

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

APLICACIÓN DE CLORHIDRATO DE XILACINA (0.05 mg/kg) EN TOROS
COMO FACILITADOR DE LA COLECTA DE SEMEN CON EL MÉTODO DE
ELECTROEYACULADOR

ANA RUBY ESCAMILLA

Guatemala, Noviembre 2005

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

APLICACIÓN DE CLORHIDRATO DE XILACINA (0.05 mg/kg) EN TOROS
COMO FACILITADOR DE LA COLECTA DE SEMEN CON EL MÉTODO DE
ELECTROEYACULADOR

TESIS

Presentada a la Junta Directiva de la Facultad de Medicina
Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala

POR

ANA RUBY ESCAMILLA

Al conferírsele el grado académico de

Médica Veterinaria

Guatemala, Noviembre 2005

JUNTA DIRECTIVA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

DECANO: Lic. Zoot. Marco Vinicio de la Rosa Montepeque

SECRETARIO: Lic. Zoot. Gabriel G. Mendizábal Fortún

VOCAL PRIMERO: Dr. M:V. Yeri Edgardo Veliz Porras

VOCAL SEGUNDO: Dr. M.V. MSc. Fredy R. González Guerrero

VOCAL TERCERO: Dr. M.V. Edgar Bailey

VOCAL CUARTO: Br. Yadyra Rocío Pérez Flores

VOCAL QUINTO: Br. José Abraham Ramírez Chang

Asesores

Dr. M.V. MSc. Freddy Rolando González Guerrero

Dr. M.V. Sergio Veliz Lemus

Dr. M.V. Leonidas Ávila Palma

GUATEMALA, NOVIEMBRE 2005

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento a lo establecido por los estatutos de la Universidad de San Carlos de Guatemala presento a consideración de ustedes el trabajo titulado:

APLICACIÓN DE CLORHIDRATO DE XILACINA(0.05 mg/kg) EN TOROS COMO FACILITADOR DE LA COLECTA DE SEMEN CON EL MÉTODO DE ELECTROEYACULADOR

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

Como requisito previo a optar el título profesional de

MÉDICA VETERINARIA

ACTO QUE DEDICO

A DIOS Y A LA VIRGEN

A MIS PADRES: Delfina Escamilla
Fernando Quevedo
Tulio González

A MIS HERMANOS: José Tulio González Escamilla
Ana Delfina González Escamilla
Lucía González Escamilla
Alejandra González Escamilla
Juan José González Escamilla

A MI NOVIO Luis Eduardo Flores Álvarez

A: Mi familia y amigos

TESIS QUE DEDICO

A: DIOS Y A LA VIRGEN

A: GUATEMALA

A: LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

A: LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

A: MIS ASESORES DE TESIS

A: MIS CATEDRÁTICOS

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. HIPÓTESIS	3
III. OBJETIVOS	4
3.1 OBJETIVO GENERAL	4
3.2 OBJETIVO ESPECÍFICO	4
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1 ANATOMÍA DEL APARATO REPRODUCTOR	5
4.2 FISIOLOGÍA Y ENDOCRINOLOGIA DEL APARATO REPRODUCTOR DEL MACHO	9
4.3 COLECTA DEL SEMEN	10
4.3.1 VAGINA ARTIFICIAL	11
4.3.2 COLECTA DEL SEMEN POR MEDIO DE LA VAGINA ARTIFICIAL	12
4.3.3 ELECTROEYACULADOR	12
4.3.4 COLECTA DEL SEMEN POR MEDIO DEL ELECTROEYACULADOR	13
4.3.5 EYACULACIÓN	14
4.4 EVALUACIÓN DE LA FERTILIDAD	15
4.4.1 EXAMEN FÍSICO	15
4.4.2 EXAMEN MACROSCÓPICO	17
4.4.2.1 VOLUMEN	17
4.4.2.2 COLOR	17
4.4.2.3 OLOR	17
4.4.2.4 ASPECTO	17
4.4.2.5 pH	17
4.4.3 EXAMEN MICROSCÓPICO	17
4.4.3.1 MOTILIDAD MASAL	17
4.4.3.2 MOTILIDAD	18
4.4.3.3 MORFOLOGÍA	19

4.4.3.4 <i>CONCENTRACIÓN</i>	20
4.5 PROCESAMIENTO DEL SEMEN PARA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL	21
4.6 CLORHIDRATO DE XILACINA	22
4.6.1 FARMACOLOGÍA	24
4.6.2 DOSIFICACIÓN	26
V. MATERIALES Y MÉTODOS	27
5.1 RECURSOS HUMANOS	27
5.2 RECURSOS DE LABORATORIO	27
5.3 RECURSOS DE CAMPO	27
5.4 RECURSOS BIOLÓGICOS	27
5.5. METODOLOGÍA DE CAMPO	28
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	30
VII. CONCLUSIONES	31
VIII. RECOMENDACIONES	32
IX. RESUMEN	33
X. BIBLIOGRAFÍA	34
XI. ANEXOS	37
11.1 CUADRO No. 1 Valores de tiempo de obtención de semen	38
11.2 CUADRO No. 2 Promedio de tiempo para la colecta de semen/toro antes y después de la administración de Xilacina vía IM	39
11.3 FIGURA 1 Tiempo de colecta de semen por animal antes y después de la administración de Xilacina IM	40

I. INTRODUCCIÓN

La reproducción animal es uno de los componentes del sistema ganadero que incide directamente sobre la producción, está estrechamente relacionada con las prácticas de alimentación, sanidad y manejo implementadas en la finca.

Para que la reproducción sea exitosa es importante que el Médico Veterinario realice una evaluación general del hato, del estado sanitario y reproductivo; dentro de este último se incluye el examen andrológico de los toros. Esta evaluación consta de un examen físico en general y análisis de la calidad del semen.

Durante la evaluación física debemos de centrarnos principalmente en todo aquello que pueda perjudicar la buena reproducción, como por ejemplo cojeras, capacidad de monta, problemas de de aplomos y rodillas, condición corporal, diámetro testicular, posición testicular (que no sean muy pendulantes y que se encuentren por arriba del corvejón), estado de los testículos, pene y prepucio (sin alteraciones como quemaduras, laceraciones, tumores, adherencias etc).

Durante la evaluación del semen debe de realizarse un examen macroscópico en donde se evalúa el volumen, color, olor, aspecto y pH. También se realiza un examen microscópico en donde se evalúa el movimiento en masa, movimiento individual, aglutinación, porcentaje de vivos y muertos y formas aberrantes (malformaciones).

El proceso de colecta muchas veces se torna tedioso, especialmente cuando se trabajan varios toros en un solo día, debido a que éstos se tardan varios minutos en eyacular. Además existen toros que por su carácter agresivo dificultan la colecta del semen, muchas veces pueden lastimarse durante el manejo o lastimar al Médico Veterinario y demás personal, complicando aún más dicha colecta.

En la actualidad para la colecta del semen se utiliza la vagina artificial o el electroeyaculador, este último es el que se utilizó en este trabajo de investigación.

Lo que se pretendió con este trabajo de investigación fue aplicar Clorhidrato de Xilacina en dosis de 0.05 mg/kg. para provocar una leve sedación en los toros lo cual ayuda no solo a que se de una rápida eyaculación, sino a que también disminuya el riesgo de cualquier accidente.

II. HIPÓTESIS

La aplicación de Clorhidrato de Xilacina en toros reduce el tiempo de obtención de semen con el método de electroeyaculación.

III. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

- Contribuir a la investigación práctica de campo de las pruebas de fertilidad en toros reproductores con el método de electroeyaculación.

3.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

- Determinar si la aplicación de Clorhidrato de Xilacina previo al uso del electroeyaculador en toros reproductores reduce el tiempo de obtención del semen.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 ANATOMIA DEL APARATO REPRODUCTOR

Un macho, para que sea fértil debe tener su aparato reproductor en perfecto funcionamiento, tanto en la producción de hormonas como en la formación de espermatozoides. En los mamíferos los testículos deben abandonar la cavidad abdominal ya que el proceso de formación de espermatozoides se ve afectado por la temperatura corporal. El semen de un macho debe tener ciertas características que hacen que éste sea capaz de fertilizar a una hembra (13).

El aparato reproductor del toro está formado por los testículos y los órganos sexuales secundarios que transportan los espermatozoides desde el testículo y los depositan finalmente en el aparato sexual de la hembra. Estos órganos son el epidídimo, los conductos deferentes, el pene y tres glándulas sexuales accesorias: las vesículas seminales, la próstata y la glándula de Cowper. (10)

El testículo tiene dos funciones muy vitales:

- 1) Producción de espermatozoides
- 2) Producción de la hormona masculina específica, la testosterona

Los testículos son los órganos sexuales primarios. Los testículos del toro son órganos en forma ovoide alargada, en el animal adulto mide de 12-16 cm de longitud y de 6-8 cm de diámetro. Están situados fuera del cuerpo, encerrados en un divertículo del abdomen denominado escroto. Esto es esencial para la formación normal del espermatozoide, que solamente puede producirse a unos grados por debajo de la temperatura normal del cuerpo. Temperaturas extremadamente frías pueden dañar al testículo y por ende a los espermatozoides. El escroto, por lo tanto, ayuda a proteger al testículo contra ambos extremos de temperatura y lo hace mediante capas musculares sensible a la temperatura y el músculo cremaster, localizado en la pared del escroto, que se relaja cuando hace calor y se contrae cuando hace frío. El cremaster externo

está bien desarrollado y rodea casi por completo la túnica en el cuello del escroto, insertándose casi a nivel del polo superior del testículo. El cremaster interno es sumamente débil. (10,11,18)

Algunas veces, uno o los dos testículos, no descienden al escroto durante el desarrollo embriológico y son retenidos en la cavidad abdominal. A estos machos se les llama criptorquidos unilaterales o bilaterales. Como el calor del cuerpo puede destruir la producción de esperma, el testículo retenido no produce espermatozoides. Si un testículo desciende al escroto, funciona normalmente y produce suficiente esperma de manera que el macho tiene una fertilidad casi normal. Sin embargo, como esta condición parece tener una base hereditaria, estos machos no deben usarse como reproductores. Si ambos testículos están retenidos, el macho es estéril.

(10, 11)

La producción de hormonas es normal en el testículo criptorquido y el macho se desarrolla y tiene un comportamiento normal. Si no se extrae el testículo retenido cuando llega el momento de castrar, el animal desarrolla caracteres sexuales secundarios de animales no castrados. Esta operación no es tan sencilla ni tan segura como la eliminación de testículos que ya están en el escroto, por lo tanto se recomienda seleccionar a los machos con este problema para ser eliminados. (10)

Cualquier lesión del escroto, como infecciones e inflamaciones, trae consigo un aumento de la temperatura local del testículo lo cual conlleva a que se de una degeneración testicular en donde éste se torna flácido. Si el toro producía espermatozoides antes de quedar expuesto a estas condiciones y los períodos de exposición no fueron muy prolongados, la esterilidad suele ser temporal (de 6 a 10 semanas) y si se corrigen las circunstancias puede regresar eventualmente a la fertilidad normal. (10, 5)

Los testículos contienen gran cantidad de tubos delgados, largos y retorcidos llamados tubos seminíferos, dentro de los cuales se producen los espermatozoides. Dispersos a través del tejido conectivo flojo que rodea a los tubos seminíferos se encuentra una gran cantidad de células especializadas, llamadas células intersticiales de Leydig, que producen la hormona masculina. (10)

En el testículo hay cientos de tubos seminíferos individuales que se unen unos con otros hasta que eventualmente algunas docenas de tubos salen del testículo hacia la cabeza del epidídimo. El epidídimo es una estructura larga, compacta y plana, íntimamente unida a un lado del testículo. Se requieren de 45 a 50 días para que se formen los espermatozoides en los tubos seminíferos y se muevan a través del epidídimo, donde maduran para la eyaculación. El espermatozoide, cuando está en los testículos, es mucho más sensible a daños por calor que aquella que ya está formado y almacenado en el epidídimo. (10, 11, 5)

El epidídimo es el tubo que sirve de salida a todo el espermatozoide que se produce en los testículos, éste sale por movimientos del epitelio ciliar mantenido por las contracciones de la musculatura de la pared del ducto. El tiempo requerido para el transporte de espermatozoides a través del epidídimo en el toro es de 10 días. Cualquier bloqueo que se produzca en él es un grave problema. A veces ocurren bloqueos temporales debido a inflamaciones producidas por alguna lesión o infección (epididimitis). Sin embargo, esta inflamación o infección puede resultar en la formación de cicatrices en el tubo que lo bloquean permanentemente, por lo que impiden el paso del espermatozoide. (10, 20)

Además del vaso deferente, el cordón espermático incluye los vasos sanguíneos, los nervios que inervan a los testículos y los músculos que soportan el tejido conectivo. Puede esterilizarse a los machos por medio de una operación llamada vasectomía, en la cual se corta el vaso deferente, de manera tal que el espermatozoide no pueda salir. Si solamente se corta el vaso deferente, los testículos continúan funcionando normalmente, produciendo espermatozoides y hormonas, pero si se seccionan o se bloquean los vasos sanguíneos del cordón espermático, cortando la irrigación, los testículos dejarán de funcionar y se atrofiarán. (10)

Los dos vasos deferentes se unen eventualmente formando un solo tubo (la uretra), que es un canal que corre a lo largo del pene. La uretra sirve como paso común para el semen y la orina (10).

Dos de las glándulas accesorias se encuentran en la región donde se unen los vasos deferentes para formar la uretra. Estas glándulas producen las secreciones que componen la

mayor parte de la porción líquida del semen. Además, estas secreciones activan la motilidad de los espermatozoides. La más grande de estas glándulas y la que produce la mayor fracción del fluido seminal es la vesícula seminal, que consisten en dos lóbulos, de unos 10 a 12 centímetros de largo, conectados a la uretra por un ducto. Otra glándula accesoria de esta región es la próstata, localizada en el cuello de la vejiga urinaria y que se vacía en la uretra. La próstata está poco desarrollada en el toro y no produce una secreción abundante (10, 11).

Las terceras glándulas accesorias, las glándulas de Cowper, son dos glándulas pequeñas y firmes, situadas a ambos lados de la uretra. Se cree que una de las funciones principales de su secreción es la limpieza de la uretra de los residuos de orina que pudieran dañar a los espermatozoides. La secreción transparente que suele gotear el pene durante la excitación sexual, antes del servicio, es producida principalmente por estas glándulas. Alguna de estas glándulas accesorias pueden infectarse ocasionalmente, dando como resultado un semen amarillento y viscoso, que contiene muchas células de pus. No es raro que las vesículas seminales estén afectadas de esta manera (vesiculitis seminal). (10, 1)

La flexión sigmoidea es una estructura anatómica que suministra los medios para mantener el pene dentro del cuerpo y del prepucio, excepto durante el servicio. Unos fuertes músculos retractores sirven para mantener el pene retraído en forma de "S". Ocasionalmente esos músculos están muy débiles para funcionar bien y una porción del pene y del prepucio está visible permanentemente. Esto expone al toro al peligro de lesiones mecánicas, particularmente cuando están en potreros de vegetación áspera o donde abundan los cactus. (10)

El pene es el órgano copulatorio. En todos los animales domésticos está formado por dos cuerpos cilíndricos llamados cuerpos cavernosos, en el toro contiene unos espacios sanguíneos pequeños que están rodeados y divididos por cantidades importantes de tejido fibroelástico grueso, por lo que necesitan de pequeñas cantidades de sangre para que se de la erección. Los espacios en el interior de estos cuerpos se llenan de sangre durante la excitación sexual, lo que resulta en la erección del órgano. El extremo del pene lo forma el glande, muy rico en terminaciones nerviosas y fuente de las sensaciones asociadas con la copulación. Pueden existir problemas con el glande que se pueden corregir durante el examen de fertilidad. (10, 2)

4.2 FISIOLÓGÍA Y ENDOCRINOLOGÍA DEL APARATO REPRODUCTOR DEL MACHO

El funcionamiento normal del macho en la reproducción está controlado principalmente por hormonas, producida por una glándula especializada, llamada glándula endocrina; la hormona es una sustancia química específica que pasa a los fluidos del cuerpo (sangre y linfa) y es transportada a diversas partes del organismo donde produce algunos efectos específicos. Los testículos funcionan como glándulas endocrinas que producen la hormona masculina, la testosterona, por las células intersticiales. (10)

La testosterona produce varios efectos principales:

1. Es principalmente responsable del desarrollo y mantenimiento del aparato reproductor masculino y de las características sexuales secundarias, asociadas con la masculinidad.
2. Es un factor principal en el impulso y conducta sexual normal en los machos.
3. Aumenta el crecimiento del esqueleto y músculo.
4. Es esencial para la formación normal de esperma.

Los testículos están, a su vez, bajo la influencia de las hormonas producidas por otras glándulas del cuerpo. Las principales hormonas que los regulan son las hormonas producidas por el lóbulo anterior de la glándula pituitaria. Esta pequeña glándula está colocada debajo del cerebro, en la base del cráneo. Las hormonas pituitarias que regulan la reproducción, tanto en machos como en hembras (estimulando testículos y ovarios), se llaman hormonas gonadotróficas. (10)

No sólo la producción de hormonas por los testículos está regulada por hormonas producidas en la pituitaria anterior sino que también ocurre lo inverso. El nivel de testosterona en la sangre regula la secreción de hormonas gonadotróficas por medio de un mecanismo de retroalimentación. Debido al mecanismo de retroalimentación que controla la liberación de hormonas, el funcionamiento normal depende del correcto equilibrio hormonal y un exceso puede ser tan poco deseable como una carencia. El uso de la terapia hormonal no es cuestión de rutina y debe ser manejado por personas calificadas, para que pueda ser beneficioso. (10)

4.3 COLECTA DEL SEMEN

El semen está formado por los espermatozoides y un líquido compuesto principalmente por las secreciones de las glándulas accesorias. El volumen del semen y el número de espermatozoides eyaculado, varía según los toros. Sin embargo, la mayoría eyacula entre 3 y 5 cc de semen que contiene alrededor de mil millones de espermatozoides por centímetro cúbico, o sea entre 3 y 5 mil millones de espermatozoides por eyaculado. (10)

Una vez que los animales de granja llegan a la madurez, la producción de espermatozoides continúa a lo largo de su vida reproductiva. Durante los períodos de descanso sexual, los espermatozoides viejos que quedan en el epidídimo mueren, degeneran y son absorbidos. Por esta razón, la primera muestra que se obtiene después de un largo período de inactividad sexual puede contener un alto porcentaje de espermatozoides muertos y anormales, por lo tanto la evaluación del semen no debe hacerse con una única colecta. (10)

Cada vez es más frecuente hacer una evaluación del semen, pero hay que tener en cuenta que su principal valor reside en la detección de machos que tengan deficiencias bien determinadas, tales como ausencia total de espermatozoides, cuenta muy reducida, poca motilidad, gran cantidad de espermatozoides anormales, gran porcentaje de espermatozoides muertos o la presencia de grandes cantidades de pus. Los machos que presenten semen con estas características generalmente son estériles o de muy baja fertilidad. Hay un amplio rango de calidad del semen en los machos de fertilidad normal y resulta difícil predecir su nivel de fertilidad si no se presenta un semen extremadamente deficiente. (10, 13).

La preparación del animal antes de la colecta ejerce efecto importante sobre la cantidad y calidad del semen. Dentro de los pasos a seguir están los siguientes: (17)

- a) Debe estimularse la micción mediante masajes en la zona del prepucio.
- b) Debe lavarse el prepucio con agua (idealmente con manguera) y secar muy bien la piel y mucosa con toallas de papel.

C) Debe cortarse sólo el exceso de pelos demasiado largos y muy contaminados del prepucio, ya que los pelos del prepucio tienen una función protectora de la mucosa.

Dentro de los métodos para la colecta del semen están:

4.3.1 Vagina artificial

La Vagina artificial es un medio útil para recoger semen de machos de diferentes especies. El producto recogido se halla libre de contaminación y es netamente representativo de la eyaculación normal. La recolecta en vagina artificial requiere la presencia de una vaca o de un falso animal que sirva de estimulante. (17)

Esta le ofrece al macho condiciones parecidas a la vagina. Esta vagina artificial se compone de diversas partes, las cuales serán descritas a continuación:

- Cuerpo de la vagina: consiste en un tubo cilíndrico, provisto de una válvula y una tapa, generalmente de caucho resistente, tienen 40 a 50 centímetros de largo y 7 a 10 centímetros de diámetro.
- Funda interna: goma elástica o de látex que se ubica en el interior del tubo cilíndrico y representa las paredes de la vagina, sus extremos se doblan sobre la parte externa del tubo y se fija con bandas de caucho.
- Cono de látex: se fija en uno de los extremos de la vagina artificial cerca de la válvula para el agua.
- Tubo colector de semen: se coloca en el otro extremo del cono, este tubo está protegido por una cubierta que generalmente es una jeringa plástica cuya finalidad es proteger el semen de la luz y de los cambios de temperatura. (19)

4.3.2 Colecta de semen por medio de la vagina artificial

Por una válvula ubicada en la vagina artificial se introduce agua a una temperatura de 50 a 60°C, hasta llenar los dos tercios de su capacidad total. En el momento de recoger el semen, la temperatura óptima en el interior de la vagina debe ser de 38 a 39°C. Sin embargo, existen toros que exigen una mayor temperatura para eyacular. (19, 22)

Luego se procede a la toma del eyaculado sujetando a una hembra en celo, un macho o un maniquí. El técnico encargado de la recolección se coloca a la derecha del toro y mantiene la vagina artificial en la mano derecha, con la abertura dirigida hacia el pene, mientras que con la mano izquierda colocada sobre el prepucio lo dirige hacia la abertura de la vagina. Debe evitarse tocar directamente el pene ya que la erección puede ser inhibida y el toro puede negarse a montar. Es recomendable practicar la falsa monta, con la finalidad de que el toro alcance el máximo grado de erección y de esta manera obtener un semen de buena calidad. Luego de practicar la falsa monta, se procede a efectuar la recolección mediante la introducción del pene en la vagina artificial hasta lograr la eyaculación, después el operador retira la vagina artificial y el eyaculado o semen se deposita en el tubo colector. (19, 22)

4.3.3 Electroeyaculador

Es el método más útil para obtener muestras de semen de toros o carneros cuando no resulta práctico o posible el uso de vagina artificial. Se ha comprobado que las características del semen recogido por electroeyaculación pueden variar un poco en relación al obtenido con vagina artificial. La electroeyaculación proporciona muestras de mayor volumen y pH más alto, pero cuyas concentraciones de células espermáticas son inferiores. (17)

Este instrumento se utiliza para la eyaculación electrónica en toros. El diseño y el efecto de la sonda es tal que las muestras de semen obtenidas son de la más alta calidad. El sistema es totalmente apacible para el toro y las pruebas en el campo han

demostrado no causar daños ni efectos residuales. Utiliza muy baja corriente eléctrica, funciona con batería recargable, no provoca molestias en el animal (3,16).

4.3.4 Colecta de semen por medio del electroeyaculador

Primero que nada debemos asegurarnos que las tres líneas metálicas o electrodos propiamente dichos, ubicados ventralmente estén bien limpios y completamente libres de corrosión. El recto se debe estar libre de heces. Se lubrica el electrodo (con agua o vaselina) y se introduce dirigiéndolo ligeramente hacia abajo y haciendo movimientos rotatorios. (6)

El electroeyaculador se activa colocando el botón de “Función” en “Batt” (Batería). Es muy importante asegurarse que el electroeyaculador está apagado (“Off”) antes de introducir el electrodo. (19, 6)

El electrodo debe colocarse en el ano sobre la ampolla de Henle y las glándulas vesiculares y debe moverse hacia adelante y hacia atrás, haciendo ligera presión hacia abajo para que así se de el estímulo eléctrico sobre los nervios que promueven la erección y la eyaculación que se encuentran caudalmente. El primer estímulo se logra girando de forma leve el botón de fuerza hacia la derecha, el botón se regresa a la posición inicial (girándolo hacia la izquierda) y se continúa girando hacia la derecha cuidadosa y rítmicamente incrementando progresivamente la intensidad del estímulo hasta lograr la primera reacción del toro, la cual generalmente se manifiesta por una contracción del esfínter del ano que trata de empujar hacia adentro el electrodo. El ayudante que sujeta el electrodo debe estar pendiente de esta reacción y debe sujetarlo firmemente. Se deben aplicar entre 5 a 10 estímulos entre los primeros 30 segundos, en el mismo nivel. Al continuar aumentando los estímulos (rítmicamente) el toro puede asustarse, hacer movimientos bruscos y hasta bramar, en estos casos el operador debe de tener mucho cuidado, debe de continuar incrementando el ritmo de

estimulación para lograr un buen eyaculado. Luego de varios segundos el toro debe acostumbrarse a los estímulos. (19, 6)

El máximo voltaje que el toro recibirá será de aproximadamente 20 voltios. La erección completa debe ocurrir entre 3 a 5 minutos. Por erección completa se entiende el total enderezamiento de la flexura sigmoidea ("S" peniana) y protrusión del pene. Si la flexura no se endereza por medio de la estimulación eléctrica debe ser forzada manualmente. (19)

a) Colocar la mano detrás del escroto y empujar hacia delante (con bastante fuerza) la segunda curvatura de la "S" con los dedos "en garra".

b) El ritmo de la estimulación eléctrica y su incremento lento y progresivo deben mantenerse, esto debe hacerse conjuntamente con las presiones sobre la flexura sigmoidea (19).

4.3.5 Eyaculación

a) La primera secreción que se obtiene es transparente y corresponde al producto de las glándulas sexuales accesorias. Esta secreción no debe ser recogida puesto que carece de espermatozoides viables y además puede estar contaminada con secreciones urinarias. (19)

b) Seguidamente debe comenzar la secreción de semen, por lo que se debe mantener el ritmo y el incremento de la estimulación eléctrica. En este momento el incremento de la estimulación es muy importante para lograr la secreción de semen, por lo que si el toro no eyacula prontamente se debe incrementar la estimulación. (19)

- c) Es importante indicar que la calidad de la muestra recogida será mejor mientras más puro (apariencia densa) sea el semen. Por lo tanto, es aconsejable también descartar las primeras gotas de semen. (19)
- d) Cuando los conductos eyaculatorios se vacían, nuevamente sale un líquido claro el cual no debe de ser recogido. (19)

Una vez recolectado el semen este debe de ser guardado a una temperatura mínima de 35°C y máxima de 38°C. El semen no debe de ser expuesto a los rayos del sol y tampoco debe de ser contaminado por orina, heces, tierra etcétera. (19)

4.4 EVALUACIÓN DE LA FERTILIDAD

Esta evaluación incluye una inspección física, un examen de las glándulas internas, un meticuloso examen externo del tracto reproductivo y evaluación de la motilidad y normalidad del semen.

4.4.1 Examen físico: observar al animal cuando camina, si puede montar, si tiene problemas en las patas, rodillas, ojos, dientes, condición corporal, medir el diámetro y observar la forma de los testículos, incluye también el evaluar la condición corporal (la condición corporal ideal antes del empadre es la condición de grado 6 en la escala en la que la condición 1 son animales flacos y 9 son obesos), machos mal alimentados y con bajo peso corporal pueden tener lesionados los testículos irreversiblemente o su recuperación puede ser muy lenta, lo que trae como consecuencia pérdidas económicas; en el caso de los toretes jóvenes, la pubertad se atrasa. En el caso de toros obesos estos presentan dificultades a la hora de montar a la hembra. (7, 9)

Los aplomos y las rodillas son muy importantes ya que si tienen problemas en estas zonas no pueden caminar para buscar las vacas en celo, ni pueden montar. La

salud en general es crítica ya que toros enfermos, viejos o lastimados son menos hábiles para la monta y tienen una menor calidad espermática. (9)

Existe una alta correlación entre el peso de los testículos y la circunferencia escrotal y entre el peso de los testículos y la producción de espermatozoides, de tal manera, que la circunferencia o diámetro testicular está directamente correlacionada con la producción de espermatozoides. Los toros con una mayor circunferencia escrotal pueden alcanzar más rápido la madurez sexual, producir más espermatozoides y tener una mayor normalidad en los espermatozoides. Se mide con una cinta métrica en la parte más ancha de los testículos. (9, 7)

Debe de efectuarse una cuidadosa inspección del prepucio y pene en busca de alteraciones, el prepucio debe ser palpado para descartar la presencia de adherencias, heridas o hematomas. Los toros con sangre Cebú son más propensos a tener lesiones debido a lo penduloso de éstos. Es común el prolapso del prepucio en animales cebuinos que terminan en problemas de acrobustitis. El pene debe ser examinado para la identificación de heridas, traumas o inflamaciones. Puede ser exteriorizado con la ayuda de un electroeyaculador o con la mano. Se han reportado algunas anomalías en el pene que son motivo de descalificación tales como hipoplasia del glande, duplicación parcial o total del pene, persistencia del frenillo del pene y la ausencia total de la flexura sigmoidea, la cual se detecta por la presencia de un pene corto. (7, 9).

Una vez realizada la recolección del eyaculado, debe conservarse en un recipiente con agua a 37°C para evitar los cambios de temperatura que afectan su calidad. (9)

La evaluación del semen se divide en dos partes:

1) Examen macroscópico.

2) Examen microscópico.

4.4.2 EXAMEN MACROSCÓPICO

4.4.2.1 Volumen: Los animales jóvenes y los de menor talla dentro de una especie producen menores volúmenes de semen, por lo que puede variar desde 1-8 cc. La mayoría de toros proporcionan de 3 a 6 cc. (19)

4.4.2.2 Color: depende de la cantidad de espermatozoides; cuando el semen es de buena calidad, presenta una coloración blanco lechosa o cremosa y cuando es de baja calidad su color es similar a leche aguada. (19)

4.4.2.3 Olor: el semen en buenas condiciones presenta un olor similar a la leche fresca. El olor a orina nos indica que el semen está contaminado con ésta. Cuando el olor es muy desagradable, se sospecha alguna enfermedad en los testículos o en otra parte del aparato reproductivo (19).

4.4.2.4 Aspecto: El semen debe tener aspecto opaco y relativamente uniforme, indicativo de alta concentración de células espermáticas. La muestra debe estar libre de pelo, suciedad y otros contaminantes (16).

4.4.2.5 pH: se determina mediante el empleo de una cinta calorimétrica, su valor varía entre 6.4 a 6.9; valores por encima de 6.9 son indicativos de semen de baja calidad. (19)

4.4.3 EXAMEN MICROSCÓPICO

4.4.3.1 Motilidad masal

La motilidad masal es juzgada de acuerdo con los movimientos en remolino observados en una sola gota de semen sin diluir. Se utiliza una escala de 1 a 5 en la que el 1 es "no movimiento" y 5 es "máximo". Se

observa al microscopio en menor aumento (10X). Se puede clasificar atendiendo a las características de las ondas en:

- Semen muy bueno: presenta ondas oscuras marcadas en rápido movimiento.
- Semen bueno: se observan ondas menos oscuras que el anterior, marcadas con movimiento moderado.
- Semen regular: presenta ondas claras con movimiento muy ligero.
- Semen malo: no hay ondas, se observan los espermatozoides inmóviles.

(19)

4.4.3.2 Motilidad

La valoración de la motilidad implica la estimación subjetiva de la viabilidad de los espermatozoides y la calidad de la motilidad. Por lo general se utiliza el análisis del espermatozoide con microscopio de luz. La motilidad individual se determina por los movimientos progresivos del espermatozoide. Una gota de semen, previamente diluida con citrato de sodio al 2.9 % se observa al microscopio con mayor aumento (40X) y se clasifica utilizando una escala de 0 a 100% en la que 0 es "no movimiento progresivo" y 100 es "máximo" (16, 7, 19)

De acuerdo al movimiento individual, el semen se clasifica de la siguiente manera:

- **Semen muy bueno:** igual o mayor de 70% de motilidad individual.
- **Semen bueno:** 50-69% de motilidad individual.
- **Semen regular:** 30-49% de motilidad individual.
- **Semen malo:** menor de 29% de motilidad individual. (19)

Aunque ninguna prueba por sí sola puede predecir con exactitud la fertilidad de una muestra de semen, el examen de diversas características físicas puede determinar mayor potencial de fertilidad. (16)

En general, los estándares mínimos para la clasificación de una muestra de semen de toro son:

- Más de 500 millones de espermatozoides por mililitro.
- Más del 50% de espermatozoides con movimiento progresivo hacia el frente.
- Más del 80% de células espermáticas con morfología normal.
- Motilidad por lo menos del 65%.
- Anormalidades morfológicas menores del 20%.
- Por lo menos 100 millones de espermatozoides por mililitro. (16, 22)

4.4.3.3 Morfología: Las anormalidades morfológicas se clasifican en primarias, secundarias y terciarias. Las primarias se relacionan con las cabezas espermáticas y el acrosoma; las secundarias con la presencia de gota en la porción media de la cola, y las terciarias con otros defectos de la cola. Para las primeras se acepta un valor entre 2 a 5% y para las segundas un valor de 10 a 14%. Las anormalidades morfológicas de los espermatozoides son las de mayor relación con la fertilidad en el ganado. El estrés por calor daña grandes cantidades de espermatozoides y los períodos de temperatura ambiental elevada, combinada con índices altos de humedad, pueden hacer al macho estéril hasta por seis semanas. (16, 19)

4.4.3.4 Concentración: el número de espermatozoides por mm^3 se determina diluyendo 0.1 cc de semen en 7.9 cc de Citrato de Sodio. La determinación exacta del número de espermatozoides y el volumen de eyaculado define el número de hembras que pueden ser inseminadas. La concentración se mide

usando un hematocitómetro, un colorímetro o un espectrofotómetro. El hematocitómetro es un portaobjetos que cuenta con cámaras numeradas con precisión. La cantidad de espermatozoides por cámara se cuenta manualmente lo cual disminuye la ventaja de ser preciso y rápido. El espectrofotómetro se utiliza para determinar las concentraciones de espermatozoides y debe calibrarse a 550 NM. La solución que se utiliza para diluir el eyaculado es Citrato de Sodio al 2.9% y 5 ml de Formalina por litro al 10%. La curva estándar para medir la concentración con respecto a incrementos del 0.5% de transmisión de luz proporciona el rango necesario para determinar la concentración. Sin embargo, los fotómetros no son exactos en caso de semen contaminado y si se agregan diluyentes turbios antes de calcular la concentración pueden confundir los resultados. La concentración de espermatozoides es de 2×10^8 espermatozoides/ml en toros jóvenes y 1.8×10^9 espermatozoides /ml en los maduros. (19, 16)

Los toros que a juicio del técnico reúnan las características mínimas necesarias en cuanto al examen físico, diámetro escrotal y calidad de semen se consideran como aptos para la reproducción, los sementales que no reúnan estas características, se consideran como insatisfactorios y se pueden probar seis semanas más tarde. Los toros maduros que en dos pruebas sucesivas sean insatisfactorios debe considerarse para el sacrificio, sin embargo, los toros jóvenes deben alcanzar plenamente la pubertad si resultan insatisfactorios antes de tomar una decisión respecto al sacrificio. (9)

4.5 PROCESAMIENTO DEL SEMEN PARA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL

Los propósitos del procesamiento del semen son los siguientes:

- Aumentar el volumen del eyaculado para inseminar mayor número posible de hembras.

- Proteger los espermatozoides para mantenerlos fértiles el mayor tiempo posible.

Para la dilución del semen se utilizan diferentes diluyentes, entre los más conocidos tenemos citrato-yema, fosfato-yema, lactosa-yema y diluyentes a base de leche. A estos diluyentes se les agrega antibióticos, con el propósito de frenar el desarrollo de gérmenes que puedan estar presentes en el eyaculado. El grado de dilución del semen depende de la concentración espermática y de la técnica de conservación. (16)

CUADRO # 1

Características del semen de los animales domésticos

	Vacuno de leche	Vacuno de carne	Oveja	Cerdo	Garañón	Perro	Gallo	Machos cabrios
Volumen (ml)	6	4	1	225	60	5	0.5	0.8
Concentración de espermatozoides (x 10⁹)	1.2	1.0	3.0	0.2	0.15	0.3	3.5	2.2
Total de espermatozoides (x 10⁹)	7	4	3	45	9	1.5	1.8	2.0
Espermatozoides con motilidad (%)	70	65	75	60	70	85	85	80
Espermatozoides morfológicamente normales (%)	80	80	90	60	70	80	90	90

Eyaculaciones por semana	4	4	20	3	3	3	3	20
Células vivas por inseminación (x 10⁶)	10	10	120	1.200	100	100	60	60
pH del semen	6.5 – 6.8	6.5 – 6.8	5.9	7.3 – 7.9	7.0 – 7.8	6.3 – 7.0	7.3 – 7.8	5.9

(5)

4.6 CLORHIDRATO DE XILACINA

El Clorhidrato de Xilacina (Rompun, Bay-Va 1470) se sintetizó en 1962 y se le denominó Bay-Va 1470. Fue descrita y utilizada por primera vez en bovinos y equinos por Sanger en 1968. En la actualidad es muy utilizada en la práctica ganadera debido a que ésta puede ser administrada en forma intramuscular (IM) así como también intravenosa (IV). En el año de 1979 se comenzó a utilizar en Canadá. En los Estados Unidos no ha sido aprobada para ser usada en animales para el consumo humano. La Xilacina es muy utilizada por los Médicos Veterinarios debido a que produce una excelente sedación y relajación muscular. (21, 14, 15)

La Xilacina tiene un tiempo de vida media de 1.2 minutos, se absorbe bastante rápido cuando es aplicada vía intramuscular y se genera una excelente sedación en diez minutos, vía intravenosa la sedación se da en un minuto. Los rumiantes requieren una décima parte de la dosis que se le da a un cerdo o a un caballo, esto se debe a que el ganado es mucho más sensible a sus efectos. Se ha demostrado que la duración de su efecto es mayor en el ganado Herford que en el Holstein. La administración de 0.05 mg / kg. vía IM produce una leve sedación en bovinos y altas dosis como 0.1 a 0.2 mg / kg. IM produce una alta sedación y recumbencia.

La dosis debe de ser reducida en animales que estén deprimidos o con hipovolemia, así como también en animales recién nacidos. Está contraindicada en vacas que se encuentran en el último trimestre de preñez, ya que ésta puede causar aborto o parto prematuro. Esto se debe a que se genera un efecto similar al de la Oxitocina a nivel del útero lo cual hace que se aumente la presión intrauterina.

(21, 15, 14)

Los reflejos faríngeos y laríngeos están ausentes en altas dosis por lo que hay que tener extrema precaución para evitar la neumonía por aspiración. Esta droga puede ser utilizada como pre medicamento antes de administrar una anestesia intravenosa o inhalada. La intubación endo-traqueal puede realizarse a partir de los 0.2 mg /kg. de Xilacina. (21, 15)

Muertes inesperadas han sido reportadas en ovejas luego de su administración. En muchos de los casos, las muertes están asociadas a pacientes debilitados, con hipovolemia y a la poca tolerancia a los anestésicos. (21)

La Xilacina es metabolizada por el hígado y eliminada en su mayoría por la orina. Estudios experimentales en ganado donde se ha administrado en dosis de 0.33 mg/kg IM ha demostrado que los residuos en la leche han disminuido hasta 0.01 ppm 60 horas después de haber aplicado la inyección y 72 horas después, el total de residuo es menor a 0.1 ppm. Esta droga produce bradicardia y puede disminuir hasta un 30% el rendimiento cardíaco. Puede generar una hiperglicemia en ganado ya que se ha reportado un aumento de hasta un 200% de glucosa en el plasma y 400% en la producción de la glucosa hepática. (21)

Este fármaco produce un incremento en la producción de orina, esta diuresis está asociada a la hiperglicemia, aunque la principal causa de la diuresis es debido a que se suprime la liberación de la hormona antidiurética. Es muy importante tener esto en mente, ya que si el animal padece de obstrucción renal puede originar una ruptura vesical. (21, 15)

La Xilacina causa hipotermia en algunas especies, pero en el ganado es poco probable a excepción del ganado muy joven. Es importante no dejar que los animales se recuperen de la anestesia bajo el sol, ya que esto origina una hipertermia. Por otro lado, los animales sedados mantienen la habilidad de toser, eructar y tragar. Es muy importante durante la recuperación de los animales chequear si el animal está eructando para evitar así el timpanismo (15).

Su administración puede originar atonía ruminal y timpanismo en un corto período de tiempo. Se cree que este período de baja motilidad gastrointestinal es la que origina la diarrea que se observa 12 a 24 horas después de haber utilizado este fármaco. (21)

El efecto de la Xilacina puede ser revertida en el ganado con estimulantes no específicos como el Doxapram y estimulantes específicos como la Yohimbina. En la actualidad también se están utilizando el Atipamezol y el Idazoxan que pertenecen al grupo de los 2- alfa antagonistas adrenérgicos (15).

4.6.1 Farmacología

Farmacológicamente la Xilacina se clasifica como analgésica y sedante. No es un agente neuroléptico ni tranquilizante, ni anestésico. Está aprobada por la FDA para uso en perros, gatos, caballos, ciervos y alces. No produce alteración del SNC (sistema nervioso central) generalmente inducida por analgésicos narcóticos en ratones, ratas y gatos, sino que produce en estas especies depresión y sedación. (4)

Estudios electroencefalográficos llevados a cabo en conejos y gatos sugiere que la Xilacina activa los alfa-adrenoceptores centrales relacionados pero distintos de los alfa-adrenoceptores periféricos. Es un agente alfa-simpaticomimético con potente acción antinoceptiva o analgésica en roedores (Schmitt et al., 1974). La acción es

antagonizada por Yohimbina y Piperoxan. Ya que la Yohimbina está clasificada como un bloqueante específico de los alfa-adrenoreceptores presinápticos, la Xilacina aparentemente induce su principal efecto en este lugar de acción (Hedler et al., 1981). Los receptores que controlan el almacenamiento y/o la liberación de Dopamina neuronal central y de Norepinefrina, parecen ser alfa-adrenoreceptores. (4)

Los ensayos de toxicidad en ganado vacuno han demostrado que la DL50 de la Xilacina en ganado vacuno adulto es de unas 3 veces más alta que la dosis recomendada de 0.3 mg/kg. Según Hopkins (1972) esta dosis es unas seis veces la indicada para la mayoría de los casos clínicos. (4)

La temperatura corporal del ganado vacuno alcanza un incremento máximo (1.9° C) a las 4-5 horas tras la inyección I.M. de 0.2 mg/kg de Xilacina (Young, 1979); ésta permanece elevada después de 12 horas y no retorna a los valores de pre-inyección hasta 18 horas después de la inyección. (4)

El tipo de sedación producido en el ganado vacuno es similar al producido por el Hidrato de Cloral (Clarke y May, 1969). Además, la analgesia no se presenta excepto en animales con profunda sedación, por lo que suelen necesitar un suplemento con un analgésico local o general para prevenir movimientos como respuesta a estímulos nociceptivos. (4)

4.6.2 Dosificación

Cuadro # 2

ESPECIE	INTRAVENOSA (mg/kg)	INTRAMUSCULAR (mg/kg)
Equina	0.5-1.1	1-2
Bovina*	0.03-0.1	0.1-0.2
Ovina*	0.05-0.1	0.1-0.3
Caprina*	0.01-0.5	0.05-0.5
Suina	-	2-3
Canina	0.5-1	1-2
Felina	0.5-1	1-2

- Deben utilizarse dosis más pequeñas si se desea sedación sin postración. (4)

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Recursos humanos

Se emplearán los conocimientos teóricos y prácticos de los asesores de dicho estudio: Dr. Freddy González, Dr. Sergio Veliz y Dr. Leonidas Ávila. Así mismo, la autora de dicho proyecto, Br. Ana Ruby Escamilla, así como el personal de la finca en donde se realizó la parte práctica del mismo.

5.2 Recursos de laboratorio

- Microscopio
- Porta objetos
- Bolsas plásticas

5.3 Recursos de Campo

- 60 toros Bos indicus
- Electroeyaculador
- Guantes para palpar
- Pick Up
- Cronómetro

5.4 Recursos biológicos

- Clorhidrato de Xilacina
- Jeringas
- Agujas

5.5. Metodología de campo

Se utilizaron 38 toros de raza Bos indicus, de 4 años de edad aproximadamente, los cuales provienen de una ganadería de carne ubicada en la aldea Raxuja, Chisec Alta Verapaz.

La primera colecta de semen se realizó sin aplicación de Xilacina, en donde se midió el tiempo de colecta. Seis meses después se realizó una segunda colecta utilizando previamente Xilacina en dosis de 0.05 mg/kg (diez minutos antes de iniciarse la estimulación eléctrica para la obtención de semen) evaluándose si existe variación en el tiempo de obtención del eyaculado.

Previo a realizar la colecta de semen se hizo restricción física al toro en una manga de trabajo y se realizó el vaciado de la vejiga urinaria y del recto por medio de masaje a nivel de la próstata.

El masaje en la próstata se realizó hasta que el animal desenvainó el pene, al ocurrir esto se introdujo el electroeyaculador en el recto. Se aplicaron diversos estímulos con variaciones en el voltaje, con el fin de que éste eyaculara. La primera porción del eyaculado no se tomó ya que es un líquido que puede estar contaminado de secreciones urinarias, además de esto carece de espermias viables. Seguidamente inició la secreción de semen, por lo que se mantuvo el ritmo y el incremento de la estimulación eléctrica para lograr la secreción de semen. El semen se colectó en bolsas de plástico previamente esterilizadas. Se observó la calidad del semen en el área de trabajo por medio de un microscopio portátil.

- Diseño estadístico:

Se utilizó un diseño completamente al azar con 2 tratamientos.

- Análisis estadístico:

- Variable: Tiempo de obtención del semen (minutos)

Se utilizó:

1. Estadística descriptiva, media, desviación estándar y coeficiente de variación.
2. Se utilizó un análisis de varianza de una vía.
3. Tablas y gráficas.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la realización de este estudio se utilizó un total de 38 toros de raza Bos indicus de aproximadamente 4 años de edad, de una finca de ganado de carne ubicada en la aldea Raxuja, Chisec Alta Verapaz. Los valores de tiempo de obtención de semen se presentan en el cuadro No. 1 (ver anexos)

Los datos obtenidos permiten observar y concluir que el tiempo de colecta de semen sin la aplicación de Xilacina fue de 6.67 ± 1.50 minutos/animal. Por el contrario el uso de la Xilacina en dosis de 0.05 mg/kg redujo el tiempo de colecta de semen, siendo este de 2.68 ± 0.13 minutos/animal, por lo que el tiempo de obtención de semen se redujo en un 60%. (ver anexos cuadro #1)

En la literatura hasta ahora existente no se encuentran datos relacionados con los efectos que el uso de la Xilacina tiene en la obtención del semen. Ahora bien, en la presente investigación se pudo comprobar que sí hubo una variante de tiempo al aplicar la Xilacina a los toros. El tiempo total de trabajo para el Médico Veterinario sin el uso de este fármaco fue de cuatro horas con treinta minutos, mientras que con su uso fue de dos horas.

En resumen, la utilización de Clorhidrato de Xilacina favorece la colecta de semen y la evaluación andrológica.

VII. CONCLUSIONES

1. El tiempo de colecta de semen sin el uso de la Xilacina fue de 6.67 ± 1.50 minutos/animal. Con la Xilacina el tiempo fue de 2.68 ± 0.13 minutos/animal lográndose una reducción del tiempo en un 60%.
2. La aplicación de Xilacina reduce el tiempo de colecta de semen de toros, con lo que se reduce el tiempo de trabajo por parte del Médico Veterinario.
3. La aplicación de Xilacina en dosis de 0.05 mg/kg genera una leve sedación, facilitando el manejo de los toros y aumentando los niveles de seguridad en el trabajo.

VIII. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda el uso de la Xilacina en toros agresivos para la colecta de semen.
2. La dosis recomendada es de 0.05 mg/kg vía IM. Dosis más altas como de 0.1-0.2 mg/kg IM produce una alta sedación y recumbencia.
3. El animal debe tener al menos 1 mes de descanso sexual antes de hacer cualquier evaluación de la calidad del semen.
4. No usar este producto en forma indiscriminada.

IX. RESUMEN

En el presente estudio se utilizaron 38 toros de raza Bos indicus, aproximadamente de 4 años de edad y temperamento agresivo. El objetivo era establecer los efectos positivos o negativos de la Xilacina en la obtención de semen.

Se procedió a trabajar con los animales en dos fases separadas:

La primera fase del procedimiento se realizó sin el uso de la Xilacina, el tiempo de colecta de semen fue de 6.67 ± 1.50 minutos/animal.

En la segunda fase se aplicó Xilacina I.M en dosis de 0.05 mg/kg, en donde el tiempo de colecta de semen fue 2.68 ± 0.13 minutos/animal. El tiempo de colecta de semen se redujo en un 60%.

El uso de este fármaco facilita el manejo de estos animales nerviosos y aumenta la seguridad de los empleados y del Médico Veterinario. Este dato permite establecer que también se reduce el tiempo de trabajo por parte del Médico Veterinario.

X. BIBLIOGRAFÍA

1. Aparato genital masculino (En línea) Consulta 6.jun.2005. Disponible en http://soko.com.ar/Biologia/cuerpo_humano/Ap_gen_m.htm
2. Aparato genital masculino (En línea) Consulta 6.jun.2005. Disponible en <http://64.233.187.104/search?q=cache:Lx2VEqY31bQJ:docencia.udea.edu.co/ca/Anatomia/documentos/sisGenitalMasculino.pdf+flexura+sigmoidea+del+toro&hl=es>
3. Bortoni, L. 1999. Electroeyaculador (En línea) Consultado 6. jun.2005. Disponible en www.engormix.com/s_companies_showcase_products_show.asp?prod=1819&vid=555
4. Booth, NH.; McDonald, LE.; 1988. Farmacología y terapéutica veterinaria. Trad. Miranda, FI.; Illera, M.; Lorenzo, LP.; Ovejero, FA.; Navarro, AA.; González, JM.; Román, AG.; Lozano, I.; Malvenda, PD.; Sánchez, FS.; Iniesta, JF.; Vilas, JT.; Martín, MC. Zaragoza, España., Acribia. 819 p.
5. Bermudez, V. 2004. Patología de la reproducción en el semental bovino (En línea) Consulta 6.jun.2005. Disponible en <http://www.pcca.com.ve/vb/articulos/vb62p18.html>
6. Barrios, D. 2002. Consideraciones básicas acerca de la extracción de semen de toro mediante electroeyaculado No.45 (En línea) Consulta 6.jun.2005. Disponible en <http://www.pcca.com.ve/vb/articulos/vb45p68.html>
7. Bury, N; Bohada, E. 1993. Características de un buen productor bovino (En línea) Consulta 6.jun.2005. Disponible en <http://www.ceniap.gov.ve/publica/divulga/fd44/texto/caracteristicas.htm>
8. Barrillas, AL. 2005. Efecto de la aplicación de uncilato de boldenona sobre la calidad espermática en bovinos para su utilización como sementales. Tesis Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. 42p
9. Cervantes, R. s.f. La prueba de fertilidad como método para evaluar toros. Portal el ganadero (En línea) Consultado 6.jun.2005. Disponible en www.ganaderia.com.mx/articulos/genetica/?tema=gen001

10. Deutscher, H. 2002. Aparato reproductor del toro No.35 (En línea) Consulta 6.jun.2005
Disponible en <http://www.pzca.com.ve/vb/articulos/vb35p12.html>
11. Dyce, KM.; Sack, WO.; Wensing, CJG. 1999. Anatomía veterinaria. 2da edición.
México, McGraw-Hill Interamericana. 952p.
12. Fertilidad en los machos (En línea) Consulta 6.jun.2005. Disponible en
http://www.uc.cl/sw_educ/prodanim/caracter/fi1c.htm
13. Fertilidad en los machos (En línea) Consulta 6.jun.2005. Disponible en
www.uc.cl/sw_educ/prodanim/caracter/fi3.htm
14. Garner, HE.; Coffman, JR.; Short, CE. 1974. Large Animal Surgery; Anesthesia. The
Williams and Wilkings Company. E.U.A P.103-106.
15. Jones, RS. 1994. Anestesia in Cattle (I)-General Anestesia. The Bivine Practitioner.
No. 28:1-3
16. Macias, JG.; Magaña, A.; Montoya, LA.; Rojas, LA.; Villalba, LA. 2003. Evaluación del
semen (En línea) Consultado 6.jun.2005. Disponible en
www.visionveterinaria.com/articulos/119.htm
17. McDonal, LE. 1978. Reproducción y endocrinología veterinaria. Trad. Dra. Georgina
Guerrero. 2 ed. México, Nueva Editorial Interamericana, S.A. 466p.
18. Nalvandov, AV. 1969. Fisiología de la reproducción. Trad. Dr. Arsenio Fraile Ovejero.
Zaragoza, Acribia. 303p.
19. Olivares, R.; Urdaneta, R. 1985. Colección, Evolución y procesamiento del semen.
Revista de difusión de tecnología agrícola y pesquera del FONAIAP No. 17(En línea)
Consultado 6.jun.2005. Disponible en [www.ceniap.gov.ve/bdigital/
fdivul/fd17/texto/coleccion.htm](http://www.ceniap.gov.ve/bdigital/fdivul/fd17/texto/coleccion.htm)
20. Reproducción de los animales de la finca: Anatomía funcional masculina (En línea)
Consulta 6.jun.2005. Disponible en
<http://www.uprm.edu/wciag/anscience/Anatomiamasc.html>

21. Trim, CM. 1981. Sedation and General Anesthesia in Ruminants. The Bovine Practitioner. No.16:137-143.
22. Zambrano R. 2002. Colecta de semen (En línea) Consulta 6.jun.2005. Disponible en www.unionganaderanl.org.mx/procesossemen.asp

XI. ANEXOS

11.1 Cuadro No. 1 Valores de tiempo de obtención de semen. Aplicación de Clorhidrato de Xilacina (0.05mg/kg) en toros como facilitador de la colecta de semen con el método de electroeyaculador. Guatemala, Octubre 2005.

COLECTA DE SEMEN	TIEMPO MINUTOS/ANIMAL	DESVIACIÓN ESTÁNDAR/MINUTOS	COEFICIENTE DE VARIACIÓN/%
Sin Xilacina	6.67	1.50	22.54
Con Xilacina	2.68	0.13	30.22

11.2 Cuadro No. 2: Promedio de tiempo para la colecta de semen/toro antes y después de la administración de Xilacina vía IM. Guatemala, agosto. 2005

NO. TORO	OBTENCION DEL SEMEN SIN XILACINA (Minutos)	OBTENCION DEL SEMEN CON XILACINA (Minutos)
10211/6	5.0	2
03/005	6.0	3
282/2	6.5	2.5
355/4	4.5	3.5
1/427	7.0	1.5
210/2	5.5	2.5
5/685/2	6.0	2
36/6	6.0	3
47/1	7.5	2.5
32/1	7.0	2.5
11/002	6.0	3
004/61	5.5	2
06/001	8.0	4
81/4	6.0	2.5
515/5	8.0	2
1/449	7.5	2.5
543/2	3.0	2
06/005	5.5	3.5
15/510	8.0	2.5
448/1	7.5	4
1/426	8.0	3
686/5	7.0	3.5
11/005	9.0	1
5/491/4	6.5	3
33/4	7.0	2.5
697/5	7.5	5
500/4	10.0	2
549/2	5.0	3.5
234/5	5.5	1.5
114/8	7.0	3
201/3	8.0	2
655/5	8.0	3
12/005	4.0	2
683/2	7.0	3
73/4	7.0	3
51/7	8.0	3.5
114/2	9.0	3
83/7	4.0	1.5

11.3 Figura 1: Tiempo de colecta de semen por animal antes y después de la administración de Xilacina IM. Guatemala, agosto 2005.

