

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



**EVALUACIÓN DEL USO DE AGUA DE COCO (*Cocos nucifera* L.)
COMO DILUYENTE NATURAL EN INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN
CERDAS**

JOSÉ EMILIO AGUILAR MEJÍA

Licenciado en Zootecnia

GUATEMALA, FEBRERO DE 2015

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



**EVALUACIÓN DEL USO DE AGUA DE COCO (*Cocos nucifera L.*)
COMO DILUYENTE NATURAL EN INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN
CERDAS**

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

JOSÉ EMILIO AGUILAR MEJÍA

Al conferírsele el Grado Académico de

Zootecnista

En el grado de Licenciado en Zootecnia

GUATEMALA, FEBRERO DE 2015

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

JUNTA DIRECTIVA

DECANO:	MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez.
SECRETARIA:	M.V. Blanca Josefina Zelaya de Romillo.
VOCAL I:	Lic. Sergio Amilcar Dávila Hidalgo.
VOCAL II:	MSc. Dennis Sigfried Guerra Centeno.
VOCAL III:	M.V. Carlos Alberto Sánchez Flamenco.
VOCAL IV:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez.
VOCAL V:	Br. Andrea Analy López García

ASESORES

LIC. ZOOT. ÁLVARO ENRIQUE DÍAZ NAVAS

M.A. CARLOS ENRIQUE CORZANTES CRUZ

MSc. ASTRID JOHANA VALLADARES AREANO

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

**EVALUACIÓN DEL USO DE AGUA DE COCO (*Cocos nucifera* L.)
COMO DILUYENTE NATURAL EN INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN
CERDAS**

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

Como requisito previo a optar al título profesional de:

LICENCIADO EN ZOOTECNIA

ACTO QUE DEDICO A:

A Dios: Por darme la fortaleza necesaria día con día para terminar mi carrera.

A mi madre: Por ser el motor de mi vida.

A mi padre: Por darme el privilegio de estudiar ante las adversidades.

A mi esposa: Por darme el empuje de ser mejor persona en esta vida.

A mi tía: Q.E.P.D. Por ser un ejemplo de vida ante las adversidades.

AGRADECIMIENTOS:

- A Dios: Agradezco a Dios por tenerme con vida y disfrutar de este momento junto a mis seres queridos.
- A mi madre: Agradezco tantas noches de desvelo, tantas pláticas, tantos regañones que hoy se convierten en frutos ya que sin ella no fuera nada de lo que soy ahora.
- A mi padre: Agradezco su lucha constante día con día en su trabajo ya que es un ejemplo a seguir y principalmente nunca dejarse vencer ante las adversidades.
- A mi esposa: Agradezco su paciencia en los tiempos difíciles de mi carrera, las noches de llamadas de larga distancia y porque a pesar de todo siempre e contado con su apoyo.
- A mi abuelito: Agradezco su lucha en el campo de joven, ya que de ahí aprendí a amar la vida de campo.
- A mi abuelita: Agradezco sus palabras sabias en mis 16 años que estuvo a mi lado.
- A mis amigos: Agradezco sus momentos a mi lado en las buenas y en las no tan buenas ya que sin ellos no hubiera aprendido a ser mejor persona.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. HIPÓTESIS.....	2
III. OBJETIVOS.....	3
3.1 Objetivo General.....	3
3.2 Objetivos Específicos.....	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
4.1 Inseminación artificial.....	4
4.2 Obtención del esperma.....	6
4.2.1 Requisitos técnicos para la obtención del esperma.....	6
4.2.2 Protocolo a seguir en la obtención del esperma.....	7
4.3 Calificación y preparación del esperma de verraco.....	8
4.3.1 Filtración del eyaculado.....	8
4.3.2 Calificación del esperma.....	9
4.3.2.1 Volumen.....	9
4.3.2.2 Olor.....	9
4.3.2.3 Color.....	10
4.3.2.4 Consistencia.....	10
4.3.2.5 Concentración de espermatozoides.....	10
4.4 Dilución y conservación del esperma.....	11
4.4.1 Requisitos que debe reunir el medio de dilución.....	11
4.5 Preparación de dosis seminales.....	12
4.6 Cálculos para la preparación de dosis seminales.....	13
4.7 Conservación.....	14
4.8 Agua de coco.....	15
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	17
5.1 Localización y descripción del área.....	17
5.2 Materiales y equipo.....	17

5.2.1 Recursos humanos.....	17
5.2.2 Recursos de laboratorio.....	17
5.2.3 Recursos de campo.....	18
5.2.4 Recursos biológicos.....	18
5.3 Metodología.....	18
5.4 Tratamientos y variables a medir.....	20
5.5 Método estadístico.....	20
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	22
6.1 Hembras.....	22
6.2 Espermiograma de verraco.....	22
6.3 Inseminación.....	22
VII. CONCLUSIONES.....	29
VIII. RECOMENDACIONES.....	30
IX. RESUMEN.....	31
SUMMARY.....	32
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	33

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro No. 1 Espermiograma de verraco.....	22
Cuadro No.2 Hoja de registro de inseminación, fecha de parto y lechones nacidos.....	25
Cuadro No. 3 Motilidad espermática.....	27

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura No. 1	
Total de hembras inseminadas y no inseminadas.....	26
Figura No. 2	
Cerdas preñadas y cerdas vacías post test de preñez.....	26
Figura No. 3	
Lechones nacidos totales.....	27

I. INTRODUCCIÓN

Actualmente en Guatemala, una gran parte de granjas porcinas tecnificadas y semi-tecnificadas utilizan la Inseminación Artificial como método de reproducción esto debido a la eficiencia en la cubrición de cerdas en menos tiempo y la reducción de costos de alimentación de los verracos. Otra ventaja que este método representa es evitar la perdida de oportunidades de cubrición en cerdas así mejorar la eficiencia técnica de las producciones porcinas (Gadea 2005).

La inseminación artificial puede hacerse con semen 100% fresco, también se puede diluir con un diluyente comercial o natural, la dilución depende tanto del volumen de inseminación como de la concentración de espermatozoides móviles con la que queremos inseminar, ya que independientemente del lugar de la inseminación, el número de espermatozoides móviles esta correlacionado con la fertilidad (Hapez, et al., 1985).

Existen diversos diluyentes comerciales, la mayoría de muy buena calidad y estandarización en su composición y facilidad de uso pero tienen el inconveniente de su disponibilidad y precio, es por ello que se hace necesario comparar el desempeño de otros diluyentes como el de agua de coco, debido a la disponibilidad de los materiales y a la facilidad de su preparación.

II. HIPÓTESIS

El uso de agua de coco como diluyente de semen porcino no afecta el porcentaje de preñez y el número de lechones nacidos totales.

III. OBJETIVOS

3.1 General

- Generar información sobre el uso de nuevas alternativas de diluyentes naturales en la inseminación artificial de cerdas.

3.2 Específicos

- Determinar el efecto de la aplicación de dos dosis seminales, utilizando agua de coco como diluyente de semen porcino, sobre el porcentaje de preñez y el número de lechones nacidos totales.
- Determinar la motilidad de los espermatozoides en función de porcentaje de vivos (%), porcentaje de muertos (%), anomalías (%) y movimiento en masa a las 12, 36 y 48 horas posteriores a la dilución.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Inseminación artificial

La aplicación instrumental del semen a las cerdas implica dos circunstancias evidentes:

- Aumenta en muchas veces la capacidad reproductora de los verracos.
- La fecundación se realiza sin contacto directo con la hembra.

Según Maqueda en 2001 de estas dos circunstancias se deducen fácilmente todas las demás ventajas de este procedimiento biotécnico que es la “inseminación de las cerdas”, como son:

- Aumento del progreso zootécnico.
- Posibilidad de una organización zootécnica a escala industrial.
- Mejora de la higiene de la reproducción y población.
- Disminución de los costos de Producción.

“El progreso zootécnico se dará trazando un objetivo y es variar el origen genético de un carácter o de un grupo de características de una población y este se alcanzara mediante la selección, es decir dejando aquellos animales que sobresalen de la población por rendimientos particularmente buenos en determinada característica”.

En cambio en hembras solo existen escasas probabilidades de reducir la tasa de remonta, utilizando la inseminación artificial, que permite repartir el eyaculado en gran numero de dosis inseminantes, se consigue ampliar

sustancialmente la relación macho-hembras y con ello se reduce el porcentaje de remonta en el sexo masculino en la proporción correspondiente.

La inseminación artificial permite, mediante reducción del porcentaje de remonta del verraco, ampliar los límites de selección, elevando sustancialmente con ello la diferencia de selección y aumentando el progreso zootécnico.

Por otra parte la inseminación artificial permite la estricta dirección y control de todas las medidas zootécnicas adoptadas y acentúa indirectamente de esta manera la intensidad de producción.

La práctica de Inseminación Artificial es una medida de racionalización que, en virtud de reducir los costos de producción y elevar la calidad de los productos, aumenta significativamente las ganancias tanto a nivel del establecimiento en particular como en el plano Guatemalteco.

Cálculos generales han señalado que, mediante el empleo exclusivo de verracos dedicados a la inseminación artificial, el éxito de la selección puede aumentarse por término medio en 6 o 7 veces. A este respecto cabe adjuntar tanto el índice obtenido de gestaciones, como el número de crías que integran las camadas, aumentan en un 20 % referido a cifras totales de reproducción.

A medida que se va haciendo más grande la concentración de los porcicultores, la higiene de la reproducción y la de la población adquieren mayor importancia en el uso de la inseminación artificial.

La inseminación artificial reduce el peligro de la transmisión de enfermedades. Evita el contacto macho y hembra y esto permite la manipulación del eyaculado en condiciones que inhiben la acción microbiana. También, la inseminación artificial evita el traslado de verracos, con el peligro que esto lleva implícito

de transmisión de enfermedades de uno a otro establecimiento. Por estas razones se ha convertido la inseminación artificial en un medio insustituible de cooperación para llevar a efecto los programas de saneamiento.

En la obtención del esperma del verraco con destino a la IA se ejerce un continuo control de la calidad del eyaculado conseguido y la observación veterinaria regular de los sementales; también se registran detalladamente todos los resultados obtenidos de la IA.

Por otro lado mediante este método se pueden observar animales que no son productivos para nuestra granja (Konig 1979).

4.2. Obtención del esperma

4.2.1. Requisitos técnicos para la obtención de esperma

La obtención del esperma debe de llevarse a cabo en el local destinado a tal fin, en la estación de verracos para la Inseminación Artificial (IA). Se emplea un maniquí que imita en forma y tamaño el cuerpo de una cerda de talla media. Consta de un armazón de hierro recubierto por una almohadilla de goma espuma o simplemente por un costal (Singlenton 2001).

Para la obtención del esperma solo deben utilizarse vaginas artificiales, casquetes vaginales, frascos colectores de semen y rosetas bien limpias y esterilizadas (Singlenton 2001).

Para el transcurso fluido del trabajo y la obtención del esperma sin dificultad, conviene seguir el orden siguiente en la preparación del maniquí (Singlenton 2001):

- Preparación del receptor de la vagina

- Insuflación de aire en la cámara vaginal hasta que se queda extendida y tirante la parte interior.
- Colocación del casquete vaginal y del frasco colector de semen.
- Introducción de la vagina artificial en la armadura existente para tal fin; simultáneamente asegurar la roseta (protección del pene) en el lado de entrada del soporte de la vagina o frasco colector.
- Colocación de la vagina en el maniquí o frasco colector.
- Control final del maniquí.

En la preparación del maniquí hay que tomar en cuenta que desde la extracción de la vagina artificial de la estufa y el salto del verraco sobre el maniquí transcurra el menor tiempo posible, con lo que no se enfriara demasiado la vagina. Durante la obtención del esperma, la temperatura de la vagina artificial estará entre 38 y 42° C. Una temperatura demasiado baja en la vagina artificial anula los reflejos claves para la eyaculación, pudiendo ser causa de dificultades permanentes en esta función. (Singlenton 2001).

Si no se utiliza vagina artificial se puede utilizar un Beacker previamente esterilizado y también es importante que este tenga gran capacidad ya que como se sabe el volumen del verraco es grande (Singlenton 2001).

4.2.2. Protocolo a seguir en la obtención del esperma

La obtención del esperma comienza con la estimulación psicosexual del verraco, esto se consigue con la constitución de los reflejos condicionados referentes al subsiguiente proceso de obtención del semen, siguiendo para ello un protocolo perfectamente determinado; los verracos se encontraran en lugares de observación en la misma sala en que se obtenga el semen o en su proximidad (Singlenton 2001).

Es indeseable en términos generales la producción del reflejo de erección muy marcado con excesiva antelación. Es obligado observar la cadena de reflejos del verraco y comprobar que discurre normalmente.

Ya concluida la preparación sexual, se conduce al verraco al local destinado de inseminación. Tras un breve preludeo ante el maniquí, el verraco debe efectuar el santo sobre este apoyándose con sus extremidades posteriores y abrazándolo con las extremidades anteriores. Ya este arriba del maniquí se puede ayudar al verraco guiando el prepucio hasta encontrar la abertura de la vagina, siempre que la maniobra no constituya motivo de distracción o perturbación al acto. (Singleton 2001).

Una vez introducido el pene en la vagina artificial o sujetado por la persona que recolectara el semen, el verraco impulsa su gran peso hacia delante. En esta posición realiza durante algunos minutos los movimientos de fricción, hasta que el proceso de excitación esta tan avanzado, que se inicia la eyaculación o expulsión del semen.

Se conoce el principio de la eyaculación en que el verraco se tranquiliza, inclina la cabeza sobre el maniquí y respira profundamente. La eyaculación dura en el cerdo alrededor de 4 minutos por termino medio, la totalidad de la operación de obtención del semen requiere unos 12 minutos (Singleton 2001).

4.3. Calificación y preparación del esperma de verraco

4.3.1. Filtración del eyaculado

Inmediatamente después de obtener la muestra en el recipiente colector, se filtra el eyaculado. En esta operación se separa la secreción gelatinosa de las glándulas bulbo uretrales de la restante fase liquida del eyaculado, con ello se

impide la aglutinación prematura (formación de grumo) de los espermatozoides. Para la filtración se toma un beaker, previamente templado a 35° C de 500, 1000 o 1400 ml de capacidad, se coloca encima un embudo también templado previamente en el que se haya puesto una doble capa de gasa estéril, y se vierte con cuidado el eyaculado a través de esta. (Veliz 2003).

Al filtrar esperma hay que procurar que el líquido seminal no choque contra el fondo del recipiente, sino que escurra suavemente a lo largo de la pared y así evitaremos que exista muerte de espermatozoides. Durante esta operación, el recipiente no debe enfriarse con demasiada rapidez. Ello hace recomendable utilizar frascos con aislamiento térmico.

4.3.2. Calificación del esperma

4.3.2.1. Volumen

El volumen del eyaculado sometido a filtración se determina inmediatamente después de esta operación en el recipiente graduado de dilución. Se expresa en mililitros (ml). En el verraco el eyaculado asciende por término medio a 200 ml y fluctúa entre 50 y 500 ml de acuerdo con la edad del animal, con la técnica de obtención del esperma y con las características individuales; existen valores extremos superiores todavía a los 500ml (Singleton 2001 y Veliz 2003).

4.3.2.2. Olor

El olor del esperma permite sacar ciertas conclusiones. El semen normal del verraco tiene olor proteico neutro. La existencia de olores fuertes o específicos del verraco indican que el eyaculado se ensucio con orina y secreción prepucial.

Un eyaculado de este tipo contiene por lo regular una elevada proporción de gérmenes, Ello hace que sea muy corto su plazo de empleo, no debiendo incluso

utilizarse. El olor pútrido indica alteraciones patológicas, En este caso suele modificarse también el color del eyaculado. El semen que exhiba estas características debe desecharse (Veliz 2003).

4.3.2.3. Color

El color del eyaculado de verraco debe ser gris claro, blanco o ligeramente marfileño. Las desviaciones hacia tonalidades amarillas verdes, rosas o castañas son indicio de suciedad o de contaminación de origen patológico. Los eyaculados así coloreados se excluirán de cualquier utilización (Veliz 2003).

4.3.2.4. Consistencia

La consistencia del esperma de verraco es entre acuosa y lechosa. El color y la consistencia guardan estricta relación y son expresión de la concentración de espermatozoides, es decir, del número de estos por unidad de volumen. Así, el esperma claro gris blanquecino y acuoso, mientras que el espeso tiene aspecto entre blanco y marfileño y consistencia lechosa, muchas veces incluso cremosa. (Veliz 2003).

4.3.2.5. Concentración de espermatozoides

El conocimiento de la concentración de espermatozoides, también llamada densidad del esperma, es dato necesario para fijar el grado de dilución y con el aprovechamiento del eyaculado (Córdova 2004).

La concentración de espermatozoides oscila en el verraco entre 0.1 y 1.0 millones de espermatozoides por m^3 . Lo mas frecuente es encontrar cifras de 0.25 y 0.35 millones $/m^3$. A partir de 0.35 millones $/m^3$ se califica como muy buena la concentración de espermatozoides. La concentración mínima que justifica el

empleo del eyaculado en la inseminación artificial no debe ser inferior a 150 000 espermatozoides/m¹ (Córdova 2004).

Existen diversos procedimientos para medir la concentración de espermatozoides. El mas empleado es el método de contaje que utiliza la cámara cuenta glóbulos para sangre. El sistema mas racional mas utilizado para las prácticas de evaluación de semen es las distintas granjas es la determinación óptica de la concentración del semen con el esperma densímetro de Karras o también con la cámara de Neubauer.

4.4 Dilución y conservación del esperma

El esperma se diluye con el objeto de aprovechar al máximo los espermatozoides contenidos en un eyaculado. Un eyaculado de verraco de 200 ml de esperma filtrado y con una concentración de 0.3 millones de espermatozoides por m¹ contiene 60.000 millones de estas células germinales. Para una fecundación se consideran suficientes 3.000 millones de espermatozoides con movimiento de propulsión (Flowers 2002).

4.4.1. Requisitos que debe reunir el medio de dilución

Según Fuentes 2005 el diluyente empleado en la IA de las cerdas debe:

- Constituir un líquido isotónico y afín al semen.
- Permitir realizar un grado de máximo de dilución.
- Desarrollar acción conservador, es decir que el esperma puesto en contacto con el debe conservar su vitalidad y capacidad fecundante durante varias horas o días fuera del organismo.
- Ser de fácil preparación.
- Que sea de fácil empleo.

- Contener en su constitución una fuente de energía, siendo la glucosa y la fructosa las más utilizadas.
- Estar libre de bacterias y contaminación.

Los azúcares presentes en los diluyentes ejercen un efecto positivo sobre la viabilidad espermática debido a su aporte energético al espermatozoide (son capaces de metabolizar glucosa, fructosa, manosa y arabinosa, esta última por vía oxidativa) y a su acción como crioprotectores, contribuyendo a mantener el equilibrio osmótico (Fuentes 2005).

El pH óptimo de los diluyentes empleados en la conservación espermática se mantiene en tono a la neutralidad, siendo necesaria la presencia de soluciones tampones para su mantenimiento. Los tampones deben tener un pH entre 6 y 8 (preferiblemente 7), máxima solubilidad en agua, han de atravesar selectivamente la membrana plasmática, reducir el efecto de la concentración de sales, tener propiedades quelantes, ser estables y resistir la degradación enzimática (Fuentes 2005).

4.5 Preparación de dosis seminales

Luego de evaluar la calidad de semen, el siguiente paso en la IA es la preparación de las dosis seminales. Se debe recordar que el número y la calidad de espermatozoides inseminados determinan el impacto del verraco sobre el tamaño de la camada. El cálculo de dosis seminales se realiza por lo regular utilizando los datos de concentración espermática y del volumen del eyaculado (Flowers, 2002).

Existen en la actualidad métodos computarizados en los cuales se determina automáticamente el número de dosis a preparar. En la elaboración de las dosis seminales se utilizan extensores de semen para aumentar el

número de hembras que se pueden inseminar y conservar por más días (Flowers, 2002).

4.6. Cálculos para la preparación de dosis seminales

Al preparar la dosis, se debe de establecer cual es la concentración a la que se decidió trabajar por dosis seminal. Existen muchos criterios respecto a la concentración ideal para trabajar, pero para fines prácticos, se trabaja entre 2.5 y 5 x 10⁹ espermatozoides por dosis seminal. Para la determinación del número de dosis se puede utilizar la siguiente fórmula (Veliz 2003):

$$N = \frac{(A)(VE)}{C}$$

N – Número de dosis

A – Número total de espermatozoides (determinado en la prueba de concentración)

VE – Volumen del eyaculado (determinado en la evaluación del eyaculado)

C – Concentración que deseamos en la dosis seminal (Ej.: 3 x 10⁹)

Una vez determinado el número total de dosis, podemos determinar el volumen total de eyaculado y extensor que debemos utilizar (Veliz 2003):

Fórmula para la determinación del volumen total:

$$VT = (N)(CB)$$

VT - Volumen total

N - Número de dosis (determinado de la fórmula anterior)

- CB - Capacidad de la botella de inseminación (Dependiendo del equipo que tengamos, por lo regular existen botellas de 75 y 100 ml.)

Como último paso debemos obtener la cantidad de extensor a mezclar al eyaculado, partir de la fórmula anterior.

Fórmula para la determinación de la cantidad de extensor a utilizar (Veliz 2003):

$$E = VT - VE$$

- E - Cantidad de extensor a utilizar
- VT - Volumen total (determinado del resultado de la fórmula anterior)
- VE - Volumen del eyaculado (determinado de la evaluación del eyaculado)

Con esta información podemos realizar la extensión del eyaculado, teniendo la opción de conservarlo o utilizarlo para inseminar hembras que lo necesiten (Kubus y Veliz 2003).

4.7. Conservación

Otro 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 hacerse en 2 ó 3 horas hasta que el semen alcance la temperatura ideal para su conservación, la cual es de 17°C. Variaciones de 1 ó 2°C pueden afectar la calidad del semen, ya que el semen porcino es particularmente sensible a los cambios térmicos, por lo que es vital conservarlo a 17°C, y evitar fluctuaciones en la temperatura per se. La dismi-

nución de la temperatura 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 (Alemán y Hurtado 2007).

4.8 Agua de coco

El coco (*Cocos nucifera L.*) comúnmente conocido como coco verde, es una especie de palmeras perteneciente a la familia Cocosidea, madura a los 6 meses de edad y a partir de este momento presenta en su contenido agua, compuesta de soluciones ácidas y estériles, como aminoácidos, azúcares, sales, proteínas, vitaminas y minerales. En la fase de maduración inicial, el agua de coco presenta una osmolaridad entorno de 500 miliosmoles y un pH de 4.5 (Palacios 2005).

La fruta o nuez, es de forma ovoide o elíptica, con tres lados no bien definidos o casi redonda, con una cascara fibrosa de color pardo claro, de 20 a 30 cms de largo. Las frutas crecen hasta casi su tamaño máximo en 5 a 6 meses y se madura a los 10 o 13 meses de edad (Parrotta 1993).

El momento indicado para que el agua de coco sea funcional es cuando no esta tierno ni tampoco maduro a su totalidad aproximadamente a los 6 o 7 meses posterior a su formación total. La baja cantidad de fosfolipasa "A" que presenta el agua de coco, la hacen una excelente opción para el congelamiento de semen (Palacios 2005).

Palacios también demostró que diluyentes con alto contenido de fosfolipasa

“A” son dañinos para los espermatozoides, la habilidad de agua de coco en la sobre vivencia espermática, es también atribuida en gran parte a una inhibición reversible del ácido láctico del esperma, manifestado por una disminución en el metabolismo celular, en términos de respiración, glucólisis anaerobia y motilidad conjunto se identificaron en el agua de coco factores estabilizadores de calor, llamados “giberelin like”, entre ellos se encuentran sustancias termolábiles, auxinas y niveles elevados de citocinas.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Localización y descripción del área

El estudio se llevó a cabo en la “Granja del Restauro”, se encuentra ubicada en Pastores, municipio de Sacatepéquez a una elevación de 1530 msnm.

De acuerdo a los datos proporcionados por el Instituto Nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología – INSIVUMEH- (2011) el promedio de los últimos 5 años en el departamento de Guatemala la temperatura es 20.0 °C, la humedad relativa es de 78%, la precipitación media anual es de 952.50mm. Según Cruz (1988) el departamento de Guatemala pertenece a la zona de vida Montano Bajo Subtropical.

5.2. Materiales y equipo

5.2.1 Recursos humanos

- Estudiante investigador
- Técnico de la Granja
- Personal a cargo del área de maternidad
- Personal a cargo del área de Gestación

5.2.2. Recursos de laboratorio

- Microscopio
- Termómetro
- Cámara de Neubauer
- Laminas Porta y Cubre objeto
- Beaker
- Pipetas descartables

- Toallas de papel desechable
- Colorante Eosina
- Contador manual
- Frasco de Oxitocina
- Jeringas
- Agujas

5.2.3 Recursos de campo

- Termo de colecta
- Hielera
- Toallas de papel
- Guantes
- Potro o Maniqui
- Lapicero
- Libreta
- Cámara Fotográfica
- Catéteres de inseminación
- Pachas de inseminación

5.2.4 Recursos biológicos

- Cocos (*Cocos nucifera* L.)
- Cerdas híbridas a sincronizar
- Verraco York Shire

5.3. Metodología

- Se inicio con una muestra de semen, mediante la monta del verraco en un potro o maniquí y se estimuló esta fue extraída semanas antes de realizar el

estudio para que el verraco tuviera un adecuado descanso para la extracción de la muestra final.

- Seguidamente se realizó un examen a nivel de laboratorio del semen, para verificar que sea apto para su utilización.
- Posterior se realizó la sincronización de 15 cerdas inyectándoles 1cc de oxitocina por animal para la inducción del celo.
- Habiendo verificado el celo de las hembras se procedió a la extracción del agua a los cocos, la forma en que se extrajo el agua fue quitándole la mayor cantidad de cáscara o corteza a cada uno y se les introdujo una aguja completamente estéril para extraer toda el agua existente.
- Se realizaron los cálculos correspondientes para cuantificar la cantidad de diluyente (en este caso agua de coco) que se agregó para hacer las dosis seminales y no se les agregó ningún tipo de antibiótico.

Este paso fue realizado cuando las hembras presentaron manifestaciones de celo y con dicha sincronización previa para que estas estuvieran en celo al mismo tiempo.

- Se procedió a observar a las hembras híbridas (Landrace, York Shire, Dallon) que presentaron celo el mismo día, de edades similares, al igual que el peso; dichas cerdas eran de entre tercer y cuarto parto; las cuales posteriormente fueron inseminadas con dos dosis seminales de igual cantidad (100 ml) que tuvieron como diluyente el agua de coco, la primera dosis se aplicó a la hora de la detección de celo y la segunda dosis a las 12 horas después de la primera dosis.

- Se hizo el trabajo a nivel de laboratorio de verificación del movimiento en masa de semen ya diluido a las 12, 36 y 48 horas respectivamente.
- Posterior a la inseminación se contaron 30 días y 45 días calendario para un test de preñez (doppler) y así obtuvimos un porcentaje de cerdas preñadas.

La prueba doppler consiste en pasar por el área abdominal apuntando de la parte trasera del animal hacia su cabeza dicho aparato y donde exista líquidos (ya que esto es lo que detecta) realiza un sonido con el cual podemos indicar si es positivo o negativo. Cabe mencionar que tiene que ser utilizado de la forma correcta porque pudiere crear confusiones en los resultados.

- En la última etapa se realizó un conteo del número total de nacidos por hembra.

5.4 Tratamientos y variables a medir

El tratamiento fue semen fresco de verraco diluido con agua de coco, en dos dosis seminales que fueron utilizadas para la inseminación artificial.

Las variables que se midieron son:

- Porcentaje de Preñez (%).
- Numero de lechones nacidos totales.

5.5 Método Estadístico

Las anteriores variables fueron analizadas estadísticamente como se describen a continuación:

- La variable de “porcentaje de preñez “(%) fue medida a través de estadísticos descriptivos (porcentajes).
- La variable Número de lechones nacidos totales fue medida a través de estadísticos descriptivos (promedios).
- La Variable Movimiento en masa posterior a la dilución a 12, 36 y 48 horas fue descrita a través de estadísticos descriptivos (porcentajes).

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Hembras

El total de hembras que presentaron celo el día de la revisión fueron 13, las 2 cerdas restantes presentaron celo 2 y 3 días posteriores respectivamente, por lo que no fueron inseminadas.

6.2 Espermiograma de verraco

Los resultados del espermiograma de verraco fueron:

Cuadro No. 1 Espermiograma de Verraco

No. de dosis	Mov. en masa (%)	Esperatozoides vivos (%)	Espermatozoides Muertos (%)	Anormales (%)	Aglutinaciones	Concentración
1	95	90	10	10	+	5 x 10 ⁹

Fuente: Elaboración Propia

Como se muestra en el cuadro No. 1 el movimiento en masa del semen puro es de un 95%, así mismo posee un 90% de espermatozoides vivos, presenta baja cantidad de espermatozoides anormales al igual que aglutinaciones y su concentración es alta por lo cual es apto para su utilización.

6.3 Inseminación

Con respecto a la inseminación se comenzó realizando los cálculos para la preparación de las dosis seminales.

Los resultados obtenidos fueron los siguientes:

- Al preparar la dosis, se debió de haber establecido previamente cual es la

- concentración a la que deseamos trabajar por dosis seminal. Para la determinación del número de dosis se utilizó la siguiente fórmula (Veliz 2003):

$$N = \frac{(A)(VE)}{C}$$

$$N = \frac{(29)(275)}{300} = 26 \text{ dosis}$$

N – Número de dosis

A – Número total de espermatozoides (determinado en la prueba de concentración)

VE – Volumen del eyaculado (determinado en la evaluación del eyaculado)

C – Concentración que deseamos en la dosis seminal (Ej.: 3×10^9)

- Una vez determinado el número total de dosis, pudimos determinar el volumen total de eyaculado y extensor a utilizar (Veliz 2003):

Fórmula para la determinación del volumen total:

$$VT = (N)(CB)$$

$$VT = (26)(100) = 2600 \text{ ml.}$$

VT - Volumen total

N - Número de dosis (determinado de la fórmula anterior)

CB - Capacidad de la botella de inseminación (Dependiendo del equipo que tengamos, por lo regular existen botellas de 75 y 100 ml.)

- Como último paso se debió obtener la cantidad de extensor a mezclar al eyaculado, partir de la fórmula anterior.

Fórmula para la determinación de la cantidad de extensor a utilizar (Veliz 2003):

$$E = VT - VE$$

$$E = 2600 - 275 = 2325 \text{ ml.}$$

E - Cantidad de extensor a utilizar

VT - Volumen total (determinado del resultado de la fórmula anterior)

VE - Volumen del eyaculado

Cuadro No. 2 Hoja de registro de inseminación, fecha de parto y lechones nacidos

No.	No. de Cerda	Fecha de inseminación	30 días 07 de sep.	45 días 21 sep.	Fecha de Parto	Lechones Nacidos	Lechones Nacidos Muertos	Momias
1	A 110	07/08/2013	O	O				
2	A 112	07/08/2013	X	X	03/12/2013	10	0	0
3	A 115	07/08/2013	X	X	03/12/2013	10	0	0
4	A 118	07/08/2013	X	X	02/12/2013	9	1	0
5	A119	07/08/2013	X	X	01/12/2013	11	0	0
6	A 120	07/08/2013	X	X	01/12/2013	9	0	0
7	A 121	07/08/2013	X	X	30/11/2013	10	1	0
8	A 122							
9	A 123	07/08/2013	X	X	30/11/2013	11	0	0
10	A 124	07/08/2013	X	X	02/12/2013	10	0	0
11	A 126	07/08/2013	X	X	02/12/2013	12	0	0
12	A 128	07/08/2013	X	X	02/12/2013	10	0	0
13	A 130	07/08/2013	X	X	01/12/2013	11	0	1
14	A 131							
15	A 133	07/08/2013	X	X	30/12/2013	11	0	0
Total			12	12		10.33333333	2	1

Fuente: Elaboración Propia

Donde la letra X corresponde a positivo y la letra O corresponde a negativo.

Como se observa en el cuadro anterior la inseminación se realizo el día 07/08/2013 ya que los animales presentaron el celo este día, con excepción de las cerdas No. A 122 y A 131 las cuales no presentaron celo sino posterior 2 y 3 días respectivamente y por eso mismo no fueron inseminadas.

Con respecto a la cerda No. 110 no presento ningún signo de preñez y a los 21 días de a ver sido inseminada presento celo nuevamente esto debido a que no hubo fecundación por lo cual el ciclo estral siguió de manera continua.

Como se muestra en la hoja de registro solo se presentaron 2 lechones nacidos muertos correspondientes a las cerdas No. A 118 y A 121 y una sola momia de la cerda No. A 130.

Figura No. 1 Total de hembras inseminadas y no inseminadas

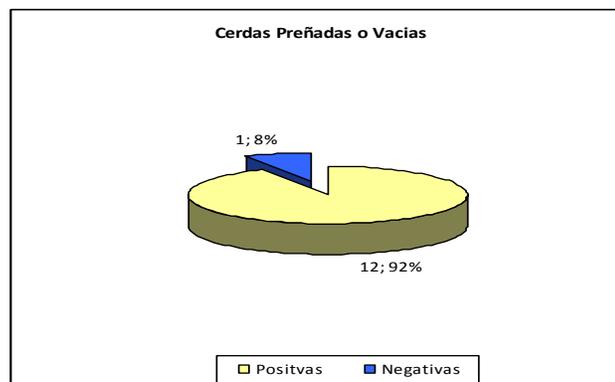


Fuente: Elaboración Propia

El resultado de la figura No. 1 nos indica que se obtuvo un 86.66 % que corresponde a 13 hembras inseminadas y un 13.33% que corresponde a 2 hembras que no fueron inseminadas debido a que no presentaron celo.

Los datos para realizar esta grafica fueron tomados de la hoja de registro.

Figura No.2 Cerdas preñadas y cerdas vacías post test de preñez

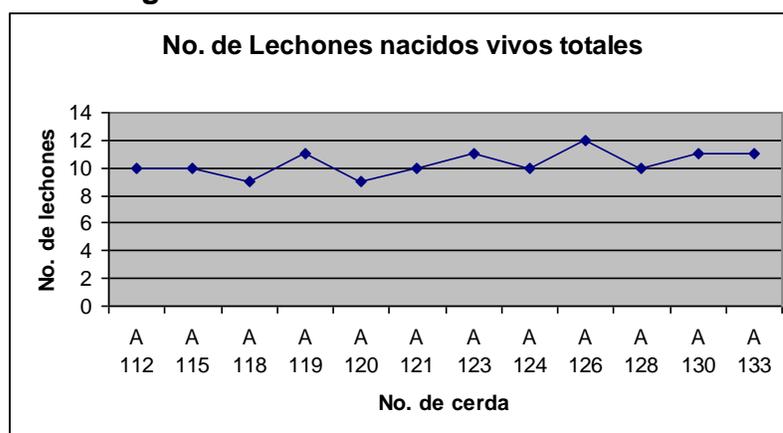


Fuente: Elaboración Propia.

El resultado de la figura No.2 nos indica que el total de hembras inseminadas fueron 13 (ya que solo estas presentaron celo el mismo día), de las cuales 12 resultaron positivas a la prueba Doopler realizada el día 07 de septiembre del 2013 (30 días post-inseminación) y confirmada el día 21 de septiembre del 2013 (45 días post-inseminación) que corresponden al 92 % de las cerdas inseminadas, mientras que una cerda que corresponde el 8 % resulto negativa en la prueba Doopler.

Los datos para realizar esta grafica fueron tomados de la hoja de registro.

Figura No.3 Lechones nacidos totales



Fuente: Elaboración Propia

Con respecto al número de lechones nacidos vivos en promedio fue de 10.33 lechones como se muestra en la figura.

Los datos para realizar esta grafica fueron tomados de la hoja de registro.

Cuadro No. 3 Motilidad espermática

N. de Horas	Espermatozoides vivos (%)	Espermatozoides muertos (%)	Aglutinaciones	Motilidad (%)
0	95	5		95
12	90	10	+	90
36	80	20	++	80
48	70	30	+++	65

Fuente: Elaboración Propia

En el cuadro N.3 nos indica que la motilidad espermática 12 horas post dilución fue de un 90% con ninguna aglutinación, en cuanto a las 36 post dilución se ve un porcentaje de motilidad del 80% con mayor cantidad de aglutinaciones y a las 48 horas se observo un 65% de motilidad un mayor numero de aglutinaciones al igual que un numero mayor de espermatozoides muertos.

Todo lo anterior fue controlado a nivel de laboratorio.

VII. CONCLUSIONES

- El uso de agua de coco (*Cocos nucifera L.*) como diluyente de semen porcino no influye negativamente, sobre el porcentaje de preñez y el número de lechones nacidos totales por lo cual se acepta la hipótesis planteada.
- Se concluye que el agua de coco puede ser utilizada como diluyente natural de semen porcino ya que el porcentaje de preñez fue de un 92%.
- En cuanto al número de lechones nacidos totales el promedio fue de 10 lechones por cerda.
- La motilidad espermática fue de un 90% de vivos y un 10% de muertos a las 12 horas y un 80% de vivos y un 20% de muertos a las 36 horas post dilución.
- Referente a anomalías presentes fue un 5% durante toda la fase de observación.
- La motilidad de los espermatozoides en función de movimiento en masa fue de un 90% a las 12 horas y 80% a las 36 horas post dilución.
- A las 48 horas post dilución el movimiento en masa es bajo, al igual que el % de espermatozoides vivos por lo cual ya no es recomendable su utilización.
- Referente a la motilidad espermática 0, 12 y 36 horas post dilución el porcentaje es alto por lo cual esta en buenas condiciones para su uso.

VIII. RECOMENDACIONES

- Utilizar agua de coco (*Cocos nucifera L.*) como diluyente en inseminación artificial en cerdas.
- Realizar un estudio comparativo agua de coco (*Cocos nucifera L.*) vrs. Diluyente comercial.
- Considerar otro tipo de estudios siempre relacionados con el uso de agua de coco (*Cocos nucifera L.*) aplicándolo en otras condiciones (ambientales, temperatura) para comprobar los resultados.
- Tomar en cuenta un estudio de crioconservación de semen porcino utilizando agua de coco como diluyente (*Cocos nucifera L.*).

IX. RESUMEN

En Guatemala, existe gran número de granjas porcinas que utilizan la Inseminación Artificial como un método de reproducción, es por ello que se realizó la presente investigación para demostrar que existen diluyentes naturales que pueden ser una alternativa para dicho método.

En dicho trabajo se demostró que el Agua de Coco (*Cocos nucifera L.*) en su estado de madurez adecuado es un diluyente óptimo para ser utilizado, ya que éste presentó un 92% en cuanto al porcentaje de preñez; trece cerdas (híbridas) que fueron inseminadas con semen diluido con agua de coco solo una no quedó preñada. Cabe resaltar que la muestra de semen y el agua que contenían los cocos fue extraída de la forma más idónea para no alterar el estado de dichas muestras.

Uno de los aspectos importantes que resulta de la presente investigación es que no afecta el número de lechones nacidos vivos ya que se obtuvo un promedio de 10 lechones nacidos vivos por cerda y este es un buen indicador de efectividad.

Otro aspecto es que el agua de coco (*Cocos nucifera L.*) no afecta la motilidad de los espermatozoides en cuanto al porcentaje de espermatozoides vivos y muertos; el estudio reflejó que el 90% de los espermatozoides permanecieron vivos y un 10% de muertos a las 12 horas; y un 80% vivos y un 20% muertos a las 36 horas post dilución.

Es por ello que se recomienda utilizar agua de coco (*Cocos nucifera L.*) como diluyente en inseminación artificial en cerdas.

SUMMARY

In Guatemala, there are many pig farms using artificial insemination as a method of reproduction, which is the reason of this investigation, and was conducted to show that there are natural diluents which may be used as an alternative to this method.

In this issue it was shown that the Coconut Water (*Cocos nucifera L.*) in its right state of maturity, is optimal diluent to be used, it presented a 92 % in percentage of pregnancy; thirteen sows (hybrid) that were inseminated with semen diluted with coconut water only one did not get pregnant . Significantly, the semen sample and water contained in coconuts was extracted from the most suitable way for not alter the state of the samples.

One of the important issues resulting from this investigation is that it doesn't affect the number of total born piglets, in the present issue in average of 10 piglets born alive per sow was obtained and this is a good indicator of effectiveness.

Another aspect is that coconut water (*Cocos nucifera L.*) doesn't affect sperm motility in the percentage of live and dead sperm; the study showed that 90% of sperm remained alive and 10% dead at 12 hours; and 80 % alive and 20% dead at 36 hours post dilution.

I recommend using coconut water (*Cocos nucifera L.*) as a diluent in artificial insemination in sows.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Alemán, D; Alfaro, M; Hurtado, E. 2007. Efecto de la temperatura del semen sobre la respuesta reproductiva de cerdas (en línea). Escuela de Zootecnia, Universidad de Oriente, Venezuela. Consultado 19 mar. 2008. Disponible en <http://www.ceniap.gov.ve/pbd/RevistasCientificas/ZootecniaTropical/zt2502/arti/aleman.htm>
2. Bearden, HJ; Fuquay, JW. 1989. Reproducción animal aplicada. Inseminación artificial. 3ed. México. El Manual Moderno S.A. de C.V. 358p.
3. Córdova Izquierdo, I; Muñoz Mendoza, R; Córdova Jiménez, S; Córdova Jiménez, A; Pérez Gutiérrez, JF. 2004. Características del semen de verraco y su evaluación práctica (en línea) s.l. Consultado el 19 ago. 2011. Disponible en <http://www.porcicultura.com/articulos/ia/articulo.-php?tema=iar021>
4. Cruz S, JR. De la 1988. Clasificación de zonas de vida de Guatemala nivel de reconocimiento. Guatemala, GT. Instituto Nacional Forestal. 42 p.
5. Flowers, WL. 2002. Increasing fertilization rate of boars: Influence of number and quality of spermatozoa inseminated (en línea) North Carolina, US. Consultado 1 nov. 2011. Disponible en <http://www.asas.org./symposia/vol80/jas1705.pdf>
6. Fuentes, PA. 2005. Resultados experimentales en el manejo reproductivo del verraco. Valencia, VE. (en línea). Consultado 2 sep. 2011. Disponible en <http://www.ceniap.gov.ve/bdigital/verraco/verracomonografia.htm>

7. Gadea, J. 2005. Los diluyentes en inseminación artificial porcina ES. (en línea). Consultado 2 sep. 2011. Disponible en http://vetplus.org/Vdoc/Vdoc.php3?id_doc=462&seccion=%2Findustria%2Fcerdos
8. Hafez, ESE. 1985. Reproducción e inseminación artificial en animales. Porcinos. Traducción FM Berenguer Ibarro. México. Nueva Editorial Interamericana S.A. de C.V. 599 p.
9. König, I. 1979. Inseminación de la cerda. DT. Trad. J. Escobar. 3 ed. Interamericana. 89 p
10. Kubus, S.A. s.f. Elaboración de dosis seminales (en línea) Madrid, ES. Consultado en 14 ago. 2011. Disponible en http://www.kubussa.com/esp/04/archivos/fichero14_1.pdf
11. Maqueda, L. 2001. Conservación de la calidad del semen: diluyentes, empaque, temperatura y transporte (en línea). Consultado 19 jun. 2011. Disponible en <http://www.engormix.com/nuevo/prueba/areadeporcicultura1.asp?valor=113>
12. Melgar, Mario 1985. "Curso de métodos estadísticos para docentes de la facultad de medicina veterinaria y zootecnia"
13. Palacios Martínez, M. 2005. Evaluación del agua de coco (*Cocos nucifera*), *Opuntia* spp, Leche y sus Combinaciones para la Crióconservación.
14. Parrotta, John A. Palma de coco (*Cocos nucifera* L.) 1993. (en línea) Consultado el 20 de ago. 2014. Disponible en <http://www.fao.org/docs/eims/upload/cuba/5246/public-cocotero-1.pdf>

15. Santillana Bonet, A; García García, A; 2003. Estudio comparativo para el procesamiento de congelado en Semen de Pelibuey. (en línea) Consultado 20 mayo 2011. Disponible en [http:// www.exopol.com/seoc/docs/vzq5536o.pdf](http://www.exopol.com/seoc/docs/vzq5536o.pdf)
16. Singleton, WL. 2001. Guía básica para la recolección del semen porcino, evaluación y procesamiento (en línea). Consultado 19 jun. 2011. Disponible en <http://www.porcicultura.com/-articulos/ia/articulo.php?tema=iar006>
17. Veliz Porras, YE ; González, LA. 2003. Manual de inseminación artificial en porcinos. Guatemala, GT. Universidad San Carlos de Guatemala. 10p

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

**EVALUACIÓN DEL USO DE AGUA DE COCO (*Cocos nucifera* L.)
COMO DILUYENTE NATURAL EN INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN
CERDAS**

f. _____
José Emilio Aguilar Mejía

f. _____
Lic. Zoot .Álvaro Enrique Díaz Navas
ASESOR PRINCIPAL

f. _____
M.A. Carlos Enrique Corzantes
Cruz
ASESOR

f. _____
MSc. Astrid Johana Valladares Areano
ASESOR

f. _____
Lic. Zoot. Isidro Miranda Méndez
EVALUADOR

IMPRÍMASE

f. _____
MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
DECANO

