuaria productiva, en donde esta contribuye al desarrollo económico de la comunidad y del país, generando trabajo e ingresos para las personas y comunidades. Esta actividad está sustentada por la crianza y el engorde de cerdos, para la posterior venta de estos y sus derivados. El uso de la inseminación artificial es importante en una explotación porcina, ya que trae al productor múltiples beneficios sanitarios, como controlar la higiene y reducir el riesgo de transmisión de enfermedades infecto-contagiosas, también trae al productor beneficios económicos, como mejoramiento de la genética de su hato, lotes más homogéneos y una mejor manera de utilizar al verraco en la explotación.

Actualmente se utilizan dos técnicas de inseminación artificial en el medio, la técnica cervical y la post-cervical. Las dos técnicas demuestran gran índice de efectividad en la inseminación, muchos estudios comentan que la inseminación post-cervical es más eficiente por muchas razones, pero en cerdas primerizas no hay estudios en Guatemala que demuestre cuál de las dos técnicas es más efectiva, tanto en manejo de la cerda, como en los resultados reproductivos.

El presente trabajo generó información sobre la eficiencia de ambas técnicas de inseminación en cerdas primerizas y demostró que la técnica de inseminación artificial post-cervical es más eficiente versus la técnica de inseminación artificial cervical, en cuanto la cantidad de lechones nacidos vivos.

II. HIPÓTESIS

Con la inseminación artificial post-cervical se obtiene mayor número de lechones nacidos que con la inseminación artificial cervical.

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo General

- Contribuir al conocimiento de la eficacia de dos métodos de inseminación en cerdas primerizas F1 de la línea Newsham en Guatemala.

3.2 Objetivo Específico

- Evaluar la eficacia de la inseminación artificial post-cervical versus la inseminación artificial cervical en cerdas primerizas F1 de la línea Newsham, en cuanto al número de lechones nacidos vivos.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Anatomía de la cerda

En la reproducción de la cerda se dan varios procesos muy complejos en los cuales intervienen diversos órganos. La edad y los cambios funcionales afectan el estado de los órganos reproductivos. Como por ejemplo el factor edad interfiere con base en pubertad y edad avanzada. También los cambios funcionales se dividen en transitorios que es el ciclo estral y los duraderos que son la preñez y el parto (López, 2010; Regueiro, 2007).

4.1.1 Ovarios

Los ovarios son esenciales para la reproducción de la hembra. Dependiendo de la edad, el número de partos y la especie, pueden situarse en la cavidad pélvica o en la abdominal, estas son glándulas de secreción endocrina (hormonas) y exocrinas (gametos) (López, 2010).

Dado que la cerda no es estacional y poliéstrica, los ovarios son cíclicamente activos después de la pubertad. En las fases lúteas y foliculares precoz, hay 30 pequeños folículos que miden menos de 5mm por ovario. La mitad de estos ovulan durante el estro, y los demás regresan para ser seguidos en unos pocos días por una nueva ola de folículos, aun cuando están presentes cuerpos funcionales sobre el ovario. Luego de la ovulación, el folículo se colapsa, se presenta una ligera hemorragia dentro de la cavidad central y las células de la granulosa empiezan a proliferar. El desarrollo del cuerpo lúteo es progresivo y requiere alrededor de una semana para el desarrollo total. En esta fase la producción de progesterona empieza a incrementarse poco después de la ovulación. Los cuerpos lúteos se elevan por encima de la superficie del ovario, observándose con la apariencia de un racimos de uvas (Hafez, 1985).

En la cerda el ovario izquierdo es más funcional, alrededor del 55% de los ovocitos son del ovario izquierdo, según la mayor parte de los estudios. La migración intrauterina de los embriones antes de la implantación es común. Si se extirpara un ovario de la cerda, habría una distribución relativamente equitativa de embriones en ambos cuernos del útero antes de la implantación. Siendo el ovario izquierdo más funcional que el derecho, el número igual de embriones se localizan en general dentro de cada cuerno uterino, (ver cuadro 1) (Hafez.1985, Regueiro, 2007).

CUADRO 1. CARACTERÍSTICAS DE LOS OVARIOS DE LA CERDA

Numero de ovarios	2
Forma	Racimo de uvas
Tamaño en cm (aproximadamente)	4x2.5x2.5
Irrigación	Arteria ovárica que es rama de la aorta y también recibe ramas de la arteria uterina

Fuente Regueiro, 2007

4.1.2 Cuerpo hemorrágico

Durante la ovulación hay una rotura de vasos sanguíneos, existe una mezcla de las células de la teca y de los gránulos, se forma la infraestructura de tejido conectivo para el cuerpo lúteo por medio de la membrana basal (Regueiro, 2007).

4.1.3 Cuerpo lúteo (CL)

El cuerpo lúteo se forma con células luteales grandes (células de granulosa) y células luteales pequeñas (teca). En algunos casos hay un remanente del antro folicular que forma una cavidad en el centro del cuerpo lúteo (Regueiro, 2007).

4.1.4 Oviductos

Los oviductos son conductos sinuosos que llevan el ovocito del ovario al cuerno del útero. Este es el sitio donde el ovocito es fecundado por el espermatozoide. En la porción del oviducto que se encuentra adyacente al ovario, va a continuar tomando una forma de embudo, conocida como infundíbulo. El infundíbulo tiene un borde, cuya forma es parecido a un fleco, el cual es denominado fimbria. Siguiendo a esto vienen otras partes del oviducto, que son la ampolla, istmo y unión de útero tubárica (Regueiro, 2007).

En la unión del útero tubárica hay una mucosa que la rodea, formando pliegues asimilando unos dedos, estos pliegues se vuelven edematosos al finalizar el estro, imitando el movimiento de fluidos a través de la unión hacia el útero. Los causantes de este edema son los altos niveles de estrógenos; debido a la retención de los embriones en el oviducto durante dos o tres días, llegando a la etapa de 4 células en el oviducto antes de pasar al útero. La gran cantidad de cuerpos lúteos de la cerda producen elevadas cantidades de progesterona para detener la actividad estrogénica, reducir el edema y con esto acelerar el movimiento de los ovocitos o embriones hacia el útero. El ovocito es expulsado, el cual es capturado por el infundíbulo, llevado al interior del oviducto donde se lleva a cabo la fecundación. En la mayoría de las especies el cigoto llega al útero 3 a 5 días después de la fecundación en los cerdos este proceso solo lleva dos días, (ver cuadro 2) (Cintora, 2009).

CUADRO 2. CARACTERÍSTICAS DEL OVIDUCTO DE LA CERDA

Numero	2
Forma	Tubular
Tamaño	20cm
Componentes	Fimbrias, infundíbulo, ampollas, istmo, unión útero-tubárica

Fuente López, 2010

4.1.4.1 Funciones del oviducto

- Captar el ovocito durante la ovulación.
- Transportar el ovocito hasta el sitio de fecundación.
- Transporte de espermatozoides hasta el sitio de fecundación.
- Transporte del cigoto hasta el útero (Regueiro, 2017).

4.1.5 Útero

El útero es el órgano donde se lleva a cabo la gestación: es el responsable del desarrollo del embrión que luego se convierte en feto, hasta el momento de parto. La pared del útero es revestida por una mucosa glandular denominada endometrio, debajo de esta se extiende una capa de músculo liso llamada miometrio y encima se localiza una serosa, (ver cuadro 3 y 4) (Regueiro, 2017).

CUADRO 3. CARACTERÍSTICAS DEL ÚTERO DE LA CERDA

Numero	1
Tamaño (aproximadamente)	50-170 cm
Componentes	2 cuernos, un cuerpo y un cuello uterino o cérvix
Irrigación	Arteria uterina rama de la aorta

Fuente López, 2010.

CUADRO 4. CARACTERÍSTICAS DEL CUERPO DEL ÚTERO

Numero	1
Forma	Tubular
Tamaño	3-5 cm

Fuente López, 2010

4.1.5.1 Funciones del útero

- El útero es el órgano encargado de alojar al feto durante la gestación.
- Es base fundamental en el transporte de espermatozoides desde el sitio del eyaculado hasta el oviducto.
- Su capa interna que es el endometrio, produce $PGF2\alpha$ encargada de regular la vida del cuerpo lúteo.
- Las contracciones de la capa muscular que es el miometrio son fundamentales en el momento del parto.
- El endometrio uterino segrega Prostaglandina F 2 alfa ($PGF2\alpha$) la cual es necesaria para producir la lisis del cuerpo lúteo (Regueiro, 2007).

4.1.6 Cérvix

CUADRO 5. CARACTERÍSTICAS DEL CÉRVIX

Numero	1
Forma	Tubular con una luz tortuosa
Tamaño	10 a 24 cm
Diámetro	3 a 5 cm
Estructura interna de los anillos	Espiral
Localización	Hembras jóvenes y no gestantes: piso pelvis Gestantes: anterior al borde de la pelvis

Fuente López, 2010

4.1.7 Vagina

La vagina es el tubo de tipo muscular que se sitúa en la zona de la cavidad pélvica, por delante del útero y caudal a la vulva. Esta viene a formar parte del canal del parto, de cual forma sirve como receptáculo para la entrada del pene del macho durante la cópula, así como para la entrada en caso de la IA de los catéteres para la técnica. Los altos niveles de estrógenos hace que la vagina de la cerda responda, se presenta un engrosamiento de las capas de las células epiteliales, hiperemia, congestión así como edema. De igual forma hay un incremento en la cantidad de flujo de moco vaginal y de leucocitos durante el final del estro. Durante el estro, la porción interna de la vulva está húmeda y congestionada debido a las secreciones vaginales. El aumento en el tamaño de la vulva es notable y de gran ayuda para identificar a las cerdas en estro (Hafez, 2000; Regueiro, 2007; López, 2010).

4.2 Ciclo estral de la cerda

4.2.1 Pubertad

Al nacimiento la cerda cuenta con aproximadamente 400.000 folículos primarios en ambos ovarios, estos cuentan con la capacidad de desarrollarse hasta la ovulación, a partir de la pubertad, cuando presenta el primer ciclo estral fértil. El inicio de la madurez sexual es el resultado de la interacción de varios factores internos como genotipo, raza, control neuroendocrino y de factores externos como la nutrición, salud, medio ambiente y manejo (Nalbandov, 1969).

En la hembra de reemplazo, bajo un buen manejo, la pubertad ocurre entre los 6 y 7 meses de edad, cuando la cerda joven alcanza un peso corporal de 100 a 110 kg (220-242 lbs). La raza y selección de las cerdas influyen en el inicio de la pubertad. Por lo general, las razas Landrace y Large White seguidas por Hampshire, tienen el primer estro más pronto que otras razas comunes. Entre algunas razas, ciertas líneas genéticas empiezan a ciclar más pronto que otras. El confinamiento reduce el número de cerdas que muestran estro entre los 7 y 9 meses de edad, en un 10 a 15%, esto es comparado con cerdas alojadas sin ningún confinamiento. Se ha demostrado que alojar cerdas individualmente, en pequeños grupos de dos o tres por corral, o en grupos grandes como de 50 o más cerdas, retrasa el primer estro. Existen otros factores ambientales como la iluminación, que parecen tener poco efecto sobre los días del primer estro (Cassar, 2005).

Conforme las cerdas se acercan a la edad de pubertad, la exposición de estas a un verraco adulto acorta el intervalo y da como resultado cierta sincronización del estro. Frecuentemente la pubertad de las hembras se retrasa, si la exposición al verraco se da a los 3 o 4 meses de edad de la cerda. La nutrición tiene un efecto mínimo en la pubertad, eso si las condiciones de alimentación y

manejo son normales. Si la dieta es baja en proteínas, se tiende a retrasar el crecimiento y la pubertad, y una dieta baja en energía puede llegar a deprimir las tasas de ovulación de la cerda. Otro factor que puede retrasar el primer estro es algún debilitamiento debido a alguna enfermedad que pudo poseer la cerda (Cassar, 2005).

4.2.2 Características del ciclo sexual de la cerda

El ciclo estral de la cerda es clasificado como poliéstrico continuo, es decir que su reproducción no tiene una estacionalidad, indicando que cicla regularmente todo el año, cada 21 días, con un rango de 19 a 23 días, exceptuando la preñez y la lactancia. El ciclo estral se divide en cuatro fases, esto de acuerdo a los cambios que tienen lugar en sus manifestaciones internas como externas, las cuatro fases son: proestro, estro, metaestro y diestro (Nalbandov, 1969; Faletti, 2006).

4.2.2.1 Proestro

Esta fase dura aproximadamente 2 días, los signos que presentan las cerdas son que empiezan a montarse entre sí, pero no aceptan al macho. Ocurren varios síntomas externos, como enrojecimiento de la vulva y secreciones de esta. El proestro puede alargarse hasta 5 o 7 días. Internamente en la hembra se desarrolla el folículo terciario en el ovario, se incrementa la secreción estrogénica, se preparan los órganos tubulares y de la vulva con su tumefacción. El proestro es el periodo donde ocurre el crecimiento folicular (Faletti, 2006).

4.2.2.2 Estro

El estro es el periodo donde ocurre la maduración y la ovulación de los folículos, en donde la hembra empieza a presentar la sintomatología de celo. Este periodo dura de 2 a 3 días, en donde se observa inflamación de la vulva, en algunos casos pueden presentarse secreciones mucosas provenientes de la comisura de la vulva, la hembra empieza a gruñir con frecuencia, su apetito disminuye y se le observa inquieta, en algunos casos se puede mostrar agresiva, una de las características más importantes es el reflejo de inmovilidad o de quietud, el cual se aprovecha para la monta y para la inseminación artificial. Entre 26 y 40 horas de que la cerda empezó el celo debe de ocurrir la ovulación, esta es la fase más importante del ciclo estral, ya que es el momento que se realiza el apareamiento o la inseminación artificial (Escobar, 2000; Faletti, 2006).

4.2.2.3 Metaestro

El metaestro dura alrededor de 7 días, en esta fase se organiza el cuerpo lúteo y comienza la producción de progesterona (Faletti, 2006).

4.2.2.4 Diestro

El diestro tiene una duración de 9 días, en este se produce progesterona, si en dado caso no ocurre la gestación al final comienza la regresión del cuerpo lúteo, en donde los niveles circulantes de progesterona en la sangre disminuyen, comenzando el proceso de maduración de nuevos folículos y con ellos el inicio de un nuevo ciclo. El proestro y el estro se pueden considerar como la fase de predominio folicular y la fase de metaestro y el diestro se puede considerar como la fase de predominio luteal del ciclo ovárico (Faletti, 2006).

El sistema nervioso central y el sistema endocrino crean un equilibrio el cual sustenta el mecanismo que regula el ciclo sexual determinando la duración y fisiología de sus fases. Las formas en que estas funciones pueden manifestarse están muy influenciadas por las condiciones existentes en torno a las hembras. Los órganos de los sentidos son los que captan los estímulos que provienen del medio, estos viajan vía nerviosa hasta el hipotálamo. El hipotálamo actúa como moderador de las excitaciones recibidas a través de las sustancias especiales (Realising Factors). Estas sustancias llegan hasta la hipófisis por vía sanguínea y estimulan la hipófisis para que elabore las hormonas gonadotrópicas, dichas hormonas llegan hasta los ovarios (Faletti, 2006).

Entre la hormona folículoestimulante (FSH) que es producida por la hipófisis, esta estimula el crecimiento y desarrollo de los folículos a nivel del ovario y de esta forma produce los estrógenos, que son responsables de las manifestaciones cíclicas del celo. Entre la hormona luteinizante (LH) que conjuntamente con la FSH participan en la estructura de la membrana folicular para llevar a cabo la ovulación, además la LH es la hormona que después de la ovulación estimula la formación del cuerpo amarillo (Faletti, 2006).

La LH es la encargada de regular la función del cuerpo lúteo el cual produce progesterona. La función de esta hormona es el mantenimiento de la gestación, pero si en dado caso no ocurre la fecundación, el cuerpo amarillo involuciona hasta quedar como un punto en la superficie del ovario, reiniciándose el ciclo estral. Estos fenómenos están controlados por la acción hipotalámica que actúa como centro de la actividad sexual, esto a través del sistema endocrino mediante un mecanismo de retroalimentación denominado Feed-Back. A la hora que la titulación de estas hormonas es alta en sangre, se activa a nivel del hipotálamo la liberación de los factores que cesan la producción de estas, activándose la de otras, esto nos dice que cuando los estrógenos se elevan a su máximo nivel, la tasa estrogénica en sangre es la encargada de actuar en el hipotálamo para que

cese su producción y entonces comience la producción de la progesterona por parte del cuerpo lúteo. Entonces es la progesterona la hormona que desempeña el papel fundamental en la regulación de las funciones sexuales de la hembra (Faletti, 2006).

El celo en valores promedio dura 47 horas en cerdas primerizas y 56 horas para las cerdas adultas, y tiene una amplia variación de estos valores (12-72 horas). La ovulación es espontánea y esta ocurre regularmente en la segunda mitad del celo, alrededor de 40 horas con rangos de 38-42 horas después de su inicio y tiene una duración entre 1 a 6 horas con un promedio de 3.8 horas. Si el celo dura más de dos días, la ovulación se produce cuando el 75% del celo ya a transcurrido, asimismo, la ovulación ocurre varias horas antes en las cerdas que han sido servidas, en comparación con las no servidas lo cual se debe a la presencia de estrógenos y a una fracción proteica del plasma seminal del macho. Al número de ovocitos liberados por ambos ovarios en un celo se le conoce como índice ovulatorio y es entre 10-24 ovocitos (Nalbandov, 1969).

Existen estudios que utilizando ultrasonografía en tiempo real, llegaron a la conclusión que el tiempo óptimo para la inseminación artificial es de 12 a 0 horas antes de la ovulación con semen fresco refrigerado y 4 a 0 horas antes de la ovulación con semen congelado. Otros estudios con ultrasonografía transrectal concluyeron que la tasa de fertilización es óptima cuando se insemina con semen refrigerado entre 0 y 24 horas antes de la ovulación (Nalbandov, 1969).

4.2.3 Madurez sexual del macho

La pubertad del verraco empieza similar a la de la cerda. Los espermatoцитos primarios aparecen primero en los túbulos seminíferos hacia los 3 meses, luego a los 4 a 5 meses vienen los espermatoцитos secundarios y por último los

espermatozoides maduros que están presentes en el eyaculado a los 5 a 6 meses. A esta edad, el verraco tiene una fertilidad muy limitada, por lo que no se debe utilizar para la monta, se debe utilizar a la monta hasta los 8 meses. Para selección los verracos jóvenes deben de observar su precocidad sexual, puesto que estos rasgos son hereditarios y puede reflejarse en la edad de pubertad de sus crías. Estudios demuestran que los verracos criados sin interacción con el sexo opuesto frecuentemente tienen desarrollo conductual retrasado (Cassar, 2005).

4.2.4 Conducta sexual de la hembra y macho

Normalmente es la cerda que busca al macho cuando este se encuentre al alcance de su vista, sonido o respuesta vocal. Pueden haber acciones de hozar y tentativas de montar tanto cerdas como al verraco, pero es más común cuando la cerda asume la posición inmóvil característica, con elevación de las orejas, en respuesta al llamado vocal del verraco al hozar o tentativas de monta. En un principio el verraco examina a las cerdas en busca del estro, este empieza a vocalizar, a orinar, hozando y tratando de montar, busca a la hembra al azar con este patrón de cortejo. Unas pruebas comunes en el verraco son las nasogenitales. Después de la monta ocurre la erección. El glande del pene del verraco es en espiral y penetra la cérvix de la hembra durante la eyaculación. La eyaculación dura entre 5 a 8 minutos. Los volúmenes del verraco varían entre 150 a 200 ml dependiendo de la edad del verraco, esto se deposita dentro del cérvix y útero. En condiciones naturales la copulación puede ocurrir varias veces durante el estro. Si hay apareamientos controlados se recomienda que solo se copule una vez al día. Normalmente para detectar el estro para el apareamiento manual o inseminación artificial es requerido un verraco marcador. En un lapso de dos a tres días después del parto aproximadamente una cuarta parte de las cerdas muestran un estro psíquico en respuesta a los niveles elevados de estrógeno del parto.

Aunque no se presenta una respuesta ovárica concomitante y normalmente no ocurre ovulación (Cassar, 2005).

4.3 Inseminación artificial en porcinos

4.3.1 Definición

Es una rama de la biotecnología aplicada a la reproducción en el que se sustituye la monta o servicio natural por un sistema instrumental, en el cual el hombre interviene en cada uno de sus pasos (Falceto, 2006).

4.3.2 Inseminación artificial cervical

Llamada también inseminación artificial tradicional, se utiliza un catéter que se introduce por la vulva, este se fija en los primeros centímetros del cérvix, en donde es depositado el semen, este debe alcanzar el cuerpo del útero (Gil, 2009).

El procedimiento se debe hacer con cautela y por manos de una persona que tenga experiencia para realizarla de una manera correcta, además hay que tener en cuenta la calidad del semen antes de utilizarlo ya que el transporte, dilución, temperatura de almacenamiento, las fluctuaciones de temperatura y el tiempo transcurrido desde la colección, pueden afectar su vida útil, motilidad y viabilidad. En la inseminación artificial cervical normalmente se utiliza una concentración de espermatozoides por dosis de 3×10^9 , realizando de dos a tres inseminaciones por ciclo estral de cada cerda. Si bien se colocan miles de millones de espermatozoides en el cuello del útero, solo algunos cientos llegan al lugar de fertilización. El volumen de la dosis seminal también es importante a la hora de asegurar el éxito reproductivo. Se ha demostrado que con la técnica cervical es necesario un volumen de 80-90 ml de semen para que logre alcanzar los cuernos uterinos y la unión útero-tubárica (Toalombo, 2007).

Durante el transporte del semen por los cuernos uterinos, las contracciones juegan un papel muy importante, ya que permiten que se pueda encontrar semen en los oviductos entre los 15 minutos a 2 horas luego del servicio. Si las contracciones ascendentes no son suficientes, se produce una gran pérdida de material seminal, por los reflujos durante y después de la inseminación artificial. Si bien son variadas las causas de la aparición de reflujo, juega un papel muy importante la habilidad del técnico y la paciencia con que realiza la inseminación artificial. Tanto el volumen como la cantidad de espermatozoides que se pierden por reflujo pueden variar (Toalombo, 2007).

4.3.3 Inseminación artificial post-cervical

La inseminación artificial post-cervical consta del mismo principio que la inseminación cervical, con la diferencia en que esta se basa en la infusión del semen directamente en el cuerpo del útero, es decir, inmediatamente después del cuello del útero. Para lograr esto aparte del catéter se utiliza una cánula post cervical, esta es más larga, más fina y más flexible que el catéter convencional. Esta cánula está concebida para pasar a través de las infirmitudes del cérvix sin causar algún daño y depositar el semen en el cuerpo del útero (Gil, 2009).

Es necesario señalar que la inseminación post-cervical requiere la utilización de un catéter específico y otro manejo en cuanto a estimulación y aplicación (Leyun, 2004).

El uso de la inseminación post-cervical es posible reducir el número de espermatozoides de 3×10^9 espermatozoides por dosis hasta 5×10^7 y el volumen final de semen utilizando de 80 a 100 ml hasta 5 ml, sin afectar la fertilidad ni la prolificidad. También permite que el espermatozoide se desplace más rápido hasta el sitio de la fertilización y elimina obstáculos en este recorrido, como las secreciones cervicales; como el semen es depositado directamente en el cuerno

uterino, se evitan también las pérdidas por reflujo. Con el empleo de la inseminación artificial es posible obtener un mayor número de dosis a partir de una eyaculado e intensificar notablemente el uso de verracos en las granjas porcinas. (Toalombo, 2007).

4.3.4 Historia

La historia de la inseminación artificial remonta del siglo XV, en donde se cree que fue inventada por Juana, la esposa del Rey Enrique IV de Castilla, conocido como “el impotente”. Más adelante el científico alemán Leeuwenhoek en 1677 observó espermatozoides gracias a los microscopios que había construido (Konig 1999).

Las primeras inseminaciones en la especie porcina se realizaron en la Unión Soviética, a partir de las experiencias llevadas a cabo de Ivanov en 1931. Más tarde, Lipatov, Rodrin y Camisarov realizaron una serie de trabajos que llevaron a la introducción del maniquí para la recolección de semen, descubriéndose posteriormente la vagina artificial. Esta última fue establecida como método de recolección del semen por Bonadona en 1938. Una vez resuelto el problema de la recolección de semen, quedaban por dilucidar las técnicas de dilución y conservación del mismo, desarrollándose a partir de 1950, equipos y diluyentes en países como Japón, Inglaterra, Francia y Noruega (Mazarri, 1984).

Hoy en día, se estima que existen más de 70 millones de cerdas en producción en el mundo. De estas cerdas más del 25% son inseminadas. Cabe destacar que existen importantes diferencias en cuanto a la aplicación de esta biotecnología en los distintos países productores. Un ejemplo es que en el continente europeo, el 40% de las hembras existentes en producción se reproducen con programas de IA. Entre ellos, Francia, Finlandia y España se destacan con el 70-80% del hato nacional inseminado. En Estados Unidos,

Canadá y México inseminan el 50%, 30% y 30%, respectivamente. En Asia se destaca China con el 27% del hato inseminado y en Sudamérica Chile, Venezuela y Brasil tienen el 60%, 15% y 10% respectivamente (Miranda, 2012).

4.3.5 Ventajas de la inseminación artificial

4.3.5.1 Ventajas zootécnicas

- Permite introducir una genética superior.
- Permite a los productores obtener lotes más homogéneos.
- Permite a los productores un menor número de verracos con ahorro de espacio y reduce costos de mantenimiento.
- Existe una difusión rápida del progreso genético con un reproductor de características deseadas.
- Los verracos producen una gran descendencia en menor tiempo.
- Incrementa la velocidad de selección por poseer mayor número de concepciones en menor tiempo.
- Permite controlar la calidad espermática de los verracos expuestos a múltiples efectos medioambientales, de manejo y sanitarios.
- Cada verraco puede ser evaluado de mejor forma, dado que se obtiene la información detallada de su descendencia (Konig, 1999; Corrales, 2006).

4.3.5.2 Ventajas sanitarias

- Se reduce la entrada de animales a la granja, por lo que se reducen los portadores de enfermedades.
- Se puede controlar la higiene en la técnica de inseminación artificial.
- Se reduce el riesgo de transmisión de enfermedades infecto-contagiosas por vía sexual (Corrales, 2006).

4.3.5.3 Ventajas de manejo

- Se reducen los costos reproductivos como el ahorro de espacio, comida y trabajo.
- En las cerdas primerizas se puede utilizar semen de verracos de gran tamaño.
- Se puede utilizar semen de excelente calidad.
- Se ahorra de tiempo, esfuerzo y horas hombre en comparación a la monta natural.
- Debido al carácter del verraco puede haber contratiempos, pero con la inseminación artificial se evitan estos.
- Minimiza los inconvenientes de mantener verracos en instalaciones adecuadas, costo de alimento, sanidad, etc (Corrales, 2006; Lloveras, 2006).

4.3.6 Desventajas de la inseminación artificial

- A diferencia de la monta natural, puede existir mayor oportunidad de que ocurran errores humanos (Konig, 1999).
- Se necesita mano de obra altamente calificada.
- La inseminación artificial es una técnica “Totalmente Artificial” y como tal se debe practicar con el rigor de la misma.
- Existe un elevado costo en equipo e implementos especializados de laboratorio (Konig, 1999; Corrales, 2006).

4.3.7 Diferencias entre inseminación artificial cervical y post-cervical

- Con la inseminación post-cervical se reduce el número de verracos destinados a la inseminación.
- Con la inseminación post-cervical se puede utilizar en casos de contingencia sanitaria, en donde el número de dosis de inseminación se encuentra disminuido.
- Con la inseminación post-cervical hay una disminución del espacio, alimentación, manejo y alojamiento de los verracos.
- Con la inseminación post-cervical se necesita un periodo extra de entrenamiento del personal, de un manejo cuidadoso de los animales.
- Con la inseminación post-cervical es posible reducir el número de espermatozoide de 3×10^9 por dosis hasta 5×10^7 .
- Con la inseminación post-cervical el volumen final del semen que normalmente es de 80-100 ml puede llegar a 5 ml. sin afectar la fertilidad ni la prolificidad.
- Con la inseminación post-cervical el espermatozoide se desplaza más rápido hasta el sitio de fertilización y elimina obstáculos en el recorrido, como las secreciones cervicales.
- Con la inseminación post-cervical el semen es depositado directamente en el cuerpo uterino, evitando pérdidas por reflujo (Toalombo, 2007).

4.3.8 Pasos previos a la inseminación artificial

- Selección y evaluación de los machos.
- Colecta y evaluación del semen.
- Procesamiento y almacenaje.
- Detección del estro.

- Estos son los pasos previos a la inseminación artificial, luego se realiza la evaluación de los resultados reproductivos obtenidos (Konig, 1999, Lloveras. 2006).

4.3.8.1 Selección del verraco

- Dentro de cada raza se debe de realizar la mejor selección, con las mejores progenies de los verracos probados y hembras superiores. Existen varios criterios de selección empleados, con las siguientes características:
 - Tasa de conversión alimenticia.
 - Tasa de crecimiento.
 - Calidad de aplomos.
 - Medida del espesor de la grasa dorsal.
 - Evitar características genéticas indeseables como hernias inguinales y umbilicales y libido reducido, entre otras.

Los verracos que han sido seleccionados por las características anteriores, son entrenados para montar maniqués, extraer el semen y estudiar su conducta sexual. Otros criterios de selección recomendados son la calidad y cantidad espermática, así como la fertilidad (Maqueda, 2006).

4.3.8.2 Extracción de semen

Para extraer el semen se puede utilizar una hembra en celo o un maniquí para estimular al macho. Mayormente se utiliza el maniquí ya que posee la ventaja de que la colecta es rápida, sencilla y económica. Para la extracción del semen, el verraco se debe de encontrar en buenas condiciones, buen grado de excitación sexual, esto depende de la edad y la raza del verraco (Maqueda, 2006).

- Lugar de extracción donde se extrae semen debe de ser limpio, amplio y que permita la circulación del macho alrededor del potro de salto o maniquí.

El suelo, no debe de ser liso ni muy áspero, para evitar lesiones a la hora de la monta, y que el macho pueda sostenerse bien sobre sus patas

- Potro conviene que sea sólido y esté fijado al suelo, esto para poder resistir el peso del verraco y también los golpes durante la fase de excitación. Es preferible que en el potro se pueda regular la altura y cuente con acceso fácil para tomar el prepucio sin tener contacto con el potro.
- Guantes no deben de poseer talco ni productos químicos que puedan llegar a tener efecto espermicida.
- Recipiente para colecta puede ser de plástico limpio o esterilizado, también se puede utilizar un termo o un recipiente de vidrio con bolsa descartable.
- Gasa o filtro de papel la función de estos dos es filtrar el eyaculado durante la colecta y así evitar el paso de tapioca. Se realiza también un filtrado en el laboratorio.
- Procedimiento el macho salta sobre el potro con manifestaciones idénticas a las de la monta natural, se debe lavar el área prepucial, ya sea en seco a manera de barrer la contaminación o también se puede utilizar citrato de sodio al 2.9%. El pelo prepucial se debe de cortar y provocar la micción, luego se seca el área y se fija el pene con la mano cubierta con un guante de látex ejerciendo ligera presión. En la colecta se pueden diferenciar tres fracciones: la primera se descarta, ya que está contaminada con orina, secreción de las glándulas y escasos espermatozoides. La segunda fracción tendrá un aspecto blanco lechoso, este es rico en espermatozoide el cual es la que interesa coleccionar. Por último, la tercera fracción es de consistencia gelatinosa por lo que es denominada tapioca, esta debe de ser descartada. Los frascos que se utilizan en la colecta deben de ser de boca ancha y deben ser previamente calentados a 32°C para así evitar el shock térmico, deben estar provistos de gasa en el extremo, para así filtrar los granos de tapioca y luego mantenidos en termo para evitar cambios bruscos de temperatura y abrigo de luz. El proceso de extracción y procesamiento de laboratorio no debe de exceder las dos horas.

Los machos se empiezan a utilizar cuando cuentan con 10 meses de edad, y la frecuencia de colecta es de dos veces por semana (Konig, 1999; Lloveras, 2006).

4.3.8.3 Evaluación del semen

4.3.8.3.1 Evaluación macroscópica

- Volumen: Libre de fase pre y post espermática, como mínimo 200 mililitros promedio.
- Color y consistencia: El color puede variar de gris a crema, según la concentración espermática. Las trazas rojas o marrones pueden indicar contaminación con sangre o pus.
- pH: El pH debe de ir de 6.4 a 7.6.
- Olor: Suigéneris, si es muy fuerte indica contaminación con orina, secreciones prepuciales o contaminación bacteriana (Lloveras, 2006; Asturias, 2008).

4.3.8.3.2 Evaluación microscópica

- Movimiento individual: Se coloca el portaobjetos con la muestra, se le coloca el cubreobjetos y se estima cuantos se mueven, en porcentaje en escala de 0 a 100. El valor de motilidad oscila en un 60 a 80%.
- Aglutinaciones: Se cuentan todos los paquetes de espermatozoides que se observen en el campo. No debe de pasar mucho tiempo para evitar que aumente el número de aglutinaciones desde la recolección por los muertos.
+ (1 a 5 paquetes): Escasas aglutinaciones.
++ (6 a 10 paquetes): Regular número de aglutinaciones.
+++ (11 a 15 paquetes): Mediano número de aglutinaciones.

++++ (16 a 20 paquetes): Abundantes aglutinaciones.

- Concentración: Se puede utilizar colorímetro o cámara de Neubauer. La concentración de espermatozoides puede variar entre 0.1 y 1×10^9 espermatozoides por cm^3 . Solo serán utilizados aquellos machos que presenten concentraciones mayores a $0.2 \times 10^9 / \text{cm}^3$.
- Porcentaje de vivos y muertos: Cantidad de espermatozoides vivos o muertos en el eyaculado evaluado. Para esto pueden utilizarse las siguientes tinciones:
 - Eosina
 - Tinta china
 - Nigrosina-Eosina
- Morfología: Se utilizan diferentes técnicas de tinción, las más usadas son las de violeta de metilo, Eosina-nigrosina y de fluorescencia. Entre los defectos más frecuentes se pueden observar espermatozoides sin colas, aglutinados, cabezas dobles, colas enroscadas y gotas citoplasmáticas en el cuello. Los valores promedios aceptables oscilan en un 8% de espermatozoides con diferentes patologías entre las cu; ales, 2% con gota citoplasmática y un 90% de espermatozoides con morfología normal (Hafez, 1985; Gordon, 1999; Konig, 1999; González, 2006).

4.3.8.4 Conservación y dilución del semen

Los eyaculados obtenidos para inseminación artificial, una vez que han sido sometidos a un análisis de laboratorio pueden conservarse como:

- Semen fresco.
- Semen refrigerado.
- Semen congelado (Asturias, 2008).

4.3.8.4.1 Diluyentes

Ya realizados los controles de calidad, el semen es diluido para mayor aprovechamiento y mantenimiento del poder fecundante. Existe una gran variedad de diluyentes para ser utilizados en cerdos. Tienen una característica en común, que contienen glucosa como fuente de energía. El diluyente es el encargado de conservar el poder fecundante de los espermatozoides, mantener la integridad de las estructuras celulares y proveer la energía necesaria para el metabolismo de las células (Konig, 1999).

Se entiende por diluyente la solución acuosa que permite aumentar el volumen del eyaculado hasta conseguir las dosis necesarias y preservar las características funcionales de las células espermáticas y mantener el nivel de fertilidad adecuado. Los espermatozoides se encuentran en el plasma seminal que suministra los nutrientes necesarios para mantener una elevada actividad metabólica necesaria para el proceso de transporte espermático a través del genital femenino. Durante el eyaculado, esta actividad metabólica solo puede mantenerse durante un periodo de tiempo muy limitado, como es conocido desde los primeros estudios sobre la conservación del semen porcino. Para poder conservar los espermatozoides durante periodos prolongados es necesario que se reduzca la actividad metabólica de los espermatozoides, mediante la dilución en un medio adecuado y la reducción de la temperatura (Fuentes, 2006).

Uno de los factores críticos en la utilización de cualquier diluyente es la susceptibilidad que presenta el espermatozoide porcino ante el shock por el frío, que produce una alteración en la viabilidad espermática. La composición lipídica de sus membranas parece ser la responsable de esta situación. Cuando se reduce la temperatura los movimientos laterales de los fosfolípidos que componen la membrana se ven reducidos y se producen separaciones de fases lipídicas, situación asociada a alteraciones irreversibles de las proteínas de las membranas.

Esto hace que se altere la funcionalidad de la membrana espermática y la viabilidad celular se vea comprometida. Esta susceptibilidad al choque por frío, supone en la práctica que las muestras seminales deban ser conservadas a 15-18°C, ya que una reducción en la temperatura de almacenamiento limita la viabilidad de las muestras seminales (Fuentes, 2006).

Los diluyentes se han clasificado en dos grandes grupos, los que tienen como objetivo la conservación a corto plazo (menos de 1-3 días), o 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 (propias de los sistemas europeos, donde la producción de dosis seminales en la misma granja es frecuente) mientras que los de largo plazo son propios de estructuras como las presentes en los Estados Unidos o Noruega donde la distancia entre el lugar de producción seminal y el lugar donde va a ser utilizado es grande (Fuentes, 2006).

4.3.8.4.1.1 Diluyentes de corta acción

- Beltsville Liquid (BL-1).
- Beltsville Thawing Solution (BTS).
- Illinois Variable Temperature (IVT).
- Kiev (Fuentes, 2006).
- Leche descremada (González, 2008).
- Leche entera fluida (Gadea, 2007).

4.3.8.4.1.2 Diluyentes de larga duración

- Acromax®.
- Androhep®.
- Modena.

- Mulberry III®.
- Reading.
- X-Cell®.
- Zorlesco.
- Zorpva.
- Androstar.

Las ventajas que aportan los diluyentes de larga duración son la posibilidad de transportar el semen a largas distancias, también permiten realizar pruebas diagnósticas sobre el semen antes de ser utilizado, como pruebas mediante técnicas de reacción en cadena de la polimerasa (PCR por sus siglas en inglés) para detectar presencia de diversos virus o análisis completos de la calidad seminal, permiten una mejor organización de las tareas en los centros de recogida seminal y facilitan en gran medida la distribución de las muestras a las granjas de reproducción (Fuentes, 2006).

Entre las características de los diluyentes de larga acción tenemos:

- Nutrientes es importante aportar fuente de energía para mantener el metabolismo celular y generar movimiento de flagelo, a través de las vías glicolíticas principalmente proceso cuyo desarrollo tiene lugar en las mitocondrias localizadas en la porción intermedia del espermatozoide.
- Regulación del pH del eyaculado reciente es de alrededor de 7.4 ± 0.2 próximo a la neutralidad como otros fluidos orgánicos ideal para favorecer la motilidad. El metabolismo glicolítico que realiza el espermatozoide para obtener energía produce ácido láctico y hace que el pH intracelular disminuya, a su vez reduce el metabolismo energético celular y directamente disminuye la motilidad del espermatozoide. Por este motivo, se precisan sustancias tampón que controlen el pH del medio.
- Control de la presión osmótica el espermatozoide del cerdo presenta una presión osmótica de 290-300 miliosmoles (mOsm), y diferentes estudios

han evaluado que ni la motilidad ni la viabilidad espermática se ven afectadas por rangos de presión osmótica comprendidos entre 250 y 290 mOsm. Comercialmente los diluyentes próximos a 300 mOsm (isotónicos) o ligeramente hipertónicos han sido los que mejores resultados han obtenido.

- Inhibición del crecimiento microbiano durante la colecta del semen, así como en el preparado de las dosis, se puede producir contaminación microbiana, ya que la presencia de carbohidratos, así como las temperaturas de conservación de la dosis de 15-18°C permiten el crecimiento de microorganismos aerobios mesófilos. La presencia de contaminación bacteriana en la dosis seminal disminuye la motilidad, produce aglutinación espermática, aumenta el porcentaje de acrosomas alterados y reduce el pH a niveles ácidos de 5.7-6.4. Todo esto contribuye a reducir el tiempo de conservación de las dosis seminales. La aplicación de antibióticos de amplio espectro en dosis adecuadas favorece la supervivencia espermática.
- Envasado de condiciones de baja humedad para que el diluyente en polvo se encuentre suelto sin agregados indeseables en las mejores condiciones de uso y sobre todo mantenga sus características hasta la fecha de caducidad, requiere que en el momento del envasado el ambiente y el procedimiento se realice en condiciones de baja humedad. Las técnicas industriales de envasado al vacío, puede facilitar el control de humedad y también la calidad de producto final.
- Protocolo de dilución indica que la dilución del eyaculado depende de la concentración y el volumen del mismo, sin embargo, se aconseja no realizar diluciones mayores de 1:8/10 para que la presión osmótica del diluyente no altere las membranas celulares.
- Colocar el semen en baño María a 32°C.
- Proceder a la evaluación microscópica del eyaculado.
- Colocar el medio diluyente en el baño María a 32°C.
- Igualar temperaturas entre semen y diluyente (32°C).

- Diluir lentamente semen y diluyente (32°C).
- Aguardar 30 minutos protegido de la luz a 20°C.
- Evaluar nuevamente la motilidad (mínimo 60%).
- Envasar en botellas para semen porcino de 45 a 90 cc.
- Conservar a temperatura de 15-18°C (Konig, 1999; Fuentes, 2006).

4.3.8.4.2 Conservación

Un factor de suma importancia en la preservación de la calidad del semen es la temperatura, la cual debe reducirse de forma gradual una vez que el semen fue diluido. La reducción de la temperatura debe realizarse en 2 o 3 horas hasta que el semen alcance la temperatura ideal para su conservación, la cual es de 15-18°C. Con solo 1 o 2°C de variación pueden afectar la calidad del semen, ya que el semen de los cerdos es particularmente sensible a los cambios térmicos, por lo que es vital conservarlo a 15-18°C y evitar fluctuaciones en la temperatura per se. Cuando se disminuye la temperatura se induce una disminución del metabolismo y de la motilidad espermática. También contribuye a frenar el crecimiento bacteriano. Temperaturas inferiores a los 14°C causan alteraciones en la membrana espermática disminuyendo la calidad del semen y temperaturas por arriba de los 20°C no disminuyen el metabolismo espermático ni detienen el crecimiento bacteriano, lo cual disminuye la vida útil del semen (Aleman, 2006).

4.3.8.5 Detección de hembras a inseminar

4.3.8.5.1 Detección del estro

La detección del celo es de suma importancia en un sistema de inseminación artificial y no debe de ser sobreestimado. Es sumamente vital para el éxito de la inseminación artificial que el productor sea exacto en la estimación del inicio del estro. Es más efectivo detectar el estro dos veces al día que una sola vez, a pesar

de que se consuma más tiempo y mano de obra. El problema que se presenta con la doble detección diaria es que solamente se pueden obtener beneficios si ambos chequeos se realizan correctamente y separados por 12 horas aproximadamente. La frecuencia de la detección del estro determina la exactitud de la estimación de su inicio. Para que sea más eficiente la detección debe hacerse a primera hora de la mañana, antes de la alimentación de las cerdas y por lo menos una hora después. Si esto no es posible, se puede realizar por la tarde o el anochecer puede servir, si la temperatura ambiental no es muy alta. El principio es realizar la detección del estro cuando las cerdas primerizas o adultas no estén distraídas o frustradas. La detección debe de realizarse en un corral neutral, con un grupo de 12 cerdas o menos. Cuando se traslada tanto a las cerdas como al macho a un corral que es nuevo para ellos, se optimiza la detección del estro. Este aspecto es muy importante en cerdas primerizas. Con las cerdas en jaulas de gestación, se debe de exponer un macho en el pasillo, frente a cuatro o cinco cerdas a la vez, para que tengan contacto individual, y asegurar que el técnico pueda observar a todas las cerdas que están en estro antes de que empiecen a rechazar al macho. También se puede aplicar presión manual sobre el lomo de las cerdas mientras están en presencia del macho para determinar si están en estro. El macho generalmente gruñe, saliva e intenta montar a la mayoría de las hembras. Una hembra en estro puede buscar al macho y presentarse para ser montada. Una vez que se detecta que una cerda esta en estro, debe ser sacada del corral para que el verraco circule entre las otras hembras (Asturias, 2008).

4.3.8.5.1.1 Pruebas para detectar el celo

- Prueba del dorso (lordosis): Esta prueba consiste en hacer presión sobre el área donde se encuentra los riñones con las manos. En caso de celo, soportará la presión y se quedará quieta.
- Prueba de salto: Se realiza con el macho, es la prueba definitiva y final.

- Prueba del flanco: Se empuja la cerda con la rodilla en el flanco, si está en celo, soportan la presión y se recuestan sobre la misma (Cintora, 2005).

4.3.8.6 Momento para la inseminación

Si existe algún reflejo de inmovilización presente en la mañana, se insemina en la tarde de ese día y en la mañana del siguiente, es decir que se empieza a inseminar 12 horas después de haber sido detectado el celo. Si existe el reflejo de inmovilización en la tarde, se insemina en la mañana del siguiente día y en la tarde del mismo (Konig, 1999).

Existen estudios en los que se trabajan actualmente para conocer en detalle la duración de los intervalos del destete al inicio del celo, así como la duración (en horas) del celo y su relación con el momento de la ovulación. Todo esto relacionándolo con las prácticas de alimentación. Entre los puntos interesantes que se han identificado están:

- Hay una variación bastante grande entre el personal de cada granja para detectar el inicio del celo y su duración.
- En las cerdas la ovulación ocurre hacia el final del periodo del celo, en donde casi el 70% del periodo ha transcurrido.
- Hay una relación inversa entre el intervalo del destete-estro y la duración del celo. A las 24-40 horas de comenzado el estro ocurre la ovulación. Esto se da en las primerizas entre las 24 a 36 horas y en las adultas entre las 28 a 40 horas. La duración de la ovulación suele ser de unas 6 horas, en donde la vida media de los ovocitos es de 4 a 12 horas.

Durante 24 horas los espermatozoides son viables en el aparato reproductor de la hembra. Hay una estimación que el 80% de los espermatozoides en los oviductos se conserva con movimiento después de 6 horas. Así el momento

idóneo para la óptima cubrición en primerizas y adultas es entre 18 y 22 horas (\pm 20 horas) de haberse detectado el reflejo de inmovilidad respectivamente. La primera inseminación es la más importante ya que si en la segunda no presenta lordosis es mejor no inseminarla. Se insemina a las cerdas dos veces (mañana/tarde o tarde/mañana), haciendo la primera inseminación aproximadamente 12 horas después de la detección del celo. Si se utiliza la presión dorsal para la detección de celo, en ausencia de verracos, se debe considerar que el momento de celo de la hembra es posterior al que se registra si esa detección se realiza con verraco. En este caso se recomienda inseminar inmediatamente, en el momento que se detecta el celo por presión dorsal (Cintora, 2005).

4.3.8.6.1 Técnica de inseminación cervical

Antes de realizar la inseminación artificial se debe calentar el semen conservado que se encuentra a 15-18°C y llevarlo a una temperatura de 35°C para poder revisarlo con el microscopio (Cintora, 2005).

Después de haber calentado el semen se realizan los siguientes pasos:

- Se prepara la dosis del semen a utilizar en una botella para semen porcino.
- Se lava y se limpia la región vulvar de la cerda.
- Se lubrica la sonda o catéter.
- Se introduce la sonda o catéter en forma cuidadosa dentro de la vagina formando un ángulo de 45 grados.
- Al llegar a la región cervical, se gira la sonda en dirección contraria a las agujas del reloj para que se adapte al cérvix.
- Se conecta la botella con semen al catéter, manteniéndola a un nivel superior al de la cerda y se aprieta para que el semen fluya lentamente, al menos de 3 a 5 minutos.

- Se mantiene cierta presión en la región dorsal con la rodilla para que la cerda se mantenga estimulada.
- Cuando la botella se encuentra vacía, se retira la sonda, dejando una pequeña cantidad de semen en su interior para evitar la penetración del aire.
- Ya terminada la inseminación, se comprime la vulva con los dedos índice y pulgar ejerciendo cierta presión durante unos minutos.
- En la inseminación artificial, se aconseja tener al macho cerca durante la inseminación para estimular la ovulación (Maqueda, 2006).

4.3.8.6.2 Técnica de inseminación post-cervical

Antes de realizar la inseminación artificial se debe calentar el semen conservado que se encuentra a 15-18°C y llevarlo a una temperatura de 35°C para revisarlo con el microscopio (Cintora, 2005).

Después de calentar el semen se realizan los siguientes pasos:

- Se prepara la dosis del semen a utilizar en una botella para semen porcino.
- Se lava y se limpia la región vulvar de la cerda.
- Se lubrica la sonda o catéter.
- Se introduce la sonda o catéter en forma cuidadosa dentro de la vagina formando un ángulo de 45 grados.
- En la inseminación post-cervical se introduce dentro del catéter una cánula.
- Se conecta la botella con semen a la cánula, manteniéndola a un nivel superior al de la cerda y se aprieta para que el semen fluya lentamente, al menos de 3 a 5 minutos.
- Se mantiene cierta presión en la región dorsal con la rodilla para que la cerda se mantenga estimulada.

- Cuando la botella se encuentra vacía, se retira la sonda, dejando una pequeña cantidad de semen en su interior para evitar la penetración del aire.
- Ya terminada la inseminación, se comprime la vulva con los dedos índice y pulgar ejerciendo cierta presión durante unos minutos.
- Se aconseja tener al macho cerca durante la inseminación para estimular la ovulación (Maqueda, 2006).

4.3.8.7 Detección de la preñez

A partir del día 16 post-servicio se debe hacer una observación de mañana y tarde de las hembras, con el fin de detectar cualquier repetición del celo y/o descarga vaginal previa a la repetición. Si se observa descarga vaginal anormal, como pus, se debe de eliminar a la cerda. Si la cerda no presenta celo, se recomienda hacer un chequeo con ultrasonido a partir del día 35 post-servicio y al día 90 confirmar que la cerda se encuentre gestante mediante inspección visual (Corrales, 2006).

4.4 Línea genética Newsham F1

Hembras con un valor genético realzado con prolificidad y crecimiento magro eficiente. Su origen viene de la combinación de las características de dos de las líneas maternas de mayor rendimiento de la industria (Choice Genetics, 2018).

Esta hembra F1 surge de los cruces de las siguientes líneas:

- Línea materna (Línea M3)
- Línea M3 es la línea que se encarga de heredar las características maternas a la hembra F1 Newsham.

4.4.1 Línea materna (Línea M3)

La hembra línea M3 surge de la mezcla de Gallia con NL3 dando como resultado una M3 Large White. El objetivo de esta línea M3 es maximizar la calidad de los cerdos destetados (Choice Genetics, 2018).

Resultados de esta nueva línea

Que sus crías hembras F1 Newsham tengan la capacidad de:

- Aumentar el número de tetas como mínimo 16 tetas en el núcleo.
- Aumentar el número de nacidos vivos de 0.5 a 0.75 lechones.
- Obtener excelentes habilidades maternas.
- Facilitar el manejo (Choice Genetics, 2018).

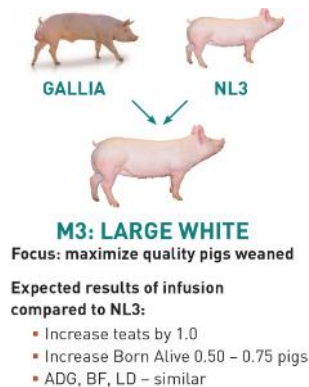


FIGURA 1. PROCEDENCIA LÍNEA MATERNA

Fuente Choice Genetics, 2018

4.4.2 Línea paterna (Línea M2)

Línea M2 es la línea que se encarga de heredar tanto características maternas, características importantes como crecimiento, eficiencia y calidad de la canal.

El macho línea M2 surge de la mezcla de GPK 1,2 con EU Landrace, dando como resultado un M2 Landrace. Objetivo de esta Línea M2 mejorar el crecimiento, eficiencia y calidad de la canal en los lechones nacidos de una hembra F1 Newsham (Choice Genetics, 2018).

Resultados de esta nueva línea

- Disminución de 3 a 4 mm de grasa.
- Aumento de la profundidad del músculo del lomo.
- 1.50% más magra.
- Disminución de un 0.05- 0.08 conversión alimenticia (Choice Genetics, 2018).

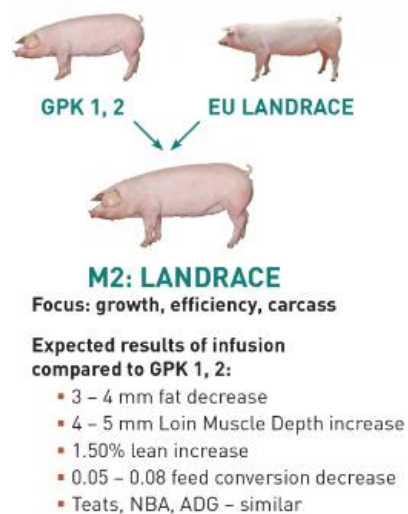


FIGURA 2. PROCEDENCIA LÍNEA PATERNA

Fuente: Choice Genetics.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Materiales

5.1.1 Recursos humanos

- Estudiante Investigador.
- Personal de campo de granja de mejoramiento genético de cerdos.
- Asesores Médicos Veterinarios.

5.1.2 Recursos biológicos

- Semen de verraco.
- 50 hembras primerizas F1 línea Newsham.

5.1.3 Recursos de campo

- Lapicero.
- Cuaderno de apuntes.
- Botellas de dosis seminales 45 ml y 90 ml con concentraciones 4.5×10^9 espermatozoides en ambas.
- Catéteres de inseminación.
- Cánulas de inseminación.
- Aparato Doppler para diagnóstico de preñez.
- Papel mayordomo.
- Nutalk.

5.1.4 Recursos de laboratorio

- Botellas de dosis seminales 45 ml y 90 ml con concentraciones 4.5×10^9 espermatozoides en ambas.

5.1.5 Centros de referencia

- Instituto de Reproducción Animal e Inseminación Artificial de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala
- Internet.

5.2 Metodología

5.2.1 Lugar del estudio

El estudio se realizó en la granja de mejoramiento genético de cerdos, en la Aldea Sajcavilla, San Juan Sacatepéquez, Guatemala.

5.2.2 Diseño del estudio

El estudio es de tipo experimental basado en 2 tratamientos con 25 repeticiones cada uno.

5.2.3 Descripción de los tratamientos

5.2.3.1 Pasos previos a la inseminación

- Se preparó el área de gestación antes de recibir a las cerdas, en donde se lavaron y desinfectaron los corrales, comederos y bebederos.
- Se utilizaron 25 cerdas primerizas de la línea genética Newsham F1, en donde las cerdas tienen de 30-33 semanas de edad, las cuales presentaron sus dos primeros celos.
- A las cerdas se les alimentó individualmente y se les hizo un chequeo sanitario general.
- Con la ayuda del verraco se detectó a las hembras que estaban en celo, las cuales fueron inseminadas posteriormente.
- A cada cerda previa a inseminar se limpió con papel mayordomo la región vulvar.

5.2.3.2 Tratamiento 1 inseminación cervical

- El catéter a utilizar se lubricó con la misma dosis seminal.
- Se introdujo el catéter en forma cuidadosa dentro de la vagina, formando un ángulo de 45 grados, para evitar el meato urinario.
- Se introdujo el catéter dentro del cérvix y se haló suavemente para verificar que el catéter estuviera dentro del mismo.
- Se conectó la botella de semen de 90 ml al catéter, manteniéndola a un nivel superior al de la cerda y se apretó para que el semen fluyera lentamente, durante 4 minutos.
- Se mantuvo cierta presión en la región dorsal con la rodilla para que la cerda se mantuviera estimulada.

- Cuando la botella se vació, se retiró, tapando el catéter y dejando una pequeña cantidad de semen en su interior para evitar la penetración del aire.
- Ya terminada la inseminación se retiró el catéter, se comprimió la vulva con los dedos índice y pulgar ejerciendo cierta presión durante unos minutos.
- Esta técnica se realizó tres veces con diferencia de 12 horas entre cada inseminación.

5.2.3.3 Tratamiento 2 Inseminación post-cervical

- El catéter a utilizar se lubricó con la misma dosis seminal.
- Se introdujo el catéter en forma cuidadosa dentro de la vagina, formando un ángulo de 45 grados, para evitar el meato urinario.
- Se introdujo el catéter dentro del cérvix y se haló suavemente para verificar que el catéter estuviera dentro del mismo.
- Se introdujo la cánula de inseminación dentro del catéter con mucho cuidado y muy despacio para no lastimar el cérvix de la hembra, hasta que el total de la cánula estuvo dentro del catéter, donde llegó hasta el cuerpo del útero.
- Se conectó la botella de semen de 45 ml a la cánula, manteniéndola a un nivel superior al de la cerda y se apretó para que el semen fluyera lentamente, durante 4 minutos.
- Se mantuvo cierta presión en la región dorsal con la rodilla para que la cerda se mantuviera estimulada.
- Cuando la botella se vació, se retiró junto con la cánula, tapando el catéter y dejando una pequeña cantidad de semen en su interior para evitar la penetración del aire.
- Ya terminada la inseminación se retiró el catéter, se comprimió la vulva con los dedos índice y pulgar ejerciendo cierta presión durante unos minutos.

- Esta técnica se realizó tres veces con diferencia de 12 horas entre cada inseminación.

5.2.4 Procedimiento después de la inseminación

Se confirmó que las hembras estuvieran preñadas por medio del aparato Doppler y por la ausencia de celo, las cerdas permanecieron en el módulo de gestación durante la preñez y faltando 5 días para el parto, se trasladaron al área de maternidad.

El conteo de lechones nacidos vivos se realizó durante el parto de cada cerda, y se apuntaron los datos en el anexo 1.

5.2.5 Análisis estadístico

Por medio de prueba de hipótesis para diferencia de promedios se evaluó el número de lechones nacidos vivos y la información se resumió en cuadros (anexo 1,2,3 y 4).

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Hubo un mayor número de lechones nacidos vivos en las cerdas que fueron inseminadas por el método de inseminación artificial post-cervical, ya que de un total de 25 cerdas, nacieron 243 lechones vivos, con un promedio de 9.72 lechones nacidos vivos por cerda (anexo 1), en cambio las 25 cerdas que fueron inseminadas por el método de inseminación artificial cervical, obtuvieron únicamente 214 lechones vivos, con un promedio de 8.56 lechones nacidos vivos por cerda (anexo 1).

Utilizando el test de hipótesis (anexo 2) con un valor de significancia del 5% y un valor de Z de -1.66, en donde se acepta la hipótesis nula, se concluye que a pesar que el método de inseminación artificial post-cervical obtuvo un mayor número de cerdos, la diferencia no es estadísticamente significativa.

Cuevas, Pedroza, y Jiménez (2005), en su investigación obtuvieron un promedio de 9.72 lechones nacidos vivos con la técnica de inseminación artificial post-cervical, y un promedio de 8.91 lechones nacidos vivos con la técnica de inseminación artificial cervical. A pesar de obtener un promedio mayor de lechones nacidos vivos por el método de inseminación post-cervical, no se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los dos métodos de inseminación.

Leyún (2004), en su investigación sobre la comparación de los dos métodos de inseminación artificial, donde utilizó diferentes cantidades de dosis seminales, obtuvo que el mejor número de nacidos totales fue en la post-cervical de 15cc, que supera a la clásica y a la de 30cc en 0.32 y 0.72 lechones promedio; en donde apunta que los mejores resultados corresponden a la inseminación post-cervical, pero señala que en todo caso no hay diferencia estadísticamente significativa entre los métodos utilizados.

Miranda (2012) en su investigación sobre la inseminación artificial obtuvo 623 lechones nacidos vivos con la inseminación post-cervical y con la inseminación cervical obtuvo 607, dando una diferencia de 16 lechones. Concluyendo que la aplicación de la técnica de inseminación post-cervical, posee resultados levemente superiores.

De acuerdo con los resultados obtenidos se puede observar que en la inseminación artificial post-cervical se obtiene un mayor número de lechones nacidos vivos, en comparación con la inseminación artificial cervical. Estos hallazgos concuerdan con los estudios realizados por Cuevas, Pedroza y Jiménez (2005). Leyún (2004) y Miranda (2012), también concuerdan que, en los estudios, ninguna diferencia fue tan grande entre los dos métodos, que no sean estadísticamente significativos en ninguno de ellos, por lo que ninguno es mejor que otro desde el punto de vista estadístico, cabe recalcar que Cuevas, Pedroza, y Jiménez (2005), recomienda una mayor muestra de animales.

VII. CONCLUSIONES

- No existe diferencia estadísticamente significativa entre los dos métodos, por lo que no se puede decir cuál de los dos es mejor.
- En la inseminación artificial post-cervical se obtuvo levemente un mayor promedio de lechones nacidos vivos, en comparación con los obtenidos con la inseminación artificial cervical

VIII. RECOMENDACIONES

- Realizar un estudio, en donde se utilice un número mayor de muestra de animales, para observar si cambian los resultados.
- Impulsar a los productores porcinos a utilizar el método de inseminación artificial. con el fin de optimizar su rendimiento en el número de lechones vivos por cerda.
- Realizar un estudio en donde se utilicen cerdas multíparas para comparar resultados con cerdas primerizas.
- Realizar un estudio en donde se utilicen diferentes dosis seminales y diferentes concentraciones seminales.

IX. RESUMEN

El presente estudio se realizó en una granja de mejoramiento genético de cerdos, en la Aldea Sajcavilla, San Juan Sacatepéquez, Guatemala. Con el objetivo de contribuir al conocimiento de la eficacia de dos métodos de inseminación en cerdas primerizas F1 de la línea Newsham, el cual consistió en dos tratamientos de inseminación artificial. En el tratamiento número uno se utilizaron 25 cerdas primerizas F1 de la línea Newsham, en donde se inseminaron por el método artificial post-cervical con 3 dosis seminales, de 45 ml cada dosis. En el tratamiento número dos se utilizaron 25 cerdas primerizas F1 de la línea Newsham, en donde se inseminaron por método artificial cervical con 3 dosis seminales, de 90 ml cada dosis.

Las condiciones en la granja para los dos grupos fueron las mismas: edad reproductiva, condiciones ambientales y alimentación. Luego se contabilizaron los lechones nacidos vivos que tuvo cada cerda, y los datos se coloraron en tablas y gráficas. En el tratamiento 1, con el método de inseminación artificial post-cervical se obtuvieron 243 lechones nacidos vivos, dando un promedio de 9.72 lechones nacidos vivos por cerda. En cambio, en el tratamiento 2 con el método de inseminación artificial cervical se obtuvieron 214 lechones nacidos vivos, con un promedio de 8.56 lechones nacidos vivos por cada cerda.

La inseminación artificial post-cervical obtuvo un mayor número de lechones, sin embargo la diferencia no es estadísticamente significativa. La diferencia entre los dos métodos fue de 29 lechones, en donde el método de inseminación artificial post-cervical tuvo 1.16 lechones nacidos vivos más que con el método de inseminación artificial cervical. Por lo anteriormente expuesto se recomienda realizar otro estudio con una muestra mayor, para que observar si cambian los resultados.

SUMMARY

The present study was carried out in a farm for the genetic improvement of pigs, in the Sajcavilla Village, San Juan Sacatepéquez, Guatemala. With the aim of contributing to the knowledge of the effectiveness of two methods of insemination in first sows F1 of the Newsham line in, which consisted of two artificial insemination treatments. In treatment number one 25 new sows F1 of the Newsham line were used, where they were inseminated by the artificial post-cervical method with 3 seminal doses, of 45 ml each dose. In treatment number two, 25 new sows F1 of the Newsham line were used, where they were inseminated by the artificial cervical method with 3 seminal doses, of 90 ml each dose.

The conditions on the farm for the two groups were the same: reproductive age, environmental conditions and diet. Then the live born piglets that each sow had were counted, and the data was set in tables and graphs. In treatment 1, with the post-cervical artificial insemination method 243 live born piglets were obtained, giving an average of 9.72 piglets born alive per sow. On the other hand, in treatment 2, with the cervical artificial insemination method, 214 live-born piglets were obtained, with an average of 8.56 live-born piglets per sow.

The post-cervical artificial insemination obtained a greater number of piglets, however the difference is not statistically significant. The difference between the two methods was of 29 piglets, where the post-cervical artificial insemination method had 1.16 live born piglets more than with the artificial cervical insemination method. Therefore, it is recommended to carry out another study with a larger sample, in order to observe if the results change.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alemán, D; Alfaro, M., y Hurtado, E. (2006). Efecto de la temperatura del Semen sobre la respuesta reproductiva de cerdas. *IDESIA*, 24(3), 33-37. Recuperado de https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?pid=S0718-34292006000300005&script=sci_arttext
- Asturias Manzo A. C., (2008). *Comparación entre el uso de una dosis seminal en inseminación artificial de cerdas vrs. La utilización de 3 dosis seminales* (tesis de licenciatura) Universidad de San Carlos, Guatemala.
- Cassar, G., Kirkwood, R., Poljak, Z., Bennet, K., y Friendship, R. (2005). Effect of single or double insemination on fertility of sows bred at an induced estrus and ovulation. *Journal of swine health and production*. Recuperado de <https://www.aasv.org/shap/issues/v13n5/v13n5p254.pdf>
- Choice Genetics (2018). *Current CG32 Field Performance*. Recuperado de: <http://www.choice-genetics.com/en/products/category/maternal>
- Corrales, W. (2006). *Reproducción de la cerda, manual de producción de Granja porcina Spartacus*. Costa Rica. Recuperado de <http://www.buenastareas.com/ensayos/Reproduccion-De-La-Cerda-Manual/792695.html>
- Cintora, I. (2005). *Reproducción porcina*. México. Recuperado de <https://www.engormix.com/porcicultura/articulos/reproduccionporcina-t25977.htm>

- Cuevas, P. A. L., Pedroza, C., y Jiménez, C. (2005). Evaluación de la técnica de inseminación artificial postcervical y su relación con los parámetros reproductivos. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 52(2), 144-155.
- Escobar, P. (2000). *Inseminación artificial en cerdas*. Recuperado de http://www.agrobit.com/Info_tecnica/Ganaderia/insem_artif/GA000001in.htm
- Falceto, C. Duque, J. y Alfonso, M. (2006). *Variaciones fisiológicas de la funcionalidad ovárica en la cerda*. Departamento de Patología Animal, Facultad de Veterinaria de Zaragoza, España. Recuperado de <http://www.avparagon.com/docs/reproduccion/r041230-4.pdf>
- Faletti, C. (2006). *Inseminación artificial en porcinos*. Recuperado de <http://www.engormix.com/MAporcicultura/genetica/articulos/inseminacion-artificial-porcinos-t1726/103-p0.htm>
- Gadea, J. (2007). *Los diluyentes de inseminación artificial porcina*. Recuperado de <https://www.engormix.com/porcicultura/articulos/los-diluyentes-inseminacion-artificial-t26019.htm>
- González, E. (2006). *Uso de leche descremada en polvo a diferentes concentraciones como extensor del semen porcino* (tesis de licenciatura) Universidad de San Carlos. Guatemala.
- González, A. (2008). *Efecto del uso de leche entera fluida de bovino sometida al proceso UHT como extensor de semen porcino para inseminación artificial* (tesis de licenciatura), Universidad de San Carlos, Guatemala.
- Gordon, I. (1999). *Reproducción controlada del cerdo*. España, Acribia.

- Hafez, E. (1985). *Reproducción e inseminación artificial en animales*. Trad F Berenguer. México, Interamericana.
- Hafez, E. (2002). *Reproducción e inseminación artificial en animales*. Mexico, Mcgraw-Hill.
- Konig, I. (1999). *Inseminación de la cerda*. España, Acribia.
- Leyun, M. (2004). *Comparación de la inseminación clásica frente a la inseminación postcervical aplicada con diferentes dosis*. Navarra. Navarra Agraria. Recuperado de <https://intiasa.es/repositorio/images/docs/centrodeinseminacion/ResulExplApostcervical.pdf>
- Lloveras, M. (2006). *Inseminación artificial en cerdos*. Centro de Información de actividades porcinas CIAP Argentina, Recuperado de <http://www.ciap.org.ar/ciap/Sitio/Materiales/Produccion/Reproduccion/TECNICA%20DE%20INSEMINACION%20ARTIFICIAL.pdf>
- López, M., R., C., (2010). *Inseminación en cerdas* Facultad de Agronomía, Departamento de Producción Animal y Pasturas Grupo Disciplinario Fisiología y Reproducción, Uruguay.
- Maqueda, L. (2006). *Conservación de la calidad del semen: diluyentes, empaque, temperatura y transporte*. Pig Improvment company, ICA México. Recuperado de http://www.engormix.com/conservacion_calidad_semen_diluyentes_s_s_articulos_113_POR.htm
- Mazarri, G. (1984). *Control de la reproducción e inseminación artificial en cerdos*. Venezuela: Fonaip Divulga.

Miranda, A.F. (2012). *Inseminación Artificial con sonda postcervical en cerdos* (tesis de licenciatura) Corporación Universitaria Lasallista, Colombia.

Nalbandov, A. (1969). *Fisiología de la reproducción*. Trad a Fraile. España, Acribia.

Regueiro, M. (2007). *Anatomía del aparato reproductor de la hembra*, Fisiología y Reproducción. Departamento de Producción Animal y Pasturas.

Toalombo, P, (2007). *Evaluación de la inseminación intrauterina profunda y cervical en cerdas* (tesis de licenciatura). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Ecuador.

XI. ANEXOS

ANEXO 1. NÚMERO DE LECHONES NACIDOS POR LOS MÉTODOS DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CERVICAL Y POST-CERVICAL

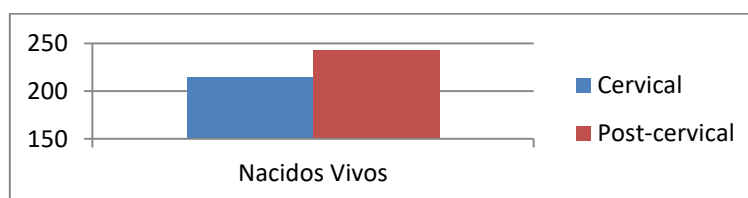
Inseminación cervical		Inseminación post-cervical	
No.	No. de lechones	No.	No. de lechones
1	10	1	12
2	6	2	6
3	9	3	10
4	7	4	7
5	5	5	12
6	13	6	11
7	11	7	5
8	4	8	11
9	7	9	11
10	7	10	12
11	10	11	8
12	12	12	6
13	6	13	12
14	10	14	6
15	7	15	13
16	8	16	11
17	9	17	12
18	11	18	11
19	12	19	6
20	6	20	12
21	9	21	10
22	11	22	9
23	11	23	8
24	5	24	12
25	8	25	10

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 2. PROMEDIO Y NÚMERO TOTAL DE LECHONES NACIDOS MEDIANTE LAS TÉCNICAS DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CERVICAL Y POST-CERVICAL

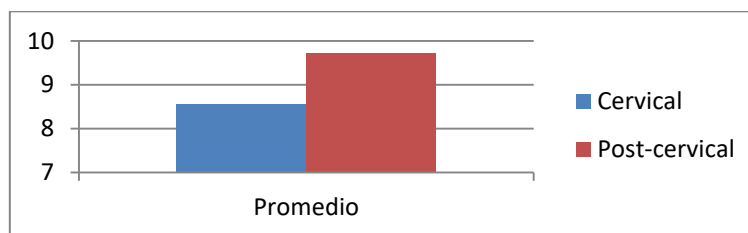
	Nacidos vivos	Promedio
Cervical	214	8.56
Post-cervical	243	9.72
Diferencia	29	1.16
Test de hipótesis		
Ho: No hay diferencia entre inseminación cervical y post-cervical		
Hi: Si hay diferencia entre inseminación cervical y post-cervical		
$\alpha=0.05$		
Valor Z = -1.66		
Acepta Ho		

Fuente: Elaboración propia



ANEXO 3. TOTAL LECHONES NACIDOS VIVOS MEDIANTE LOS MÉTODOS DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CERVICAL Y POST-CERVICAL

Fuente: Elaboración propia




ANEXO 4. PROMEDIO DE LECHONES NACIDOS VIVOS MEDIANTE LOS MÉTODOS DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CERVICAL Y POST-CERVICAL

Fuente: Elaboración propia

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

COMPARACIÓN DEL NÚMERO DE LECHONES NACIDOS VIVOS
EN CERDAS PRIMERIZAS F1 LÍNEA NEWSHAM, UTILIZANDO
DOS MÉTODOS DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL, CERVICAL Y
POST-CERVICAL

F. 
JOSÉ RODRIGO MALDONADO NÁJERA

F. 
M.A. Ligia Anaíte González
Quiñonez
ASESOR PRINCIPAL

F. 
M.A. Jaime Rolando Méndez Sosa
ASESOR

f. 
M.Sc. Jazzel Silvia Angers Zea Muñoz
EVALUADOR

IMPRÍMASE

f. 
M.A. Gustavo Enrique Taracena
DECANO

