



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLÁN**

COLECCIÓN Y CRIOPRESERVACIÓN DE SEMEN DE
VENADO TEMAZATE (*Mazama americana*) POR
ELECTROEYACULACIÓN.

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA:

ELDA ELENA SOTELO PÉREZ

ASESOR: Dr. SALVADOR ROMO GRACÍA

COASESOR: MVZ M. en C. SAÚL SOTO MENDOZA

CUAUTITLÁN IZCALLI, EDO. MÉX. 2011



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIA.

A mi MAMÁ y mi PAPÁ porque soy un reflejo de su trabajo y esfuerzo y aunque no soy muy consciente de todo lo que han hecho por mí espero poder retribuirles de esta forma un poco de todo lo que me han dado.

A mi PAPÁ por tantísimo apoyo, amor y respeto a mis decisiones, por nunca apartarse de mi lado y por brindarme una mano fuerte en la cual me puedo apoyar.

A mi MAMÁ por dedicarme su tiempo, su paciencia, su dedicación, su apoyo, su amor y su vida, y por luchar contra los problemas día a día conmigo o a pesar de mí.

A mi HERMANA por ser mi respaldo y mi apoyo cuando parece que todo alrededor se empieza a derrumbar, porque a pesar de todo sigue fuerte y de pie, demostrándome que yo también puedo.

Y a mis niños IAN y JIMENA por ser mi motor y las luces más brillantes en mi camino, este trabajo también va para ustedes porque su sola presencia me recuerda que vale la pena seguir luchando por algo mejor.

LOS AMO FAMILIA Y ESTE TRABAJO ES PARA USTEDES QUE
SON MI PRINCIPAL IMPULSO

AGRADECIMIENTOS.

En primer lugar quisiera agradecer a la vida y a Dios por cumplir mi más grande deseo de seguir este camino tan divertido, lleno de satisfacciones y tan noble, que me llena de orgullo y que espero seguir plenamente.

A mis asesores: En primer lugar al Dr. Salvador Romo por interesarse en esta tesis y brindarme la oportunidad de desarrollarla libremente, pero sobre todo por su valiosa ayuda, Muchas Gracias!.

A Saúl Soto por brindarme la oportunidad de participar en el proyecto, por ofrecerme las herramientas y el entusiasmo de meterme en un mundo nuevo para mí y lleno de cosas interesantes, muchas gracias por todo lo que he podido aprender desde el servicio, por tu paciencia pero sobre todo y muy importante muchas gracias por brindarme tu apoyo y tu amistad.

A los médicos del Zoológico de Chapultepec, al Dr. Javier Ojeda por tener la mejor disposición y actitud para lo que hizo falta y al Dr. Edgar Gayosso por brindar el apoyo necesario en este proyecto. Y muy especialmente a Antonio Sandoval Z. por compartirme sus conocimientos, su tiempo y lo más importante su paciencia, por asesorarme cuando lo necesite y por su confianza, muchas gracias por TODO Toño!. Y en general a todos los involucrados de forma indirecta, haciendo que el tiempo que pasé en el zoo fuera agradable y lleno de experiencias únicas, por sus ganas de ayudarme y divertirme siempre, gracias a Mariano Sánchez y a Agustín Rodríguez.

A los doctores Enrique Esperón, Alfredo Medrano, Gerardo López y Tiziano Santos, que forman parte de mi jurado y que mostraron la disposición y el interés por mi trabajo, que me ayudaron a mejorarlo y por permitirme aprender de él hasta el final.

En general muchas gracias a todos los profesores de la FES-C de MVZ que me compartieron y contagiaron su ética, su compromiso y su amor por la Veterinaria por demostrarme año con año que tome la decisión correcta y por mostrarme lo maravilloso de esta profesión.

También quiero agradecer a mis Papas y a mi Hermana, por su inagotable amor y apoyo en todos los sentidos, porque sin ustedes no hubiera logrado concluir mi más grande meta hasta ahora, porque me permitieron disfrutar cada paso. Muchas gracias por todos los sacrificios que han hecho para que este aquí y por soportarme en mis momentos más difíciles. GRACIAS!!

Gracias a mi Cuñado Cesar por su ayuda y al resto de mi familia a mis Tíos, Primos, Sobrinos. A la familia Pérez gracias por sus ocurrencias y locuras y a todos de la familia Sotelo por su presencia y respaldo. GRACIAS FAMILIA porque sé que puedo contar con ustedes!.

Gracias a Alfonso Hernández por ser la persona más cercana a mí y la que mejor me conoce a pesar de que estamos lejos. Muchas gracias por quererme y apoyarme, por entenderme y por confiar en mí como nunca nadie lo había hecho. Te Amo y en verdad muchas gracias por todo lo que haces por mí.

Muchas gracias a los que corrieron este camino conmigo, porque me di cuenta que no soy la única que desde que tiene memoria quiere dedicar su vida a los animales y por qué se que tendré colegas en quien confiar y apoyarme siempre.

A mi mejor amigo Gabriel Cervantes (Gabo) no solo por ser mi amigo, si no por convertirse en mí hermano. Gracias por creer en mí y darme la fuerza y confianza para que yo también lo hiciera, sin ti nada hubiera sido tan padre como fue y sabes que siempre vas a contar conmigo. Te quiero mucho!.

A Cirani Obregón (Cherry) a la que QUIERO, respeto y admiro mucho, por ser mi modelo a seguir durante mucho tiempo y por ser de mis mejores amigas, Gracias por brindarme tu confianza y tu cariño y sabes que siempre contarás conmigo sin importar que pase.

A Edén Nolasco por ser parte de mi vida desde que comenzamos este camino, por tu amistad constante, por tu confianza y por ayudarme a darme cuenta que no estoy sola nunca, y sabes que tú tampoco lo estarás porque siempre contarás con mi apoyo. Gracias nenis, te quiero!.

Muchas gracias a Antonio Sandoval Martínez (Toño) porque siempre me brindo grandes momentos y porque también es como mi hermano., Muchas Gracias Toño por cuidarme y acompañarme siempre y gracias por compartir tus experiencias y aventuras con nosotros y por hacernos reír siempre.

A mis amigas y compañeras Perla Cortés y Maricarmen Valdez, porque a pesar de que pasa y pasa el tiempo seguimos siendo las mismas cuando estamos juntas, porque me regalan su confianza y su amistad así como yo les regalo las mías. GRACIAS MUCHACHAS.

Y pues muchas, muchas, muchísimas gracias a todos mis amigos por permitirme meterme en sus vidas aunque fuera a la fuerza! y compartir no solo las clases y las prácticas

conmigo, sino también un millón de experiencias divertidas y difíciles que me enriquecieron como no tienen idea en muchos aspectos. Mil gracias a Juan Tovar por ser mi amigo desde hace mucho tiempo, te quiero mucho amigo!!, a Juan Manuel Valle, Manuel Camacho (Taka), Andrés Bucio, Olga Sánchez, Israel Fernández por estar desde el principio y quedarse hasta el final!! Y también muchas gracias a Oliver Olivares, a mi primo Román Hernández, a Gabriela Díaz mi prima por puro gusto, Tere Cruz, Tania García, Raquel Cruz, Héctor Cazares, y a quien se me olvide, por darme chance de conocerlos y la oportunidad de ser su amiga, mil gracias por todo lo que pasaron conmigo, y a TODOS por hacerme más fuerte y ayudarme siempre, por regalarme su confianza y por pasar grandes momentos juntos! GRACIAS.

Y muchas y muy especiales gracias a mis amigas de toda la vida, con las que pretendo envejecer aunque sea de lejos y que siempre están y estarán conmigo, muchas gracias por tanto tiempo y dedicación y por no dejarme nunca: Emma Solórzano, Deida Gutiérrez y Rosa Herrera, LAS QUIERO MUCHO!!

Y a todos mis amigos y maestros ajenos a esta área que aunque no tuvieron nada que ver en este trabajo están involucrados en mi vida y me dan el optimismo y las ganas de salir adelante y demostrarme que siempre hay algo bueno que ver de las cosas malas y definitivamente por ayudarme a disfrutar más aún la vida, GRACIAS!! a mi parejita Allan Flores, a Marlenne García, Andrea Bustos, Annallely Moreno y al profesor Fernando Urbina por regalarme un hobby y una pasión!! Y a todos mis amigos de danza de la FES-C que quiero y extraño tanto.

Y aunque ya fue mucho, nuevamente GRACIAS A TODOS, por poner su granito de arena!.

ÍNDICE GENERAL.

	<i>Pág.</i>
i. Resumen.	11
1. Introducción.	12
1.1. Los ciervos del mundo.	12
1.2. Los ciervos de México.	12
1.3. El Venado Temazate (<i>Mazama americana</i>).	13
1.4. Clasificación taxonómica.	14
1.5. Distribución geográfica.	15
1.6. Biología del Venado Temazate.	15
1.7. Importancia biológica y ecológica del Venado Temazate.	16
1.8. Estado de conservación.	17
1.9. Aspectos reproductivos.	18
1.9.1. Recolección de semen.	18
1.10 Efecto de la anestesia en la electroeyaculación.	19
2. Justificación.	20
3. Objetivos.	21
4. Metodología.	22
4.1. Animales.	22
4.2. Periodo de estudio.	22
4.3. Manejo de los ejemplares.	23
4.4. Evaluación del aparato reproductor.	24
4.4.1. Determinación del volumen testicular.	24
4.5. Colecta de semen por electroeyaculación.	25
4.6. Evaluación del semen.	26
4.6.1. Motilidad individual.	27

4.6.2. Concentración.	28
4.6.3. Viabilidad.	28
4.6.4. Morfología.	29
4.6.5. Madurez.	30
4.7. Congelación del semen.	30
4.7.1. Dilución.	30
4.7.2. Empajillado.	30
4.7.3. Periodo de equilibrio.	30
4.7.4. Congelación.	31
4.7.5. Almacenamiento.	31
4.8. Descongelación.	31
4.9. Análisis estadístico.	32
5. Resultados.	33
5.1. Características morfométricas.	33
5.2. Colección de semen.	33
5.3. Evaluación del semen.	36
5.3.1. Motilidad individual.	36
5.3.2. Concentración.	37
5.3.3. Viabilidad.	38
5.3.4. Morfología.	38
5.3.5. Madurez.	41
5.4. Descongelación del semen.	42
5.4.1. Motilidad individual.	42
5.4.2. Viabilidad.	42
6. Discusión.	43
6.1. Volumen del eyaculado y volumen testicular.	43

6.1.1. Tamaño testicular y fotoperiodo.	43
6.2. Colección de semen.	44
6.3. Evaluación del semen.	45
7. Conclusiones.	47
8. Bibliografía.	48
9. Anexo 1.	53

ÍNDICE DE CUADROS.

	<i>Pág.</i>
Cuadro 1. Identificación e historia reproductiva de 5 ejemplares de Venado Temazate (<i>M. americana</i>).	22
Cuadro 2. Fechas de Colecta de semen por electroeyaculación.	23
Cuadro 3. Volumen testicular (\bar{x}).	33
Cuadro 4. Características de la electroeyaculación utilizando el electroeyaculador de campo.	35
Cuadro 5. Características de la electroeyaculación utilizando el electroeyaculador de voltaje variable.	36
Cuadro 6. Parámetros obtenidos en la evaluación de semen para 5 Venados Temazate Evaluación (<i>M. americana</i>) del Zoológico de Chapultepec.	37
Cuadro 7. Concentración.	8
Cuadro 8. Total de anomalías primarias y secundarias encontradas.	41
Cuadro 9. Relación entre volumen testicular (cm^3) y volumen eyaculado (μl).	41
Cuadro 10. Comparación entre viabilidad y motilidad de semen fresco y descongelado.	42

ÍNDICE DE FIGURAS.

	Pág.
Fig. 1. Venado Temazate.	13
Fig. 2. Localización de <i>M. americana</i> en la Republica Mexicana	15
Fig. 3. Fotografía de Venado Temazate (<i>M. americana</i>) en su ambiente natural.	15
Fig. 4. Fotografía de carretera que atraviesa la selva en el estado de Tabasco.	17
Fig. 5. Examen clínico del ejemplar y estabilización.	23
Fig. 6. Inspección del aparato reproductor.	24
Fig. 7. Medición testicular.	24
Fig. 8. Limpieza del prepucio.	25
Fig. 9. Electroeyaculador de campo.	25
Fig. 10. Electroeyaculador de voltaje variable	26
Fig. 11. Laboratorio de reproducción “MVZ Juan Téllez Girón”	27
Fig. 12. Colorante utilizado en el frotis.	28
Fig. 13. Tinción con Eosina-Nigrosina.	28
Fig. 14. Clasificación de la morfología espermática.	29
Fig. 15. Congelación.	31
Fig. 16. Almacenamiento.	31
Fig. 17. Sujeción del pene para recibir el eyaculado.	34
Fig. 18. Erección y eyaculación.	34
Fig. 19. Retracción del pene.	34
Fig. 20. Espermatozoide morfológicamente normal.	39
Fig. 21. Anormalidades cabeza.	39
Fig. 22. Anormalidades de pieza media.	39
Fig. 23. Anormalidades de la cola	40

i. RESUMEN.

Sotelo Pérez Elda Elena. Colección y criopreservación de semen de Venado Temazate (*Mazama americana*) por electroeyaculación. (Bajo la dirección de: Dr. Salvador Romo García y MVZ M. en C. Saúl Soto Mendoza.)

El Venado Temazate (*Mazama americana*) se encuentra en México desde Tamaulipas hasta la península de Yucatán (Vergara 2009), y está clasificado en CITES como especie frágil, dentro del apéndice III (Reid, 1994). La información reproductiva de esta especie es poca y este estudio tiene la finalidad de generar información que podría ser de utilidad en el futuro. Se utilizaron cinco ejemplares con edades de 2 a 11 años, mantenidos en cautiverio dentro del Zoológico de Chapultepec de la Ciudad de México, a los cuales se les realizaron dos electroeyaculaciones, utilizando dos equipos con diferentes características, los manejo fueron realizados durante Mayo a Septiembre de 2010, e incluyeron un procedimiento anestésico y la inspección del aparato reproductor., se encontró un volumen testicular en promedio (\bar{X}) de $14.96 \pm 6.38 \text{ cm}^3 \text{ DE}$ (Desviación Estándar).

Las muestras de semen obtenidas por electroeyaculación fueron diluidas con Triladyl® y se evaluaron las características de concentración y motilidad individual, y se realizaron frotis de las muestras tiñéndolas con Eosina-Nigrosina para determinar viabilidad, morfología y madurez. El promedio \pm DE de las variables estudiadas en el semen fueron: Volumen: $131.6 \pm 25.9 \mu\text{l}$, $89.25 \pm 2.97 \%$ de motilidad, con una concentración promedio de $1,595 \times 10^6$ espermatozoides/ml, viabilidad de $93 \pm 1.22 \%$, $17.12 \pm 3.09 \%$ de espermatozoides morfológicamente anormales y 89.75 ± 1.51 de madurez. Las muestras fueron congeladas y posteriormente se evaluó la motilidad y la viabilidad al descongelar, obteniéndose un promedio \pm DE de 50.66 ± 18.39 para motilidad y 54.83 ± 20.28 de viabilidad. De los resultados se concluyó que las muestras obtenidas presentaron concentraciones espermáticas muy elevadas a pesar del bajo volumen (μl) recuperado, logrando los mejores resultados en el primer manejo en el cual se utilizó un electroeyaculador de campo. Se pudo observar que los animales con mayor volumen testicular también se presentaron mayor volumen de semen. Así mismo el procedimiento de congelación utilizado fue efectivo para la mayoría de las muestras, ya que se lograron preservar las células espermáticas viables y dentro de los parámetros aceptados.

1. INTRODUCCIÓN.

1.1. Los ciervos en el mundo.

Los ciervos o venados pertenecen al suborden de los rumiantes, existen 19 géneros y alrededor de 50 especies (Vergara, 2009). Su principal característica es la presencia de astas, las cuales mudan cada año y sólo se forman en los machos, ya que su crecimiento está regulado por las hormonas sexuales (Nowak, 1999). Los ciervos habitan la totalidad de Europa, Asia, América, el norte de África y determinadas tierras árticas de forma nativa, además han sido introducidos en Nueva Zelanda y Australia, ocupando así una gran variedad de hábitats (Alcérreca y Mato, 1999). En general poseen cuerpos flexibles y compactos con patas largas las cuales les permiten moverse por terrenos accidentados (Vergara, 2009). El tamaño de los ciervos varía mucho desde el Alce (*Alces alces*) que puede alcanzar una altura de 2.35 metros a la cruz, hasta el Pudú sudamericano (*Pudu pudu*) que no sobrepasa los 0.25 metros a la cruz (Alcérreca y Mato, 1999).

1.2. Los ciervos en México.

Los ciervos en México se distribuyen en todo el territorio y existen tres especies: El Ciervo Mulo o Venado Bura (*Odocoileus hemionus*), cuya presencia se restringe al norte y noreste del país; el Venado Cola Blanca (*Odocoileus virginianus*), el cual se reconoce como el de más amplia distribución geográfica y ecológica; y el Venado Temazate o Yuc (*Mazama americana*) (Alcérreca y Mato, 1999).

1.3. El venado Temazate (*Mazama americana*).

Es el más pequeño de los cérvidos de México (Fig.1). Presenta un cuerpo esbelto, de color pardo rojizo en el dorso, haciéndose más claro hasta llegar a la zona del vientre donde se torna de color blanco al igual que la parte interna de las patas. Las crías presentan una coloración similar pero con lunetas blancas que se extienden por la espalda. Al nacer pesan entre 0.510 y 0.567 kg y a la edad adulta alcanzan un peso de 11 a 15 kg. (Ceballos y Oliva, 2005). Los machos presentan astas sin ramificar normalmente de entre 5 y 9.6 cm. de longitud, son gruesas en la base y se adelgazan en la punta, siendo casi paralelas e inclinadas ligeramente hacia atrás, el ciclo de muda de las astas sucede cada año y las hembras presentan cuatro glándulas mamarias (Nowak, 1999).



Fig. 1. Venado Temazate. (INBIO, 2010).

En Sudamérica se le conoce con diferentes nombres, llamándolo principalmente Cabro, Cabro de Monte, Cabrito, Antelope, Corzo, entre otros (Morán, 2004; Reid, 2009). En México se le conoce como Venado Temazate, Yuc, Venado Colorado, o Huitzivil; dentro de la cultura Maya se le conocía como “Keh” y actualmente entre los pobladores de la península de Yucatán se le conoce como “el rojo Yuk” (Mandujano *et al.*, 2010).

1.4. Clasificación taxonómica.

Los ciervos del género *Mazama sp.*, también llamados neotropicales no han sido estudiados lo suficiente en relación a su taxonomía ya que la mayoría vive en las selvas y bosques muy densos, limitando el acceso a estas especies (Fowler y Zalmir, 2001). Para los animales que habitan en México su clasificación había sido confusa, ya que por casi un siglo se pensó que solo existía la especie *M. americana*, hasta que Merriam en 1901, clasificó dos especies diferentes en la península de Yucatán: *M. americana* y *M. pandora* (Ceballos y Oliva, 2005). Finalmente en 1998, se reconocieron y clasificaron como Temazate rojo (*M. americana*) y Temazate café (*M. pandora*) clasificando a éste último como especie endémica de la península de Yucatán (CONABIO, 1998).

La clasificación actual para el venado Temazate (*M. americana*) es la siguiente:

Clase: Mammalia

Orden: Artiodáctilo

Suborden: Ruminantia

Familia: Cervidae

Subfamilia Odocoileinae

Género: Mazama:

Especies:

- * *Mazama americana*
- * *Mazama bricenii*
- * *Mazama chunyi*
- * *Mazama gouazoubira*
- * *Mazama nana*
- * *Mazama pandora*
- * *Mazama rufina*

(CONABIO, 2009).

1.5. Distribución geográfica.



Fig.2. Localización de *M. americana*, en la Republica Mexicana (Halls, 1984).

En México se localiza en la península de Yucatán y el istmo de Tehuantepec, siguiendo hacia el noreste por el centro de Oaxaca y por la vertiente del golfo hasta el sur de Tamaulipas (Vergara, 2009) (Fig.2).

1.6. Biología del Venado Temazate.

Son relativamente sedentarios y solitarios ya que solo se juntan brevemente para aparearse (Reid, 1994; Morán, 2004). Son activos durante todo el día (Nowak, 1999) y se encuentran habitualmente en bosques maduros, bosques de crecimiento secundario, áreas pantanosas y guamiles viejos, así como a orillas de bosques y plantaciones, habitando las selvas tropicales húmedas y bosques de neblina (Emmons, 1990) (Fig. 3).

Se encuentra en una mayor densidad poblacional en aquellas zonas alejadas de asentamientos humanos, con topografía accidentada y pendientes que van de 30° a 75° donde la vegetación dominante es la selva perennifolia.



Fig. 3. Fotografía de Venados Temazate (*M. americana*) en su ambiente natural. (Nowak, 1999).

1.7. Importancia biológica y ecológica del Venado Temazate.

El Venado Temazate tiene gran importancia biológica, ya que dentro de su ecosistema desempeña el rol de dispersor de semillas e incluso algunas plantas logran mejorar su capacidad germinativa al pasar por el tracto digestivo (Montoya, 2001), contribuyendo así al mantenimiento de la diversidad del bosque tropical. Su alimentación incluye hojas, brotes tiernos, frutos como higos y ciruelas, hongos, flores y corteza (Reid, 1994; Vergara, 2009).

Además, es presa de depredadores ubicados al tope de la cadena alimenticia como el Jaguar (*Panthera onca*), el Puma (*Puma concolor*), el Ocelote (*Leopardus pardalis*), las grandes aves de rapiña como el Águila Arpía (*Harpia harpyja*) (Haeming, 2008) e incluso el hombre, ya que hay comunidades en las que el consumo de carne de venado es importante para la alimentación (Weber, 2006), por lo tanto es blanco de la caza deportiva en zonas autorizadas, por lo que esta especie posee valor no solo ecológico, si no también cinegético, cultural y económico, pero a pesar de esto se ve sometida a presiones directas como la destrucción de su hábitat por el hombre (Morán, 2004).

En Quintana Roo, se estimó en 1994 una densidad de 8.5 individuos/km², en los ambientes de dosel cerrado (Ceballos y Oliva, 2005) y también se calculó en 2008 la densidad por hectárea, la cual fue en promedio de 0.1861 ejemplares (Rojo *et al.*, 2008).

1.8. Estado de conservación.

En México el Venado Temazate está considerado en la NOM-ECOL-059-2001 como especie estable e internacionalmente se encuentra en CITES dentro del apéndice III, considerándose como especie frágil ya que ha desaparecido de extensas regiones (Reid, 1994). Sin embargo bajo términos de una conservación inteligente se podría aprovechar el potencial cinegético de la especie, tomando cuidados y precauciones para evitar sobreexplotarla (Ceballos y Oliva, 2005).

Por último es importante mencionar que los animales que se encuentran en vida libre sufren cambios en su ambiente debido a la presencia del hombre, como los debidos a la agricultura y a la construcción de vías de comunicación (Fig. 4), y su actividad reproductiva se ve afectada de forma negativa ya que el movimiento natural de los individuos se ve comprometido, ocurriendo la consiguiente pérdida de diversidad genética lo cual podría propiciar la aparición de altas tasas de consanguinidad y de enfermedades o defectos de origen genético, así como una susceptibilidad mayor para padecer enfermedades (Holt y Pickard, 1999).



Fig.4. Fotografía de carretera que atraviesa la selva en el estado de Tabasco (Sevilla y Urbina, 2009).

1.9. Aspectos reproductivos.

Para el género *Mazama sp.* no se ha reportado actividad reproductiva relacionada al fotoperiodo, como ocurre en el resto de las especies de la familia *Cervidea sp.* (Fowler y Zalmir, 2001). *M. americana* tiene un ciclo de reproducción poliéstrico continuo, con una gestación de 225 días y nacimientos reportados durante todo el año, generalmente una cría por parto, pero algunas veces pueden ser dos (Paredes *et al.*, 2002). Cabe mencionar que la madurez sexual la alcanza aproximadamente a los 12 meses y la esperanza de vida es de 7 a 12 años (Morán, 2004).

1.9.1. Recolección de semen.

La colección de semen en los ciervos puede llevarse a cabo como en los animales domésticos; ya sea utilizando una vagina artificial, realizando un lavado vaginal posterior a la copula o mediante electroeyaculación, siendo este último método el más utilizado en fauna silvestre en cautiverio o en vida libre, puesto que otras técnicas requieren del entrenamiento de los animales para llevarse a cabo en forma segura y eficiente (Peláez *et al.*, 2000).

En la técnica de electroeyaculación se introduce una sonda eléctrica en el recto del animal y se administra estimulación., la primera estimulación debe ser de corta duración o baja intensidad, hasta que el macho demuestre una mínima respuesta y las estimulaciones sucesivas deben ir incrementando poco a poco en intensidad y/o tiempo (Pérez y Pérez, 1985; Galina y Valencia, 2006; Fowler y Zalmir, 2001)., la emisión del semen se logra al estimular los nervios simpáticos lumbares (últimas vértebras lumbares y las dos primeras vértebras sacras) en la parte anterior de la cavidad pélvica, donde se encuentra el centro eyaculatorio (Mejía, 2005., Galina y Valencia, 2006).

En 2001 Fowler y Zalmir reportaron como antecedente para el género *Mazama sp.*, que es posible obtener semen mediante electroeyaculación aplicando 10 estímulos eléctricos, durante 3 segundos, incrementando el impulso eléctrico de

250 a 750 mA (5 a 15 volts), recuperando eyaculados con volumen de 0.1 a 0.7 ml. (100 a 700 μ l) y concentraciones de hasta 3×10^9 espermatozoides por ml.

1.10. Efecto de la anestesia en la electroeyaculación.

Para la recolección de semen mediante electroeyaculación en animales silvestres se requiere la inmovilización química del ejemplar para evitar riesgos tanto para el ejemplar, como para el personal que realizará el manejo (Peláez *et al.*, 2000). En el caso de los ciervos los parámetros fisiológicos de temperatura corporal, frecuencia cardiaca y frecuencia respiratoria se alteran fácil y rápidamente durante cualquier manipulación, por lo tanto es importante mantenerlos en continua supervisión durante el proceso de electroeyaculación (Wallach y Boever, 1983; Fowler y Zalmir, 2001; Morán, 2004).

Las drogas y las dosis utilizadas actualmente en cérvidos han sido descritas extensamente por varios autores (Boever, 1986; Samayoa, 1993; Barbanti *et al.*, 2001; Fernández-Morán *et al.*, 2000) para *Mazama americana*, lo más utilizado es la mezcla Xilazina-Ketamina, recomendándose para procedimientos largos junto al uso de anestesia inhalada (Halotano o Isoflurano) como mantenimiento (Paredes *et al.*, 2002). Cabe mencionar que con el uso de Xilacina es posible que la muestra se contamine con orina durante la electroeyaculación, ya que relaja demasiado los esfínteres, razón por la cual se utiliza en combinación con Ketamina, que no provee relajación muscular, reduciendo el riesgo de contaminación de la muestra de semen obtenida (Enciso, 2009).

2. JUSTIFICACIÓN.

El Venado Temazate y en general los venados del género *Mazama sp.* son especies muy poco estudiadas, por lo que es muy escasa la información que existe con respecto a su anatomía, fisiología, ciclos reproductivos, ambiente social, crianza y comportamiento (Mandujano, 2004). La evaluación de patrones y parámetros reproductivos de los machos puede ser el primer paso para generar información y a partir de este punto se podrían diseñar programas de asistencia reproductiva de animales en cautiverio (Rocha, 2009), enriqueciendo y ayudando en la formación de bancos de germoplasma, lo que daría la pauta para que en el futuro se puedan realizar estudios sobre aspectos de la fisiología de la hembra, con el propósito de instaurar técnicas de reproducción asistida, para aprovechar el potencial de este material genético, pues su aplicación puede ser de gran importancia para la conservación de esta especie.

3. OBJETIVOS.

- Proponer una técnica de electroeyaculación para el venado Temazate (*M. americana*).
- Evaluar las características seminales y proponer los parámetros para la especie, en cautiverio.
- Relacionar las características seminales con el diámetro testicular de cada ejemplar.
- Proponer una metodología de criopreservación del semen para el venado Temazate.

4. METODOLOGÍA.

4.1. Animales.

Se utilizaron un total de 5 machos adultos de Venado Temazate (*Mazama americana*) (Cuadro 1), cuyas edades oscilaron entre los 2 a los 11 años y estuvieron albergados en el bioma de “Bosque Tropical” del Zoológico de Chapultepec (19°25´ de latitud norte, 99°12´ de longitud oeste, altitud de 2250 msnm).(INEGI, 2008).

Cuadro 1. Identificación e historia reproductiva de 5 ejemplares de Venado Temazate (*M. americana*).

No. De Microchip.	Fecha de Nacimiento.	Edad en el estudio.	Peso (Kg).	Descendencia.
AVID 021 591 774	23 -10-2003	6 años, 11 meses	12.200	5 crías (4 .1)
AVID 021 337 316	14-08-1999	11 años	13	3 crías (1. 2)
AVID 020 579 838	26-05-2005	5 años, 3 meses	13,400	Sin crías
AVID 067 585 337	31-05-2008	2año, 3 meses	12	Sin crías
AVID 017 292 302	12-05-2007	3 años, 4 meses	12	Sin crías

4.2. Periodo de estudio.

Las electroeyaculaciones se realizaron en dos ocasiones para cada ejemplar, con un intervalo de 2 a 4 meses entre una y otra. La primera fue del 12 de mayo al 6 de julio de 2010 y la segunda del 29 de agosto al 14 de septiembre de 2010 (Cuadro 2).

Cuadro 2. Fechas de Colecta de semen por electroeyaculación.

Identificación (No. de microchip)	Primera colecta:	Segunda colecta:	Tiempo entre la primera y la segunda colecta:
AVID021591774	12/05/2010	14/09 /2010	4 meses, 2 días.
AVID021337316	25/05/2010	29/08/2010	3 meses, 4 días.
AVID020579838	23 /06/2010	31/08/2010	2 meses, 8 días.
AVID067585337	02 /07/2010	05/09/2010	3 meses, 2 días.
AVID617292302	06/07/2010	12/09/2010	2 meses, 6 días.

4.3. Manejo de los ejemplares.

Cada animal fue contenido químicamente mediante una inyección de Ketamina (dosis: 15-20 mg/kg) y Xilacina (dosis: 1-3 mg/kg) administradas intramuscularmente con un dardo y cerbatana. Una vez anestesiados fueron transportados al área de quirófano del Hospital Veterinario “Gral. M.V. Manuel Cabrera Valtierra” del Zoológico de Chapultepec (Fig. 5). En este lugar, el personal médico del Zoológico les realizó una exploración general, así como un examen clínico, toma de muestras sanguíneas y placas radiográficas, manteniendo al ejemplar anestesiado en plano profundo con Halotano al 2 % como anestésico de mantenimiento. Posteriormente, el personal del Laboratorio de Reproducción realizó la técnica de electroeyaculación en coordinación con el equipo médico, para mantener la seguridad del ejemplar durante el manejo.



Fig. 5. Examen clínico del ejemplar y estabilización.

4.4. Evaluación del aparato reproductor.

Se inspeccionó el pene, el prepucio y el escroto; evaluando su tamaño, elasticidad, consistencia, color de las mucosas y presencia de secreciones (Fig. 6). Se revisaron y midieron los testículos de cada ejemplar con un vernier y se obtuvo la longitud y el diámetro de los mismos (Fig. 7).



Fig. 6. Inspección del aparato reproductor.



Fig. 7. Medición de los testículos.

4.4.1. Determinación del volumen testicular: El volumen testicular fue medido usando la fórmula de “Lambert” (Cabrejos *et al.*, 2002), la cual se basa en la medición de los ejes del testículo, con la ayuda de un vernier, con escala en centímetros, considerando al testículo como un elipsoide rotacional en el cual dos de sus ejes son iguales, y la razón entre la longitud y el ancho es fija:

$$0.71 \times (L \times A^2)$$

(Donde: L = longitud, A = ancho máximo del testículo)

Los datos obtenidos fueron vertidos en los formatos de evaluación andrológica utilizados en el laboratorio de Reproducción “MVZ Juan Téllez Girón” de la Dirección General de Zoológicos y Vida Silvestre (DGZVS) (Anexo 1).

4.5. Colecta de semen por electroeyaculación.

El pene se limpió con una gasa humedecida con solución salina fisiológica (SSF) para evitar la posible contaminación de la muestra, con el mismo fin se cortó el pelo del prepucio (Fig. 8).



Fig. 8. Limpieza del prepucio.

Se usaron dos tipos de electroeyaculadores, con el fin de tratar de determinar la técnica de electroeyaculación más adecuada para esta especie.

Para la primera colecta de cada ejemplar se utilizó un electroeyaculador de campo, con sonda dipolar, diámetro de 1.7cm y longitud de 16 cm, con una descarga constante de 9 volts, Minitube® (Fig. 9). Para la segunda colecta se utilizó un electroeyaculador Beltron Instruments®, modelo AC-1, con regulación de voltaje (de 0 a 12 volts), y una sonda tripolar con diámetro de 2 cm y longitud de 10 cm. (Fig. 10).



Fig. 9. Electroeyaculador de campo.



Fig. 10. Electroeyaculador de voltaje variable.

En cada manejo la sonda del electroeyaculador previamente lubricada se insertó dentro del recto de 5 a 8 cm, con los electrodos dirigidos ventralmente y se colocó un recipiente de polipropileno estéril y tibio al final del pene para recolectar el eyaculado.

Cuando se utilizó el electroeyaculador de campo con voltaje fijo, se aplicaron los estímulos solo modificando el tiempo de duración; realizando series de 10 estímulos con duración de 3 a 5 segundos con el mismo tiempo de descanso. En cambio, cuando se usó el electroeyaculador de voltaje graduable, se aumentaba paulatinamente el voltaje con cada estímulo, comenzando con 3 y llegando hasta los 7 volts, con duración de 3 a 5 segundos, realizando series de 10 a 15 estímulos. En ambos casos la estimulación se detenía al obtener la muestra de semen y el volumen de la misma se consideraba suficiente.

4.6. Evaluación del semen.

Inmediatamente después de obtener la muestra de semen se realizó la evaluación macroscópica. El volumen se determinó con una pipeta graduable automática (Eppendorf® 0.5-10 μ l). El color y olor del semen fueron evaluados en base a sus características físicas de acuerdo a los criterios establecidos por la OMS (2001), considerándolo al semen como un fluido homogéneo opalescente -blanquecino-grisáceo, de olor de sui generis característico. El pH no pudo ser determinado ya que el volumen de semen obtenido era muy escaso (30 a 180 μ l) para realizar la prueba.

Una vez realizada la evaluación macroscópica se hizo una primera dilución (1:1) con diluyente a base de Triladyl®, el cual fue preparado por lo menos dos horas antes de la recolección según las recomendaciones del fabricante, conservándose a 37 °C en baño María (Fisher Scientific, Isotemp 205). El semen diluido fue colocado en tubos de polipropileno de 1.5 ml a 37 °C, en baño María.

La evaluación microscópica del semen se realizó en el Laboratorio de Reproducción “MVZ Juan Téllez Girón” (Fig. 11) de la DGZVS, ubicado también en el Zoológico de Chapultepec.



Fig. 11. Laboratorio de reproducción “MVZ Juan Téllez Girón”

4.6.1. Motilidad Individual. Se tomaron 10 µl de la muestra espermática previamente diluida en un portaobjetos precalentado a 37°C y se evaluó el porcentaje de motilidad espermática en el microscopio óptico (Karl Zeiss Axiostar®) con el objetivo de 400x y un contador digital de células (Kit lab®), con el cual se contaba el número de células en movimiento que atravesaban el campo o que permanecían en un solo lugar, observando cada espermatozoide, contando 100 células en cada evaluación, realizando tres evaluaciones para cada muestra. El criterio de clasificación con respecto a la motilidad se dividió en cuatro categorías:

- Motilidad progresiva rápida (PR): Se desplazan en forma rápida y rectilínea.
- Motilidad progresiva lenta (PL): Se desplazan lentamente, de forma rectilínea o en curvas.

- ☛ Motilidad no progresiva (NP): Se mueven pero no cambian de posición.
- ☛ Inmóviles (I): No se mueven en absoluto. (OMS, 2001).

4.6.2. Concentración. Se determinó en cada muestra obtenida utilizando la técnica del Hemocitómetro o cámara de Neubauer (OMS, 2001). De esta forma es posible obtener el número de espermatozoides eyaculados en millones/ml.

4.6.3. Viabilidad. Se tiñeron los espermatozoides con la tinción eosina-nigrosina (Hycel®) (Fig. 12) colocando una gota de semen (10 μ l) y una gota del colorante (10 μ l) sobre un portaobjetos de vidrio y mezclándolos generosamente. Hecho esto se realizó un frotis delgado en la superficie del portaobjetos (Elmore y Romo, 1988).

Para determinar la viabilidad se consideraron como vivos a los espermatozoides sin teñir, mientras que los teñidos total o parcialmente se consideraron muertos (Fig. 13), ya que aquellas células que se encuentran muertas han perdido la integridad de su membrana citoplasmática y esta deja pasar el colorante al interior de la misma (OMS, 2001)

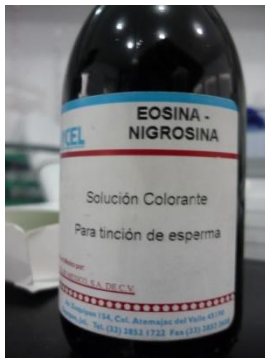


Fig. 12. Colorante utilizado para los frotis.



Fig. 13. Tinción Eosina-Nigrosina, con espermatozoides vivos (blancos) y muertos (rosa).

4.6.4. Morfología. Con el mismo frotis utilizado para la determinación de la viabilidad, se examinó la morfología de 100 células espermáticas en forma individual con el lente de 40x y con el contador digital de células. Una vez evaluadas las células se determinó el porcentaje de normalidad y anomalías en cabeza, pieza media o cola (OMS, 2001) (Fig.14).

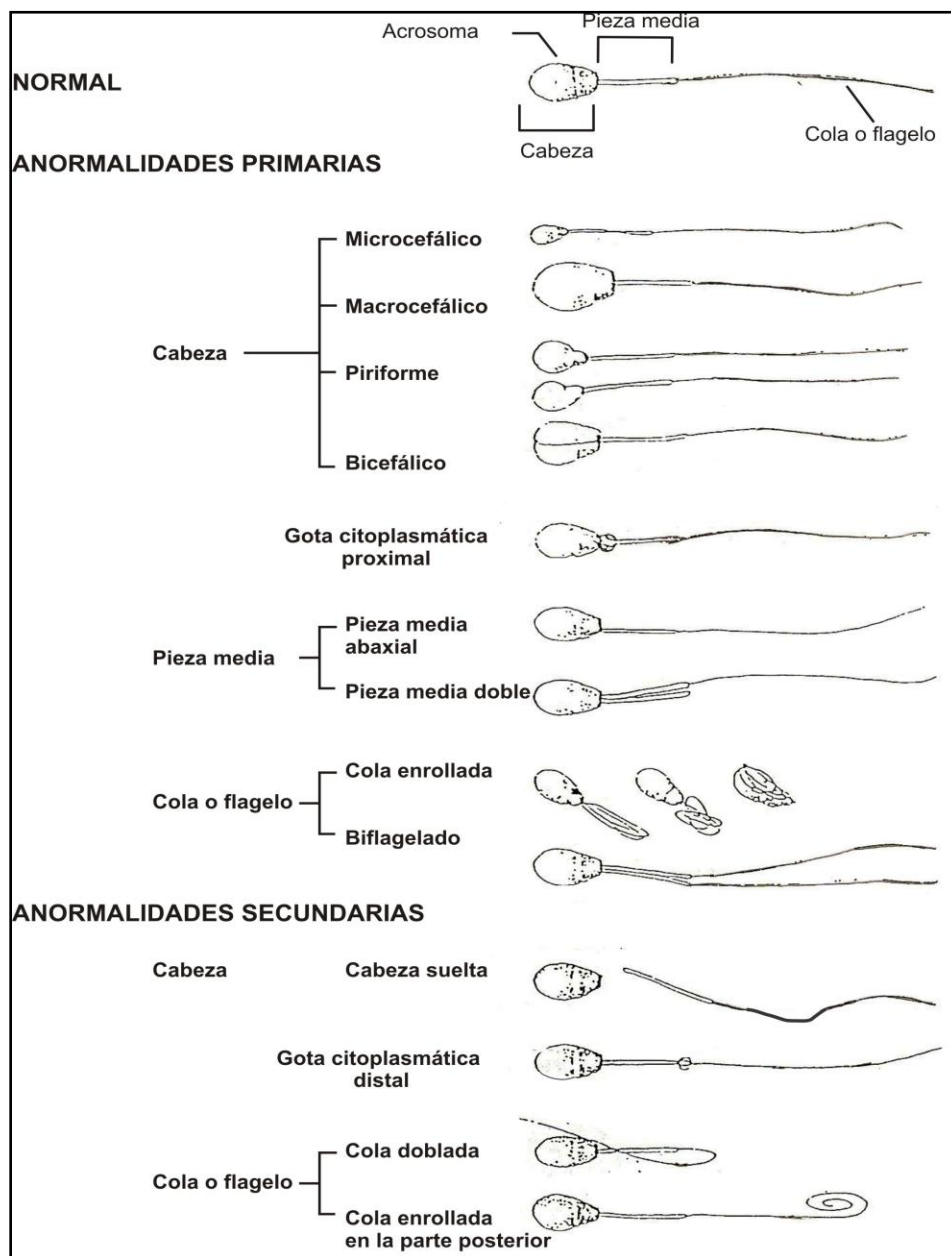


Fig. 14. Clasificación de la Morfología Espermática (Acuña, 2009).

4.6.5. Madurez. Se observaron los frotis preparados y con el contador digital de células se evaluaron 100 células espermáticas de cada laminilla preparada, otorgándoles la clasificación de “inmaduros” a aquellos espermatozoides que presentaran gota citoplasmática.

4.7 Congelación del semen.

4.7.1. Dilución. Se realizó el cálculo para determinar la cantidad de diluyente que se agregaría al semen, procurando preparar una dosis con un mínimo 20×10^6 espermatozoides por pajilla. El cálculo se realizó aplicando la siguiente fórmula:

$$\# \text{ de Dosis} = \frac{\text{Concentración} \times 10^7 \times \text{Volumen en ml} \times \text{Motilidad (\%)}}{\# \text{ de espermatozoides por dosis.}}$$

Para la dilución y congelación del semen se utilizó Triladyl® el cual es específico para congelar semen bovino y es frecuentemente utilizado para congelar semen de diferentes especies de venados, borregos silvestres, incluyendo al Cimarrón, osos y grandes felinos (Garde, 1998).

Al resultado se le multiplicó por el volumen de capacidad de las pajillas, obteniendo así la cantidad de diluyente por agregar (Hafez, 2000), obteniendo pajillas con un promedio de 31.6 millones de espermatozoides cada una (21 a 44 millones por pajilla).

4.7.2. Empajillado. El semen diluido fue aspirado en pajillas de plástico (IMV®) de 0.25 ml, previamente identificadas con la especie y los tres últimos números del microchip del ejemplar. El empajillado se realizó a temperatura ambiente y las pajillas se sellaron con alcohol polivinílico.

4.7.3. Período de equilibrio. Las pajillas fueron colocadas en una caja de cartón y puestas en refrigeración, donde permanecieron a 4°C durante un periodo de tres horas (Mejía, 2005).

4.7.4. Congelación. Transcurrido el periodo de equilibrio las pajillas se colocaron en contacto con vapores de nitrógeno líquido durante 15 minutos., colocando las pajillas a una distancia de 12 cm del nitrógeno líquido para lograr una temperatura cercana a los -79°C (Mejía, 2009., Balcázar y Porras, 2009). Pasado este tiempo, las pajillas se dejaron caer en el nitrógeno líquido (Fig. 15).

4.7.5. Almacenamiento. Por último las pajillas congeladas fueron trasladadas rápidamente al tanque de nitrógeno líquido donde se colocaron 10 pajillas en cada gobelet previamente identificado con la especie, microchip y fecha de colecta y puesto en un bastón etiquetado se sumergieron completamente para quedar criopreservadas a -196°C (Fig. 16).

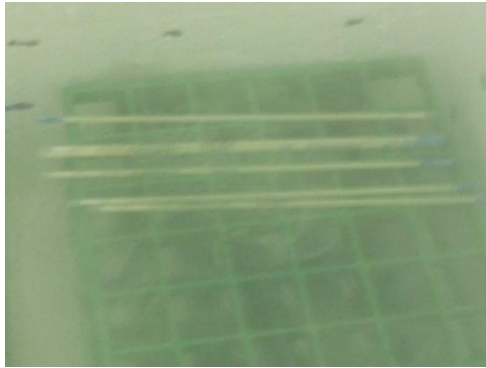


Fig. 15. Congelación.



Fig. 16. Almacenamiento.

4.8. Descongelación.

Se tomó una pajilla al azar de cada ejemplar y de cada manejo para ser descongelada y evaluada, determinando la motilidad y viabilidad post-congelación después de haber permanecido congeladas por un período de de 15 días a 3 meses.

La descongelación se llevó a cabo de forma gradual, tomando la pajilla y manteniéndola a temperatura ambiente por alrededor de 10 a 15 segundos, después se colocó en el baño María a 37°C durante 20 a 25 segundos (Mejía, 2005). Una vez descongelada la muestra se realizaron las evaluaciones,

manteniendo a una temperatura de 37°C todo el material que tuviera contacto con el semen.

4.9. Análisis estadístico.

Se realizó la estadística descriptiva para la presentación de los resultados, utilizando la media estadística (\bar{X}) y la desviación estándar (DE), proponiendo los parámetros de la especie en la población del Zoológico de Chapultepec. Se hizo un análisis con el software llamado SAS (Statistical Analysis System) (Daniel, 2002), que incluyó análisis de varianza (ANOVA), análisis de datos categórico y análisis multivariado, para tratar de establecer una correlación de los datos obtenidos entre calidad espermática y la morfometría del aparato reproductor.

5. RESULTADOS.

5.1. Características morfométricas.

El testículo izquierdo presentó mayor volumen, con promedio \pm DE de $15.25 \pm 6.60 \text{ cm}^3$, en tanto que el testículo derecho presentó un volumen promedio \pm DE de $14.69 \pm 6.34 \text{ cm}^3$. Por lo tanto el promedio de volumen testicular de los ejemplares estudiados fue de $14.96 \pm 6.38 \text{ cm}^3$.

Se observó un cambio en el volumen testicular de los ejemplares entre cada uno de los manejos, siendo en el primer manejo de mayor tamaño ($\bar{X} = 16.04 \pm 6.8 \text{ cm}^3$) en comparación con el segundo manejo ($\bar{X} = 13.63 \pm 6.3 \text{ cm}^3$) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Volumen testicular (\bar{X}).

Microchip:	Primer Manejo:	Segundo Manejo:
	Volumen Testicular (cm^3):	Volumen Testicular (cm^3):
AVID021591774	24.55	18.25
AVID021337316	19.84	19.47
AVID067585337	18.01	15.79
AVID617292302	10.83	8.37
AVID020579838	7.01	6.30

5.2. Colección de semen.

Durante el estudio se realizaron un total de 10 electroeyaculaciones en 5 Venados Temazate (*M. americana*) y se colectaron un total de 7 electroeyaculados, de los cuales 4 se obtuvieron a un voltaje fijo de 9 volts y 3 se obtuvieron en un rango de 3 a 7 volts.

La colección se logró al retraer el prepucio, exponiendo el pene y colocando el recipiente para la colección cerca de la punta del pene para recibir el eyaculado, el cual se produjo durante los estímulos eléctricos 3 al 14. (Figs. 17, 18, 19).

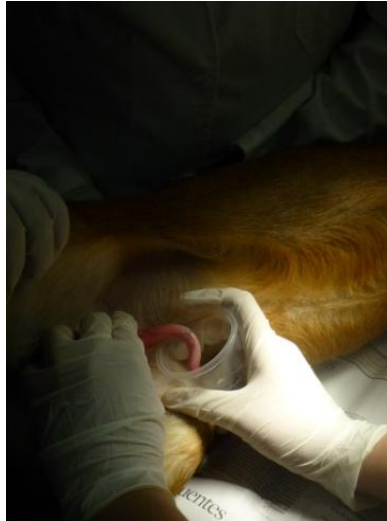


Fig. 17. Sujeción del pene para recibir el eyaculado.



Fig. 18. Erección y eyaculación.



Fig.19. Retracción del pene.

Al utilizarse el electroeyaculador de campo (9 volts) se colectó semen en el 80% de los casos, obteniéndose volúmenes que oscilaron entre los 30 a los 180 μl (\bar{X} $115 \pm 65.6 \mu\text{l}$) (Cuadro 4).

Cuadro 4. Características de la electroeyaculación utilizando el electroeyaculador de campo.

Microchip (AVID)	Fecha	No. de Series	# Estímulos (X)	Duración (seg.)	Respuesta	Volumen (μl)
021591774	12/05/10	3	15	3-5	Eyaculación en segunda serie, estímulo # 4.	100
021337316	26/05/10	3	14	3-5	Eyaculación en la segunda serie, estímulo # 3.	30
020579838	23/06/10	4	6	3	Sin respuesta	-
067585337	01/07/10	3	13	3-5	Erección y eyaculación en la tercera serie, estímulos 9 al 13.	180
617292302	06/07/10	4	10	3-5	Eyaculación en la cuarta serie, estímulo #7.	150

Cuando se utilizó el electroeyaculador de voltaje variable se logró la eyaculación en el 60% de los casos, obteniéndose volúmenes que oscilaron entre los 85 a los 170 μl ($\bar{X}=113.33\pm 49 \mu\text{l}$) (Cuadro 5).

Cuadro 5. Características de la electroeyaculación utilizando el electroeyaculador de voltaje variable.

Microchip (AVID)	Fecha	No. de Series	# Estímulos (X)	Volts	Duración (seg.)	Respuesta	Volumen (μl)
021591774	14/09/10	2	12	3	3	Eyaculación en la segunda serie, estímulo 7	85
021337316	29/08/10	4	5	5-7	3	Eyaculación en la segunda serie, 5 volts, estímulo 5.	170
020579838	31 /08/10	4	10	3-6	3-5	Sin eyaculación.	-
067585337	05 /09/10	2	12	6	3-5	Eyaculación en la segunda serie, estímulo 4	85
617292302	12/09/10	5	12	3-5	3-5	Sin eyaculación.	-

5.3. Evaluación del semen.

5.3.1. Motilidad individual. El promedio de motilidad progresiva rápida (PR) fue de 49.37%, el promedio de motilidad progresiva lenta (PL) de 27.37 % y el promedio de motilidad no progresiva (NP) fue de 12.5%. La motilidad osciló entre 78% a 93% ($\bar{X}=89.25\% \pm 2.65 \text{ DE}$) (Cuadro. 6) y ésta se presenta como la suma de los porcentajes de PR, PL y NP.

Para la primera ronda de electroeyaculación los valores de motilidad promedio fueron de 91% a 93% (\bar{X} = 92.25 % \pm 0.95 DE), en tanto que para la segunda fueron de 78% a 90% (\bar{X} = 84.3 % \pm 6.02 DE).

Cuadro 6. Parámetros obtenidos en la evaluación de semen para 4 Venados Temazate (*M. americana*) del Zoológico de Chapultepec.

Microchip	AVID 021591774	AVID 021337316	AVID 067585337	AVID 617292302	Promedio: (\bar{X} \pm DE)
No. de Muestras obtenidas	2	2	2	1	
Viabilidad (%)	94	94	93	91	93 \pm 1.22
Concentración (Mill/ml)	1200	2180	2350	650	1595 \pm 808.6
Motilidad (%)	89	91.5	84.5	92	89.25 \pm 2.97
Anormalidades (%)	12.5	18.5	18.5	19	17.12 \pm 3.09
Madurez (%)	87	90.5	90.5	91	89.75 \pm 1.51

5.3.2. Concentración. Se obtuvo un valor promedio \pm DE de 1,595 \pm 808.6 millones de espermatozoides por mililitro (Cuadro 6).

Con el uso del electroeyaculador de campo se obtuvo un promedio de 1,562.5 \pm 493.22 DE, espermatozoides por ml (de 650 millones/ml a 2,200 millones/ml). Con el uso del electroeyaculador de voltaje variable el promedio en millones de espermatozoides por ml fue de 1,953.3 \pm 771.05 (de 1,100 millones/ml a 2,600 millones/ml).

Los valores entre individuos presentaron una amplia variación; obteniéndose valores que fueron desde 650 x 10⁶ hasta 2,600 x10⁶ espermatozoides por ml.

Los valores con menor concentración espermática se registraron en aquellos individuos con menor volumen testicular (Cuadro 7).

Cuadro 7. Concentración.

	Primer manejo	Segundo manejo
Microchip:	Concentración (Mill X ml.)	Concentración (Mill X ml.)
AVID021591774	1300	1100
AVID021337316	2200	2160
AVID067585337	2100	2600
AVID617292302	650	-
AVID020579838	-	-

5.3.3. Viabilidad. El promedio de espermatozoides vivos fue de 93% \pm 1.22 DE (Cuadro 6). Para la primera electroeyaculación de los ejemplares fue de 91 a 95 % (\bar{x} = 93.25%) y para la segunda colecta de semen de 93 a 94% (\bar{X} = 93.3%).

5.3.4. Morfología. El promedio de anomalías fue de 17.12% \pm 3.09 DE (Cuadro 6). De éstas, 2 % (\pm 1.15) fueron anomalías de la cabeza (Fig. 21), 3.86% (\pm 0.89) de la pieza media (Fig. 22), y 11% (\pm 3.05) de la cola (Fig. 23).

En cuanto a las anomalías espermáticas encontradas durante la primera electroeyaculación de los ejemplares se encontró un promedio de 18.5 % y en la segunda el promedio fue de 14.66 %.

Del total de anomalías encontradas se contaron en promedio 34.38% de anomalías primarias y 65 % de anomalías secundarias. En el Cuadro 8 se encuentran los tipos de anomalías encontradas en los diferentes manejos.

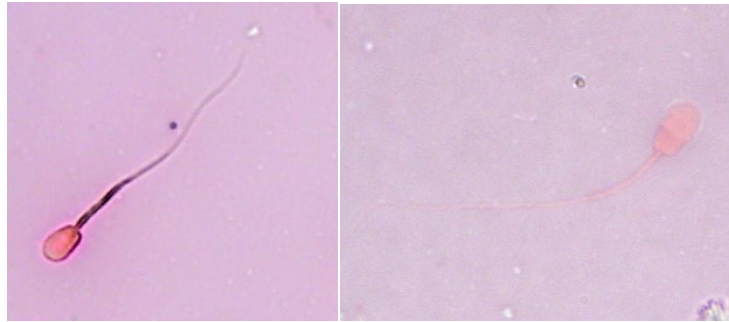


Fig. 20. Espermatozoide con morfología normal.

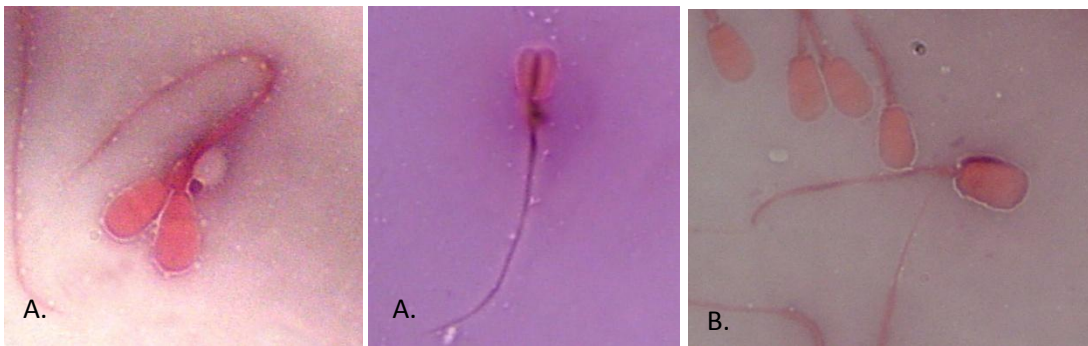


Fig. 21. Anormalidades de cabeza. Bicefálico (A). Macrocefálico (B).



Fig. 22. Anormalidades de pieza media. Abaxial.

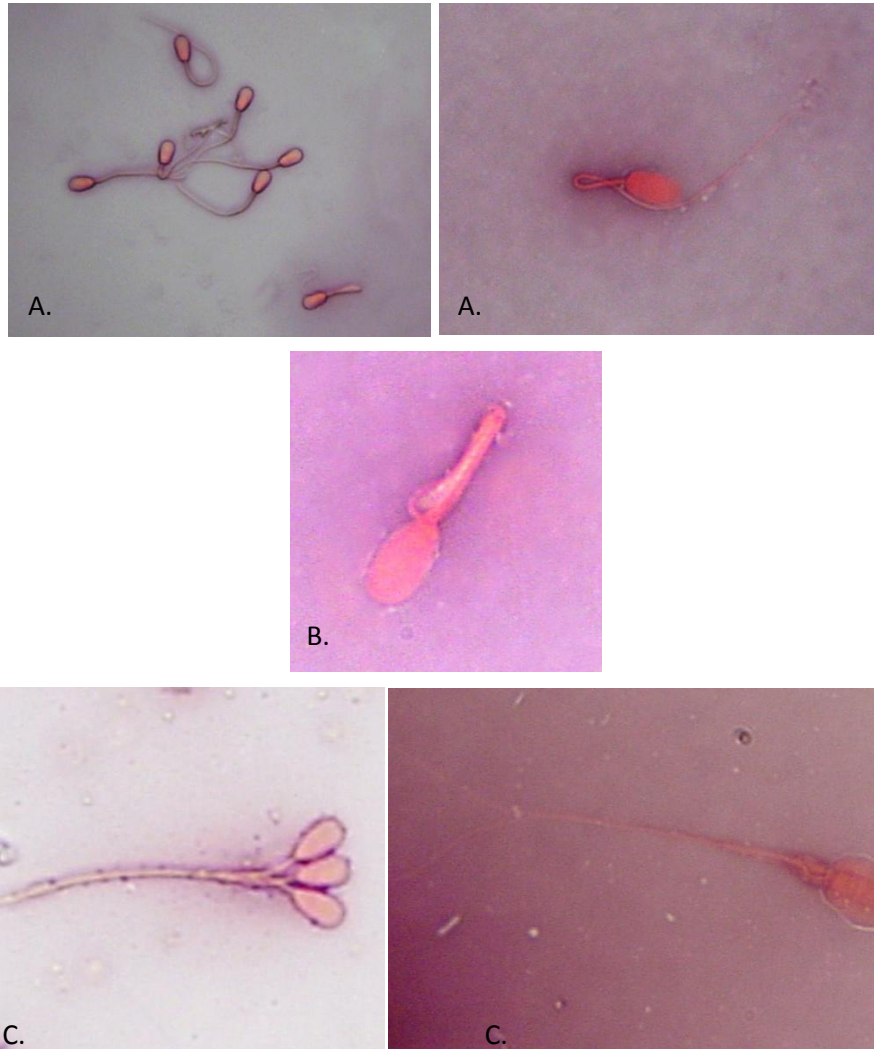


Fig. 23. Anormalidades de la cola. Colas dobladas(A). Colas enrolladas (B). Colas enredadas (C).

Cuadro 8. Total de anomalías primarias y secundarias encontradas:

		Primer manejo	Segundo manejo
Anormalidades primarias (%):	CABEZA:		
	Macrocefálico	7	5
	Bicefálico	1	1
	PZA. MEDIA:	.	.
	Abaxial	15	12
	COLA:	.	.
	Enrollada	3	2
	Total:	26	20
Anormalidades secundarias (%):	COLA:		
	Doblada /Enrollada distalmente	48	24

5.3.5. Madurez. Se obtuvo un promedio de 89.57%± 2.32 DE de espermatozoides maduros, con valores que oscilaron entre 83 a 93% (Cuadro 6). Para el primer manejo de los ejemplares los rangos de madurez fueron de 88 a 93% ($\bar{X} = 90.25\% \pm 1.9$ DE) y para el segundo manejo de 86 a 92% ($\bar{X} = 88.66\% \pm 3.05$ DE).

Al término de la evaluación del semen se realizó la comparación entre los resultados obtenidos en la morfometría del aparato reproductor con el volumen obtenido en cada uno de los manejos con el fin de establecer una relación (Cuadro 9).

Cuadro 9. Relación entre volumen testicular (cm³) y volumen eyaculado (µl).

Identificación (No. de microchip)	Volumen testicular (cm ³)	Volumen eyaculado(µl)
AVID021591774	21.46	92.5
AVID021337316	19.65	100
AVID067585337	16.9	132.5
AVID617292302	9.6	75
AVID020579838	6.65	—

5.4. Descongelación del semen.

5.4.1. Motilidad individual. La motilidad post-congelación se observó en un rango de 28 a 73 % (\bar{x} =49.62% \pm 9.10 DE). La motilidad PR se encontró solamente en una de las muestras, en la cual se obtuvo el 12%; el promedio de motilidad PL fue 24.37 % y NP de 22.87% (Cuadro 10).

5.4.2. Viabilidad. El promedio de espermatozoides vivos post-congelación fue de 49.625 \pm 9.94 de espermatozoides vivos, disminuyéndose la viabilidad en 50 % aproximadamente en comparación con la muestra fresca (Cuadro 10).

Para la primera electroeyaculación de los ejemplares los porcentajes de viabilidad fueron de 47 a 79% (\bar{x} =58.5 %) y para la segunda colecta de semen de 22 a 73% (\bar{x} =47.5 %).

Cuadro 10. Comparación entre viabilidad y motilidad de semen fresco y descongelado.

Microchip (AVID)	MOTILIDAD		VIABILIDAD	
	Fresco	Post-congelación	Fresco	Post-congelación
021 591 774	89	52	94	60
021 377 316	91.5	37	94	37.5
067 585 337	84.5	36.5	93	46
617 292 302	92	53	91	55
Promedio \pm DE	89.25 \pm 2.97	44.625 \pm 9.10	93 \pm 1.22	49.625 \pm 9.94

6. DISCUSIÓN.

6.1. Volumen testicular y volumen de eyaculado.

En este estudio se no se pudo encontrar una relación estadística entre el volumen testicular y el volumen de semen eyaculado, mediante el análisis de ANOVA ya que el número de muestras obtenidas fue insuficiente y no permitió que el análisis fuera significativo, pero es importante señalar que se observó que los machos que presentaron mayor volumen testicular también tuvieron una mejor calidad espermática en cuanto a volumen de eyaculado (Cuadro 9). La medición del volumen testicular es importante ya que en especies de rumiantes domésticos se ha encontrado una marcada relación entre el tamaño o peso testicular y la producción espermática (Elmore y Romo, 1988), Aleuy en 2008 reportó la existencia de dicha relación entre el tamaño de los testículos y la producción de semen para el Pudú Suramericano (*Pudu pudu*) y mencionó que con esta medición es posible realizar una estimación aproximada de la habilidad para producir espermatozoides de los animales de especies silvestres y en edad reproductiva con una simple inspección del aparato reproductor.

6.1.1. Tamaño testicular y fotoperiodo.

La medición de los testículos se realizó durante 4 meses, de Mayo a Septiembre del 2010 y durante este periodo no se encontraron variaciones significativas del tamaño testicular, como ocurre en otras especies de ciervos, especialmente en aquellos que habitan en latitudes más al norte, que presentan una temporada reproductiva bien definida, relacionada principalmente al fotoperiodo (Fowler y Zalmir, 2001), dicha época comienza a presentarse a principios de otoño (Agosto-Septiembre) y termina en invierno (Enero-Febrero), cuando los días son más cortos (Chemineau, 1992). En el caso de los ciclos reproductivos del Venado Temazate (*Mazama americana*) la época reproductiva no se presenta ya que las variaciones de horas luz en las latitudes cercanas al ecuador son mínimas durante el año y el fotoperíodo no actúa sobre las especies que ahí habitan (Fabián *et al.*,

1994). Algunos autores como Chemineau en 1992 y Salazar en 2003 mencionaron que la ausencia de la época reproductiva también se presenta en algunas razas de ovejas y cabras que pierden la estacionalidad reproductiva en climas tropicales, incluso Fowler y Zalmir en 2001 reportó que dentro del género *Mazama sp.* algunas especies disminuye la calidad de semen durante la primavera, pero solo en aquellos animales que viven hacia el sur del continente Americano (septiembre a noviembre, en países como Argentina, Perú y Chile.), con lo cual se reafirma que todas las especies de ungulados son sensibles al fotoperíodo, pero que la intensidad de esta respuesta varía en relación a los cambios ambientales y geográficos tal como lo dijo Chemineau en su estudio, realizado en 1993.

6.2. Colección de semen.

La colección de semen se logró al aplicar series de 5 a 15 estímulos eléctricos con duración de 3 a 5 segundos, utilizando voltajes de 3 a 9 volts., esta técnica se desarrolló en base en lo descrito por Fowler y Zalmir en 2001 y Mejía en 2005, que describieron que la obtención de semen en animales del género *Mazama sp.*, *Ozotoceros sp.*, *Odocoileus sp.* y *Blastocerus sp.* es exitosa con estímulos que van aumentando en intensidad y/o tiempo, aplicando de 0 a 10 voltios (250 a 750 MA), durante 3 a 7 segundos, y la utilización de estos protocolos propuestos por diferentes autores para varias especies de rumiantes resultaron con resultados positivos para los Venados Temazate (*M. americana*), pues a pesar de que la respuesta de cada animal fue diferente, reaccionaron a los estímulos dentro de los rangos previamente descritos para los cérvidos y rumiantes en general.

Se utilizaron dos equipos de electroeyaculación diferentes; el primero fue un equipo de campo con voltaje constante y en el segundo equipo podían realizarse variaciones del voltaje aplicado en los estímulos. Para el equipo de voltaje constante se consideró lo presentado por Mejía en 2005 y se modificó el tiempo de la estimulación eléctrica, obteniendo muestras de semen en el 80% de los casos en los que se utilizó, mientras que para el otro equipo se modificó el voltaje y el

tiempo de estímulo en base a la respuesta de animal y se logró conseguir solo el 60 % de efectividad.

También se utilizaron sondas diferentes, con dimensiones de entre 1.7 y 2 cm de diámetro por 10 a 16 cm de largo que según Mejía en 2005 es el tamaño adecuado para la utilización en ciervos. La primera sonda utilizada tenía electrodos dispuestos en forma anular y la segunda de manera longitudinal. En cuanto a la disposición de los electrodos Pezzone en 2008 observó que cuando se utilizan sondas con electrodos dispuestos de forma anular se produce una mayor respuesta, pues el estímulo no se distribuye por la cavidad, en contraste a con aquellas sondas que poseen electrodos en forma longitudinal, que abarcan una mayor área de estímulo pero la intensidad del mismo se reparte, provocando la respuesta con un mayor número de estímulos. A pesar de estas diferencias en las sondas no se notaron cambios en la respuesta de los animales.

6.3. Evaluación del semen.

En cuanto al volumen seminal, se obtuvieron muestras que fueron de los 30 μ l a los 180 μ l, encontrando que el volumen seminal obtenido en este trabajo fue mucho menor que lo descrito por Fowler y Zalmir en 2001 para animales del genero *Mazama* sp.,n que reportan que el volumen de semen varía desde 0.1 ml a 0.7 ml (100 a 700 μ l) y Aleuy en 2008 menciona que para el Pudú (*Pudu pudu*), perteneciente a la misma familia que el Venado Temazate (*M. americana*) el volumen de semen obtenido es de 0.73 ml (730 μ l), utilizando la técnica de electroeyaculación.

El volumen seminal pudo verse afectado por factores ambientales y de comportamiento tal como lo reportó Santiago *et al.* en 2001, donde en la interacción entre individuos de una sola especie generalmente se crean jerarquías. Para el caso del Venado Temazate (*M. americana*), este factor pudo estar involucrado en la producción de semen ya que en vida libre estos animales son solitarios y en el zoológico por cuestiones de espacio los individuos conviven entre ellos y con las hembras, propiciando el establecimiento de jerarquías.

Para el parámetro concentración espermática se obtuvieron valores de 650×10^6 hasta $2,600 \times 10^6$, los cuales son similares a los encontrados en los animales del género *Mazama sp.* donde se ha reportado que la concentración puede ir hasta los 3×10^9 /ml (Fowler y Zalmir, 2001), así en otras especies similares, como el Pudú suramericano (*Pudu pudu*) en el que el promedio de concentración se reportó en 5.35×10^9 /ml (Aleuy, 2008), así mismo Mejía en 2005 mencionó que la concentración espermática para venados varía entre $1,000$ y $3,500 \times 10^6$ /ml.

Para la viabilidad se contó con un promedio de 93% de espermatozoides vivos y lo que se ha establecido como aceptable es de 85% a 90%, para muestras de semen fresco (Hafez, 2000), por lo tanto para este parámetro el semen obtenido resultó con buenos resultados. Por otro lado durante el proceso de criopreservación se pierde hasta el 50% de la viabilidad de la células espermáticas (Días y Valencia, 2009) y si al evaluar el semen post congelación este resulta con disminuciones de viabilidad mayores al 50% se puede deber a una técnica defectuosa o a fallas y/o contaminación en el equipo y el semen resultara de baja calidad., en este trabajo se encontró la disminución de la viabilidad en 49.6 %, teniendo que la técnica utilizada fue efectiva. En cuanto a la morfología se requiere tener el 70 % de espermatozoides normales (Jiménez, 2009) y para este parámetro, los resultados fueron de 17.12% de anomalías, por lo tanto se descarta la presencia de lesiones o cambios degenerativos en los testículos y/o en los epidídimos.

7. CONCLUSIONES.

Con los resultados obtenidos en este trabajo de investigación es posible concluir lo siguiente:

- Las técnicas utilizadas para la obtención de semen por electroeyaculación, resultaron ser efectivas y relativamente sencillas de llevar a cabo para recolectar semen de Venado Temazate (*M. americana*) y a pesar de que ambos equipos mostraron su eficiencia con el equipo de voltaje fijo de 9 volts se obtuvieron mejores resultados.
- Fue posible medir el volumen testicular de los Venados Temazate (*M. americana*) y relacionar los resultados con el volumen de semen eyaculado, mediante una comparación entre individuos ya que el análisis no mostro relación estadística.
- Se realizó la evaluación del semen y los resultados serán propuestos como posibles parámetros para la especie, para enriquecer la información existente en animales del mismo género.
- Se enriqueció el banco de germoplasma de la DGZVS con la congelación exitosa de la mayoría de las muestras obtenidas.
- La presente investigación puede ser de utilidad para la realización de futuros estudios reproductivos de ésta y otras especies de ciervos, tomando como base lo aquí propuesto.
- Fue posible cumplir con los objetivos planteados y se enriqueció la información existente de este venado.

Por último es recomendable realizar el monitoreo de esta especie a lo largo de todo el año, haciendo mediciones del aparato reproductor con la finalidad de determinar una posible estacionalidad reproductiva y establecer las posibles variaciones en los resultados cuando alguna hembra se encuentre en estro, así mismo se recomienda realizar observaciones para determinar la existencia de jerarquías entre machos y relacionarlas a la producción y calidad espermática.

8. BIBLIOGRAFÍA.

- ♣ Acuña, H.D.G., 2009. Evaluación del efecto de la tripsina sobre el eyaculado y las características espermáticas de monos araña (*Ateles geoffroyi*) en cautiverio en zoológicos de la Ciudad de México. Tesis de Licenciatura, FMVZ, UNAM. México D.F.
- ♣ Alcérreca, C. y Mato, F., 1999. Los ciervos de México. Revista Biodiversitas, año 5, Núm. 23. México.
<http://www.conabio.gob.mx/otros/biodiversitas/doctos/pdf/biodiv23.pdf>
- ♣ Aleuy, Y.O.Z., 2008. Caracterización de medidas testiculares y semen de pudú (*pudu pudu*) obtenido con un protocolo combinado de masaje digital transrectal y electroeyaculación durante su época reproductiva. Tesis de licenciatura. Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias. Chile.
- ♣ Balcázar, S.J.A. y Porras, A.A.I. 2009. Manual de Prácticas en Manejo Reproductivo de Ovinos y Caprinos. FMVZ, UNAM. México D.F.
- ♣ Barbanti, J., Merino, M., Gonzáles, S., Veloso, A., Mansano, J., Juan, M., Pandolfi, J., Gouveia, I., Nascimento, A do., Zacarias, R., Pessoa, J., Catão-Dias, J., Werther, K., García, J., Silva, R., Reiko, E., 2001. Order artiodactyla, family cervidae (deer). En: Fowler, M., Zalmir, C. (Eds.) Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Mammals. U.S.A.
- ♣ Boever, W., 1986. Restraint, handling and anesthesia of artiodactyls (Artiodactyla). En: Zoo and Wildlife Animal Medicine 2 ed. U.S.A.
- ♣ Cabrejos, P.J.G., Lisigurski, T. M., Delgado, C.D., Matos, V.G.Z., León, A.L.A., Cabello M. E., 2002. Determinación del volumen testicular y longitud del pene en escolares de 5 años a 9 años de edad en el distrito de San Martín de Porres en Lima Metropolitana. Unidad de Endocrinología Pediátrica. Hospital Nacional Cayetano Heredia. Lima. Perú.

- ☪ Ceballos, G. y Oliva, G., 2005. Los mamíferos silvestres de México. CONABIO. Fondo de Cultura Económica. México.
- ☪ Chemineau, P., 1992. Medio ambiente y producción animal. Efectos de las variaciones del fotoperiodo sobre la reproducción. FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). Nouzilly, Francia.
- ☪ CONABIO., 2009. Guía de identificación para las aves y mamíferos silvestres de mayor comercio en México protegidos por la CITES. <http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/cgibin/allesmam.cgi?Id=291&oops=24975&ns=nc>, www.conabio.gob.mx/informacion/catalogo.../Mamiferos.xls
- ☪ Daniel, W., 2002. Bioestadística: Base para el análisis de las ciencias de la salud. 4ª edición. Limusa. México D.F.
- ☪ Diario Oficial de la Federación., 2002. Segunda edición. <http://www.semarnat.gob.mx/leyesynormas/Normas%20Oficiales%20Mexicanas%20vigentes/NOM-ECOL-059-2001.pdf>
- ☪ Días, C.P.B. y Valencia, J., 2009. Inseminación artificial. Reproducción animal, curso teórico práctico. UNAM. FES-C. México D.F.
- ☪ Emmons, L., 1990. Neotropical rainforest mammals. The University of Chicago Press, U.S.A.
- ☪ Enciso, H.M.A., 2009. Reproducción en la vicuña macho *Vicugna vicugna*: evaluación del método de contención química, colección de semen, análisis del eyaculado y biometría testicular. Tesis de posgrado. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima. Perú.
- ☪ Elmore, R.G. y Romo, S., 1988. Examen de la Eficiencia Reproductiva del Toro. Ganadero. No. 6. Pp. 34-38. México.
- ☪ Fabián, E., Escobar, A., Villa, M.C., 1994. Geografía general. McGraw-Hill. México D.F.

- 🍷 Fernández–Morán, J., Palomeque, J., Peinado, V., 2000. Medetomidine/tiletamine/zolacepan and xilazine/tiletamine/zolacepan combinations for immobilization of Fallow Deer (*Cervus dama*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. Barcelona. España.
- 🍷 Fowler, M.E., and Zalmir, S.C., 2001. Biology medicine and surgery of South America wild animals. Iowa State University Press. U.S.A.
- 🍷 Galina, C. y Valencia. J. 2006. Reproducción de los animales domésticos. Limusa. México.
- 🍷 Garde, J.J., Ortiz, N., García, A.J., López, A., Gallego, L., 1998. Criopreservación post-mortem de material espermático e inseminación artificial en ciervo ibérico. Universidad de Castilla, La Mancha. España.
- 🍷 Haemig, P.D., 2008. El Jaguar y el Puma Simpátricos. <http://www.ecologia.info/tigre-puma.htm>
- 🍷 Hafez, E.S.E., 2000. Reproducción e inseminación artificial en animales. Mc-Graw Hill, Interamericana, 7ª edición. México D.F.
- 🍷 Halls, L.K., 1984. Whitetailed deer. Harrisburg. http://www.ambiente-ecologico.com/ediciones/074-09-2000/074-pub_fan-bolivia.html.
- 🍷 Holt, W.V. and Pickard, A.R., 1999. Role of reproductive technologies and genetic resource Banks in animal conservation. Reviews of reproduction. www.conabio.gob.mx/informacion/catalogo.../Mamiferos.xls
- 🍷 INBIO, (Instituto Nacional de Biodiversidad Costa Rica), 2006. <http://www.inbio.ac.cr/es/default.html>
- 🍷 INEGI, (Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática), 1998. Cuaderno Estadístico Delegación Gustavo A. Madero.

- ☪ Jiménez, S.H., 2009. Evaluación de la capacidad reproductiva de los sementales. UNAM. FES-Cuautitlán. Medicina preventiva y materias de apoyo. México.
- ☪ Mandujano, R.S., 2004. Análisis bibliográfico de los estudios de venados en México. Departamento de ecología y comportamiento animal. Instituto de Ecología. Xalapa, Veracruz, México.
<http://redalyc.uaemex.mx/pdf/575/57520116.pdf>
- ☪ Mandujano, R.S., Pérez, P.T.J., Escobedo, M.L.A., Yáñez, A.C., González, Z.A., Pérez S.L.A. Ortiz, G.A.I. y Ramos, R.M.I., 2010 Venados: Animales de los Dioses. INECOL, AC. Secretaría de Educación de Veracruz. Xalapa, Veracruz. México.
http://www.sev.gob.mx/servicios/publicaciones/serie_paradocencia/venados.pdf
- ☪ Mejía, V.O., 2005. Evaluación, dilución y congelación de semen. Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Producción Ovina (CEIEPO), FMVZ-UNAM. México.
<http://www.angadichihuahua.org/index.php?IDDT=108&OPT2=46&NIVEL1>
- ☪ Montoya, J.M.O., 2001. El ciervo y el monte: Manejo y conservación (*Cervus elaphus* L). Fundación Conde del Valle de Salazar. Mundiprensa, España.
- ☪ Morán, V.J.D., 2004. Determinación de los valores de referencia para hematología, química sanguínea, morfometría y fisiología del venado Huitzizil de Guatemala (*M. americana*). Tesis de licenciatura. Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Guatemala.
- ☪ Nowak, R.M., 1999. Walker's mammals of the world, Vol.2. Sixth edition. The Johns Hopkins University Press, Baltimore. U.S.A.
- ☪ Organización Mundial de la Salud, O.M.S., 2001. Manual de laboratorio de la OMS para el exámen del semen humano y de la interacción entre el semen y el moco cervical. 4ª ed. Médica Panamericana. Madrid. España.

- ☪ Paredes, J., Ojeda, J., Nidasio, G., Morales, J. y Pacheco, F., 2002. Manejo integral del venado Temazate (*Mazama americana*) en el zoológico de Chapultepec. En: Memorias del VIII simposio sobre venados en México “Ing. Jorge Villarreal González”. México.
- ☪ Peláez, J., Domínguez, J.C., Peña, F.J., Alegre, B., Gonzales, C. y García, M.A., 2000. La conservación de los animales salvajes en peligro de extinción: utilidad potencial de las técnicas de reproducción asistida. Medicina Veterinaria. Extraído de una conferencia presentada en la Facultad de Veterinaria, Universidad de León. Guanajuato. México.
- ☪ Pérez, P.F. y Pérez, G.J.F., 1985. Reproducción animal: Inseminación artificial y trasplante de embriones. Ed. Científico-Médica. Madrid. España.
- ☪ Reid, F.A., 1994. A field guide to the mammals of Central America and southeast México. Second edition. Oxford University. U.S.A.
- ☪ Rocha, D.L.T.M.E., 2009. Colección de semen y evaluación de las características de espermatozoides de gato montés (*Lynx rufus*) en cautiverio. Tesis de maestría en biología de la reproducción animal. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Iztapalapa. México.
- ☪ Rojo, C.A., Cruz, R.J.L., Solano, C.G. y Hernández, L.R., 2008. Plan de Manejo tipo venado Temazate. SEMARNAT. México.
- ☪ Salazar, S.E., García, P.J.J., Rodríguez, H., Viramonetes, F., de la Colina, F., Melba, R.R., Escobar, F.J., 2003. Efecto del fotoperiodo sobre la actividad ovárica de la cabra. Unidad Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Zacatecas. Zacatecas. México.
- ☪ Samayoa, K., 1993. Evaluación de algunos valores fisiológicos, hematológicos y de química sanguínea del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) de

Guatemala. Tesis de licenciatura. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Veterinaria y Zootecnia. Guatemala.

- ♣ Santiago, M. J., González, B.A., Gómez, B., López, S., 2001. Influencia medioambiental (fotoperiodo, nutrición) y control endocrino del desarrollo del cuerno/a en rumiantes de interés cinegético. Dpto. Reproducción Animal y Conservación de Recursos Zoogenéticos. Madrid. España.
- ♣ Sevilla, P.E. y Urbina, A.F.E., 2009. Dirección General de Comunicación Social y Relaciones Públicas del Gobierno del Estado de Tabasco. México. <http://www.inafed.gob.mx/work/templates/enciclo/tabasco/mpios/27005a.htm>
- ♣ Vergara, V.A., 2009. Contribución al conocimiento de los mamíferos grandes y medianos de San Juan Teponaxtla, Oaxaca. Un catálogo Ilustrado. Trabajo práctico-científico. Tesis de licenciatura. Universidad Veracruzana. Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. Córdoba, Veracruz. México. <http://geobicom.org/pdfs/TESIS%20ANTOEVAN%20VERGARA.pdf>.
- ♣ Weber, M., 2006. Que tiene que ver una leyenda indígena con algunos de nuestros proveedores de carne. Revista Ecofronteras, De nuestro pozo. ECOSUR, Campeche. México. <http://www.ecosur.mx/ecofronteras/ecofrontera/ecofront29/leyendaindigena.pdf>
- ♣ Wallach, J. y Boever, W., 1983. Diseases of exotic animals. In: Medical and surgical management. Saunders. U.S.A.

9. ANEXO 1.

Formato de Evaluación andrológica del Laboratorio de Reproducción “MVZ Juan Téllez Girón”:



Secretaría del Medio Ambiente
Dirección General de Zoológicos y Vida Silvestre
Dirección Técnica y de Investigación
Laboratorio de Reproducción



EVALUACIÓN FÍSICA DEL APARATO REPRODUCTOR DEL MACHO:

Zoológico de Chapultepec a las 10:52 hrs

DATOS GENERALES DEL EJEMPLAR:

Nombre común:	Identificación:	
Nombre científico:	Edad:	Peso:
Historia Reproductiva:		

EXAMEN EXTERNO DEL APARATO GENITAL:

PENE	
Tamaño:	Longitud:
	Amplitud:
Color:	
Secreciones:	
Observaciones:	

PREPUCIO	
Tamaño:	Longitud:
	Amplitud:
Aspecto:	
Color:	
Secreciones:	
Observaciones:	

EXAMEN INTERNO DEL APARATO GENITAL:

ESCROTO:
Aspecto:
Tamaño:
Elasticidad:
Textura:
Observaciones:

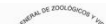
GLÁNDULA BULBOURETRAL:
Tamaño:
Consistencia:
Observaciones:

TESTÍCULOS			
IZQUIERDO		DERECHO	
Tamaño:	Longitud:	Tamaño:	Longitud:
	Amplitud:		Amplitud:
	Volumen:		Volumen:
Consistencia: Firme		Consistencia:	
OBSERVACIONES:			

EPIDIDIMOS		
	Izquierdo	Derecho
Longitud:		
Amplitud:		
Volumen:		
Observaciones: .		

PRÓSTATA:
Tamaño:
Consistencia:
Observaciones:

URETRA:
Aspecto:
Color:
Secreciones:
Observaciones:



EVALUACIÓN DE SEMEN

EXAMEN MACROSCOPICO:

Volumen:	Olor:
Color:	pH:
Observaciones:	Viscosidad:

EXAMEN MICROSCOPICO:

Concentración (mill/ml):		FROTIS (TINCIÓN):	
MOTILIDAD (%)	Progresiva rápida:	Anormalidades (%):	Cabeza:
	Progresiva lenta:		Pza media:
	No progresiva:		Flagelo:
	Inmóviles:		Otras:
MADUREZ (%)	Maduros:	VIABILIDAD (%):	Vivos:
	Inmaduros:		Muertos:
Observaciones:			

CRIOPRESERVACIÓN:

PAJILLAS:		
No Total:	Concentración:	Diluyente:
Motilidad Postcongelación %:	Progresiva Rápida: Progresiva Lenta: No progresiva: Inmóviles:	
Vivos y Muertos Postcongelación (%):		
Almacenamiento:	Termo:	
	Canastilla:	
	Bastón:	
OBSERVACIONES:		

REGISTRO DE ELECTROEYACULACIÓN:

Serie	Estímulos	Voltaje	Duración	Respuesta	Observaciones