

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

**EFFECTO DEL NUMERO DE CELULAS ESPERMATICAS POR DOSIS DE  
INSEMINACION ARTIFICIAL Y LA ADICION DE OXITOCINA  
PITUITARIA AL SEMEN SOBRE LA TASA DE PARTOS Y TAMAÑO DE LA  
CAMADA EN CERDAS REPRODUCTORAS**

**ETTY LISSETTE ROSALES ESTRADA**

Guatemala, marzo de 2,002

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

EFEECTO DEL NUMERO DE CELULAS ESPERMATICAS POR DOSIS DE  
INSEMINACION ARTIFICIAL Y LA ADICION DE OXITOCINA PITUITARIA AL  
SEMEN SOBRE LA TASA DE PARTOS Y TAMAÑO DE LA CAMADA EN  
CERDAS REPRODUCTORAS

TESIS

PRESENTADA A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE MEDICINA  
VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE  
GUATEMALA

POR

ETTY LISSETTE ROSALES ESTRADA

AL CONFERIRSELE EL TITULO ACADEMICO DE

MEDICO VETERINARIO

GUATEMALA, MARZO DE 2002  
HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

CUMPLIENDO CON LO ESTABLECIDO POR LOS ESTATUTOS DE LA  
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA, PRESENTO A  
CONSIDERACION DE USTEDES EL TRABAJO DE TESIS TITULADO:

EFEECTO DEL NUMERO DE CELULAS ESPERMATICAS POR DOSIS DE  
INSEMINACION ARTIFICIAL Y LA ADICION DE OXITOCINA PITUITARIA AL  
SEMEN SOBRE LA TASA DE PARTOS Y TAMAÑO DE LA CAMADA EN  
CERDAS REPRODUCTORAS

QUE ME FUERA APROBADO POR LA JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD  
DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA PREVIO A OPTAR EL TITULO  
PROFESIONAL DE:

MEDICO VETERINARIO

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

DECANO: DR. MARIO LLERENA QUAN  
SECRETARIO: LIC. ROBIN IBARRA  
VOCAL PRIMERO: LIC. CARLOS SAAVEDRA VELEZ  
VOCAL SEGUNDO: DR. FREDY ROLANDO GONZALEZ GUERRERO  
VOCAL TERCERO: LIC. EDUARDO SPIEGELER  
VOCAL CUARTO: BR. MANUEL ARENAS RAMOS  
VOCAL QUINTO: BR. EDWIN ALEJANDRO CHAVEZ GARCIA

ASESORES: DR. CARLOS ALFARO  
DR. LUIS MOREIRA  
LIC. LUIS CORADO

## **ACTO QUE DEDICO**

A DIOS

A MI MADRE

Ruth Marie Estrada

MEINE MUTTI UND PAPA

Lene und Hans Friedrich Paul

A MI OPA

Jose Antonio Estrada Sanabria

A MIS AMIGOS

Paola, Niurka, María Elisa y Alfonso.

MEINE FREUNDE

Sven, Markus, Rebeca und Anja.

A MIS ASESORES

Dr. Carlos Alfaro, Dr. Luis Moreira y Lic. Luis  
Corado

A MIS PADRINOS

Dr. Jose Roma, Dr. Carlos Camey, Dr. Juan Prem, y  
Dr. Yeri Veliz

A MIS FAMILIARES

## **TESIS QUE DEDICO**

- A DIOS Por guiar mi camino y haberme dado la oportunidad de llegar hasta donde estoy.
- A MI MADRE Por haber realizado un gran esfuerzo toda la vida para darme siempre lo mejor y apoyarme en todo momento.
- MEINE ELTER Für ihre Liebe und Hingabe.
- A PARTNERS Por haber sido un gran apoyo en mi carrera.
- A MI OPA Por haber sido mi más grande inspiración para seguir en la carrera de Medicina Veterinaria.
- A MI OMA Por los años dedicados a mí.
- A MIS FAMILIARES Por su cariño y apoyo, en especial a todas mis tías.
- A MIS ASESORES Por su gran apoyo, dedicación y paciencia para realizar el presente trabajo
- A MIS PADRINOS Por haber sido una guía y el mejor ejemplo en mi vida universitaria
- A LOS INGENIEROS Luis Arturo Ramírez y Luis Enriquez por haberme dado la oportunidad de iniciarme en mi vida profesional.
- A MI SHASTA

## **AGRADECIMIENTO**

A EMPACADORA TOLEDO EN ESPECIAL AL DR LUIS MOREIRA POR  
HABERME BRINDADO LA OPORTUNIDAD DE REALIZAR ESTE TRABAJO.

AL LIC. LUIS CORADO POR SU ESPECIAL DEDICACION AYUDA Y  
PACIENCIA DURANTE LA REALIZACION DE ESTE TRABAJO.

A MIS CATEDRATICOS Y PERSONAL ADMINISTRATIVO DE ESTA  
FACULTAD POR SU COLABORACION, AMISTAD Y ENSEÑANZA

## INDICE

I. INTRODUCCION .....	01
II. HIPOTESIS .....	02
III. OBJETIVOS .....	03
IV. REVISION DE LITERATURA .....	04
4.1 FACTORES QUE AFECTAN LA FERTILIDAD DEL VERRACO .....	04
4.1.1 Factores exógenos .....	04
4.1.1.1 Efecto estacional .....	04
4.1.1.2 Temperatura ambiental .....	04
4.1.1.3 Nutrición .....	05
4.1.1.4 Alojamiento .....	05
4.1.1.5 Aditivos añadidos al semen .....	06
4.1.1.6 Frecuencia de la inseminación .....	06
4.1.1.7 Estimulación sexual antes de la colecta .....	06
4.1.1.8 Diluyentes seminales .....	06
4.1.1.9 Fiabilidad de los espectrofotómetros .....	07
4.1.1.10 Enfermedades .....	07
4.1.1.11 Almacenamiento del semen .....	07
4.1.2 Factores endógenos .....	08
4.1.2.1 Genética .....	08
4.1.2.2 Tamaño de los testículos .....	08
4.1.2.3 Solidez estructural de los testículo .....	08
4.2 PROCEDIMIENTO DE RECOLECCION DEL SEMEN .....	09
4.2.1 Equipo .....	09
4.2.2 Instalaciones .....	09
4.2.3 Procedimiento de recolección .....	10
4.3 EVALUACION DEL SEMEN .....	11
4.3.1 Evaluación macroscópica .....	11
4.3.1.1 Volumen .....	11
4.3.1.2 Consistencia .....	11
4.3.1.3 Color .....	11
4.3.1.4 Impurezas.....	12
4.3.1.5 pH .....	12

4.3.1.6 Olor .....	12
4.3.2 Evaluación microscópica .....	12
4.3.2.1 Motilidad .....	12
4.3.2.2 Concentración .....	12
4.3.2.3 Vivos y muertos .....	12
4.3.2.4 Anormalidades .....	13
4.3.2.5 Evaluación del acrosoma .....	13
4.3.3 Dilución del semen .....	14
4.3.3.1 Diluyentes más utilizados .....	14
4.3.3.2 Determinación del número de dosis .....	14
4.3.3.3 Envasado del semen diluído .....	15
4.3.3.4 Almacenamiento .....	15
4.3.3.5 Transporte de las dosis de semen .....	16
4.4 INSEMINACION ARTIFICIAL .....	16
4.4.1 Historia .....	16
4.4.2 Beneficios de la inseminación artificial .....	17
4.4.2.1 Reducción de costos .....	17
4.4.2.2 Desempeño y calidad de producto mejorados .....	17
4.4.3 Procedimiento .....	17
4.5 CICLO REPRODUCTIVO DE LA CERDA .....	18
4.6 OXITOCINA .....	20
4.6.1 Acciones en el organismo .....	20
4.6.2 Uso clínico .....	20
V. MATERIALES Y METODOS .....	21
5.1 DESCRIPCION DEL AREA DE ESTUDIO .....	21
a. Localización .....	21
b. Altitud .....	21
c. Precipitación pluvial promedio .....	21
d. Temperatura promedio .....	21
e. Zona ecológica .....	21
5.2 MATERIALES .....	21
5.2.1 Recursos Humanos .....	21
5.2.2 Recursos de laboratorio .....	21
5.2.3 Centros de referencia .....	21
5.2.4 Recursos Biológicos .....	21

5.2.5 Recursos farmacéuticos .....	21
5.3 METODOLOGIA .....	22
5.3.1 Metodología experimental .....	22
5.4 MANEJO DEL EXPERIMENTO .....	23
5.5 VARIABLES DE RESPUESTA .....	24
5.6 DISEÑO EXPERIMENTAL .....	25
5.7 MODELO Y ANALISIS ESTADISTICO .....	25
5.7.1 Análisis estadístico .....	25
5.7.2 Modelo estadístico .....	25
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	26
6.1 EFECTO DE LOS TRATAMIENTOS SOBRE LA VARIABLE NACIDOS VIVOS .....	26
6.2 EFECTO DE LOS TRATAMIENTOS SOBRE LA VARIABLE NACIDOS TOTALES .....	27
6.3 EFECTO DEL NUMERO DE PARTOS SOBRE LAS VARIABLES NACIDOS TOTALES Y NACIDOS VIVOS .....	29
VII. CONCLUSIONES .....	30
VIII. RECOMENDACIONES .....	31
IX. RESUMEN .....	32
X. BIBLIOGRAFIA .....	34
XI. ANEXOS .....	36

## **I. INTRODUCCION**

En la actualidad el mercado mundial para la carne de cerdo esta cada día más competitivo, lo que significa que los porcinocultores tienen que adaptarse a un escenario de productividad biológica y financiera más ajustable.

En el campo de la reproducción animal existe en la actualidad un panorama muy positivo de los avances en el control de manejo reproductivo de la especie porcina, entre las cuales podemos mencionar: Inducción de celo, detección de celo, inseminación artificial, diagnóstico de gestación, inducción del parto, inducción del celo precoz durante la lactación y destete precoz.

A pesar de los avances actuales sobre el control de la reproducción animal todavía queda mucho trabajo que desarrollar en el perfeccionamiento de estas técnicas, para obtener rendimientos más óptimos.

En este estudio se pretende evaluar el efecto de diferente número de células espermáticas por dosis de inseminación artificial y la adición de oxitocina sobre la tasa de partos y tamaño de la camada en cerdas reproductoras, con el fin de mejorar la productividad y obtener los mayores avances técnicos posibles en el área de estudio.

## **II. HIPOTESIS**

El efecto combinado del número de células espermáticas por dosis de inseminación artificial y la adición de oxitocina a la misma, mejora significativamente la tasa de partos y tamaño de la camada en cerdas reproductoras.

### **III. OBJETIVOS**

#### **Objetivo general**

- Evaluar diferentes opciones de manejo reproductivo, para optimizar los sistemas de producción porcina

#### **Objetivos específicos**

- Determinar si el número de células espermáticas en la dosis de inseminación artificial influye la tasa de partos y tamaño de la camada en cerdas reproductoras.
  
- Determinar si la adición de oxitocina al semen afecta o influye sobre la tasa de partos y tamaño de la camada en cerdas reproductoras.

## IV. REVISION DE LITERATURA

### **4.1 FACTORES QUE AFECTAN LA FERTILIDAD DEL VERRACO**

Cuando los verracos son utilizados para producir espermatozoides, el número de estas células espermáticas en cada eyaculado tiene una gran importancia económica. La eficiencia de un verraco reproductor se basa en el número de dosis utilizables que este animal produce en cada período de tiempo, en combinación con los requerimientos de mano de obra necesaria para recoger, procesar y distribuir el semen (14)

La fertilidad del verraco puede ser definida como: la capacidad de criar o de reproducirse en grandes cantidades. La última definición puede interpretarse de dos maneras: (a) La cantidad de células espermáticas que eyacula o (b) El número de lechones producidos.

Los factores que influyen sobre la producción de esperma y sobre la calidad del semen pueden clasificarse en exógenos, es decir factores que aparecen debido a causas externas, fuera del cuerpo del animal y endógenos, originados en el propio verraco (14).

#### **4.1.1 FACTORES EXOGENOS:**

**4.1.1.1 Efecto estacional:** El principal efecto de la estación en la mayoría de las explotaciones suele repartirse entre la temperatura ambiental y el fotoperíodo. En otras palabras el problema se deriva de la temperatura, de las horas luz o de ambas. Se ha demostrado que la función reproductora de los verracos se ve estimulada con la disminución de la luz diaria y se deteriora con su aumento (14).

**4.1.1.2 Temperatura ambiental:** La morbilidad espermática empieza a disminuir lentamente a partir de los 30°C, observándose que esta disminución se hace más drástica a partir de los 32°C. La temperatura crítica más elevada en la que se mantiene intacto el metabolismo de los verracos está próxima a los 27°C. Se dice que la temperatura ambiental nunca debe exceder de los 29°C.

Los intervalos de temperatura que han demostrado producir estrés en los animales son: Estrés de mínima temperatura de 17°C a 33°C, estrés de temperatura media: 19.5°C a 35.5°C. y estrés de temperaturas altas: de 22°C a 38°C. Teniendo en cuenta estos intervalos, se observa que el estrés de temperaturas elevadas es el que produce los peores efectos sobre la mortalidad, morfología y producción de las células espermáticas.

Aunque no se han observado diferencias estadísticamente significativas, los verracos ubicados en un entorno con temperaturas medias, producen un 28.8 % más de células espermáticas anormales que los animales sometidos a una temperatura de 17°C. La exposición de los verracos a una temperatura ambiental entre los 33.4°C y los 37.7°C durante 4,5, y 6 días consecutivos da lugar a elevadas variaciones individuales en la calidad seminal entre los animales, que varía entre cambios casi inaparentes a una muy baja calidad del semen durante 2-5 semanas después de dicha exposición a elevadas temperaturas. (14)

**4.1.1.3 Nutrición:** Cualquier dieta especialmente diseñada para los verracos debe optimizar el comportamiento sexual, la producción de espermias, la viabilidad y capacidad fecundante de las células espermáticas. No se puede recomendar una única dieta para todas las explotaciones, ya que existe un gran número de factores como la edad de los animales, peso corporal, genética, alojamiento, frecuencia de eyaculación y condiciones ambientales que influyen sobre su capacidad reproductora (14).

**4.1.1.4 Alojamiento:** Lo más importante en el caso del alojamiento de los verracos es saber si el suelo utilizado en las salas de alojamiento y de colecta de semen tiene algún efecto sobre la producción y liberación del esperma.

En algunos lugares evitan el uso de jaulas para los verracos y alojan a los machos en un tipo de ubicación diferente al de las hembras. Los verracos no deben agruparse juntos debido a las agresiones físicas y en el efecto negativo que el agrupamiento tiene sobre las características del semen (14).

**4.1.1.5 Aditivos añadidos al semen:** Los aditivos seminales pueden tener efectos benéficos cuando el semen se va a utilizar 72 horas o más después de la colecta y cuando el manejo de los animales no es el más adecuado. Los productores de porcino que manejan muy bien sus verracos, obtienen buenos resultados reproductivos sin tener que utilizar estos aditivos (14).

**4.1.1.6 Frecuencia de la inseminación:** Es bien sabido que el número de células espermáticas por eyaculado disminuye a medida que se aumenta la frecuencia de la eyaculación en un determinado período de tiempo. La frecuencia de eyaculación en la mayoría de los verracos es de una a dos veces por semana. Estas frecuencias se utilizan para optimizar el número de dosis por eyaculado y la mano de obra necesaria en el procesado del semen (14).

**4.1.1.7 Estimulación sexual antes de la colecta:** Los resultados obtenidos en una experiencia llevada a cabo en Australia, con solo seis verracos, indican que el número de espermatozoides en la fracción rica de un eyaculado es mayor cuando se permite a los machos observar a otro o a un maniquí femenino antes de la recogida del semen en comparación con un verraco no estimulado (14).

**4.1.1.8 Diluyentes seminales:** El semen de todos los verracos no sobrevive a los mismos niveles en todos los diluyentes estudiados. Si el semen de un verraco en particular no se almacena de una forma correcta en un diluyente, debe probarse con otro.

Se ha observado que las células espermáticas presentan una baja o nula motilidad a los pocos minutos de añadir el diluyente determinado. Sin embargo, una hora después, esta motilidad se incrementa incluso hasta niveles normales. En otros casos se han detectado drásticas anomalías en las células espermáticas a los cinco minutos de la adición del diluyente, observando la total desaparición de dichas anomalías una hora después (14).

**4.1.1.9 Fiabilidad de los espectrofotómetros:** En numerosas ocasiones se ha encontrado que los espectrofotómetros que se utilizan para evaluar la concentración espermática están mal calibrados, sobre todo aquellos que se utilizan rutinariamente en la propia explotación porcina (14).

**4.1.1.10 Enfermedades:** Las enfermedades, trastornos o vacunaciones que dan lugar a una elevación de la temperatura corporal, pueden tener efectos negativos sobre la producción espermática. Si se piensa que una vacuna puede causar algún problema en la producción espermática, no deben vacunarse todos los verracos de la explotación el mismo día (14).

**4.1.1.11 Almacenamiento del semen:** Se ha sugerido que la fertilidad del semen del verraco conservado puede aumentarse incrementando el número de espermatozoides por dosis. Esto parece lógico ya que esta adición de células espermáticas suplirá las pérdidas por mortalidad debidas al envejecimiento, consiguiendo así el mínimo estandard de células viables. Se ha observado frecuentemente que el volumen total por dosis de semen no cambia cuando se añaden más células espermáticas a la dosis. Así, el número de células por ml en cada dosis varía significativamente.

El tiempo en el que el semen está almacenado y el número de células espermáticas por dosis parece reducir el tamaño de la camada solo cuando se utiliza una dosis de  $5 \times 10^9$  de espermatozoides después de un período de almacenamiento superior a las 48 horas.

A pesar de que el número de células espermáticas móviles es superior a las 96 horas que a las 120 horas de almacenamiento en dosis que contienen  $5 \times 10^9$  espermatozoides, los niveles de retorno, la fertilidad y el tamaño de la camada son significativamente peores que en cerdas inseminadas con dosis conteniendo  $1 \times 10^9$  o  $3 \times 10^9$  de espermatozoides. Esta diferencia puede deberse a la exposición de las células espermáticas a diferentes entornos metabólicos (14).

#### **4.1.2 FACTORES ENDOGENOS:**

**4.1.2.1 Genética:** No todos los verracos tienen el mismo potencial para ser un “gran” reproductor debido a factores genéticos. Las estimaciones de heredabilidad respecto al peso testicular de los 150 a los 154 días de edad varía entre 0.35 y 0.55 mientras que estas estimaciones respecto al espermatozoides total y a la cantidad de espermatozoides por gramo de tejido testicular varía de 0.30 a 0.40. Se observa, por otra parte una pequeña correlación desfavorable entre el espesor de la capa de tocino dorsal y el volumen testicular a los 154 días de edad (14).

**4.1.2.2 Tamaño de los testículos:** El tamaño de los testículos está relacionado con la edad del verraco y se ve influenciado por raza o por la estirpe. Algunas investigaciones han demostrado que la masa parenquimatosa de los testículos es el factor más importante que contribuye a la variabilidad en la producción diaria de espermatozoides.

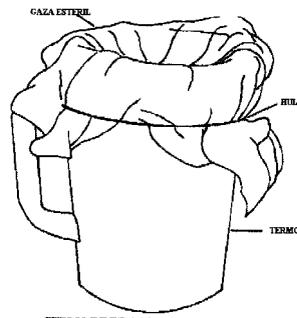
Los verracos con testículos grandes tienen mucho interés económico en las explotaciones de reproductores. En un estudio llevado a cabo en la Universidad de Nebraska se observó que los verracos con testículos grandes producen una media de  $14,600 \times 10^6$  más de espermatozoides por eyaculado cuando el semen se recogía una vez por semana,  $6,100 \times 10^6$  más cuando se recogía tres veces a la semana y  $4,300 \times 10^6$  más cuando se recogía una vez al día durante tres semanas (14).

**4.1.2.3 Solidez estructural de los testículos:** Tanto los testículos como el epidídimo deben siempre ser firmes y resistentes aunque unos testículos blandos no siempre están relacionados con una baja liberación espermática (14).

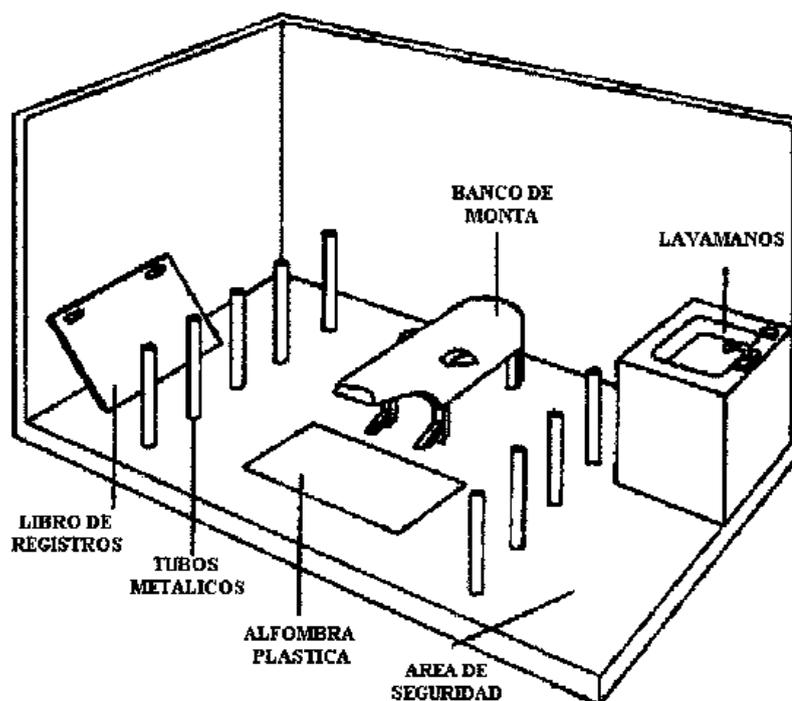
## **4.2. PROCEDIMIENTO DE RECOLECCION DEL SEMEN**

**4.2.1 Equipo:** Entre el equipo mínimo requerido se encuentra:

Termos de recolección de semen, de preferencia que sean esterilizables o desechables; embudos plásticos de 100 ml; gasa estéril; guantes; beakers graduados de 500 ml; termómetros; botellas de un litro de vidrio o plástico para preparar los diluyentes y diluir semen del verraco; papel toalla, caja térmica graduada a 38° C (6).



**4.2.2. Instalaciones:** El verraco es un animal peligroso y por eso debe ser tratado muy precavidamente. El corral o sala de monta debe ser construido con la finalidad de ser seguro para los trabajadores y para el verraco. (Ver figura)



El corral o sala de monta debe tener un área de 3 x 3 m<sup>2</sup>, debe estar rodeado de unos postes metálicos de 1.6 cm de diámetro, 0.75 m de alto y colocados a 0.3 m de distancia uno del otro. Los postes deben estar colocados a 0.6 m de distancia de la pared, para que los trabajadores puedan refugiarse, y el termo de recolección puede colocarse temporalmente en esta área.

Debe ser un lugar cerrado, donde el verraco no se distraiga y donde no haya corrientes de aire ni luz solar directa. El banco de monta debe de ser estable, debe estar perfectamente asegurado al piso y debe estar ubicado al centro del corral. El piso debe de ser de una superficie segura donde el verraco no se resbale.

Algunos verracos montan el banco sin ningún estímulo, pero con otros podría necesitar coleccionar orina de hembras en estro y colocarlos sobre el banco como ayuda.

Debe lavarse la sala cada vez que se realice una recolección de semen, ya que una vez el líquido seminal se seca, es muy difícil de remover y si la sala esta limpia existen menos distractores para el verraco (2,6,13).

**4.2.3. Procedimiento de recolección:** Debe introducirse al verraco en la sala de recolección y allí debe vaciarse los residuos de orina y fluidos prepuciales que estén retenidos, haciendo un masaje y limpiando los alrededores con papel toalla.

Permítale al verraco montar el banco y una vez montado, el animal realizará movimientos para localizar la vulva de la hembra, mientras realiza estos movimientos el pene emergerá. Algunos animales son mas lentos para extraer el pene, así que puede asistir el proceso masajeando la vaina del pene hasta que emerja.

Sujete el pene con el guante, en la parte en forma de tirabuzón y para que el pene complete su erección aplíquele cierta presión que se mantendrá a lo largo de toda la recolección. Con esta presión la mano del operador suple la función que el cervix tiene en la monta natural. Estímulos aplicados durante la recolección pueden ayudar ha obtener un mejor eyaculado como, sobar la punta del pene con el dedo, hacer que la punta roce suavemente con la grasa del termo o aumentar levemente la presión manual de forma intermitente.

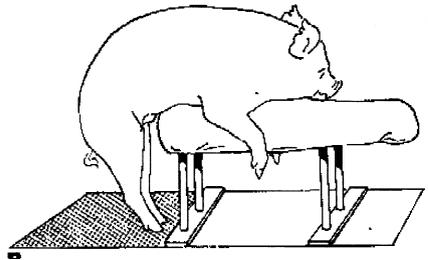
La apariencia del eyaculado del verraco cambiara según las diferentes fracciones del semen y es importante diferenciar estas fracciones:

La fracción pre-espermática es un gel relativamente claro y no contiene espermatozoides. Esta fracción puede dejarse de colectar ya que la función principal es la de limpiar la uretra previo a la salida del esperma.

La fracción espermática es lechosa, rica en espermatozoides y contiene poco material gelatinoso. La recolección debe iniciarse a partir de esta fracción.

La fracción post-espermática es gelatinosa que funciona como un tapón cervical que previene el reflujo del alto volumen que se deposita en el útero con la monta natural.

La recolección puede tardar de 5 a 20 minutos. No suelte el pene hasta que el verraco haya terminado de eyacular. No acelere el proceso ya que esto podría frustrar al verraco y podría ponerse agresivo. El verraco debe ser regresado lentamente a su recinto después de la recolección (6,12,13).



### **4.3. EVALUACION DEL SEMEN**

#### **4.3.1 EVALUACION MACROSCOPICA:**

**4.3.1.1 Volumen:** Usualmente el verraco eyaculará entre 150 a 250 ml, pero el volumen puede variar de 50 a 500 ml. Para medir el volumen se utiliza una balanza asumiendo que 1 gr. de semen corresponde a 1 ml. (6,10,11,12)

**4.3.1.2 Consistencia:** Esta es determinada por medio del examen visual del eyaculado, exponiéndose por un momento a la luz solar directa; pudiéndose determinar los siguientes grados: Transparente-acuoso, acuoso-turbio, lechoso pálido, lechoso cremoso, siendo la deseada la de lechoso pálido (13).

**4.3.1.3 Color:** Las escalas de color son las siguientes: transparente, opaco, amarillo pálido, blanquecino, blanquecino grisáceo y marfil o ámbar. El color del eyaculado debe ser blanquecino grisáceo (6,12,13).

**4.3.1.4 Impurezas:** Se debe observar que el semen no contenga pus, orina, sangre, tierra, estiércol, pelos, ya que algunas de estas impurezas pueden ser indicativos de algún proceso infeccioso o de contaminación durante el proceso de recolección (6,13).

**4.3.1.5 pH:** Se sumerge una pequeña tira dentro del eyaculado o bien se coloca con una pipeta capilar una pequeña gota sobre la cinta indicadora, luego lo más pronto posible se hace una comparación del cambio de color en la escala respectiva. El pH debe de estar entre el rango de 6.6 - 7.4 (13).

**4.3.1.6. Olor:** El olor debe ser suigeneris, pero, un eyaculado limpio tiene muy poco olor. (6,12).

#### **4.3.2 EVALUACION MICROSCOPICA**

**4.3.2.1 Motilidad:** Para observar la motilidad, poner una gota de semen sobre un portaobjetos y encima un cubreobjetos, los cuales deben estar atemperados a 37° C. Se observa la muestra con el objetivo 10X (seco débil).

La motilidad deseada normal es de 70 a 80 %. Siempre se estima que en cualquier eyaculado un 20 % de los espermatozoides están muertos o anormales, por lo que la motilidad máxima estimada debe de ser del 80 % (1,6,12,13).

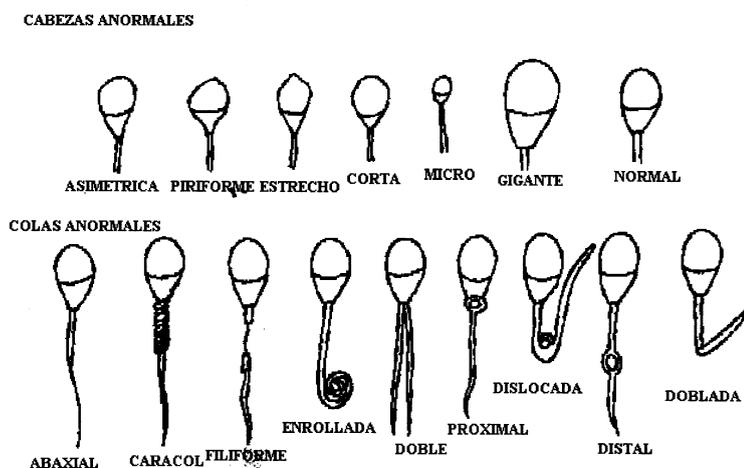
**4.3.2.2 Concentración:** Para el conteo se utiliza una solución espermicida con la que se mata una muestra de semen. Se evalúa mediante contaje en cámara de Bürker o contrastando con la medida espectrofotométrica a 560 nm del semen diluído a 1/100 en solución de citrato sódico (6,12).

**4.3.2.3 Vivos y muertos:** Esta se realiza poniendo una gota de eosina en un portaobjetos y luego se coloca una gota de eyaculado encima y se procede a realizar un frotis, el cual se observa en el microscopio en el objetivo seco fuerte (40X) y se cuentan 200 espermatozoides, siendo los espermias vivos los que no se tiñen de eosina, y los muertos los que ya que han perdido sus propiedades impermeables.

Los resultados obtenidos se expresan en porcentajes, considerándose como un buen eyaculado aquel que presenta por lo menos un 80% de los espermatozoides vivos (13).

**4.3.2.4 Anormalidades:** Se evalúa la morfología espermática. Se utiliza semen ya diluído, haciendo una tinción en la que se mezcla una parte de una solución de Eosina-Nigrosina con una parte de semen diluído. Con el microscopio se observa un total de 200 espermatozoides y se define el porcentaje de las distintas formas existentes.

Si hay más de un 20 % de anormalidades, se considera que el eyaculado no es adecuado para inseminación (1,13).



**4.3.2.5 Evaluación del acrosoma:** El buen estado del acrosoma de los espermatozoides determina su capacidad de fertilización. Es útil hacer esta prueba una vez al mes pero principalmente a los animales que van a iniciar su vida reproductiva, animales viejos y animales que son sospechosos causantes de fallos de preñez.

Se utiliza glutaraldehído al 2.5 % en una de las siguientes formas:

-- 4 a 5 gotas de semen diluído en 1 ml de glutaraldehído.

-- 4 a 5 gotas de semen sin diluir en 5ml de glutaraldehído.

Se coloca una muestra en un porta y cubreobjetos y se observa en el microscopio con aceite de inmersión en el objetivo 100X. Se observan 200 espermatozoides y lo deseable es que el 95 % tenga acrosomas normales (1,6,13).



### 4.3.3 DILUCIÓN DEL SEMEN

A pesar de que los expertos difieren en que tanto debe diluirse el semen, se debe calcular entre un mínimo de  $1.5 \times 10^9$  y un máximo  $6 \times 10^9$  espermias en una botella de inseminación, conteniendo un mínimo de 150 ml.

El grado de dilución depende de la concentración de espermias del eyaculado. El porcentaje total de número de espermias en un eyaculado es de 30 a  $40 \times 10^9$  células y en verracos normales puede variar de 20 a  $120 \times 10^9$ .

Para diluir el semen se utiliza una parte de semen por cuatro partes de diluyente y no más de una parte de semen para diez partes de diluyente por volumen.

Es importante que la temperatura del eyaculado sea la misma que la del diluyente cuando son mezclados. Antes de realizar la dilución, se debe medir la temperatura del semen y del diluyente. Si las temperaturas varían en  $1^\circ\text{C}$  de uno al otro, puede mezclarlos pero cuidadosamente. Cuando el semen está diluido, debe ser puesto en las botellas de inseminación, identificadas con el nombre del verraco, número y fecha de expiración (1,6).

**4.3.3.1 Diluyentes más utilizados:** Existen varios diluyentes, algunos requieren técnicas sofisticadas de laboratorio para su preparación y solo son utilizados por laboratorios de I.A. La mayoría de los diluyentes utilizados en una granja son mezclas simples como BTS, Guelph, Kiev o diluyente de Merck. Estos pueden mantener la viabilidad del espermia hasta por 3 días. Existen otros que pueden extenderse hasta 5 días, como Zorpva o Reading diluent (1,6).

**4.3.3.2 Determinación del número de dosis:** Para realizar el cálculo del número de dosis que podemos elaborar con un eyaculado, se divide entre la concentración de la dosis en que se trabajaran  $3, 4 \text{ ó } 5 \times 10^9$ .

$$\# \text{ Dosis} = \frac{A \times V \times 10^7}{3,4 \text{ ó } 5 \times 10^9} = \frac{A \times V}{3, 4 \text{ ó } 5}$$

Donde A = el numero de espermatozoides encontrados en  $0.01 \text{ mm}^3$  de la cámara de Neu bauer.

Donde V = volumen del eyaculado en  $\text{cm}^3$

El cálculo de la cantidad de diluyente necesario para la preparación de las dosis seminales, si las botellas son de 100 ml es:

$$\# \text{ dosis} \times 100 \text{ ml} = \text{Volumen diluyente} + \text{volumen de eyaculado}$$

ejemplo: volumen del eyaculado = 225 ml

$$\text{concentración total (\# espermatozoides/ ml)} = A \times 10^7 = 40 \times 10^7$$

$$\# \text{ dosis a } 4 \times 10^9 = \frac{A \times V^3 \text{ eyac.}}{400} \quad \text{o sea} \quad \frac{40 \times 225}{400} = 22.5 \text{ dosis}$$

**4.3.3.3 Envasado del semen diluido:** Antes de envasar el semen en las botellas de inseminación se debe observar una muestra en el microscopio, para verificar que la dilución se llevó a cabo correctamente y que el semen está en perfecto estado.

El semen se echa suavemente dentro de las botellas, las cuales deben taparse después de desalojar el aire dentro de las mismas para evitar la presencia de oxígeno. Cada botella se le identifica con el número del verraco, la fecha y hora de la recolección (13).

**4.3.3.4 Almacenamiento:** Es importante tener un control de las temperaturas máximas y mínimas del laboratorio. Durante las horas de trabajo, en que todos los aparatos de laboratorio están funcionando, la temperatura oscila entre 20° y 27° C.

Una vez que el semen ha sido envasado, se deja las dosis a temperatura ambiente por 2 o 3 horas; posteriormente se conecta el aire acondicionado por 3 horas. Todo esto hace que el enfriamiento sea lento para no afectar la calidad de las dosis. Terminado este proceso, las dosis se transfieren a la incubadora de baja temperatura graduada a 16° C., teniendo cuidado de agitarlas invirtiéndolas suavemente dos veces al día, ya que mientras más veces se hace la agitación, mejor se conservaran las dosis. El semen líquido se puede preservar por un período de 5-7 días. (10)

**4.3.3.5 Transporte de las dosis de semen:** El buen estado de las dosis debe ser verificado con el microscopio antes de transferirlas al campo para ser aplicadas. A corta distancia se transporta en hieleras de duroport o plásticas. Para el transporte a distancias lejanas se puede manejar en este mismo tipo de hieleras conteniendo hielo gelificado, el cual deberá estar aislado de las dosis de semen. Otra opción es la utilización de hieleras con temperatura controlada (12).

## **4.4 INSEMINACION ARTIFICIAL**

### **4.4.1. HISTORIA**

El uso de la inseminación artificial en cerdos se ha distribuido ampliamente a través del mundo en los últimos 10 años. La inseminación artificial forma parte integral de la rutina en hatos de diferentes tamaños y sistemas de manejo, facilitando el ahorro, mejorando el desempeño y aumentando el control sobre el programa de reproducción que es el componente más significativo del hato.

Empezó en 1956 cuando Chris Polge reconoció los beneficios potenciales de un sistema que se desarrolló en cerdos en explotaciones estatales de Alemania del Este. La industria porcina siguió el camino laborioso y doloroso de la capacitación mientras que el sistema se desarrollaba para asegurar altos niveles de fertilidad en todos los niveles de producción. Atrás de estos se encontraban las fuerzas de la eficiencia y calidad tan esenciales para el desarrollo y éxito de la industria. Para los años de 1980 se desarrolló un sistema práctico; aunque aun se necesitaban mejoras, la inseminación artificial se podía aplicar en todos los niveles de producción, incluyendo en el hato comercial.

A pesar de todo, la inseminación artificial se acerca al año 2,000, mientras los niveles de fertilidad y la técnica de la inseminación mejoran, la confianza y el uso ha ido aumentando y por lo tanto el desarrollo continúa (8).

## **4.4.2 BENEFICIOS DE LA INSEMINACION ARTIFICIAL**

**4.4.2.1. Reducción de costos:** La inseminación artificial comercialmente se evalúa económicamente contra la monta natural, con el beneficio de la calidad segura y genéticas superiores. Para el productor mayor, la inseminación artificial es una excelente opción, o inclusive el uso de un pequeño centro de inseminación artificial que surta varias granjas. Ambos sistemas pueden ofrecer beneficios si el centro de inseminación artificial trabaja a su máxima eficiencia (11).

**4.4.2.2. Desempeño y calidad de producto mejorados:** Mientras se reduce la relación semental-hembra, también es posible aumentar la calidad de los sementales usados. De hecho, la selección de los sementales para inseminación artificial es de mucha importancia porque cada semental tendrá influencia sobre la siguiente generación mayor a la que tendría un semental utilizado únicamente para la monta natural (11).

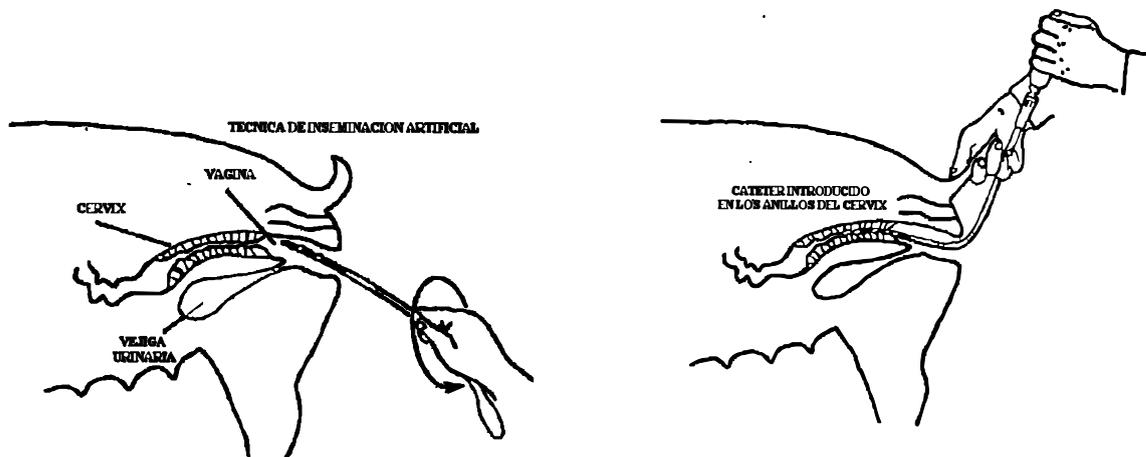
**4.4.3 Procedimiento:** La tumefacción y enrojecimiento de la vulva de la cerda comienza dos o tres días antes de iniciarse el estro. La hembra manifiesta durante dos o tres días deseo de ser cubierta. Debe detectarse el celo en la mañana después de alimentar a la cerda, en la tarde o en la noche si en la tarde hay mucho calor.

Pasee al verraco por el pasillo enfrente de la hembra si es posible proveerle un contacto de nariz a nariz, el cual le facilitara la inseminación.

Limpie la vulva de la hembra lo mejor posible. Invierta la botella dos o tres veces para mezclar el semen. Lubrique el catéter con unas gotas de semen, abra los labios vulvares y cuidadosamente inserte el catéter hacia arriba y hacia adelante. Si realizó esto correctamente, el catéter habrá pasado vagina y la punta del catéter habrá entrado en el cervix y se habrá enroscado. El enroscamiento del catéter en el cervix evitará la perdida de semen durante la inseminación y además es necesaria para estimular las contracciones uterinas que transportan el semen hacia el oviducto.

Ponga la punta de la botella en la parte final del catéter y dóblela ligeramente hacia arriba y con cuidado apriete la botella para que el líquido vaya saliendo lentamente. Normalmente se necesita de un tiempo aproximado de 5 a 10 minutos para que salga todo el líquido de la botella, no force la salida del líquido.

El golpear los flancos de la cerda con cuidado puede ayudar a calmar a la cerda y facilitar las contracciones uterinas. Nunca utilice una única inseminación, reinsemine a la hembra a las 18 y 24 horas, después de la inseminación deje a la hembra en un lugar tranquilo (6,11,13).

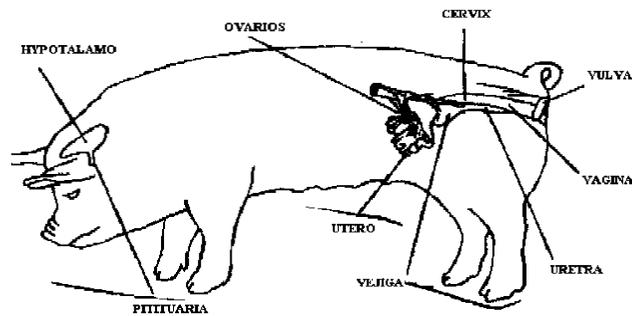


#### **4.5 CICLO REPRODUCTIVO DE LA CERDA**

La cerda doméstica es una hembra poliéstrica no estacional con estros regulares que se suceden a intervalos de aproximadamente 21 días (18-23 días). Estos ciclos comienzan inmediatamente después de que inicia la pubertad y continúan durante toda la vida de la hembra, siendo interrumpidos estos ciclos únicamente por la gestación, lactación o por disfunciones endócrinas (6,10,11).

Muchas hembras maduras muestran un estro no ovulatorio 3 a 4 días después de la parición debido a efectos residuales de estrógenos fetoplacentarios en ausencia de progesterona.

La mayoría de hembras muestran estro de 3 a 7 días después del destete.



El estro dura 1 a 5 días y se caracteriza por vulva tumefacta, roja y búsqueda del verraco. Como respuesta a la vista, sonido y atención (hociqueo y gruñidos) del verraco, la hembra asume la posición rígida, inmóvil y receptiva (reflejo de tolerancia). La ovulación ocurre 36 a 42 horas después de comenzar el estro. El número de óvulos liberados varía de 15 a 25. Inmediatamente después de la ovulación, las paredes de los folículos rotos se colapsan alrededor de un coágulo central de sangre, y las células granulosas del folículo se transforman en células luteínicas responsables de la formación del cuerpo lúteo; a este momento se le conoce como fase luteínica del ciclo estral (diestro y metaestro), que comprende desde la ovulación hasta el día 16 del ciclo. Los cuerpos lúteos aumentan rápidamente, se inicia una rápida regresión hacia cuerpo albicans (6,7,11,10).

La fase folicular del ciclo, que comprenden de proestro y estro, duran en la cerda de 5 a 6 días. Durante este tiempo, unos 10-20 folículos aumentan de diámetro, desde 4-5 mm en el día 15 del ciclo hasta alcanzar el tamaño preovulatorio (9-11 mm). En el día de la ovulación, el número de folículos pequeños decrece. Los folículos que entran en el estadio final de crecimiento son seleccionados del total de la población de folículos preantrales en una etapa anterior de la ovulación precedente. (6,7,11)

## **4.6 OXITOCINA**

La oxitocina se produce en el núcleo supraóptico del hipotálamo siendo almacenada y descargada en la neurohipófisis. Existe en el mercado oxitocina sintética, que es idéntica a la oxitocina natural, tanto química como fisiológicamente. (3)

**4.6.1 Acciones en el organismo:** La respuesta del útero parece depender de su condicionamiento previo por los estrógenos y la progesterona. Generalmente, la respuesta del útero a la oxitocina es mayor cuando los niveles de estrógeno son altos, como ocurre durante el estro y proestro y en la fase final de la gestación. Este hecho tiene sentido fisiológico, puesto que el transporte del semen en la cópula y las contracciones a término en la gestación, son benéficos para el animal.

El efecto de la oxitocina sobre el útero es el de cambiar las contracciones espontáneas débiles e irregulares del órgano estimulado por los estrógenos, por contracciones regulares, intensas, lentas y con finalidad funcional.

La oxitocina también causa contracción de las células mioepiteliales de la mama, provocando carga de leche en el animal lactante. La adrenalina en concentraciones fisiológicas reduce notablemente el efecto de la oxitocina sobre el útero y la glándula mamaria, por esta razón el animal no debe ser excitado cuando se desea una acción completa de la oxitocina.

No se conoce ninguna acción fisiológica de la oxitocina en el macho, aunque se supone que interviene en el transporte de semen por el tracto genital masculino. (3)

**4.6.2 Uso clínico:** El proceso de parto inducido por oxitocina es tan parecido al espontáneo que son difíciles de distinguir. Si el cuello uterino está dilatado, la administración de oxitocina facilitará el parto. Esto no resulta práctico en animales domésticos grandes, a los que se puede ayudar por métodos físicos; pero en los animales pequeños, donde es difícil la intervención física es difícil o imposible, muchas veces es conveniente el tratamiento.

Están recomendadas las inyecciones de oxitocina para provocar contracciones del útero después de una cesárea para ayudar a la expulsión de los desechos uterinos y para favorecer la involución uterina posparto en todas las especies. (3)

## V. MATERIALES Y METODOS

### 5.1 DESCRIPCION DEL AREA DE ESTUDIO

**a. Localización:** El presente trabajo se llevó a cabo, en una granja porcina tecnificada para reproductoras, ubicada en Pastores. Localizada a 14°, 15', 35" latitud norte y 90°, 45', 40" longitud oeste.

**b. Altitud:** 1,500 metros sobre el nivel del mar (elevación aproximada).

**c. Precipitación pluvial promedio:** 1344 mm / año.

**d. Temperatura promedio:** 19° C; varía de 15° C a 23° C.

**e. Zona ecológica:** Bosque húmedo montano bajo sub-tropical (5).

### 5.2 MATERIALES

**5.2.1 Recursos humanos:** Para realizar la presente investigación se contó con la asesoría técnica de profesionales acreditados en el ramo porcino, estudiante y personal técnico de la granja tecnificada porcina.

**5.2.2 Recursos de laboratorio:** Se utilizaron microscopio, espectrofotómetro, pajas de inseminación artificial, equipo de inseminación artificial.

#### 5.2.3 Centros de referencia:

A. Biblioteca Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

B. Biblioteca Empacadora TOLEDO.

C. Biblioteca de Asociación Guatemalteca de Porcinocultores.

**5.2.4 Recursos biológicos:** Se utilizaron 72 cerdas híbridas.

**5.2.5 Recursos farmacéuticos:** Oxitocina

### 5.3 METODOLOGIA

A. Se procedió a seleccionar e identificar por número de arete a 72 hembras híbridas línea materna de cero a más partos al azar. El trabajo se dividió en 12 semanas y en cada semana se trabajó con 6 cerdas, dos de cero partos, dos de uno o dos partos y dos de tres o más partos.

B. Se procedió a realizar la colecta de semen.

C. Se procedió a determinar el numero de dosis de la siguiente manera:

Para realizar el cálculo del numero de dosis que podemos elaborar con un eyaculado, se

divide entre la concentración de la dosis en que se trabajaran  $3, 4 \text{ ó } 5 \times 10^9$ .

$$\# \text{ Dosis} = \frac{A \times V \times 10^7}{3,4 \text{ ó } 5 \times 10^9} = \frac{A \times V}{3, 4 \text{ ó } 5}$$

Donde A = el numero de espermatozoides encontrados en  $0.01 \text{ mm}^3$  de la cámara de Neu bauer.

Donde V = volumen del eyaculado en  $\text{cm}^3$

D. Se procedió a calcular la cantidad de diluyente de la siguiente manera:

El cálculo de la cantidad de diluyente necesario para la preparación de las dosis seminales, si las botellas son de 100 ml es:

$$\# \text{ dosis} \times 100 \text{ ml} = \text{Volumen diluyente} + \text{volumen de eyaculado}$$

Ejemplo: volumen del eyaculado = 225 ml

concentración total (# espermatozoides/ ml) =  $A \times 10^7 = 40 \times 10^7$

$$\# \text{ dosis a } 4 \times 10^9 = \frac{A \times V^3 \text{ eyac.}}{400} \quad \text{o sea} \quad \frac{40 \times 225}{400} = 22.5 \text{ dosis}$$

E. Los tratamientos que se utilizaron fueron los siguientes:

Tratamiento # 1: Dosis de  $3 \times 10^9$  células espermáticas con adición de oxitocina

Tratamiento # 2: Dosis de  $4 \times 10^9$  células espermáticas con adición de oxitocina

Tratamiento # 3: Dosis de  $5 \times 10^9$  células espermáticas con adición de oxitocina

Tratamiento # 4: Dosis de  $3 \times 10^9$  células espermáticas sin adición de oxitocina

Tratamiento # 5: Dosis de  $4 \times 10^9$  células espermáticas sin adición de oxitocina

Tratamiento # 6: Dosis de  $5 \times 10^9$  células espermáticas sin adición de oxitocina.

F. Los tratamientos se aplicaron de la siguiente manera:

En la primera semana se aplicó el tratamiento 1 y 4 a las 6 cerdas.

En la segunda semana se aplicó el tratamiento 2 y 5 a las 6 cerdas.

En la tercera semana se aplicó el tratamiento 3 y 6 a las 6 cerdas.

Estos mismos tratamientos tuvieron una repetición de 4 veces en diferentes cerdas.

G. Todos los datos relacionados a las cerdas en estudio se registraron en una ficha de control (Anexo).

#### **5.4 MANEJO DEL EXPERIMENTO**

La recolección de semen de los verracos se realizó todos los días bajo las mismas condiciones climáticas, de instalaciones, con el mismo personal, por lo tanto se puede decir que no pudo haber habido variación en los resultados producidos por los verracos.

La calidad del semen fue evaluada antes de su utilización, se tomaron en cuenta varios parámetros antes de la utilización y dilución del semen para realizar las dosis correspondientes. Los parámetros tomados en cuenta fueron la motilidad de las células espermáticas utilizando el semen solo si existía de un 70 a 80% de motilidad, anomalías que podían presentar las células espermáticas, número de vivos y muertos utilizando únicamente semen en el cual el número de células espermáticas vivas fuera mayor del 80%.

La dilución de semen se realizó todos los días bajo las mismas condiciones y con el mismo diluyente para que esto no pudiera afectar o variar las condiciones experimentales.

El transporte del semen después de haber realizado la recolección se realizó siempre bajo las mismas condiciones de seguridad no exponiéndolo a la luz solar y luego el transporte del semen del laboratorio hacia las instalaciones donde se encontraban las hembras a las cuales se iban a inseminar fueron siempre bajo las mismas condiciones, en hielera y sin exposición a la luz solar para evitar que esto nos variara las condiciones experimentales.

Las hembras que se utilizaron para el experimento se mantuvieron siempre bajo las mismas condiciones climáticas, de alimentación, de alojamiento y de cuidados. Las hembras fueron estimuladas por un verraco señalador antes de la inseminación, y al momento de la inseminación también fueron constantemente estimuladas por los inseminadores, sentándose sobre ellas, pateándole los flancos suavemente. El número de inseminaciones siempre fue de tres inseminaciones por hembra. Todo esto se realizó siempre con el fin de no variar las condiciones experimentales.

Otro factor que fue tomado en cuenta al realizar el experimento, fue que las hembras tuvieran una buena condición corporal con el fin de evitar variaciones estadísticas debido a este factor.

## **5.5 VARIABLES DE RESPUESTA**

- Viabilidad monta parto
- Número de nacidos totales
- Número de nacidos vivos
- Número de nacidos muertos

## **5.6 DISEÑO EXPERIMENTAL**

Bloques completos al azar en un arreglo factorial 2 X 3.

Criterio de bloqueo: Número de partos 0, 1-2, 3 ó más partos.

Repeticiones: Cuatro

Unidad experimental: Una cerda.

Factores: Dosis de células espermáticas (3).

Aplicación de oxitocina (2).

## **5.7 MODELO Y ANALISIS ESTADISTICO**

**5.7.1 Análisis estadístico:** Análisis de varianza (ANDEVA). Si se detectan diferencias estadísticas en el factor dosis de células o bien en la interacción oxitocina por dosis, se procederá a hacer un análisis de tendencias.

### **5.7.2. Modelo estadístico:**

$$Y_{ijk} = M + B_i + O_j + D_k + OD_{jk} + E_{ijk}$$

Donde:

M = efecto de la media general.

B<sub>i</sub> = efecto del i-esimo bloque (viabilidad monta parto).

O<sub>j</sub> = efecto del j-esimo nivel de oxitocina.

D<sub>k</sub> = efecto del k-esimo nivel de dosis de células espermáticas

OD<sub>jk</sub> = efecto de la jk-esima interacción entre dosis de células espermáticas y oxitocina.

E<sub>ijk</sub> = efecto del error experimental.

## VI. RESULTADOS Y DISCUSION

### 6.1 EFECTO DE LOS TRATAMIENTOS SOBRE LA VARIABLE NACIDOS VIVOS

**CUADRO 1**  
**EFEECTO DE LA DOSIS DE CELULAS ESPERMATICAS Y LA ADICION DE OXITOCINA SOBRE LA VARIABLE NACIDOS VIVOS**

	Dosis de células espermáticas		
Oxitocina	3 X 10 <sup>9</sup>	4 X 10 <sup>9</sup>	5 X 10 <sup>9</sup>
Sí	7.32 <sup>b</sup>	9.91 <sup>a</sup>	10.50 <sup>a</sup>
No	10.0 <sup>a</sup>	10.96 <sup>a</sup>	10.17 <sup>a</sup>

Significancia: 0.0565

Coeficiente de variación: 25.29 %

Para esta variable se encontró diferencia significativa para la interacción entre los factores adición de oxitocina y dosis de células espermáticas. (P=0.0565).

Analizando el efecto de la dosis de células espermáticas y la adición de oxitocina sobre la variable nacidos vivos se puede decir que la dosis 3 X 10<sup>9</sup> denota una diferencia significativa en el número de lechones nacidos vivos, lo cual pudo haber sido causado debido a la baja concentración espermática en las dosis. (1,6,14)

Entre las dosis de 4 X 10<sup>9</sup> y 5 X 10<sup>9</sup> no se notaron diferencias significativas, sin embargo tomando en cuenta que con la dosis de 4 X 10<sup>9</sup> se obtienen los mismos resultados, y esto trae como consecuencia un menor desgaste de los verracos, un mayor aprovechamiento del semen y una baja en el costo de utilidades, se recomienda utilizar la dosis de 4 X 10<sup>9</sup>. (1,6,14)

En cuanto a la adición de oxitocina se encontró que en ninguno de los tres casos es favorable y lo más recomendable es no utilizarla.

Podemos mencionar también que en la dosis de  $3 \times 10^9$  sin oxitocina se obtuvieron resultados mucho mejores que al utilizar la oxitocina a pesar de que la dosis de  $3 \times 10^9$  es una dosis la cual también presenta una baja en la cantidad de lechones nacidos vivos.

(1,6,14)

## **6.2 EFECTO DE LOS TRATAMIENTOS SOBRE LA VARIABLE NACIDOS TOTALES.**

Para esta variable se detecto efectos significativos sobre los efectos simples de los factores adición de oxitocina a las dosis de inseminación artificial y la dosis de células espermáticas.

**CUADRO 2**  
**EFECTO DE LA VARIABLE DOSIS DE CELULAS ESPERMATICAS SOBRE EL NUMERO DE LECHONES NACIDOS TOTALES**

	Dosis de células espermáticas			Significancia	Coeficiente De variación (%)
	$3 \times 10^9$	$4 \times 10^9$	$5 \times 10^9$		
<b>Número de Nacidos totales</b>	8.66 <sup>b</sup>	10.44 <sup>a</sup>	10.34 <sup>a</sup>	0.0535	26.15

La variación entre la dosis  $3 \times 10^9$  y las otras dos dosis es bastante marcada, pudiéndose atribuir a la baja cantidad de células espermáticas contenidas en la dosis.

En cuanto a las dosis de  $4 \times 10^9$  y  $5 \times 10^9$  podemos mencionar que no existe ninguna diferencia estadísticamente significativa en el número de lechones nacidos totales, sin embargo debido a que con la dosis de  $4 \times 10^9$  obtenemos casi los mismos resultados, el desgaste de verracos es menor y el aprovechamiento del semen es mayor se recomienda la utilización de esta dosis. (1,6,8,14)

### CUADRO 3

#### EFFECTO DE LA ADICION DE OXITOCINA SOBRE EL NUMERO DE LECHONES NACIDOS TOTALES

	Adición de oxitocina		Significancia	Coeficiente De variación (%)
	Si	No		
<b>Nacidos Totales</b>	9.25 <sup>b</sup>	10.38 <sup>a</sup>	0.0535	26.15

A pesar de que el efecto de la oxitocina sobre el útero es cambiar las contracciones espontáneas débiles e irregulares producidas por los estrógenos por contracciones regulares intensas y lentas, los resultados obtenidos indican que la utilización de oxitocina tiene un efecto negativo sobre la cantidad de lechones nacidos totales, pudiendo ser posible debido a que cuando la hembra se encuentra en celo existe liberación de estrógenos y una correcta preparación del útero para la recepción del semen y al agregar la oxitocina variamos las condiciones naturales de esta recepción. Es de analizar conjuntamente con lo anterior que la adición de oxitocina al semen puede afectar la capacidad fecundante del esperma, pudiendo producir disminución de la motilidad del esperma.

Además la adición de oxitocina nos produce una baja en la cantidad de lechones nacidos vivos y nacidos totales, lo cual implica una gran pérdida económica, además del gasto que se realiza con la utilización de la oxitocina. (3,14)

### **6.3 EFECTO DEL NUMERO DE PARTO SOBRE LAS VARIABLES NACIDOS TOTALES Y NACIDOS VIVOS**

Al realizar el experimento se utilizaron hembras en diferentes grupos de números de parto y al realizar el análisis estadístico se encontró que no existió ninguna diferencia estadísticamente significativa, esto quiere decir que el número de parto de la hembra no afectó al número de lechones nacidos vivos ni al número de lechones nacidos totales. (6,11).

## VII. CONCLUSIONES

- El efecto de células espermáticas sobre el número de lechones nacidos totales, la dosis de  $4 \times 10^9$  es la que mejor resultados produce, ya que se obtiene la mayor cantidad de animales y un mejor aprovechamiento del semen de los verracos.
- La dosis de  $3 \times 10^9$  tiene un efecto negativo sobre el número de lechones nacidos vivos y número de lechones nacidos totales, debido a que la dosis contiene una carga espermática demasiado baja.
- El efecto de la oxitocina sobre el número de lechones nacidos totales es un efecto negativo, ya que al adicionar oxitocina se disminuye el número de lechones nacidos totales.
- El efecto de la dosis de células espermáticas de  $3 \times 10^9$  y la adición de oxitocina sobre la variable de lechones nacidos vivos es indeseable, debido a que se disminuye el número de lechones nacidos vivos, lo cual produce una pérdida económica considerable.
- La diferencia entre la dosis de  $4 \times 10^9$  y  $5 \times 10^9$  estadísticamente no es significativa por lo que la utilización de la dosis de  $4 \times 10^9$  es la más recomendable ya que con esta dosis disminuimos costos en semen y desgaste de los verracos.
- El número de parto no tuvo ningún efecto significativo sobre el número de nacidos totales y el número de nacidos vivos, por lo cual se concluye que no importa la edad de la hembra reproductora, ni el número de parto, la única influencia se encuentra en la adición de oxitocina al semen y en la dosis.

## VIII. RECOMENDACIONES

- Se recomienda la utilización de la dosis de  $4 \times 10^9$ , ya que esta dosis tiene la ventaja de producir el mismo número de lechones nacidos totales y nacidos vivos que la dosis de  $5 \times 10^9$  utilizando una menor cantidad de células espermáticas por dosis, lo cual trae como consecuencia la mejor utilización de los verracos y mejor aprovechamiento del semen de los verracos.
  
- Se recomienda que en el proceso de preparación de las dosis de semen para inseminación artificial no adicionar oxitocina, ya que esta tiene un efecto negativo sobre el número de lechones nacidos totales, y su utilización aumenta los costos de producción.

ROSALES ESTRADA, E.L 2002. Efecto del número de células espermáticas por dosis de inseminación artificial y la adición de oxitocina pituitaria al semen sobre la tasa de partos y tamaño de la camada en cerdas reproductoras. Tesis Medicina Veterinaria. Universidad San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. 42 p.

Palabras claves: Oxitocina, Inseminación artificial, reproducción.

## **IX. RESUMEN**

En el estudio se evaluó el efecto del número de células espermáticas por dosis de inseminación artificial y la adición de oxitocina pituitaria al semen sobre la tasa de partos y tamaño de la camada en cerdas reproductoras. El estudio se realizó en una granja porcícola tecnificada ubicada en Pastores, Sacatepequez.

Se utilizaron 72 hembras híbridas línea materna de cero a más partos al azar. El trabajo se dividió en 12 semanas y cada semana se trabajó con 6 cerdas, dos de cero partos, dos de uno o dos partos y dos de tres o más partos. Cada semana se utilizaron dos tratamientos con diferentes tipos de dosis de células espermáticas y oxitocina.

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial 2\*3. Las variables analizadas fueron efecto del número de parto sobre el número de lechones nacidos vivos y nacidos totales, efecto de la adición de oxitocina sobre el número de lechones nacidos totales, efecto de la variable dosis de células espermáticas sobre el número de lechones nacidos totales y efecto de la dosis de células espermáticas y la adición de oxitocina sobre la variable nacidos totales.

La investigación demostró que entre las dosis de  $4 \times 10^9$  y  $5 \times 10^9$  no se notaron diferencias significativas, sin embargo tomando en cuenta que con la dosis de  $4 \times 10^9$  se obtienen los mismos resultados, y esto trae como consecuencia positiva un menor desgaste de los verracos, un mayor aprovechamiento del semen y una baja en el costo de utilidades, se recomendó la utilización de la dosis de  $4 \times 10^9$ .

La investigación también demostró que el efecto de la dosis de células espermáticas de  $3 \times 10^9$  y la adición de oxitocina sobre la variable de lechones nacidos vivos es indeseable, debido a que se disminuye el número de lechones nacidos vivos y número de lechones nacidos totales, lo cual produce una pérdida económica considerable.

En cuanto a la adición de oxitocina la investigación demostró que la adición de oxitocina al semen nos produce una baja en la cantidad de lechones nacidos vivos y nacidos totales, lo cual implica una gran pérdida económica, además del gasto que se realiza con la utilización de la oxitocina.

Al utilizar la oxitocina con las tres dosis de inseminación artificial se demostró que en ninguno de los tres casos es favorable y lo más recomendable es no utilizarla. Se recomienda la utilización de la dosis de  $4 \times 10^9$  ya que esta dosis produce el mismo número de lechones nacidos totales y nacidos vivos que la dosis de  $5 \times 10^9$  utilizando una menor cantidad de células espermáticas por dosis, lo cual produce un mejor aprovechamiento del semen de los verracos.

## X. BIBLIOGRAFIA

1. ALMOND, G. et al. 1994. The Swine IA book; a field and laboratory technicians guide to artificial insemination in swine. Ed. by Ruth Cronje. U.S.A. Al guide in Swine. p. 51-70.
2. ASPECTOS A considerar por un inseminador altamente efectivo. 1998. Visión Técnica (Mex.) 12(14):1-4.
3. BOOTH, N.; MCDONALD, L. 1988. Farmacología y terapéutica veterinaria. España, Acriba. v.1, p. 624-626.
4. CONGRESO NACIONAL DE PORCINOCULTORES. 1995. (7., Guatemala, 1995). Inseminación artificial en cerdos. Ed. por J. Medrano. Guatemala, s.n.p.
5. CRUZ S., J.A. DE LA. 1982. Clasificación de zonas de vida de Guatemala a nivel de reconocimiento. Guatemala, Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación. p. 29-30.
6. CURSO SIMPOSIUM INTERNACIONAL DE REPRODUCCION DE I.A. PORCINA. (3., 1995, Madrid, España). 1995. Control de parámetros de un centro de I.A. Ed. por S. Martin Rillo y otros. España, Anaporc. s.n.p.
7. GARCIA SACRISTAN, A; et al. 1995. Fisiología veterinaria. España, Mc Graw-Hill. p. 840-859.
8. HAFEZ, E.S.E, 1985. Reproducción e inseminación artificial en animales. 4 ed. Trad. por Flor de María Beranguer Ibarronde. México, Interamericana. p. 341-368.

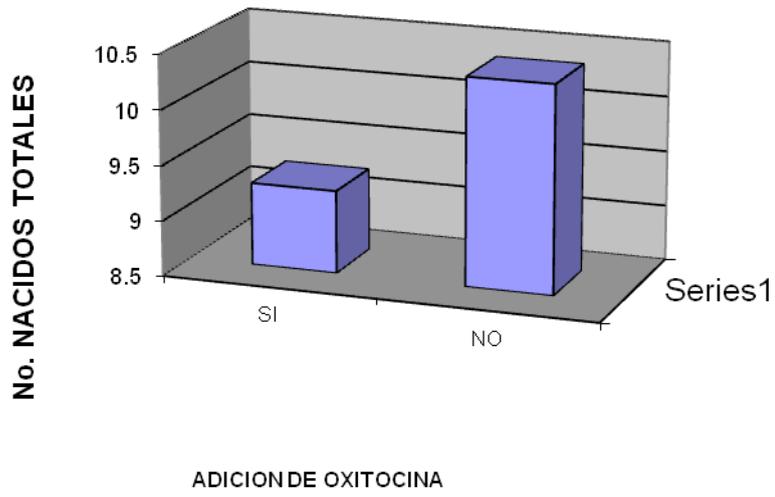
9. JAMES, C. 1994. Fisiología veterinaria. 2 ed. Trad. por Víctor Octavio Fuentes Herrera. México, Text Book of Veterinary. p. 500-503
  
10. MIRJYN, A. DE. 1998. Inseminación artificial en granjas porcinas. Visión Técnica (México) 2(14):1-4.
  
11. PIC INTERNATIONAL SEMINAR. (7., Des Moines, Iowa , EE.UU.) 1995. Técnicas y ventajas de la IA. Ed. por. Christianne Glossop., EE.UU., s.n. s.p.
  
12. RILLO M. s.f. Situación actual de la inseminación artificial porcina, avances técnicos para mejorar la productividad. S.l. Kubus. p. 1-20.
  
13. SIMPOSIUM INTERNACIONAL DE REPRODUCCION E INSEMINACION ARTIFICIAL EN PORCINOS. (5. , Leon, México, 1998). 1998. s.n.p.
  
14. ----- (6., España, 1999). 1999. Mejora de la fertilidad del verraco. Ed. por Donald Levis. España, Anaporc. p. 15-24.

# XI. ANEXOS

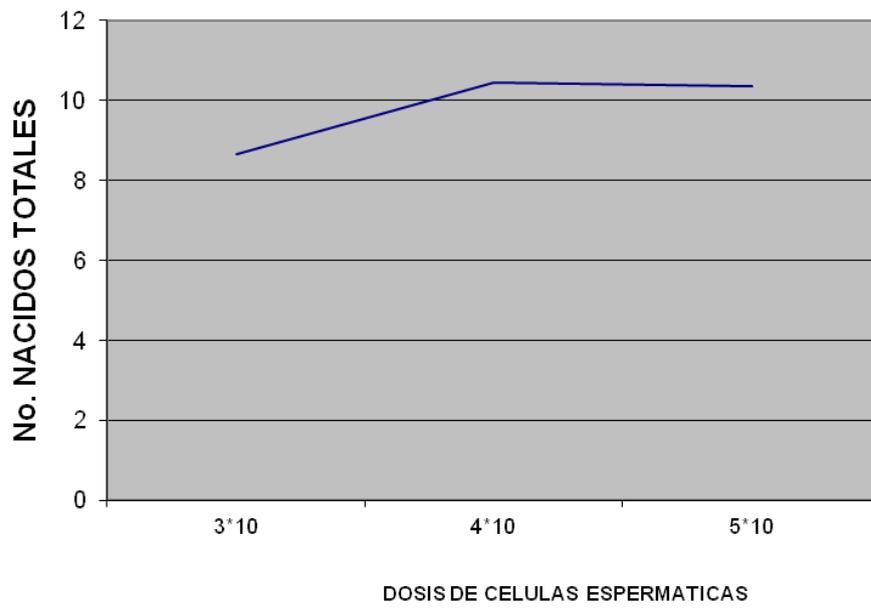
**FICHAS DE CONTROL DE 16  
SEMANAS DE TRATAMIENTOS EN  
CERDAS CON DIFERENTE NUMERO DE PARTO**

# PARTO	EDAD ULTIMO	PROMEDIO ULTIMO PARTO		DOSIS	OXITOCINA	NACIDOS	NACIDOS
	DESTETE	NAC/TOTALES	NAC/VIVOS	I.A		TOTALES	VIVOS
0				3 x 10 <sup>9</sup>	si		
0				3 x 10 <sup>9</sup>	no	5	5
1	20 días	11	11	3 x 10 <sup>9</sup>	si	4	4
1	19 días	11	11	3 x 10 <sup>9</sup>	no	12	12
8	15 días	10	10	3 x 10 <sup>9</sup>	si	5	5
6	16 días	7	7	3 x 10 <sup>9</sup>	no	7	7
0				4 x 10 <sup>9</sup>	si	11	11
0				4 x 10 <sup>9</sup>	no	10	10
2	20 días	9	9	4 x 10 <sup>9</sup>	si	10	9
2	15 días	11	11	4 x 10 <sup>9</sup>	no	12	12
5	15 días	11	11	4 x 10 <sup>9</sup>	si	10	10
5	15 días	11	11	4 x 10 <sup>9</sup>	no	6	6
0				5 x 10 <sup>9</sup>	si	10	10
0				5 x 10 <sup>9</sup>	no	11	9
1	21 días	8	7	5 x 10 <sup>9</sup>	si	9	9
1	21 días	10	10	5 x 10 <sup>9</sup>	no		
8	21 días	13	9	5 x 10 <sup>9</sup>	si	9	9
9	16 días	10	9	5 x 10 <sup>9</sup>	no	7	7

### EFFECTO DE LA ADICION DE OXITOCINA SOBRE EL NUMERO DE LECHONES NACIDOS TOTALES



**EFFECTO DE LA VARIABLE DOSIS DE CELULAS  
ESPERMATICAS SOBRE EL NUMERO DE LECHONES  
NACIDOS TOTALES**



### EFFECTO DE LA DOSIS DE CELULAS ESPERMATICAS Y LA ADICION DE OXITOCINA SOBRE LA VARIABLE NACIDOS VIVOS

