



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN
NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA

DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSTGRADO

**CAPACIDAD REPRODUCTIVA Y CONCENTRACIÓN
DE TESTOSTERONA PLASMÁTICA DE TOROS *Bos
indicus* EN TUZANTLA, MICHOACÁN**

TESIS

Que presenta:

MVZ ANTONIO LÓPEZ ROMERO

Para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

Asesores:

**DR. JOSÉ HERRERA CAMACHO
DR. J. JESÚS CONEJO NAVA**

Morelia, Michoacán; Diciembre del 2007.

**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSTGRADO**



**CAPACIDAD REPRODUCTIVA Y CONCENTRACIÓN
DE TESTOSTERONA PLASMÁTICA DE TOROS *Bos*
indicus EN TUZANTLA, MICHOACÁN**

TESIS

Que presenta:

MVZ ANTONIO LÓPEZ ROMERO

Para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

Asesores

DR. JOSÉ HERRERA CAMACHO

DR. J. JESÚS CONEJO NAVA

Morelia, Michoacán; Diciembre del 2007.

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN	01
2. ANTECEDENTES	04
2.1. ANATOMÍA Y FISIOLOGÍA DEL APARATO REPRODUCTOR DEL TORO	04
2.1.1. DESARROLLO PRENATAL DE LOS ÓRGANOS REPRODUCTIVOS	05
2.1.1.2. DESCENSO DE LOS TESTÍCULOS	05
2.1.2. ESCROTO	06
2.1.3. TESTÍCULOS	08
2.1.4. CONDUCTOS EXTERNOS	13
2.1.4.1. EPIDÍDIMO	13
2.1.4.2. CONDUCTOS DEFERENTES	15
2.1.4.3. URETRA	16
2.1.5. ÓRGANOS SEXUALES ACCESORIOS	16
2.1.5.1. VESÍCULAS SEMINALES	17
2.1.5.2. PRÓSTATA	17
2.1.5.3. BULBOURETRALES O DE COWPER	18
2.1.6. PENE	18
2.1.6.1. EMISIÓN Y EYACULACIÓN	19
2.2. ESPERMATOGÉNESIS	20
2.2.1. ESPERMATOCITOGÉNESIS	20
2.2.2. ESPERMIOGÉNESIS	22
2.2.3. ESPERMIACIÓN	25
2.2.4. CONTROL ENDOCRINO DE LA ESPERMATOGÉNESIS	26
2.2.4.1. TESTOSTERONA	27
2.2.4.1.1. COMPOSICIÓN QUÍMICA	27
2.2.4.1.2. TESTOSTERONA DURANTE LA ETAPA FETAL	28

DEL MACHO	
— 2.2.4.1.3. TESTOSTERONA DEL NACIMIENTO A LA PUBERTAD	29
— 2.2.4.1.4 TESTOSTERONA DURANTE LA VIDA ADULTA	30
2.3. CICLO DEL EPITELIO SEMINÍFERO	32
2.4. ONDA DE PRODUCCIÓN ESPERMÁTICA	33
2.5. EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD REPRODUCTIVA DE SEMENTALES BOVINOS	34
2.5.1. EVALUACIÓN FÍSICA GENERAL	37
2.5.2. EVALUACIÓN DE LOS ÓRGANOS REPRODUCTIVOS	39
2.5.3. RECOLECCIÓN DEL SEMEN	45
2.5.4. EVALUACIÓN SEMINAL	48
2.5.4.1. EVALUACIÓN MACROSCÓPICA	48
2.5.4.2. EVALUACIÓN MICROSCÓPICA	49
3. HIPÓTESIS	55
4. OBJETIVO GENERAL	55
4.1. OBJETIVOS PARTICULARES	55
5. MATERIAL Y MÉTODOS	56
5.1. LOCALIZACIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO	56
5.2. ANIMALES	56
5.3. EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD REPRODUCTIVA DE LOS TOROS	58
5.3.1. EVALUACIÓN FÍSICA DE LOS TOROS	58
5.3.2. EVALUACIÓN DEL SEMEN	58
5.3.3. POTENCIAL REPRODUCTIVO DE LOS SEMENTALES	59
5.4. DETERMINACIÓN DE TESTOSTERONA	59
5.5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO	60
6. RESULTADOS	61
7. DISCUSIÓN	68
8. CONCLUSIONES	74

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Diferencia entre temperatura escrotal y testicular en el toro.	07
Cuadro 2.	Circunferencia escrotal recomendada por la Sociedad de Teriogenología para sementales bovinos.	36
Cuadro 3.	Movilidad espermática recomendada por la Sociedad de Teriogenología para sementales bovinos.	36
Cuadro 4.	Circunferencia escrotal recomendada para sementales cebuinos bajo condiciones de pastoreo extensivo.	36
Cuadro 5.	Efecto del porcentaje de células normales sobre el porcentaje de concepción en razas productoras de carne.	52
Cuadro 6.	Normales climáticas del Municipio de Tuzantla, Michoacán 1971-2000.	57
Cuadro 7.	Movilidad masal (MM), Anormalidades totales (AT), Anormalidades secundarias (AS) y concentración espermática en sementales bovinos en diferente mes del año en Tuzantla, Michoacán.	65

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Eventos realizados durante la espermatocitogénesis.	22
Figura 2.	Cambios ocurridos durante la espermiogénesis.	25
Figura 3.	Etapas del ciclo del epitelio seminífero bovino.	32
Figura 4.	Onda del epitelio seminífero.	34
Figura 5.	Identificación de algunas partes corporales utilizadas para asignar grados de condición corporal.	38
Figura 6.	Conformación de aplomos en sementales bovinos.	39
Figura 7.	Diferentes anomalías penélicas más frecuentes en el toro.	40
Figura 8.	Disposición prepucial en animales <i>B. indicus</i> (A) y <i>B. taurus</i> (B).	41
Figura 9.	Medición de la circunferencia testicular.	44
Figura 10.	Componentes y estructura de una vagina artificial para bovinos.	46
Figura 11.	Equipo de electroeyaculación para bovinos.	47
Figura 12.	Volumen y apariencia de las muestras de semen bovino.	49
Figura 13.	Cámara de Neubauer.	51
Figura 14.	Principales anomalías morfológicas de espermatozoides bovinos.	53
Figura 15.	Condición corporal de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán.	61
Figura 16.	Circunferencia escrotal de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán.	62
Figura 17.	Volumen del eyaculado de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán.	62
Figura 18.	pH del semen obtenido de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán.	63
Figura 19.	Movilidad espermática progresiva de sementales bovinos en	64

diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán.

- Figura 20. Anormalidades morfológicas primarias en espermatozoides de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. 64
- Figura 21. Porcentaje de espermatozoides muertos en semen obtenido de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. 65
- Figura 22. Comportamiento de la capacidad reproductiva de los sementales en los diferentes meses de estudio. 66
- Figura 23. Concentración plasmática de testosterona (ng/ml) de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. 67

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue evaluar la capacidad reproductiva y concentración de testosterona plasmática en toros *B. indicus* en condiciones de pastoreo extensivo en Tuzantla, Michoacán. Se utilizaron 82 sementales adultos (>36 meses de edad) *B. indicus*, mantenidos en pastoreo extensivo en trópico seco. La evaluación se realizó una vez por mes, en diciembre, enero, abril y agosto. Los aspectos evaluados fueron: Condición corporal (CC), circunferencia escrotal (Ces), volumen del eyaculado (vol), pH, movilidad progresiva (MP), espermatozoides muertos (EM), movilidad masal (MM), anormalidades totales (AT), anormalidades primarias (AP), anormalidades secundarias (AS), concentración espermática (CE) y concentración de testosterona plasmática. El análisis estadístico se hizo considerando a las variables anteriormente señaladas como dependientes y como independiente, el mes de muestreo; la comparación de medias entre meses de muestreo se realizó mediante la prueba de Duncan. Los valores de CC, Ces y testosterona fueron más altos en abril, encontrándose diferencias ($P < 0.05$) entre este y diciembre y enero. Las características del eyaculado mostraron los mejores valores en abril y agosto, encontrándose diferencias significativas ($P < 0.05$) en Vol, pH, MP, EM y AP, en tanto que las variables MM, AT, AS y CE no presentaron efecto del mes de muestreo del año ($P > 0.05$). Por lo anterior, se concluye que el mejor momento reproductivo de los sementales bovinos en trópico seco es en abril y agosto.

1 INTRODUCCIÓN

En el periodo 2000-2002, la producción de carne en el país fue de 4,482,800 toneladas de carne, de las cuales la de pollo representó el 42.3% de la producción total, la de res el 31.9%, la producción porcina el 23.6%, la caprina con el 0.87%, la ovina con el 0.80% y finalmente la de guajolote con el 0.58% (SAGARPA, 2003).

Si bien en México la producción de carne de res en el periodo de 1990 al 2002 ha tenido un crecimiento anual promedio de 29,475 toneladas, este ritmo de crecimiento ha sido superado por las necesidades de consumo de la población, lo cual se ve reflejado en las importaciones de carne de bovino que de 1990 al 2001 han tenido un crecimiento promedio de 26,211 toneladas, mientras que las exportaciones han tenido una depresión anual promedio en el mismo periodo de 899 toneladas (SAGARPA, 2003).

En Michoacán, la ganadería productora de carne se encuentra ubicada en la Región de Tierra Caliente, que con base en los datos de Jiménez (2004) contaba con una población de 1,658,371 cabezas y una producción anual de 49,400 toneladas de carne y cerca de 150,000 becerros. El municipio de Tuzantla, en el 2002, contó con un inventario de bovinos productores de carne de 29'692, con los cuales, se obtuvo una producción de 1'125.5 toneladas de carne. El 4.8% de las unidades de producción en el municipio son tecnificadas y el 95.2% se encuentran en condiciones de semitecnificación y de producción de traspatio. En esta zona por lo general, el ganado bovino es mantenido de manera extensiva y basan su alimentación en pastos nativos en la temporada

de lluvias y durante la época de secas son alimentados a base de esquilmos agrícolas de los cultivos de maíz y sorgo principalmente (Jiménez, 2004), y ocasionalmente se proporciona alimento comercial (SAGARPA y Gobierno del Estado de Michoacán, 2002; Jiménez, 2004).

En la región de trópico seco mexicano, predominan los animales *B. indicus* cruzados con *B. taurus* (Suizo Pardo, Simental y Holstein, entre otras), con parámetros productivos (55-60% de destetes, con un peso vivo de 180 a 190 kg y 12-14 meses de edad) y reproductivos (porcentaje de preñez 45-50%, días abiertos >180 días, intervalo entre partos >24 meses), diferentes a lo registrado en la media nacional y que afectan el nivel de producción de la ganadería de carne de la región, por lo que la producción está dirigida al abasto regional y nacional; dando lugar a que solamente los estados del norte del país capten y exporten becerros en pie a otros países (Suárez y López, 1996).

En la zona del trópico seco, tradicionalmente se ha puesto mayor énfasis en la importancia de tener hembras fértiles que en poseer toros fértiles (Duchens, 1999), sin tomar en cuenta que los sementales son responsables, en mayor grado, del número de crías en un sistema de producción, ya que una vaca solo puede tener un becerro al año, mientras que un toro puede ser el padre de todos los becerros y consecuentemente responsable de la rapidez de la mejora genética que se presente en el sistema de producción (Nelson, 1997).

Algunos estudios (Caroll *et al.*, 1963; Sánchez *et al.*, 1982; Molina *et al.*, 2003; Barham y Pennington, 2004), han demostrado que en un hato con varios toros, algunos de ellos (2 de cada 5 sementales), producen semen con deficiente cantidad y/o calidad, presentan defectos físicos que dificultan la cópula o bien tienen libido disminuida, lo que perjudica de manera directa el desempeño reproductivo del hato. Algunos autores, (Nelson 1997, Parker *et al.*, 1999, Sprott *et al.*, 1997, Barham y Pennington, 2004), sugieren que cada uno de los toros en un hato debe someterse a una evaluación de la capacidad reproductiva 30 a 60 días antes o después de la estación reproductiva, ya que más del 10% de los sementales puede presentar problemas de infertilidad parcial o total.

Los toros con fertilidad disminuida son difíciles de detectar en sistemas de pastoreo ya que frecuentemente se emplean junto con otros sementales durante la época de empadre y se oculta o minimiza el problema (Duchens, 1999). Al respecto, Kennedy *et al* (2002), evaluaron 3,648 toros en estaciones experimentales, de los cuales el 76.2% fueron reproductivamente satisfactorios y el resto fueron insatisfactorios, ya que presentaron problemas en la calidad seminal y físicos; situación que pudiera ser más severa en los sistemas de producción extensiva, especialmente en las zonas con clima tropical seco.

2 ANTECEDENTES

2.1 ANATOMÍA Y FISIOLÓGÍA DEL APARATO REPRODUCTOR DEL TORO

La función de los sementales es la producción de espermatozoides potencialmente fértiles y su adecuado depósito en el aparato reproductor de la hembra (Noakes *et al.*, 2001), para poder cumplir con esa función, el macho está provisto de una serie de órganos reproductivos, que para su más fácil comprensión se han dividido en tres: a) órganos sexuales primarios o testículos, ubicados dentro del escroto; b) órganos reproductivos secundarios, que son los conductos que comunican los testículos con la uretra y el pene, entre ellos se encuentran, los epidídimos y los conductos deferentes; y c) órganos reproductivos accesorios, que incluyen la glándula prostática, dos glándulas vesiculares y dos glándulas bulbouretrales (Bearden y Fuquay, 1982).

Los testículos tienen dos funciones: a) producción de espermatozoides fértiles y b) producción de hormonas sexuales, ambas funciones están bajo la influencia de las hormonas de la adenohipófisis. En los mamíferos, la producción de espermatozoides se efectúa a una temperatura inferior a la del resto del cuerpo, lo que se puede lograr gracias a que los testículos están fuera de la cavidad abdominal y dentro del escroto, este último cuenta además con una serie de mecanismos de termorregulación (Hafez y Hafez, 2000).

2.1.1 Desarrollo prenatal de los órganos reproductivos

Los testículos se desarrollan en el interior del abdomen, en posición medial respecto al riñón (mesonéfrs). Dentro del testículo, el plexo de conductos se conecta a los túbulos mesonéfricos para formar el epidídimo, conducto deferente y glándulas vesiculares. Las glándulas prostática y bulbouretral se forman a partir del seno urogenital embrionario, y el pene a partir de un tubérculo que se desarrolla en el orificio del seno urogenital (Hafez y Hafez, 2000).

2.1.1.2 Descenso de los testículos

Las gónadas emigran caudalmente en el abdomen por el anillo inguinal interno atravesando hacia el anillo inguinal externo, que en realidad es un agujero agrandado del nervio genitofemoral, hasta llegar al escroto. Todo este movimiento va precedido de la formación de un proceso vaginal que encierra al ligamento inguinal y testicular (Hafez y Hafez, 2000). En los bovinos, el descenso de los testículos termina en el feto, en el segundo tercio de la gestación (Bearden y Fuquay, 1982).

2.1.2 Escroto

El escroto es un saco bilobulado o dividido por un surco vertical medio que contiene los testículos y se localiza en la región inguinal (Noakes *et al.*, 2001). Se halla formado por varias capas:

- a) La piel. Está cubierta por pelos finos y posee muchas glándulas sebáceas y sudoríparas (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000).
- b) El músculo dartos. Íntimamente ligado a la piel excepto en la parte dorsal de la bolsa; está formada de tejido muscular involuntario y de fibras y de conexiones de tejido conjuntivo. En el fondo de cada bolsa, la túnica dartos se fija a la túnica vaginal (Noakes *et al.*, 2001).
- c) La túnica vaginal. Es una prolongación de peritoneo, cuenta con dos capas, una visceral que es el revestimiento del testículo y epidídimo y otra parietal que reviste la cavidad escrotal. Desciende dentro del escroto como una bolsa bilobulada que se estrecha en la parte posterior por donde atraviesa el anillo inguinal. En su interior se encuentran las arterias y venas espermáticas, los vasos linfáticos y conductos de los testículos (cordón espermático) además de glándulas que segregan un líquido lubricante (Noakes *et al.*, 2001).
- d) El músculo cremaster. Se origina en el orificio interno del canal inguinal, es estriado y se fija en la parte exterior de la túnica vaginal en las zonas posteriores y externa (Noakes *et al.*, 2001).

El escroto con todas sus capas, músculos y revestimientos proporcionan soporte y protección a los testículos, además de que ayudan a mantener una temperatura menor a la corporal, lo que se requiere para una espermatogénesis activa (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000). Kastelic *et al* (1996^a), reportan una temperatura más alta en la porción dorsal del escroto y menor en la porción ventral, en tanto que los testículos tienen una temperatura más elevada en la porción media y ventral; ambas temperaturas probablemente se complementan, dando por resultado una temperatura intratesticular uniforme y menor a la temperatura corporal. En el toro se ha encontrado variación en la temperatura de las diferentes estructuras contenidas en la bolsa escrotal y entre los diferentes genotipos (Cuadro 1).

Cuadro 1. Diferencia entre temperatura escrotal y testicular en el toro (Brito *et al.*, 2004^b).

Especie	Escrotal subcutáneo °C	Intra-testicular °C	Intra-epididimal °C
<i>B. indicus</i>	33.7 ± 0.8	33.8 ± 0.7	34.6 ± 0.8
<i>B. indicus X B. taurus</i>	33.3 ± 1.0	32.8 ± 1.6	34.4 ± 1.0
<i>B. taurus</i>	34.8 ± 1.0	33.9 ± 1.0	35.6 ± 0.6

Cuando la temperatura testicular es baja, la túnica dartos se contrae retrayendo al escroto y acercando los testículos al cuerpo del animal, lo contrario sucede cuando la temperatura es elevada, la túnica dartos se relaja, alejando los testículos del cuerpo; esta función termoreguladora empieza en los machos hasta la pubertad y está controlada por las hormonas testiculares. Otro factor termorregulador es el ofrecido por el plexo pampiniforme, en el cual se enfría o se calienta la sangre de la arteria testicular por medio del contacto con las venas testiculares (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000).

Además, los receptores ubicados en la piel escrotal pueden inducir respuestas que desencadenan en la disminución de la temperatura corporal y provocan jadeo y sudoración (Hafez y Hafez, 2000). Cuando la temperatura es muy alta y no se puede controlar por estos mecanismos termorreguladores, se produce degeneración del tejido espermático y se detiene la espermatogénesis (Martinez, 1993).

2.1.3 Testículos

Los testículos tienen dos funciones básicas, la producción de espermatozoides potencialmente fértiles y la producción de los andrógenos testosterona y androstenediona. Los testículos del toro tienen forma oval alargada y se encuentran suspendidos dentro del escroto por el cordón espermático. El tamaño de los testículos del toro varía según la edad y raza (Noakes *et al.*, 2001).

En cada testículo se encuentran las siguientes estructuras: la túnica albugínea, es la capa externa de los testículos, delgada y blanquecina de tejido conjuntivo elástico; por debajo de ella se encuentra el parénquima, que es de color amarillento y está dividido en segmentos por tejido conjuntivo. Dentro del parénquima se encuentran numerosos túbulos seminíferos, se calcula que en el toro adulto tienen una longitud aproximada de 4.8 km y un diámetro cada uno de 200 a 300 micras. Estos túbulos conducen a los espermatozoides al mediastino. Entre los túbulos seminíferos se encuentran las células intersticiales o de Leydig que representan aproximadamente el 20% del peso

del testículo normal del toro (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000; Noakes *et al.*, 2001).

La inervación e irrigación del testículo están íntimamente asociadas. El nervio simpático externo que nace en el ganglio mesentérico posterior acompaña a la arteria espermática en el cordón espermático y se divide para inervar los testículos, que se cree que está formada totalmente por nervios simpáticos vasoconstrictores que controlan el flujo de sangre por todo el testículo. Los nervios del epidídimo y escroto tienen fibras colinérgicas y adrenérgicas, lo que indica que se hallan presentes fibras simpáticas y parasimpáticas. Por ello, la corriente sanguínea de los testículos se ve disminuida cuando existe el miedo (Noakes *et al.*, 2001).

La inervación autónoma de los testículos mantiene la regulación de las funciones del aparato genitourinario del macho, donde los mecanismos adrenérgico, colinérgico operan conjuntamente (Hafez y Hafez, 2000).

La irrigación del testículo proviene de la arteria espermática (testicular), ésta nace de la aorta; se va arrollando conforme desciende al cono testicular, lo que es un mecanismo mediante el cual la sangre venosa (más fría) ayuda a disminuir la temperatura de la sangre arterial, además de que disminuye la presión arterial casi a cero (Hafez y Hafez, 2000; Noakes *et al.*, 2001).

La arteria testicular pasa sobre el testículo hasta la porción ventral, bajo la cola del epidídimo, donde se divide en tres o cuatro ramas arrolladas que se

subdividen una vez más para formar un modelo de arterias arrolladas sobre sí mismas y atraviesan de arriba a abajo la superficie del testículo. Las arterias terminales se dividen y penetran en el testículo a lo largo del mediastino desde donde se irradian para irrigar los lóbulos del tejido testicular, después éstas se subdividen hasta llegar a capilares, los cuales corren a lo largo y alrededor de los túbulos seminíferos, pero no los atraviesan. La linfa procedente del testículo y epidídimo pasa a los ganglios linfáticos de la aorta lumbar (Hafez y Hafez, 2000).

a) Túbulos seminíferos

Los túbulos seminíferos contienen en su interior células de Sertoli y células germinales en diferente estadio de desarrollo (Hafez y Hafez, 2000). Las células de Sertoli inmediatamente antes de la pubertad forman una barrera que aísla a las células germinativas y en diferenciación de la circulación general, además de servir de guía en la diferenciación de espermatozoides y segregan líquido hacia la luz del tubo seminífero (Hafez y Hafez, 2000; Walker y Cheng, 2005). Berndtson *et al* (1987), reportaron que existe una estrecha relación entre el parénquima testicular y la producción diaria de semen con el número de células de Sertoli.

Los túbulos seminíferos se unen formando los tubos rectos que a su vez forman la *rete testis* en el mediastino, ya ahí se continúan en una docena de vasos eferentes hasta que confluyen en la parte dorsal del mediastino dando lugar al comienzo del epidídimo (Noakes *et al.*, 2001).

b) Células intersticiales o de Leydig

Se distribuyen en el parénquima de los testículos y entre los túbulos seminíferos, son las principales productoras de hormonas masculinas, las que se vierten en las venas testiculares y vasos linfáticos. En los bovinos, las células de Leydig se empiezan a observar desde que el embrión tiene 30 mm de tamaño y a partir de ese momento aumentan en número hasta inmediatamente antes del parto, cuando se observa una disminución en su crecimiento (Hafez y Hafez, 2000).

c) Función endocrina de los testículos

La producción de hormonas es una función muy importante de los testículos, ya que además de manifestar los caracteres sexuales secundarios en los machos, son necesarias para la correcta producción de los espermatozoides (Noakes *et al.*, 2001).

Los andrógenos se forman en los testículos bajo la influencia de las hormonas folículo estimulantes (FSH) y hormona luteinizante (LH) u hormona estimulante de las células intersticiales. La LH tiene su principal acción sobre las células intersticiales o de Leydig, promoviendo la conversión del colesterol en pregnolona, un precursor de testosterona; a su vez, la secreción de gonadotropinas se encuentra controlada por los andrógenos y estrógenos, un

aumento en cualquiera de ellos da como resultado una disminución en la producción de gonadotropinas (Noakes *et al.*, 2001).

En el túbulo seminífero, la testosterona es convertida en 5-dihidrotestosterona (DTH). La FSH tiene como blanco la célula de Sertoli, la cual bajo la influencia de la DTH, testosterona y FSH secreta la proteína ligadora de andrógenos (ABP); la estimulación de la FSH es requerida para que las células de Sertoli apoyen la espermatogénesis (Noakes *et al.*, 2001). Además, existe una correlación positiva entre la concentración basal de FSH y el circunferencia testicular, número de células de Sertoli, espermatogonias y espermátides (Moura y Erickson, 1997).

La testosterona como hormona esteroidea, participa en procesos de anabolismo dentro del organismo, cumpliendo las siguientes funciones. a) Inicio y mantenimiento de la espermatogénesis; b) Afecta la maduración de los espermatozoides en el epidídimo; c) Mantiene la actividad secretora de las glándulas sexuales accesorias; d) Desarrollo de los caracteres sexuales secundarios del macho; e) Responsable del deseo sexual (libido) del macho y f) Mantiene la integridad funcional del músculo de la túnica dartos y el epidídimo.

2.1.4 Conductos externos

2.1.4.1 Epidídimo

Es la estructura que sigue a los conductos eferentes, en la parte dorsal del testículo y para su mejor comprensión se divide en tres porciones: cabeza, cuerpo y cola (Hafez y Hafez, 2000; Noakes *et al.*, 2001).

El epidídimo se encuentra dentro de una vaina de revestimiento de tejido conjuntivo que es una prolongación de la túnica albugínea, la porción más arrollada del epidídimo es la cabeza, ubicada en la porción dorsal del testículo. Las circunvoluciones del tubo empiezan a disminuir mientras que éste desciende a la porción ventral hasta tomar un aspecto de tubo recto (cuerpo); finalmente en la porción ventral aumentar las circunvoluciones y en unión con la vaina que lo rodea forma la cola del epidídimo (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000).

La pared del conducto epididimal se haya revestida de células epiteliales. En la cabeza del epidídimo se encuentra un epitelio cilíndrico pseudo estratificado con estereo cilios, que se mueven en dirección del cuerpo del epidídimo; en el toro el epidídimo puede llegar a medir hasta 36 m (Hafez y Hafez, 2000).

Las principales funciones del epidídimo son:

1. Transporte. Son varios los factores que contribuyen al movimiento de los espermatozoides por el epidídimo, uno es la presión que ejercen los espermatozoides en los túbulos seminíferos y la red testicular; otro factor son los cilios presentes en el epidídimo (Bearden y Fuquay, 1982). En el toro, los espermatozoides duran de 9 a 13 días en pasar por el epidídimo; cuando las eyaculaciones son frecuentes, el transporte se acelera de 10 a 20% (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000).
2. Concentración espermática. Diariamente el testículo del semental bovino segrega líquidos hacia el epidídimo, que son absorbidos principalmente en la cabeza del epidídimo, alcanzándose una concentración espermática aproximada en el toro de 100×10^6 a 400×10^7 por ml (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000). Además de la absorción de agua, Na^+ y Cl^- , el epidídimo secreta K^+ , pero para que esta acción se realice es necesario que el epidídimo se encuentre a una temperatura menor a la corporal (Wong *et al.*, 1982).
3. Almacenamiento. El epidídimo cuenta con las condiciones adecuadas para almacenar espermatozoides viables hasta por 60 días (Bearden y Fuquay, 1982; Wong *et al.*, 1982). La cola del epidídimo es el principal órgano de almacenamiento, pues ahí se encuentra el 75% de los espermatozoides (Hafez y Hafez, 2000). Además, los espermatozoides reducen su viabilidad considerablemente en la cabeza y cuerpo del epidídimo, en comparación con la cola (Wong *et al.*, 1982).

4. Maduración. Cuando los espermatozoides entran a la cabeza del epidídimo no tienen la capacidad de movilidad y de fertilidad, y es en éste donde la adquieren y pierden la gota citoplasmática ubicada en el cuello (Wong *et al.*, 1982; Bearden y Fuquay, 1982). Además, los espermatozoides adquieren ciertas proteínas secretadas por las células epiteliales, tal es el caso de la P25b, la cual otorga la habilidad de fertilización a los espermatozoides durante su tránsito por el tracto reproductivo (Frenette *et al.*, 2002). También, la prostaglandina D sintética pudiera tener cierta relación en la maduración de los espermatozoides en el epidídimo (Gerena *et al.*, 2000).

2.1.4.2 Conductos deferentes

Los conductos deferentes, nacen donde termina el epidídimo, en la porción ventral del testículo y se prolongan a la porción dorsal atravesando el anillo inguinal con el cordón espermático, una vez en la cavidad abdominal se dirige hacia la pelvis para desembocar en la uretra. Los conductos deferentes tienen una luz relativamente pequeña y revestida de una mucosa de epitelio prismático pseudo estratificado, que al final se ensancha para formar la ampolla de Henle, lugar en donde se almacenan los espermatozoides antes de ser eyaculados (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000).

2.1.4.3 Uretra

Es un órgano común para la excreción de la orina y la eyaculación. Se extiende a través de la zona pelviana y del pene hasta la punta del glande del pene como orificio uretral externo. La uretra se origina en el cuello de la vejiga, en el orificio uretral interno y se ensancha inmediatamente después formando el *culliculus seminalis*, en donde se mezclan las secreciones provenientes de los conductos deferentes, y glándulas accesorias (Bearden y Fuquay, 1982).

2.1.5 Órganos sexuales accesorios

Los órganos sexuales accesorios, proporcionan la mayor parte del eyaculado, el cual contiene abundantes carbohidratos, citratos, proteínas, aminoácidos, enzimas, vitaminas hidrosolubles y minerales, que sirven para mantener los procesos vitales de los espermatozoides (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000). Además, las glándulas accesorias, producen y liberan al plasma seminal una proteína antimicrobiana, la plasmina seminal, que inhibe eficientemente el crecimiento de *E. coli* y una gran variedad de bacterias Gram negativas y Gram positivas (Shivaji *et al.*, 1984).

La arteria pudenda interna irriga los genitales pélvicos, y sus ramas salen de la cavidad pélvica por el arco del isquión (arco isquiático) para llevar sangre al pene. La linfa de las glándulas accesorias, uretra y pene llega a los ganglios ilíacos medios y sacros; la del escroto, prepucio y de tejidos

peripeneanos drena hacia los ganglios linfáticos inguinales superficiales (Hafez y Hafez, 2000).

2.1.5.1 Vesículas seminales

Las vesículas seminales, se sitúan a cada lado de la ampolla, se abren en el *culliculus seminalis* por encima o abajo de los conductos deferentes. Tienen una longitud > 10 cm y un grosor > 2.5 cm; son lobuladas; las paredes contienen fibras musculares involuntarias y una cubierta fibrosa externa. La irrigación sanguínea proviene de la arteria pudenda interna. Son glándulas de mucha actividad secretora, contribuyen en el toro con más del 50% del volumen del semen; la secreción tiene más del 1% de fructosa y ácido cítrico, además contiene amortiguadores como fosfato y carbonato (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000; Noakes *et al.*, 2001).

2.1.5.2 Próstata

Se sitúa dorsalmente a la unión de la uretra pelviana con el cuello de la vejiga. La próstata rodea a la uretra pelviana y a su vez la próstata está rodeada por músculos uretrales, y vierte su contenido a ese conducto mediante numerosos orificios pequeños. La próstata se haya revestida por células glandulares prismáticas y es el origen de la antiaglutinina del macho y segrega un líquido rico en iones inorgánicos como sodio, cloro, calcio y magnesio (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000; Noakes *et al.*, 2001).

2.1.5.3 Bulbouretrales o de Cowper

Situadas a ambos lados de la uretra pelviana, aproximadamente a 10 o 15 cm de la próstata, se hayan parcialmente enterradas en el músculo bulbo cavernoso. Son algo ovoides y miden aproximadamente 2.5 cm de longitud por 1.25 cm de grosor. Cada una de ellas vierte una secreción a la uretra a través de un orificio simple. Producen una sustancia lubricante viscosa, de aspecto de moco (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000; Noakes *et al.*, 2001).

2.1.6 Pene

La parte fija del pene se denomina raíz, la parte principal del órgano cuerpo y la parte libre se llama glande. Constituido en la mayoría de las especies de gran parte de tejido eréctil, dado por los cuerpos cavernosos, que cuando el macho se estimula sexualmente se llenan de sangre, aumenta la presión y ocurre la erección (Bearden y Fuquay, 1982).

En el toro, los espacios vacíos del cuerpo cavernoso del pene son pequeños, excepto en las raíces y en el doblez distal de la curvatura sigmoidea, motivo por el cual el pene de los machos de estas especies no se hace más grande, pero sí más rígido cuando se excita. El pene y el escroto son irrigados por la arteria pudenda externa, la cual proviene de la cavidad abdominal a través del conducto inguinal (Hafez y Hafez, 2000).

2.1.6.1 Emisión y eyaculación

La emisión consiste en el paso de líquido espermático a través de los conductos deferentes hacia la uretra pélvica, en donde se mezcla con las secreciones de las glándulas accesorias; ésta es realizada por la acción de los músculos lisos, bajo el control del sistema nervioso autónomo.

Durante la excitación y eyaculación, existen también contracciones de la cola del epidídimo y el conducto deferente (aumentando la tasa de flujo); dichas contracciones son controladas por los nervios autónomos simpáticos del plexo pélvico, provenientes de los nervios hipogástricos (Hafez y Hafez, 2000).

La eyaculación es el paso del semen por la uretra peneana. Para que ésta pueda llevarse a cabo, el músculo bulboesponjoso comprime el bulbo peneano, de modo que bombea sangre desde éste hacia el resto del cuerpo esponjoso. A diferencia del cuerpo cavernoso peneano, este cuerpo cavernoso normalmente es drenado por venas distales y las ondas de presión de éste ayudan a transportar el semen por la uretra (Hafez y Hafez, 2000).

2.2 ESPERMATOGÉNESIS

La espermatogénesis es un proceso mediante el cual ocurre una diferenciación celular, para lo cual es necesario que ocurran una serie de divisiones mitóticas y meióticas además de transformaciones citológicas hasta la formación completa de un espermatozoide (Barth y Oko, 1989). Todo el proceso es llevado a cabo en los túbulos seminíferos a partir de las espermatogonias. La espermatogénesis se divide en dos fases: la espermatocitogénesis y espermiogénesis (Noakes *et al.*, 2001).

2.2.1 Espermatocitogénesis

Antes de la pubertad solo se encuentran dos tipos de células en los túbulos seminíferos, las células de Sertoli (sirven de sustento) y las espermatogonias o células sexuales primarias del macho, estas últimas experimentan una serie de divisiones y cambios que comienzan en la periferia y avanzan hacia la luz del túbulo (Hafez y Hafez, 2000). Se supone que las células de Sertoli desempeñan el papel de alimentar a los espermatozoides formados, antes de que abandonen los túbulos (Cunningham, 1999). También producen ciertas sustancias como la prostaglandina D sintetasa que al parecer interfiere durante el proceso de desarrollo del espermatozoide (Gerena *et al.*, 2000).

Las espermatogonias (tipo AO), son células diploides y junto a las células de Sertoli son relativamente inactivas hasta antes de la pubertad (Hafez y Hafez, 2000). Las espermatogonias tipo AO se dividen para dar origen a las espermatogonias A1, las cuales se dividen progresivamente para formar las espermatogonias A2, A3 y A4. El tipo A4 se divide para formar espermatogonias intermedias y éstas a su vez forman los tipos B1 y B2; estas células se pueden identificar mediante cortes histológicos y tinciones (Barth y Oko, 1989; Hafez y Hafez, 2000).

Es posible que las espermatogonias tipo A2 no solo se dividan para formar espermatozoides, sino que también para reponer la población del tipo A1, mientras que los tipo AO reponen la población de células madre (Barth y Oko, 1989; Hafez y Hafez, 2000).

Las espermatogonias tipo B2 son la base de la producción de espermatozoides, éstas se dividen para formar dos espermatocitos primarios; hasta este momento, todas las divisiones han sido mitóticas, es decir, se han conservado los números diploides de cromosomas (Cunningham, 1999).

Los espermatocitos primarios se dividen a su vez en dos células haploides, llamadas espermatocitos secundarios, cada uno de los cuales a su vez se divide en dos espermátidas, de modo que cada espermatocito primario da origen a cuatro espermátidas (Figura 1). Los espermatozoides, en su estadio final, se producen a partir de las espermátidas, después de que las divisiones celulares se sucedieron hasta espermátidas, sigue la

espermiogénesis o segunda fase de la espermatogénesis (Hafez y Hafez, 2000).

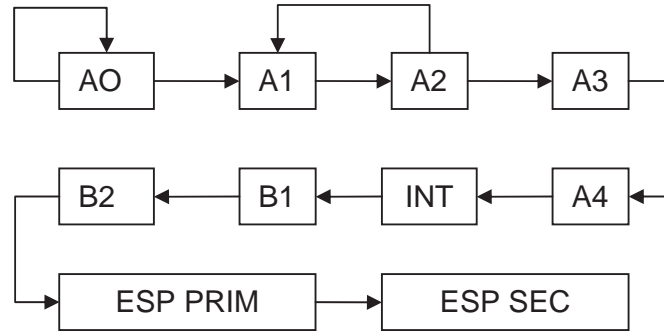


Figura 1. Eventos realizados durante la espermatocitogénesis. Las flechas indican transición al siguiente tipo celular, ESP PRIM (espermatocono primario) y ESP SEC (espermatocono secundario).

2.2.2 Espermiogénesis

La espermiogénesis consiste en la metamorfosis de la espermátida hasta espermatozoide totalmente formado (Figura 2), aunque inmaduro (Hafez y Hafez, 2000). La espermiogénesis se divide en 4 fases: 1) fase de Golgi, 2) fase de encasquetamiento, 3) fase acrosómica y 4) fase de maduración:

1. Fase de Golgi: Caracterizada por la formación de gránulos proacrosómicos y su coalescencia en una sola vacuola, la adhesión del gránulo acrosómico resultante a la envoltura nuclear, y las etapas tempranas de formación de la cola. El centríolo proximal se acerca al núcleo, se cree que de ahí forma una base para la unión de la cola y cabeza (Hafez y Hafez, 2000).

2. Fase de encasquetamiento: Caracterizada por la dispersión del gránulo acrosómico adherente sobre la superficie del núcleo de la espermátida, continuando el proceso hasta aproximadamente dos tercios de la porción anterior del núcleo, quedando cubierto por un delgado saco membranoso de doble capa adherido íntimamente a la envoltura nuclear; el acrosoma del espermatozoide se forma a partir de estas estructuras y el líquido contenido en la vacuola. En esta fase los componentes axonémicos de la cola en desarrollo, formados a partir del centriolo distal, se alargan más allá de la periferia del citoplasma celular. En el desarrollo temprano, el axonema es muy parecido a un cilio, ya que consiste en dos túbulos centrales rodeados por nueve pares de túbulos (Hafez y Hafez, 2000).

3. Fase acrosómica: Se reconoce esta fase por cambios en el núcleo, lo cual es facilitado por la rotación del núcleo hacia la base del túbulo seminífero, de modo que las colas quedan dispuestas hacia la luz del túbulo. Los cambios incluyen condensación de la cromatina en gránulos densos y remodelación del núcleo, de esferoide aplanado y alargado. Aquí las histonas nucleares son sustituidas progresivamente por proteínas transicionales. El acrosoma, íntimamente adherido al núcleo, también se condensa y alarga (Hafez y Hafez, 2000).

El citoplasma se desplaza hacia la parte caudal del núcleo rodeando la parte proximal de la cola en desarrollo; en el citoplasma, los microtúbulos se asocian y forman una vaina cilíndrica temporal llamada manguito que rodea laxamente al axonema, dentro del manguito, el cuerpo cromatoide se

condensa alrededor del axonema formando una estructura llamada anillo citoplásmico, el cual emigra a lo largo de la cola (Hafez y Hafez, 2000). Las mitocondrias se concentran en la parte posterior de la célula en la membrana intracitoplasmática, formando un collar que aparece desde los bordes externos de la parte posterior del núcleo. Esta membrana, conocida como tubo caudal, define la zona del citoplasma que va a incluirse en la vaina mitocondrial que recubre los filamentos axiales (Hafez y Hafez, 2000).

4. Fase de maduración: Durante esta fase, dentro del núcleo, los gránulos de cromatina se condensan progresivamente, mientras las proteínas transicionales son sustituidas por protaminas formando así un material homogéneo que llena todo el núcleo espermático. Alrededor del axonema se forma una vaina fibrosa y las nueve fibras gruesas subyacentes, al parecer se asocian individualmente con los nueve pares de microtúbulos del axonema y son continuas con las presentes en el cuello del segmento conector de la espermátide. La vaina fibrosa cubre el axonema hasta el inicio del segmento caudal. El anillo citoplásmico migra caudalmente hasta el punto donde más tarde se separará el segmento medio del principal y las mitocondrias se empacan apretadamente en una vaina continua desde el cuello hasta el anillo citoplásmico (Hafez y Hafez, 2000).

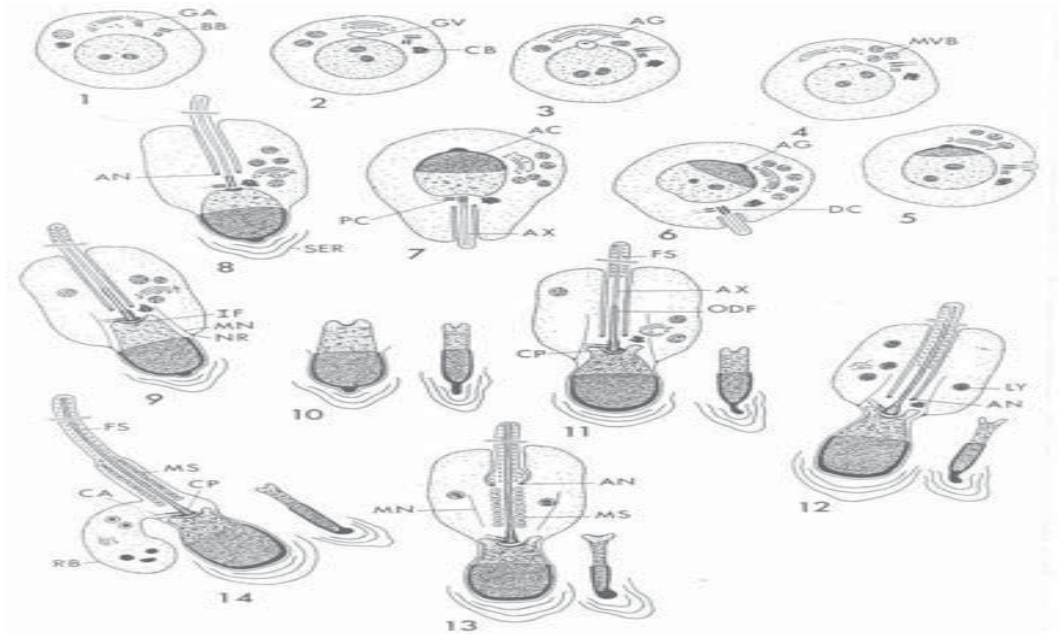


Figura 2. Cambios ocurridos durante la espermiogénesis (Barth y Oko, 1989). Aparato de Golgi (GA), cuerpo basal (BB), vesícula de Golgi (GV), cuerpo cromatoide (CB), gránulo acrosómico (AG), cuerpo multivesicular (MVB), annulus (AN), retículo endoplasmático de Sertoli (SER), centríolo proximal (PC), axonema (AX), capuchón del acrosoma (AC), centríolo distal (DC), fosa de implantación (IF), tubo caudal (MN), anillo nuclear (NR), vaina fibrosa (FS), fibra externa densa (ODF), capitula (CP), lisosoma (LY), centríolo accesorio (CA), vaina mitocondrial (MS), cuerpo residual (RB) y pieza del cuello (PC).

2.2.3 Espermiación

Se llama espermiación a la liberación de las células germinales en la luz del túbulo seminífero, en esta etapa, las espermatidas se orientan perpendicularmente hacia la pared de la célula de Sertoli y sobresalen poco a poco hacia la luz del túbulo. La unión de las espermatidas con la célula de Sertoli es entonces un puente intercelular que se va reduciendo hasta solo quedar un delgado tallo conectado al cuello de la espermatide. Después de la

liberación, queda una gota citoplasmática en el espermatozoide y los residuos son fagocitados por las células de Sertoli, que además fagocitan espermátides degeneradas (Hafez y Hafez, 2000).

2.2.4 Control endocrino de la espermatogénesis

El proceso de la espermatogénesis se encuentra bajo el control endocrino. No se tienen datos suficientes para determinar la secuencia exacta de todas las hormonas que interactúan para llevar a cabo con éxito la espermatogénesis en el toro; sin embargo, el proceso de espermatogénesis es similar en todos los mamíferos. Las principales glándulas que influyen en este proceso son el hipotálamo, la adenohipófisis y los testículos (Barth y Oko, 1989; Hafez y Hafez, 2000).

La hormona que controla en el proceso de la espermatogénesis es la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), la cual es producida en el hipotálamo e induce a la adenohipófisis a la producción de la hormona luteinizante (LH) y la hormona folículo estimulante (FSH); la primera tiene como blanco las células de Leydig, a las que estimulan para que tenga lugar la producción de andrógenos (Walker y Cheng, 2005), entre ellos la testosterona, la cual es la principal responsable de el mantenimiento de la espermatogénesis en el animal adulto (Zaneveld y Chatterton, 1982). La FSH, por su parte, es una gonotropina, que antes del nacimiento, estimula la proliferación de las células de Sertoli; después, en animales prepúberes, la FSH estimula el desarrollo de los túbulos seminíferos y el aumento de receptores para LH en las células de

Leydig (Barth y Oko, 1989) y en animales adultos tiene como blanco las células de Sertoli y estimular el crecimiento y desarrollo de las espermatogonias (Walker y Cheng, 2005).

2.2.4.1 Testosterona

2.2.4.1.1 Composición química

La testosterona, pertenece al grupo de hormonas conocidas como esteroidales, producida en la gónada y la corteza suprarrenal (Mathews y Van Holde 2001), químicamente se sintetiza a partir de las modificaciones enzimáticas de la pregnenolona (Campos *et al.*, 2001) biosintetizada a partir del colesterol. La síntesis de la testosterona da inicio en la esterificación del colesterol en el hígado (Lehninger, 1990), este es captado en las mitocondrias de las gónadas o corteza suprarrenal, en este lugar la enzima *colesterol desmolasa*, hidroxila y rompe las cadena lateral C-20 y C-22 dando así origen a la pregnenolona, que a su vez se convierte en progesterona por una deshidrogenación y una isomeración de doble enlace. Posteriormente en el C-17 ocurre una hidroxilación dando como producto la 17 α -hidroxiprogesterona, a esta se le rompe la cadena lateral C-17 mediante una enzima gonadal, para convertirla de 17 α -hidroxiprogesterona a androstenediona, el cual es un precursor de los andrógenos. Finalmente la testosterona sufre una reducción en el C5 originándose así la 5 α -dihidrotestosterona que representa la forma biológicamente activa de la testosterona (Mathews y Van Holde 2001).

2.2.4.1.2 Testosterona durante la etapa fetal del macho

Antes del nacimiento la 5 α -dihidrotestosterona, producida por las gónadas embrionarias juega un papel importante en la masculinización hipotalámica, el desarrollo del tracto reproductivo al inicio de la preñez y el crecimiento somático en las últimas etapas de gestación (Bavera *et al.*, 2005). Existen datos que demuestran que fetos masculinos de ratones producen un incremento de la hormona 3 a 4 días antes del nacimiento hasta los 8 días después para posteriormente decrecer paulatinamente hasta los 24 días; hacia los días 30 a 55 los niveles de testosterona aumentan y se estabilizan a los niveles de un adulto normal (Ketelslegers *et al.*, 1978; Bremner *et al.*, 1994). En bovinos, se es posible observar la misma respuesta que en ratones, dado que durante la diferenciación sexual en las primeras etapas de la vida fetal, se requiere de un incremento tanto de la proteína inhibidora de los conductos de Müller, como de la testosterona para inducir a la diferenciación de los órganos reproductivos femeninos (Noden & Lahunta, 2001). Durante el desarrollo de la gestación se ha observado un incremento en la concentración de androstenediona y testosterona (Gainani *et al.*, 1984). Así mismo, se ha encontrado que la concentración plasmática de androstenediona, testosterona, y epitestosterona, es de >1 ng/ml (0.90 \pm 0.10, 0.92 \pm 0.08 y 0.40 \pm 0.20 ng/ml, respectivamente), durante la última semana de gestación; descendiendo los niveles drásticamente después del parto (Mostl *et al.*, 1981).

2.2.4.1.3 Testosterona del nacimiento a la pubertad

En un estudio realizado por McCarthy *et al.* (1979), con ganado bovino, se midieron los niveles de LH, testosterona y androstenediona en animales prepúberes desde 1 hasta los 9 meses de edad; encontraron un incremento en la concentración media de LH a los 3, 4 y 5 meses de edad (7.6 ng/ml) y una disminución (3.5 ng/ml) de los 5 a 7 meses; mientras que la testosterona mostró una concentración <1 ng/ml a los 1, 3 y 4 meses de edad y luego un incremento marcado a los 5, 7 y 9 meses de edad, mostrando una concentración lineal de 0.4 y 0.9 ng/ml en el primer mes y de 3.0 y 13.2 ng/ml a los 9 meses de edad, lo que coincide con la pubertad. De manera similar Bedair y Thibier (1979) encontraron un aumento creciente en las concentraciones de testosterona de los dos (0.17±0.14 ng/ml) a los seis meses de edad (2.79±1.29 ng/ml); mientras que Rawlings *et al.* (1978) encontraron el aumento abrupto de testosterona a los 4 meses de edad en 3 de 5 bovinos y los otros dos a los 8 meses, alcanzando los niveles de testosterona similar al de los animales adultos. El marcado aumento en las concentraciones de testosterona posiblemente se deba a que las gonadotropinas provocan cambios en las células intersticiales (Hafez & Hafez, 2000), esto aunado a lo reportado por Amann y Schanbacher (1983) que durante la pubertad aumenta la descarga pulsátil de LH dando como consecuencia el aumento en la testosterona. Posiblemente esta alza en la concentración de testosterona sea la responsable del rápido desarrollo de las glándulas accesorias, circunferencia testicular, características seminales, ya que existe una correlación positiva

entre estas y la presencia del andrógeno (Soto *et al.*, 1991 y Aranguren *et al.*, 1995).

La gonadotropina LH actúa sobre las células de Leydig, para producir testosterona, la cual estimula junto con la FSH el inicio de la pubertad. Al mismo tiempo la FSH estimula a la célula de Sertoli para que produzca la proteína ligadora de andrógenos (ABP. Androgen Binding Protein; Noakes *et al.*, 2001) y controle la producción de líquidos en los túbulos seminíferos. Estos procesos concuerdan con una serie de divisiones mitóticas que van desde espermatogonias AO hasta espermatocitos primarios (Barth y Oko, 1989).

Durante la fase meiótica de la espermatogénesis, aproximadamente a los siete meses de edad en el toro, ocurren varios cambios en los túbulos seminíferos, entre ellos, el cierre de la barrera tubular a la irrigación, se detiene la división de las células de Sertoli, se forma el lumen de los túbulos seminíferos y la dependencia de las células de Sertoli a la FSH cambia a la testosterona, remplazando ésta, las funciones de estimulación de las células de Sertoli para producir ABP y controlar la producción de líquidos tubulares (Barth y Oko, 1989).

2.2.4.1.4 Testosterona durante la vida adulta

La testosterona y la secreción de la proteína ligadora de andrógenos (ABP) por las células de Sertoli durante la vida adulta del semental bovino presentan cambios en la concentración hormonal que coinciden con las diferentes etapas del epitelio seminífero, encontrándose la mayor

concentración durante las etapas VI y VII de este ciclo (Barth y Oko, 1989). Los receptores de andrógenos, al igual que la testosterona sufren cambios importantes durante la vida adulta del animal; al respecto, Bremner *et al.* (1994), reportan incrementos y decrementos de manera cíclica, encontrándose un incremento progresivo de la etapa II a la VII del ciclo espermatogénico y posteriormente una disminución hasta las etapas IX y XIII. También existen varios picos de de producción de testosterona, Ramírez y Faccio (1990) determinaron los niveles de la hormona en suero sanguíneo de tres toros, la muestra se tomo de la vena yugular cada hora de las 7 a las 12 h, los niveles de testosterona mostraron una media de 7.96 ± 5.25 ng/ml con un valor máximo de 14.6 ng/ml a las 8 am y un mínimo de 1.9 ng/ml hacia las 12:00 h, por otro lado Aranguren *et al.*, (1995), reportan mayores concentraciones del andrógeno durante las horas de la mañana y concluyen que no se debe medir los niveles de testosterona después de las 9 h.

La máxima concentración de testosterona y secreción de ABP por las células de Sertoli, se observa en las etapas VI y VII del ciclo del epitelio seminífero en el toro (Figura 3), lo cual sugiere que la testosterona y la ABP son muy necesarias durante las fases de encasquetamiento y maduración de la espermiogénesis (Barth y Oko, 1989).

.27	0.81	1.08	0.68	0.94	1.21	1.48	1.35	0.67	0.54	1.62	1.08	0.94	0.81
2 %	6 %	8 %	5 %	7 %	9 %	11 %	10 %	5 %	4 %	12 %	8 %	7 %	6 %
5	6	7	8a	8b	1a	1b	1c	2a	2b	3a	3b	4a	4b
$A(A_1)$	$A(A_2)$	$A(A_3)$	$I_n(B_1)$	$I_n(B_2)$	$B_1(M)$	B_2	$B_2(M)$	PL (L)	L	Z	Z	$A(I_n)$	$A(I_n)(M)$
I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	(A_1) X	(A_1) XI	(A_1) XII	(A_1) XIII	
6.5 %	4.5 %	5.9 %	7.0 %	2.5 %	4.7 %	14.9 %	17.8 %	11.6 %	6.6 %	17.4 %	0.6 %		
0.88	0.61	0.80	0.94	0.34	0.63	1.96	2.40	1.57	0.89	2.35	0.08		

Figura 3. Etapas del ciclo del epitelio seminífero bovino (Barth y Oko, 1989). Las columnas I-XII representan 12 etapas del ciclo del epitelio seminífero; espermatogonias A (A_1 , A_2 , A_3); espermatogonias intermedias (I_n); espermatogonias B (B_1 , B_2); en espermatocitos primarios: Preleptoteno (PL), Leptoteno (L), cigoteno (Z), paquiteno (P) y espermatocitos secundarios (II).

2.3 CICLO DEL EPITELIO SEMINÍFERO

En los túbulos seminíferos de machos reproductivamente activos, existe una clase de sincronía por la cual se forman asociaciones celulares que experimentan cambios cíclicos (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000). En el toro se han identificado 12 etapas de este ciclo; a estos ciclos se les denomina *ciclos del epitelio seminífero* y se define como “una serie de cambios en un área determinada del epitelio seminífero entre dos apariciones de la

división celular o entre dos del desarrollo” y dura en el toro aproximadamente 14 días (Hafez y Hafez, 2000). De tal manera que los espermatozoides liberados tienen una asociación única con 13 tipos específicos de células (Figura 3), además de las 14 fases diferentes por las que pasa una espermátida durante la espermiogénesis, durante las 12 etapas en las que se divide el ciclo del epitelio seminífero (Barth y Oko, 1989); estas asociaciones celulares se encuentran seriadas y en regularidad cíclica (Bearden y Fuquay, 1982).

2.4 ONDA DE PRODUCCIÓN ESPERMÁTICA

Las etapas del ciclo seminífero cambian no sólo con el tiempo, sino que también ocurren en secuencia a lo largo del asa tubular (Bearden y Fuquay, 1982; Barth y Oko, 1989; Hafez y Hafez, 2000); ese cambio secuencial a través del tiempo y espacio se conoce como *onda del epitelio seminífero*, así comienza una serie de etapas de menos avanzada a media asa y continúa con etapas progresivamente más avanzadas cerca de la red testicular (Hafez y Hafez, 2000). Por ejemplo, si el ciclo de epitelio seminífero se encuentra en fase 3, entonces encontramos a los lados las fases 2 y 4 (Figura 4; Bearden y Fuquay, 1982), aunque muchas veces el orden puede cambiar por modulaciones en el epitelio seminífero (Barth y Oko, 1989).

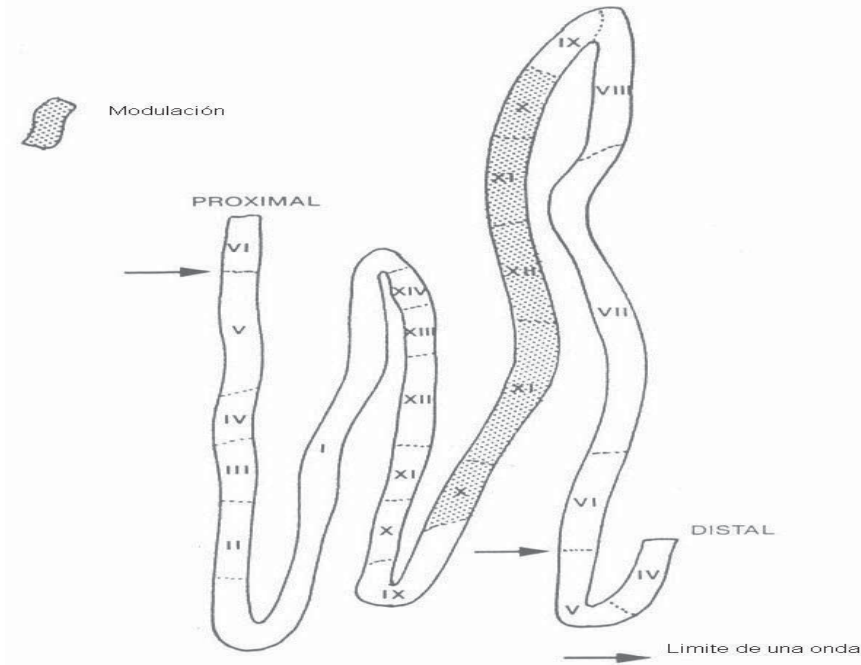


Figura 4. Onda del epitelio seminífero (Barth y Oko, 1989).

2.6 EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD REPRODUCTIVA DE SEMENTALES BOVINOS

La evaluación de la capacidad reproductiva de los sementales es uno de los métodos más económicos, rápidos y confiables para detectar problemas reproductivos en los sementales bovinos (Duchens, 1999), pues tiene como principal interés detectar animales con una capacidad reproductiva disminuida que en un momento dado pudieran comprometer la tasa de preñez en un hato (Nelson, 1997; Yelich, 2002), pudiendo esto significar cuantiosas pérdidas económicas (Muller, 1992), además de reducir la obtención de becerros para el abasto u obtener menor progreso genético (Duchens, 1999). Si se usa para la reproducción por monta natural, un toro en buenas condiciones, podría preñar en promedio a 25 hembras por estación reproductiva, mientras que si se usa la

inseminación artificial un toro debería ser responsable de la preñez de cuantas vacas se inseminen con su semen (Nelson, 1997).

La evaluación de la capacidad reproductiva comprende varios factores a tomar en cuenta, primero, el evaluador debe observar desde que entra a la granja, las condiciones generales de la misma, para eliminar posibles causas que pudieran alterar el comportamiento reproductivo de los animales, tales como tipos de praderas, disponibilidad de insumos de buena calidad, aguajes o bebederos, disponibilidad de sales minerales, entre otros (Muller, 1992). Posteriormente se procede a la evaluación del toro, la cual comprende tres aspectos básicos: evaluación física general, evaluación de los órganos reproductivos y evaluación seminal (Parker *et al.*, 1999; Yelich, 2002; Barham y Pennington, 2004).

El sistema de calificación otorgado a los toros (Cuadros 2 y 3) y recomendado por la Sociedad de Teriogenología en EUA (ST), está basado en tres aspectos básicos: **circunferencia escrotal**, que es un sistema de edades que va desde la pubertad hasta los dos años de edad con un mínimo de circunferencia aceptable para cada rango de edad en toros *Bos taurus* (Cuadro 2; Chenoweth, 2000), Muller (1992) recomienda también un rango de circunferencia escrotal recomendado para toros *Bos indicus* (Cuadro 4); **morfología espermática**, en la cual se(acepta un mínimo del 70% de células morfológicamente normales, eliminándose el sistema anteriormente usado por la en el cual se establecían porcentajes de anomalías primarias y secundarias; y **movilidad espermática** la cual recomienda un mínimo de

movilidad individual del 30% (Cuadro 3). La calificación de los sementales se hace en potencial reproductivo satisfactorio y potencial reproductivo insatisfactorio; aunque si en esta última categoría se alcanzan calificaciones cercanas al mínimo recomendado en cada categoría, se puede aplazar la calificación y recomendar una posterior evaluación, esperando una mejoría en dichos valores (Chenoweth, 2000).

Cuadro 2. Circunferencia escrotal recomendada por la Sociedad de Teriogenología para sementales bovinos (Chenoweth, 2000).

EDAD EN MESES	CIRCUNFERENCIA ESCROTAL (CM)
=< 15	30
> 15 - <= 18	31
> 18 - <= 21	32
> 21 - <= 24	33
> 24	34

Cuadro 3. Movilidad espermática recomendada por la Sociedad de Teriogenología para sementales bovinos (Chenoweth, 2000).

Movilidad masal	Clasificación	Movilidad individual
Remolinos rápidos	Muy buena	>= 70%
Remolinos lentos	Buena	50 - 69%
Oscilación generalizada	Suficiente	30 – 49%
Oscilación lenta	pobre	< 30%

Cuadro 4. Circunferencia escrotal recomendada para sementales cebuinos bajo condiciones de pastoreo extensivo (Muller, 1992).

Circunferencia escrotal recomendada para toros <i>B. indicus</i> (cm.)			
EDAD EN MESES	MUY BUENA	BUENA	DEFICIENTE
< 24	33	30-32	< 29
< 36	34	31-34	< 30
< 48	36	33-35	< 32
< 54	38	35-37	< 34
< 72	38	35-37	< 35
Calificación para circunferencia escrotal	40	20	10

2.6.1 Evaluación física general

Antes de la colección seminal, es necesario realizar un examen físico general para desechar sementales con alguna patología, características físicas indeseables o anomalías que pudieran comprometer su desempeño reproductivo (Muller, 1992; Nelson, 1997; Yelich, 2002). Los principales aspectos a examinar son: a) salud general, b) condición corporal y c) conformación física.

- a) Salud general. Este aspecto incluye una evaluación ocular, procurando encontrar anomalías que dificulten al animal la identificación del alimento y hembras en la pradera, ya que la visión es el principal sentido usado por los sementales para identificar las hembras en estro; además de que el animal debe estar en condiciones libres de enfermedad (Geary y Reeves, 1992; Nelson, 1997; Sprott *et al.*, 1997; Parker *et al.*, 1999; Yelich, 2002).

- b) Condición corporal. Es una evaluación subjetiva de la cantidad de grasa almacenada por el semental. La CC cambia a lo largo de la vida reproductiva. Los grados de condición corporal son una herramienta utilizada para ajustar la alimentación y las prácticas de manejo de manera que maximizan el potencial reproductivo de los animales (Wattiaux, 2005). Nelson (1997), señala que en toros con baja condición corporal la fertilidad se ve disminuida y pierden el interés por buscar a las vacas en estro. Por el contrario, Coulter *et al* (1997) y Nelson (1997), reportan que toros que son sometidos a dietas ricas en energía antes de la pubertad ven su fertilidad

disminuida e incluso algunos son estériles. Los sementales, en cuanto a CC, se ordenan usualmente en una escala que va de 1 a 5 o de 1 a 10. Sementales extremadamente flacos se les asigna un grado de 1 y los extremadamente gordos, un grado de 5 (Wattiaus, 2005), de modo que el óptimo de condición corporal debe ser 2.5 a 3.5 en la escala del 1-5 (Albert y Cheryl, 2002), o bien de 5 a 6 en la escala de 1 a 10 (Parker *et al.*, 1999). Los grados de condición corporal se asignan de manera subjetiva, observando el área de la cadera del semental (Figura 5), principalmente el área delimitada por la tuberosidad coxal, las tuberosidades isquiáticas y la base de la cola. La cantidad de "cobertura" grasa sobre las vértebras de la espalda se utiliza también para asignar los grados de condición corporal.

Grado de condición corporal	Vértebra en la espalda	Aspecto posterior del hueso pélvico	Aspecto lateral de la línea entre las caderas	Cavidad entre cadera y la tuberosidad isquiática	
				Aspecto posterior	Aspecto lateral
1 Subcondicionamiento severo					
2 Esqueleto obvio					
3 Buen balance de esqueleto y tejidos superficiales					
4 Esqueleto no tan obvio como tejidos superficiales					
5 Sobrecondicionamiento severo					

Figura 5. Identificación de algunas regiones corporales utilizadas para asignar grados de condición corporal (Wattiaus, 2005).

c) Conformación física: En ocasiones existen animales que tienen una mala conformación en aplomos que pueden impedirles desplazarse con facilidad dentro de la pradera en busca de alimentos o en busca de vacas en estro, además ello puede provocar dificultades al momento de la cópula. Algunos ejemplos de mala conformación en aplomos se muestran en la Figura 6 (Nelson, 1997; Parker *et al.*, 1999; Yelich, 2002). Los problemas de conformación física, a menudo causan pocos problemas en la habilidad inmediata de los sementales para buscar o cubrir las hembras, pero tienen una disponibilidad muy alta de padecer en muy corto tiempo de artritis, lesiones o problemas en los cascos, motivo por el cual se tienen que desechar (Barham y Pennington, 2004).

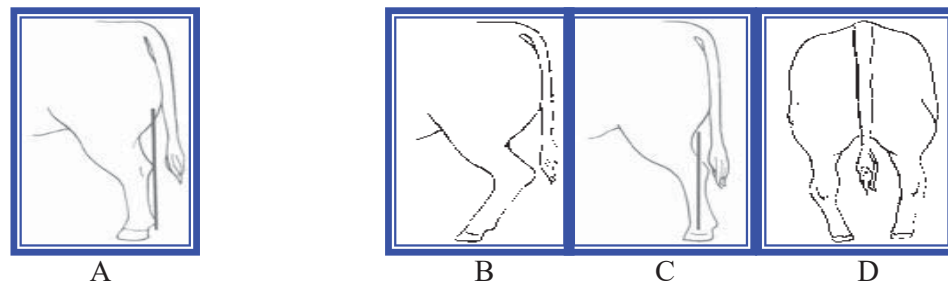


Figura 6. Conformación de aplomos en sementales bovinos (Yelich, 2002). (A) Conformación deseable, (B) Corvejón en S, (C) Corvejón atrasado, (D) Corvejón en forma de hongo.

2.6.2 Evaluación de los órganos reproductivos

El examen de los órganos reproductivos intenta identificar anomalías específicas de los órganos reproductivos tanto a) externos (escroto, testículos, prepucio y pene) como b) internos (glándulas vesiculares, prostática y de Cowper; Yelich, 2002).

a) Órganos reproductivos externos: En este caso la evaluación se hace por medio de observación y palpación, empezando con el *prepucio* y *pene*, en ellos se trata de verificar la ausencia de heridas, laceraciones, adherencias, cicatrices, inflamaciones o abscesos que dificulten o imposibiliten la penetración o eyaculación (Figura 7). Es común que en condiciones de pastoreo, los sementales, sobretodo los *B. indicus* (por el tipo de prepucio; Figura 8), sufran lesiones en prepucio y hasta en pene (Parker *et al.*, 1999; Yelich, 2002). También, se debe verificar la presencia o ausencia de campilobacteriosis o tricomoniasis, que pueden afectar drásticamente el desempeño sexual de los animales y afectar la fertilidad del semental (Nelson, 1997).

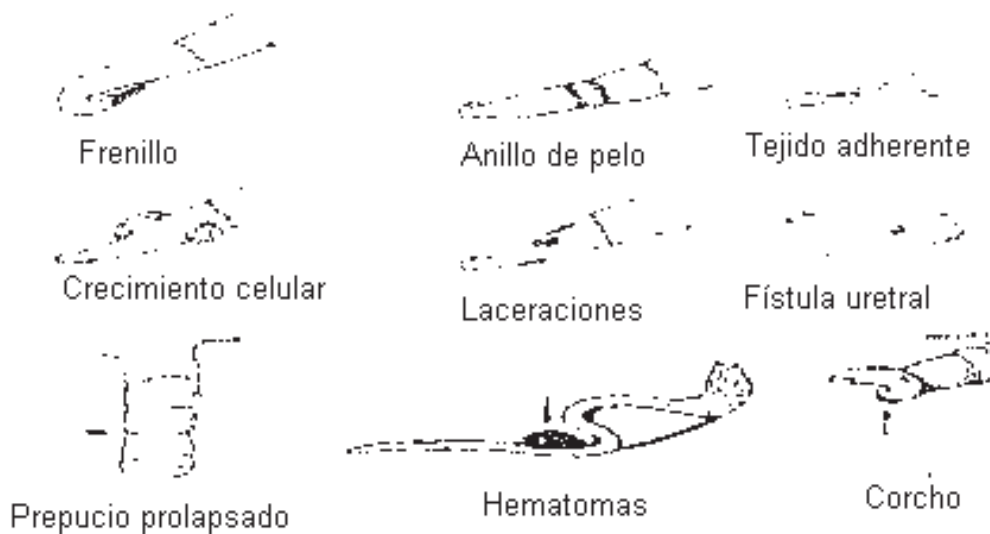


Figura 7. Diferentes anomalías peneanas más frecuentes en el toro (Yelich, 2002).



Figura 8. Disposición prepucial en animales A) *B. indicus* y B) *B. taurus* (Yelich, 2002).

La forma del *escroto* es muy importante debido a que toros con escrotos normales generalmente tienen un mejor desempeño testicular. Muchas veces, cuando el escroto mantiene los testículos muy cerca o lejanos al cuerpo, pueden presentar problemas en termorregulación (Nelson, 1997); la mayoría de los toros *B. indicus* presentan escrotos que mantienen los testículos alejados (testículos pendulantes) y esta condición morfológica (cono vascular testicular) puede contribuir a la resistencia de esta especie a altas temperaturas ambientales, además de facilitar la transferencia de calor entre la arteria y vena testicular (Brito *et al.*, 2004^b). Otro tipo de escrotos son rectos y muchas veces tienen depósitos de grasa en el cono vascular, lo que puede afectar una correcta termorregulación; los escrotos en forma puntiaguda generalmente colocan los testículos muy cerca del cuerpo y los toros que tienen esta forma escrotal rara vez producen semen de buena calidad (Nelson, 1997).

La evaluación testicular es de especial interés, debido a la correlación positiva que existe entre el tamaño de los testículos y la cantidad de semen producido (Muller, 1992), ya que el 75-80% de los testículos está constituido por túbulos seminíferos, en los cuales se producen los espermatozoides

(Nelson, 1997). Al momento de evaluar el escroto también se palpan los testículos, los cuales pueden tener una consistencia que va de extremadamente fibrótica a flácida, lo cual puede indicar degeneración testicular o hipoplasias dependiendo de la consistencia; también se debe verificar la ausencia de adherencias (Muller, 1992; Nelson, 1997; Barham y Pennington, 2004).

La circunferencia escrotal es muy importante debido a que es un indicador de la de la capacidad de producción espermática del semental, pues los toros de mayor circunferencia escrotal generalmente producen más semen, mayor cantidad de espermatozoides morfológicamente normales y una mayor movilidad espermática que los toros de menor circunferencia escrotal, debido a la alta correlación entre la ésta y el parénquima testicular (Martínez, 1993; Sprott *et al.*, 1997; Gabor *et al.*, 1998; Barham y Pennington 2004).

Además, la circunferencia escrotal es una característica altamente heredable en toros *B. taurus* y moderada en toros *B. indicus* (Crews y Porteous, 2003; Martínez *et al.*, 2004). Barham y Pennington (2004) reportan una heredabilidad para toros Hereford canadienses de 0.40 ± 0.03 , además de una asociación positiva entre la circunferencia escrotal y el peso vivo. Así mismo, las crías de toros de gran circunferencia escrotal alcanzan más rápidamente la pubertad que los hijos e hijas de toros de menor circunferencia escrotal (Nelson 1997; Sprott *et al.*, 1997; Brito *et al.*, 2004^a; Martínez *et al.*, 2004). La circunferencia escrotal puede ser influenciada por

la raza del semental; las razas de *B. indicus* tienen un menor diámetro testicular que los *B. taurus* (Martínez, 1993; Parker *et al.*, 1999); sin embargo, aún entre las razas de *B. indicus* existen diferencias en la circunferencia escrotal (Martínez 1993). Sin embargo, la menor circunferencia escrotal reportada en el *B. indicus* no afecta la capacidad reproductiva. Silva *et al.*, (2000) reportan una tasa de preñez del *B. indicus* comparable a la del *B. taurus*.

La circunferencia escrotal se mide colocando los testículos con suavidad en la porción ventral del escroto (Figura 9), apoyándolos en la palma de la mano y midiendo el escroto por el mayor diámetro testicular con una cinta métrica. Es preciso mencionar que las razas de toros *B. indicus* o sus cruza tienen una menor circunferencia escrotal que los *B. taurus* (Sprott *et al.*, 1997; Parker *et al.*, 1999), y que ésta varía con la edad de los toros, teniendo los jóvenes menor circunferencia escrotal que los toros adultos (Barham y Pennington, 2004).

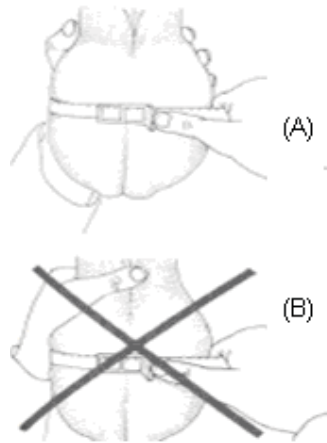


Figura 9. Medición de la circunferencia escrotal (Yelich, 2002). (A) Forma correcta de medición y (B) Forma incorrecta de medición.

- b) **Órganos reproductivos internos:** El examen de los órganos reproductivos internos se hace por medio de palpación transrectal, pues éstos se localizan en la región pélvica y consiste en verificar la funcionalidad de los órganos reproductivos accesorios, que incluyen las glándulas vesiculares, prostática, bulbouretrales o de Cowper, ámpula y conductos deferentes, esto se hace tomando en cuenta el tamaño y consistencia de las diferentes glándulas y por signos de dolor expresados por el animal al ejercerle una leve presión sobre los órganos, además que si existe un proceso infeccioso o inflamatorio, es posible encontrar células sanguíneas en los eyaculados. Durante este examen, además de verificar que los órganos se encuentran en buena condición, los animales reciben una estimulación benéfica para un buen eyaculado (Muller, 1992; Nelson, 1997).

2.6.3 Recolección del semen

Previo a la recolección del semen se hace una higienización del área prepucial, recortando los pelos prepuciales y lavando con agua tibia para evitar una posible contaminación de la muestra de semen, que pudiera alterar la movilidad de los espermatozoides. Para la recolección del semen existen dos técnicas ampliamente difundidas a) vagina artificial y b) electroeyaculación (Nelson, 1997).

a) Vagina artificial. La técnica de recolección mediante vagina artificial es la más difundida, consiste en la preparación de un artefacto que imita a la vagina de una vaca; para llevar a cabo esta técnica, previamente debe prepararse la vagina artificial con un tubo rígido al cual se le ensambla un caucho (Figura 10) en la parte interna, de modo que pueda colocarse entre ellos agua caliente, que proporciona condiciones de temperatura, presión y fricción parecidos a una vagina natural (Barham y Pennington, 2004).

Previo al uso de este artefacto, el toro debe recibir una estimulación sexual con una vaca debidamente sujeta o bien un maniquí, cuando todo esto listo se debe permitir que el toro monte la vaca y antes de que la penetre se debe sujetar el pene y prepucio y dirigirlo a la vagina artificial para que éste eyacule y el semen queda atrapado en un tubo colector graduado y mantenido a 37 °C para su posterior evaluación (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000). Cabe mencionar que mediante esta técnica se obtienen eyaculados de mejor calidad que los obtenidos mediante la técnica

de electroeyaculación y éstos son frecuentemente usados para congelarlos y usarlos en inseminación artificial (Barham y Pennington, 2004).



Figura 10. Componentes y estructura de una vagina artificial para bovinos.

b) Electroeyaculación. Esta técnica se utiliza más frecuentemente en toros productores de carne (Parker *et al.*, 1997; Barham y Pennington, 2004), especialmente para corroborar la calidad del semen de toros usados en monta natural antes de que inicie la época de apareamiento (Hafez y Hafez, 2000), pues aunque la calidad de la muestra no cambia entre esta técnica y la anteriormente descrita, la concentración espermática y el volumen pueden ser menores (Parker *et al.*, 1997; Barham y Pennington, 2004).

El equipo para la electroeyaculación consiste de un electrodo bipolar y una fuente variable de corriente alterna (Figura 11), cuyo voltaje fluctúa de 0 a 500 milivolts; el electrodo puede tener anillos alternados positivos y

negativos separados cada cuatro cm (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000).



Figura 11. Equipo de electroeyaculación para bovinos.

El electroeyaculador se coloca en el recto, previamente lubricado, inmediatamente arriba de las glándulas accesorias de manera que se estimulen los nervios del aparato reproductor. Las descargas se aplican de manera alternada aumentando cada vez unos 25 o 50 milivolts hasta llegar a la descarga precisa que el animal requiere para eyacular. En los toros suele producirse erección peneana y el semen se recolecta sin la posibilidad de contaminación proveniente del prepucio (Barham y Pennington, 2004). El semen es colectado con la ayuda de un bastón en el cual se acopla un embudo de látex y un tubo graduado para la colecta, el cual debe mantenerse a 37 °C (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000).

2.6.4 Evaluación seminal

La evaluación seminal se realiza macroscópicamente: a) volumen, b) color y c) pH) y microscópicamente: a) movilidad espermática, b) concentración espermática y c) morfología espermática.

2.6.4.1 Evaluación macroscópica

- a) Volumen del eyaculado. La medición del volumen (Figura 12) se hace en mililitros y sirve para calcular posibles diluciones del semen para su posterior procesamiento y establecer patrones de cada toro (Bearden y Fuquay, 1982), puesto que la edad de los sementales, el estado nutricional, la raza y la talla ocasiona variantes en la cantidad de semen (Martínez, 1993; Hafez y Hafez, 2000).
- b) Color. La evaluación del color (Figura 12) se realiza por observación subjetiva y se clasifica en cremoso, lechoso y acuoso, teniendo el color una correlación positiva con la concentración espermática de la muestra, de modo que una muestra cremosa sugiere una alta concentración espermática, una lechosa una concentración mediana y una muestra acuosa una concentración muy baja de espermatozoides en el eyaculado (Bearden y Fuquay, 1982; Hafez y Hafez, 2000).

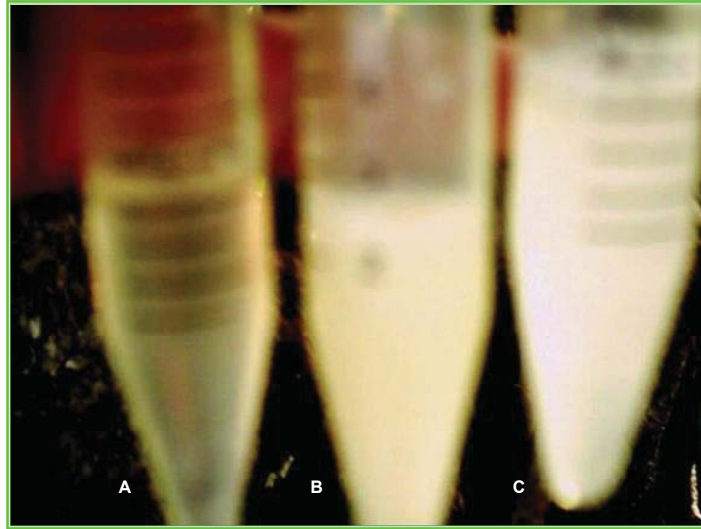


Figura 12. Volumen y apariencia de las muestras de semen bovino. (A) Muestra acuosa, (B) Muestra lechosa, (C) Muestra cremosa.

c) pH. La medición del potencial de hidrógeno es realizada mediante un potenciómetro en una muestra de semen. El semen bovino tiene un pH promedio de 6.4 a 7.8 (Hafez y Hafez, 2000).

2.6.4.2 Evaluación microscópica

a) Movilidad espermática: La movilidad espermática es uno de los factores a determinar más importantes dentro de la evaluación de la capacidad reproductiva de los sementales bovinos; lo ideal es que la muestra de semen tenga más de 90% movimiento espermático (Parker *et al.*, 1999). Para evaluar la movilidad masal se coloca una gota de semen sobre un portaobjetos y se observa a 100x, la movilidad progresiva se evalúa utilizando una gota de semen, la cual se coloca entre un portaobjetos y un cubreobjetos y se observa a un aumento de 400x (Bearden y Fuquay,

1982). La determinación de movilidad se hace por observación subjetiva, utilizando los criterios presentados en el Cuadro 3.

La movilidad espermática aumenta conforme la circunferencia escrotal incrementa (Martínez, 1993). Sin embargo, la época del año tiene influencia en esta característica, al respecto Chacon *et al* (2002) reportaron un decremento de la movilidad espermática de 63% en septiembre y de 47% en diciembre en toros Brahman, lo cual fue probablemente debido a que el trabajo se realizó fuera de la temporada reproductiva.

- b) Concentración espermática: Se define como el número de células espermáticas presentes en cada mililitro del eyaculado y es un indicador de la fertilidad de los sementales (Parker *et al.*, 1999). La concentración espermática se determina por la técnica de recuento directo con una cámara de Neubauer o hematocitómetro; para lo cual se realiza una dilución de 1:200 con una pipeta diseñada para el conteo de eritrocitos (pipeta de Thoma). La dilución se hace tomando semen hasta la marca de 0.5 de la pipeta de Thoma y luego se llena con citrato de formalina; hasta la marca de 101; después, la muestra se agita para combinar el semen y el citrato de formalina, se desechan las primeras tres gotas de la pipeta para eliminar el diluyente que no contiene semen y se llena una cámara de Neubauer colocando la pipeta en la hendidura entre la cámara y un cubreobjeto y se llena por capilaridad. La cámara está dividida en 25 cuadrículas (Figura 13), pero para el conteo solo se toman en cuenta 5 (las 4 esquinas y el centro), se cuentan los espermatozoides en cada cuadrícula y los que estén sobre la línea marginal superior e izquierda (Bearden y Fuquay, 1982).

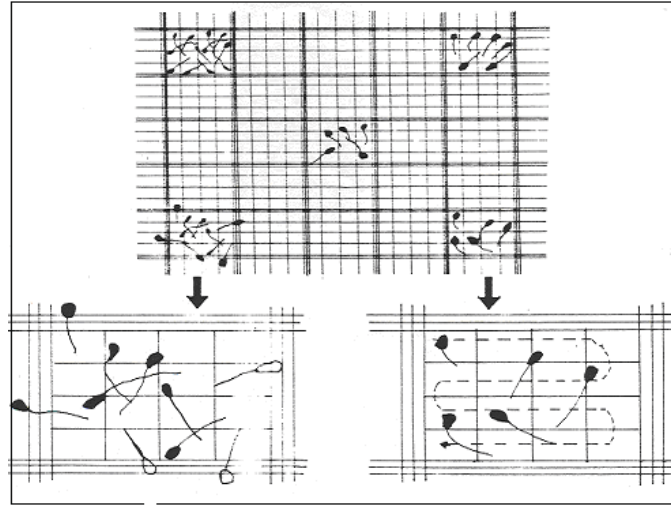


Figura 13. Cámara de Neubauer (Hafez y Hafez 2000).

c) Morfología espermática: La morfología de la célula espermática es una característica seminal importante, ya que los espermatozoides con morfología anormal tienen pocas o ninguna posibilidad de fertilizar un óvulo (Parker *et al.*, 1999), y por lo tanto existe una correlación positiva entre el porcentaje de células espermáticas normales y el porcentaje de preñez (Cuadro 5). Para determinar el porcentaje de espermatozoides con anomalías morfológicas se coloca una gota de semen en un portaobjetos y se tiñe con una gota de eosina nigrosina, la muestra teñida se extiende a lo largo del portaobjetos con la ayuda de otro portaobjetos; cuando el frotis se seca, se observa a aumento de 400x y se cuentan 200 espermatozoides registrando los morfológicamente anormales (Barham y Pennington, 2004).

Cuadro 5. Efecto del porcentaje de células normales sobre el porcentaje de concepción en razas productoras de carne (Barham y Pennington, 2004).

ESPERMATOZOIDES NORMALES (%)	PORCENTAJE DE PREÑEZ
<20	29
21-40	27
41-60	22
> 60	41

Las anomalías espermáticas se clasifican en anomalías *primarias*, (Figura 14), tienen su origen durante la espermatogénesis, éstas a su vez se dividen en específicas e inespecíficas; las específicas son provocadas por alteraciones en el código genético y van a estar presentes en proporciones similares durante toda la vida reproductiva del semental, mientras que las inespecíficas son ocasionadas por factores climáticos, nutricionales, traumáticos o infecciosos (Muller, 1992); las anomalías primarias más frecuentes presentes en un eyaculado son: subdesarrollo, doble acrosoma, cabezas pequeñas, cabeza en forma de pera, contorno anormal, pieza media anormal, cola enrollada, dos o más colas e implantación abaxial. Las alteraciones morfológicas *secundarias* tienen su origen durante la eyaculación, manipulación y evaluación del semen, por lo que no representan problemas de importancia (Muller, 1992). Las anomalías secundarias más frecuentes en un eyaculado son: cabezas desprendidas, gota citoplasmática, capuchón desprendido, cola quebrada y cola con doblez simple (Barham y Pennington, 2004).

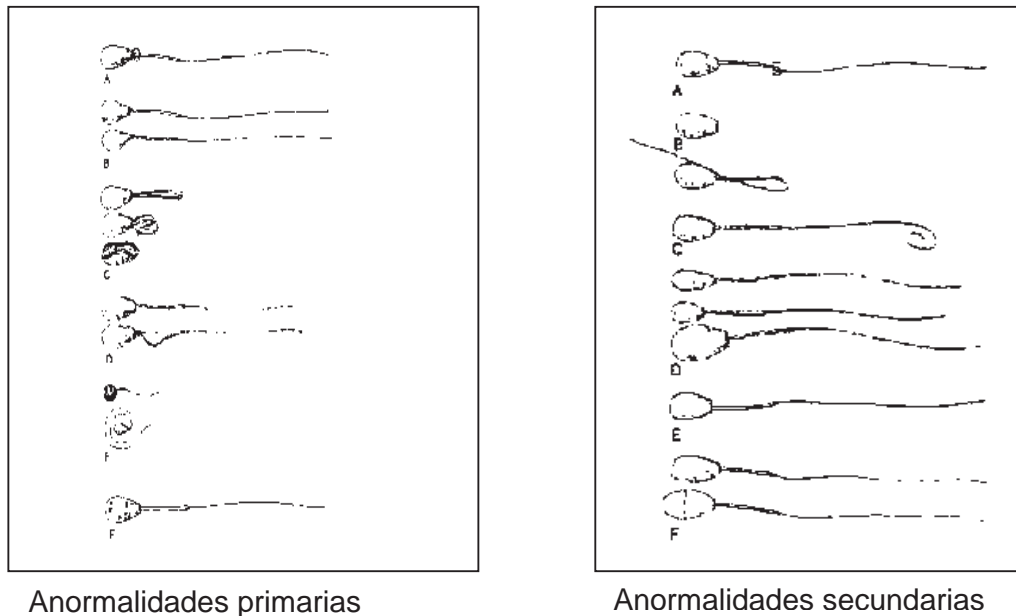


Figura 14. Principales anomalías morfológicas de espermatozoides bovinos (Yelich, 2006). Anomalías primarias: A) gota citoplasmática, B) cabeza periforme, C) cola sobre la cabeza, D), defectos en pieza media E) falta de desarrollo y F) cráteres en la cabeza. Anomalías secundarias: A) gota citoplasmática distal, B) cabeza desprendida, C) doblez de cola, D) macro y microcefalia, E) implantación abaxial y F) anomalías de la cabeza.

Las anomalías espermáticas disminuyen conforme aumenta la talla testicular, además éstas parecen ser más comunes en toros de razas tropicales (Martínez, 1993). No obstante, Chacon *et al.* (2002) no encontraron diferencias significativas en anomalías espermáticas en toros Brahman mantenidos en condiciones tropicales a lo largo del año, sin embargo, hubo significativa fluctuación en la presencia de gota citoplasmática, encontrando hasta un 21% en el mes de agosto respecto a los otros meses de estudio.

La Sociedad de Teriogenología de EU solo toma en cuenta los factores anteriormente señalados, en la evaluación de la capacidad reproductiva; sin embargo, también debe tomarse en cuenta la libido y condición física de los animales. La libido es un factor que no debe descuidarse, pues aunque los sementales produzcan una buena cantidad y calidad de semen, su capacidad reproductiva disminuye por falta de libido.

El bajo o poco interés sexual que presentan algunos toros pueden obedecer a muchos factores, desde problemas de conformación física hasta traumatismos o simplemente un trabajo excesivo (Nelson, 1997). Además, la libido es un factor medianamente heredable y que tiene correlación con las características morfológicas seminales y la circunferencia escrotal (Quirino *et al.*, 2004), pero puede variar entre sementales de la misma raza (Sprott *et al.*, 1997).

Al parecer, la testosterona es un factor que influye positivamente en la libido, aunque altos niveles de esta hormona no la incrementan (Sprott *et al.*, 1997). Martínez (1993), señala que los toros de 6 y 7 meses de edad tienen poca producción de testosterona; Silva *et al* (2000), reportan que existe correlación positiva entre la libido y capacidad de servicio con la edad, por lo cual es probable que los bajos niveles de testosterona en toros jóvenes afecte la libido. Jiménez (2002), indica un bajo interés sexual en animales púberes y que este se incrementó en la segunda exposición con las hembras. Sin embargo, Henney *et al.* (1990) reportan que toros con bajo libido tenían altos niveles de testosterona en comparación con toros con mucha libido.

3 HIPÓTESIS

En el trópico seco, en los meses de diciembre, enero y abril con menor producción de forraje, la capacidad reproductiva de los sementales y los niveles plasmáticos de testosterona será menor que en el mes de agosto.

4 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la capacidad reproductiva y concentración de testosterona plasmática de toros *B. indicus* en condiciones de pastoreo extensivo mantenidos en el trópico seco de Tuzantla, Michoacán en diferentes momentos del año.

4.1 OBJETIVOS PARTICULARES

- a) Evaluar la capacidad reproductiva (condición corporal, circunferencia escrotal y características del eyaculado) de toros *B. indicus* en diferentes momentos del año en el trópico seco de Tuzantla, Michoacán.
- b) Determinar los niveles de testosterona de toros *B. indicus* en diferentes momentos del año en el trópico seco de Tuzantla, Michoacán.

5 MATERIAL Y MÉTODOS

5.1 Localización del área de estudio

El trabajo se realizó durante los meses comprendidos entre diciembre del 2005 y agosto del 2006 en el municipio de Tuzantla, Michoacán, localizado al este del Estado en las coordenadas 19° 13' 00'' de latitud norte y 100° 35' 00'' longitud oeste a una altura de 650 msnm, cuenta con una superficie de 827.69 km² (1.3% del territorio estatal); su hidrografía está compuesta por 3 ríos y 5 arroyos; clima tropical con lluvias en verano, una precipitación pluvial anual de 1'184.5 mm³ y temperatura media anual de 27.5 °C, máxima anual de 35.7 °C y mínima anual de 19.4 °C (Secretaría de Gobernación *et al.*, 1987 y Sistema Metereológico Nacional, 2007).

5.2 Animales

Se utilizaron 82 toros *B. indicus* y sus cruzas con ganado *Bos taurus* (Simental, Charole y Suizo), de 42.1±18.6 meses edad y un peso vivo promedio de 601.6±111.9 utilizados como sementales activos en condiciones de pastoreo extensivo. La evaluación de los sementales se realizó durante los meses de diciembre (DIC), enero (ENE), abril (ABR) y agosto (AGO). Es preciso destacar que estos meses, presentan variedades climáticas entre ellos (Cuadro 6), además de características particulares referentes a la disponibilidad de material vegetal como se describe a continuación:

Diciembre: Es posible encontrar forraje henificado en cantidad abundante y disponibilidad de agua en los potreros (aguajes, pozas, arroyos, etc.). Por ello, los productores no proporcionan suplementación alguna.

Enero: La disponibilidad de forraje y agua disminuyen drásticamente, sin embargo, los productores no proporcionan suplementación alimenticia a los animales.

Abril: Existe escases de forraje y los animales, especialmente los sementales, reciben suplementación de de una mezcla de concentrado comercial y granos (sorgo y maíz), a razón de 2 kg por animal. El aporte de nutrientes en la suplementación fue de 328.7 g de proteína cruda, 7.6 Mcal de energía metabolizable, 1.78 g de calcio, 5.8 g de fósforo y 377.8 g de fibra cruda. Esta suplementacion se otorga a los toros de febrero a julio, durante el periodo de estiaje.

Agosto: Se establece la temporada de precipitación pluvial, con abundancia de forraje, se suspende la suplementación con concentrados y los animales son enviados a los potreros más lejanos hasta que disminuye la cantidad de pasto, repitiendo el ciclo de manejo y alimentación de los sementales.

Cuadro 6. Normales climáticas del Municipio de Tuzantla, Michoacán 1971-2000 (Servicio Metereológico Nacional, 2007).

Variable	Diciembre	Enero	Abril	Agosto
Temperatura Máxima (°C)	32.8	34.5	39	34.4
Temperatura promedio (°C)	24.6	25.2	29.8	27.7
Temperatura Mínima (°C)	16.3	16.0	20.6	20.9
Precipitación pluvial (mm ³)	2.5	6.2	4.8	303.4

5.3 Evaluación de la capacidad reproductiva de los toros

Se realizó con base a los procedimientos anteriormente descritos y se consideraron los siguientes aspectos.

5.3.1 Evaluación física de los toros

a) Condición corporal (CC), b) examen físico (interno y externo) y c) circunferencia escrotal (Ces).

5.3.2 Evaluación del semen

Se colectó una muestra de semen de cada uno de los toros en los diferentes meses de estudio, mediante la técnica de electroeyaculación. El semen fue colectado en tubo de ensayo graduado, se conservó a 37° C y se evaluó considerando las características macro y microscópicas: *evaluación macroscópica*. Incluyo volumen (VOL), Color (COL), y el potencial de hidrógeno (pH). En la evaluación microscópica se consideraron: a) Movilidad masal (MM); b) Movilidad progresiva (MP); c) Morfología espermática (Anormalidades totales, AT; Anormalidades primarias, AP; y Anormalidades secundarias, AS); d) Porcentaje de espermatozoides muertos (EM) y e) Concentración espermática.

5.3.3 Potencial reproductivo de los sementales

La evaluación del potencial reproductivo de los sementales utilizados en el presente estudio, fue otorgada en base a los preceptos establecidos por la sociedad de Teriogenología (Chenoweth, 2000) presentados en los cuadros 2 y 3; que consideran básicamente los resultados obtenidos de la circunferencia escrotal, movilidad progresiva y morfología espermática para determinar si un semental es o no satisfactorio para ser usado como semental en un momento determinado.

5.4 Determinación de testosterona

La determinación de la testosterona se realizó en muestras sanguíneas (10 ml) colectadas de la vena coccígea, de cada uno de los sementales el día de la evaluación de los sementales. Las muestras se colectaron en tubos vacutainer con anticoagulante (EDTA 10%) y fueron centrifugadas a 3000 rpm por 15 minutos. El plasma sanguíneo obtenido se mantuvo a -20° C hasta el momento de la determinación de la hormona por la técnica de radioinmunoensayo en fase sólida, en el Laboratorio de Endocrinología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México.

5.5 Análisis estadístico

Los resultados obtenidos de la concentración plasmática de la condición corporal, circunferencia escrotal, características seminales y concentración plasmática de testosterona fueron sometidos a un análisis de varianza en un diseño completamente al azar, utilizando el procedimiento de modelos lineales generales, donde cada uno de los meses de muestreo fue considerado como variable independiente, y las variables registradas como dependientes. La comparación de medias entre meses se realizó mediante la prueba de Duncan, en todos los casos se utilizó el paquete estadístico SAS (SAS, 1998).

6 RESULTADOS

La CC (Figura 15), de los sementales fue superior ($P<0.05$) en ABR (3.73 ± 0.58 puntos), respecto a DIC (3.3 ± 0.40) y ENE (3.30 ± 0.32).

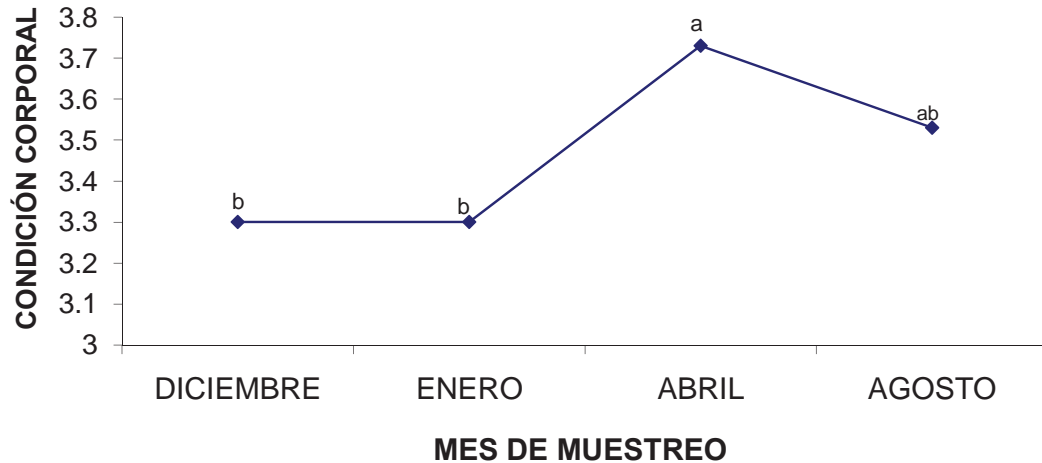


Figura 15. Condición corporal de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. ^{ab} Literal diferente en el mismo punto de muestreo indica diferencias significativas ($P<0.05$).

La Ces (media±ee) mostró un incremento paulatino de los mes de DIC (36.25 ± 4.32 cm) y ENE (37.96 ± 4.41 cm) al mes de ABR (40.81 ± 3.60 cm), con un ligero descenso hacia el mes de AGO (40.32 ± 2.10 cm). Estadísticamente se observaron diferencias significativas ($P<0.05$) entre los meses DIC y ENE respecto a los meses de ABR y AGO (Figura 16).

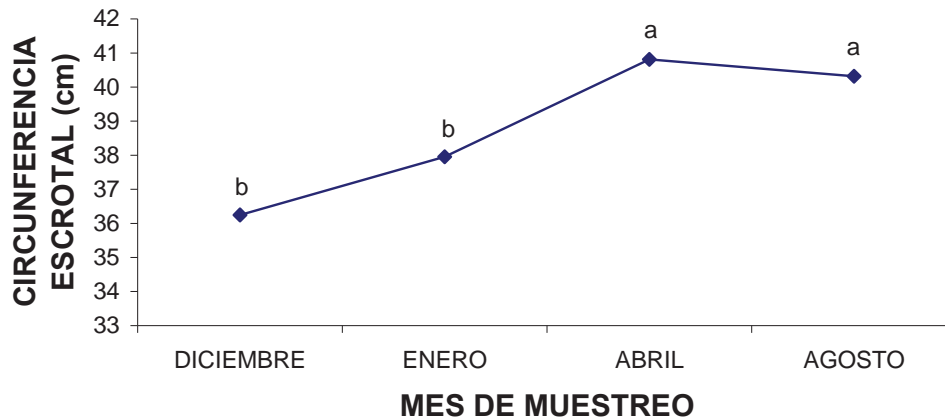


Figura 16. Circunferencia escrotal de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. ^{ab} Literal diferente entre puntos de muestreo señalan diferencias significativas ($P < 0.05$).

El Volumen (ml; media \pm ee) del eyaculado (Figura 17) fue significativamente superior ($P = 0.039$) en el mes de ABR (5.2 ± 3.3), respecto a DIC donde se obtuvo el menor volumen de eyaculado (2.90 ± 1.9).

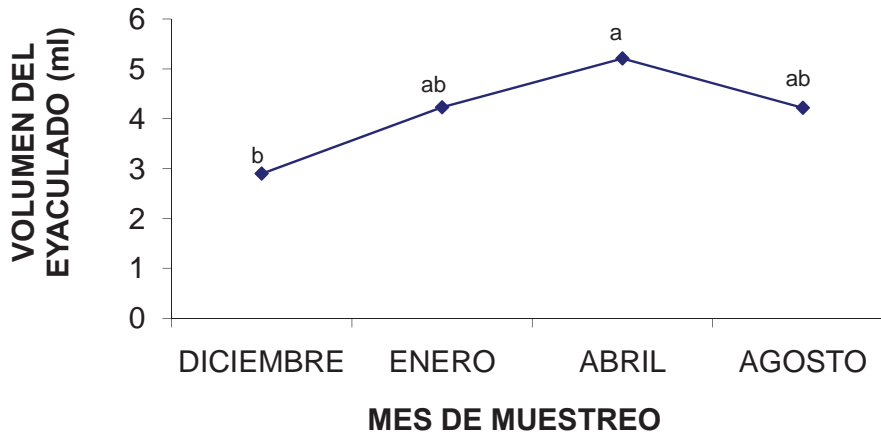


Figura 17. Volumen del eyaculado de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. ^{ab} Literal diferente entre puntos de muestreo señalan diferencias significativas ($P < 0.05$).

El pH del semen (Figura 18), mostró un decremento paulatino de DIC (7.80 ± 0.54) a ABR (6.72 ± 0.53) y posteriormente una aumento en AGO (7.25 ± 0.49) encontrándose diferencias altamente significativas ($P < 0.0001$) entre DIC y AGO y entre estos con ENE y ABR.

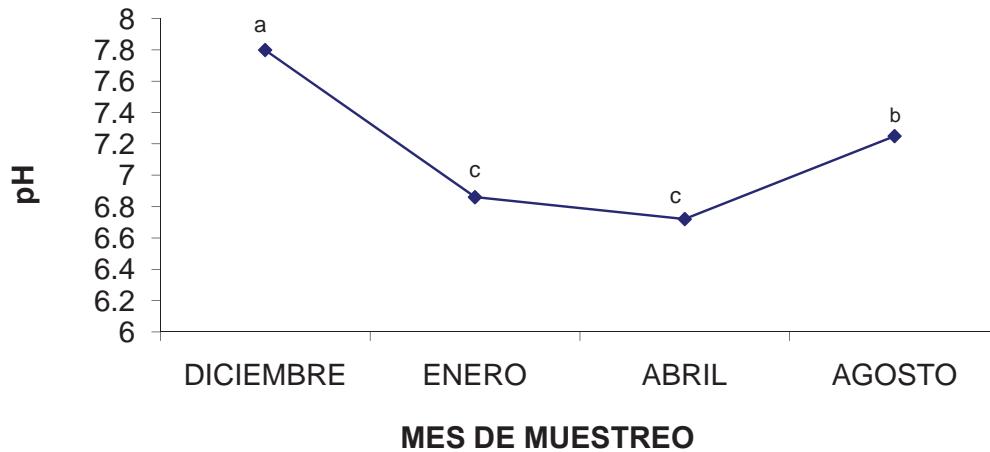


Figura 18. pH del semen obtenido de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. ^{abc} Literal diferente entre puntos de muestreo señalan diferencias significativas ($P < 0.0001$).

La movilidad progresiva (%) de los espermatozoides (Figura 19) tuvo un comportamiento similar durante ENE (68.5±27.9), ABR (72.2±19.9) y AGO (76.1±19.1), observando diferencias significativas ($P = 0.013$) en DIC (54.2±25.1) respecto a los otros meses de muestreo.

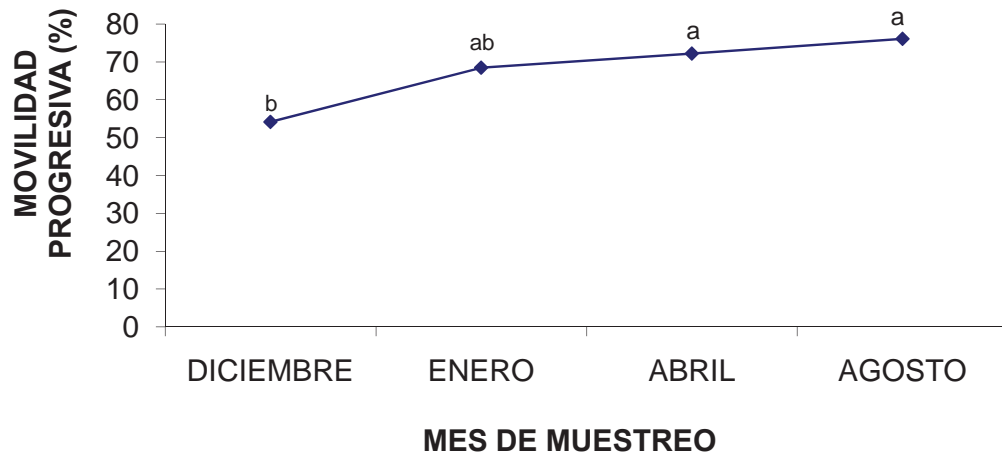


Figura 19. Movilidad espermática progresiva de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. ^{ab} Literal diferente entre puntos de muestreo señalan diferencias significativas ($P < 0.05$).

Las anomalías primarias (%) presentaron diferencias significativas ($P = 0.023$) durante el periodo de estudio (Figura 20), observando un mayor porcentaje en AGO (13.5 ± 7.5), respecto a los meses de DIC (9.1 ± 8.9), ENE (7.1 ± 6.7) y ABR (5.7 ± 5.2).

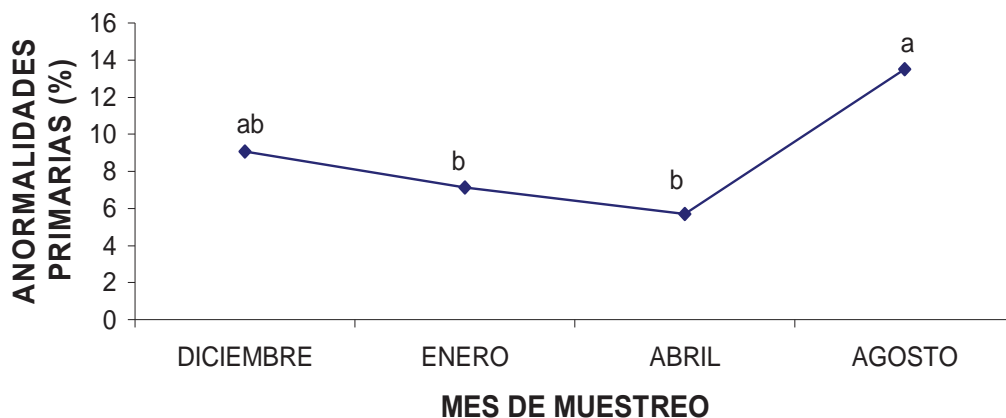


Figura 20. Anormalidades morfológicas primarias en espermatozoides de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. ^{ab} Literal diferente entre puntos de muestreo señalan diferencias significativas ($P < 0.05$).

El porcentaje de EM (Figura 21) mostró una disminución progresiva en los meses de muestreo, siendo igual en DIC (28.46±21.16) y ENE (18.50±19.45), pero significativamente diferente (P=0.018) en DIC con respecto a ABR (16.13±9.58) y AGO (13.29±6.65).

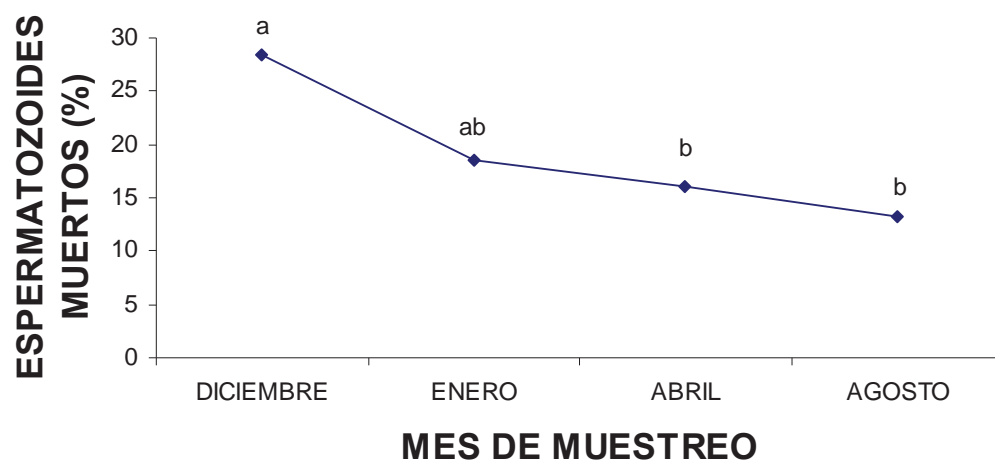


Figura 21. Porcentaje de espermatozoides muertos en semen obtenido de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. ^{ab} Literal diferente entre puntos de muestreo señalan diferencias significativas (P<0.05).

Las variables, motilidad masal, anormalidades totales, anormalidades secundarias y concentración espermática no mostraron diferencia significativa (P>0.05), entre los diferentes meses de estudio (Cuadro 7).

Cuadro 7. Movilidad masal (MM), Anormalidades totales (AT), Anormalidades secundarias (AS) y concentración espermática en sementales bovinos en diferente mes del año en Tuzantla, Michoacán.

Variable	Mes de muestreo			
	DICIEMBRE	ENERO	ABRIL	AGOSTO
MM (%)	2.42±1.61	3.39±1.78	2.50±1.55	3.50±1.70
AT (%)	22.50±18.15	18.68±13.98	16.18±11.77	22.00±8.11
AS (%)	12.92±14.59	11.55±10.86	10.66±9.47	8.50±5.76
CE (X10 ⁶ /ml)	302.92±243.89	240.09±461.23	213.92±438.61	238.20±579.28

El potencial reproductivo de los sementales (Figura 22) mostró una tendencia a ser satisfactorio conforme avanzó el periodo de estudio, alcanzándose el 100% de sementales satisfactorios en agosto.

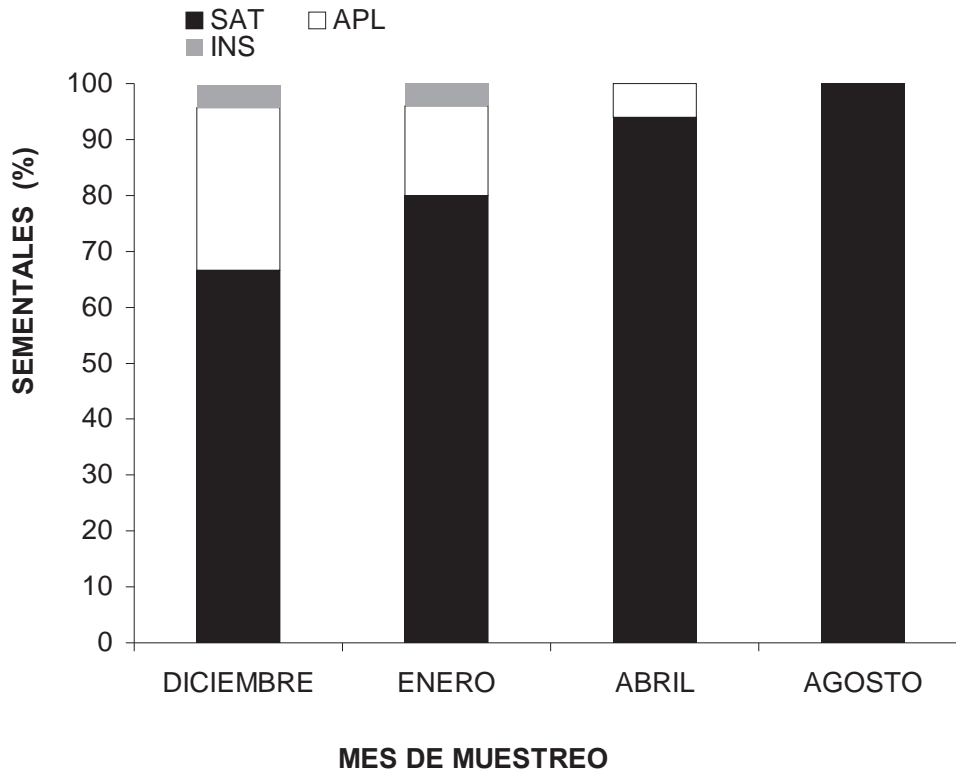


Figura 22. Comportamiento de la capacidad reproductiva de los sementales en los diferentes meses de estudio. Potencial reproductivo satisfactorio (SAT); calificación aplazada (APL); Potencial reproductivo insatisfactorio (INS)

Los niveles plasmáticos de testosterona (ng/dl; Figura 23) fueron estadísticamente iguales durante DIC (384.3 ± 282.9), ENE (634.3 ± 497.1) y AGO (569.6 ± 462.1), mostrando la única diferencia significativa ($P=0.017$) entre DIC y ABR (796.6 ± 414.3).

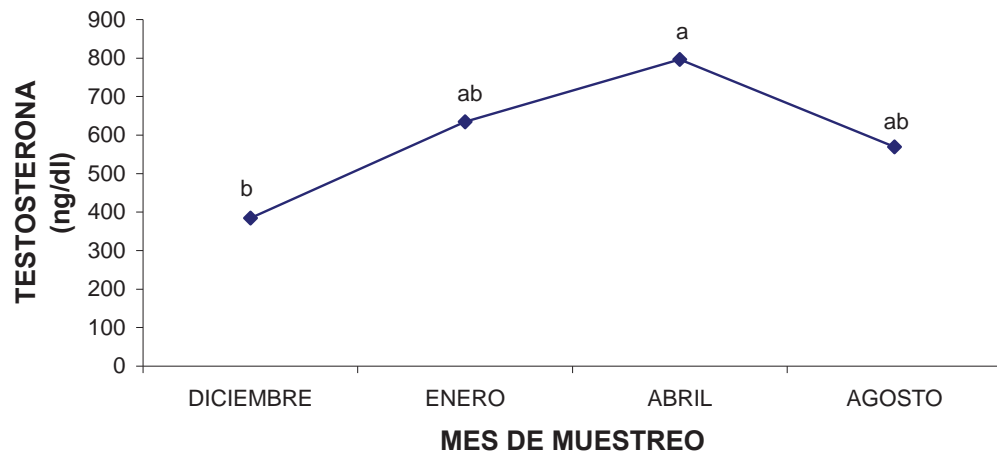


Figura 23. Concentración plasmática de testosterona (ng/ml) de sementales bovinos en diferentes meses de estudio en Tuzantla, Michoacán. ^{ab} Literal diferente entre puntos de muestreo señalan diferencias significativas ($P < 0.05$).

7 DISCUSION

El aumento significativo que presentó la CC en el mes de ABR fue posiblemente debido a la suplementación alimenticia proporcionada a los sementales, durante escases de los pastos. Al respecto, Nolan *et al.*, (1990), reportan que toros Brahman alimentados con dietas altas en granos alcanzan una mayor CC que toros alimentados con dietas bajas en granos. Por otro lado Albert y Cheryl (2002) en EU, encontraron un aumento en la CC y Ces conforme aumentó la temperatura ambiental y la cantidad y calidad del forraje en toros productores de carne.

También se observó que la Ces fue mayor durante ABR y AGO, igual que la CC, lo cual sugiere una correlación entre estas dos variables. Esto concuerda por los reportado por McCosker *et al.* (1989) y Schramm *et al.* (1989) quienes reportan una estrecha relación entre la Ces y el peso vivo. Nolan *et al.* (1990) y Coulter *et al.* (1997), encontraron que toros con mayor Ces también cuentan con una mejor CC. Chacon *et al.* (1999) y Brito *et al.* (2004^a), señalan que la CC es uno de los factores que más afectan la Ces en el toro. Perry *et al.* (1991), reportan que la Ces, peso vivo y CC disminuyen conforme la disponibilidad de pastos se reduce y aumenta la temperatura ambiental, en sementales productores de carne en el trópico seco de Australia. Mwansa y Makarechian (1991) sugieren que el estado nutricional también afecta al desarrollo testicular, pues los incrementos de energía en la dieta pueden acelerar el desarrollo de la Ces.

Chacon *et al.* (2002), señalaron que la poca disponibilidad de forrajes y temperatura elevada, reportada en las zonas tropicales, afecta la calidad del semen y Ces en animales *B. taurus* y sus cruzas, mientras que esto no se ve tan marcado en animales *B. indicus*; lo cual concuerda con lo reportado por Brito *et al.* (2004^b), quienes sugieren que toros *B. indicus*, pueden tener una mejor termorregulación que toros *B. taurus* debido a una mayor longitud de la arteria testicular, mayor pendulosidad y un mayor recorrido de la arteria y vena testicular en el cono vascular testicular. No obstante, Wildeus y Hammond (1993), concluyen que en toros *B. taurus* adaptados a las condiciones de clima tropical la Ces no se ve afectada por cambios en la temperatura ambiental.

La testosterona también alcanzó sus niveles más altos en abril, lo cual concuerda con lo reportado por Stumpf *et al.* (1993) y Jiménez *et al.* (2003), quienes encontraron los niveles más altos en primavera y verano ($p < 0.05$) en comparación con invierno. Godfrey *et al.* (1990^a), reportan una fluctuación estacional por efectos climáticos en toros Brahman encontrándose niveles de testosterona más bajos en invierno, al igual que la calidad del eyaculado. Godfrey *et al.* (1990^b), corroboran lo anterior y añaden además que los niveles de testosterona están estrechamente ligados al tamaño testicular. McCosker *et al.* (1989), reportaron una variación estacional en los niveles de testosterona de toros fértiles, encontrando los más altos niveles en verano en comparación con invierno, reportan además que en toros infértiles o fertilidad con disminuida, la variación estacional no fue evidente.

Fue durante el mes de ABR cuando los sementales fueron suplementados, lo cual sugiere que ese factor también pudo haber afectado la mayor concentración de testosterona en esa estación ($P=0.017$) con respecto a los demás meses de estudio. Al respecto, Nolan *et al.* (1990), reportan que las dietas altas en grano (75%) favorecieron la altura y amplitud de los pulsos de testosterona en comparación con dietas bajas en grano (25%; $P<0.003$), además de incrementar significativamente ($P<0.05$) la CC y Ces. De manera similar Perry *et al.* (1991), en animales criados y mantenidos al pastoreo y sin suplementación durante la época seca y calurosa, encontraron un decremento de testosterona en el verano, lo cual coincidió con una reducción en Ces.

En el presente trabajo, la calidad del eyaculado tendió a ser mejor en abril y agosto, lo cual coincide con lo reportado por Chacon *et al.* (2002), quienes sugieren que la calidad del eyaculado y CE dependen en mayor grado de la CC (reflejo de la nutrición) que de elevaciones en la temperatura ambiental; lo anterior es apoyado por Brito *et al.* (2002), quienes reportan que pequeñas variaciones de temperatura ambiental y humedad no afectan la cantidad ni calidad del semen en toros *B. taurus* en Brasil. Wildeus y Hammond (1993), señalan que en los toros adaptados a las condiciones de clima tropical la CE y las características del eyaculado no se ven afectadas por la época del año. Chacon *et al.* (1999), también reportan que la movilidad espermática depende en mayor grado del manejo en la alimentación que de cambios estacionales en el clima.

No obstante estos resultados, Godfrey *et al.* (1990^a), reportan un decremento en la calidad seminal y niveles de testosterona en invierno en comparación con verano en toros Brahman. Lunstra y Coulter (1997) y Brito *et al.* (2003), indujeron aumentos en la temperatura testicular mediante recubrimiento escrotal encontrando una reducción en cantidad y calidad del eyaculado en comparación con toros sin recubrimiento; mientras que Kastelic *et al.* (1996^b), en el recubrimiento del cuello escrotal (simulando deposición grasa), sólo encontraron un decremento en la morfología espermática normal; lo anterior es posiblemente por efectos de adaptación de los animales a temperaturas elevadas, tal como mencionan Wildeus y Hammond (1993).

La tendencia de la CC, Ces, testosterona plasmática y características del eyaculado, a tener mejores valores en abril y agosto en el presente trabajo, es posiblemente debido a la suplementación de alimento que recibieron los animales.

En cuanto a la mejor calidad del eyaculado, Makarechian y Farid (1985), Nwakalor y Ezinma (1989), Trocóniz *et al.* (1991), Martínez (1993), Chacón *et al.* (2002) y Brito *et al.* (2004^b), sugieren que es debido a una mayor Ces, en tanto que Cook *et al.* (1994), señala que es más debido a la consistencia testicular que a la misma Ces. Mwansa y Makarechian (1991) y Coulter *et al.* (1997), encontraron que dietas altas en energía aumentaron la CC y Ces, pero la calidad del eyaculado fue mejor en animales alimentados con dietas bajas en energía lo cual obedece posiblemente a una mejor consistencia testicular. Sin

embargo, Chenoweth *et al.* (1988), no encontraron diferencias en circunferencia testicular entre toros con buena y mala calidad seminal.

La alimentación y por consecuencia la CC, jugaron un papel fundamental en la calidad espermática de toros productores de carne, en un trabajo presentado por Albert y Cheryl (2002), pues reportaron que la CC mejoró cuando la calidad y cantidad de los forrajes aumento, encontrando que la mejor calidad del eyaculado ocurrió cuando los toros tuvieron de 2.5 a 3.5 puntos de CC.

En el presente trabajo, la capacidad reproductiva de los sementales tendió a ser mejor de DIC a AGO, encontrándose el 100% de los animales satisfactorios en AGO, lo cual posiblemente fue debido al incremento de edad en los animales, al respecto Chacon *et al.* (1999) y Elmore *et al.* (1975), reportan un porcentaje más alto de animales insatisfactorios en sementales de dos años o menores, que en animales mayores. Godfrey y Dodson (2004), reportan un decremento con la edad de sementales insatisfactorios debido a circunferencia escrotal y morfología espermática en toros Senepol. Por otro lado la suplementación recibida por los animales durante otoño y verano también pudo afectar en el mayor porcentaje de sementales satisfactorios, dicha suplementación se vio reflejada en la CC, esto coincide por lo reportado por Barth y Waldner (2002) quienes encontraron el porcentaje más alto (82.1%) de sementales con potencial reproductivo satisfactorio cuando la condición corporal era de 3.5 grados en la escala del 1 al 5, en comparación con sementales con CC menor (2, 2.5 y 3) 63.6, 76.1 y 80.9% respectivamente, y

mayor de 4 (47.6%), esto se debe probablemente a que animales con baja CC en sistema de pastoreo extensivo en el trópico seco disminuyen su actividad reproductiva debido a un balance energético negativo, esto aunado a las altas temperaturas en trópico seco en Michoacán, se reduce la calidad espermática y por consecuencia la capacidad reproductiva de los sementales (Chacon *et al.*, 2002).

8 CONCLUSIONES

La capacidad reproductiva de los sementales cumplió con la hipótesis planteada, encontrando el más alto porcentaje de toros con potencial reproductivo satisfactorio en el mes de agosto, época con abundante producción de forraje en el trópico seco de Tuzantla, Michoacán.

La concentración plasmática de testosterona observó su más alta concentración en abril, contrario a lo que se esperaba por la escasez de pastos y elevadas temperaturas características de este mes del año en el trópico seco de Tuzantla Michoacán.

9 BIBLIOGRAFÍA

1. Albert, D.B. and Cheryl, L.W. 2002. Factors affecting breeding soundness classification of beef bulls examined at the Western College of Veterinary Medicine. *Canadian Veterinary Journal*, 43: 274–284.
2. Amann, R. P. and Schanbacher. B. D. 1983. Physiology of male reproduction. *Journal of Animals Science*. 57 (2): 380-483.
3. Aranguren M.J., Madrid B.N., González S.C., Rincón U.E., Ramírez I.L. and Quintero M.A. 1995. Puberty in 5/8 Holstein and 5/8 Brown Swiss young bulls. *Revista de la Facultad de Agronomía*. 12: 393 – 407.
4. Barham, B. and Pennington, J.A. 2004. Breeding soundness evaluation for beef and dairy bulls. University of Arkansas, United States Department of Agriculture and County Governments Cooperating. pp 1-4.
5. Barth, A.J. and Oko, R.J. 1989. Abnormal Morphology of Bovine Spermatozoa. AMES. United States of America. Pp 19-39.
6. Barth, A.D. y Waldner C.L. 2002. Factors affecting breeding soundness classification of beef bulls examined at the Western College of Veterinary Medicine. *Canadian Veterinary Journal*, 43: 274–284.
7. Bavera G., Bocco O., Beguet H. y Petryna A. (2005). Crecimiento, desarrollo y precocidad. [En línea]. Cursos de Producción Bovina de Carne, FAV UNRC.
http://produccionbovina.com/informacion_tecnica/externo/05crecimiento_de_sarrollo_y_precocidad.htm. [12-Noviembre-2001].
8. Bearden, J. y Fuquay, J. 1982. Reproducción Animal Aplicada. Manual Moderno. México, Distrito Federal. 360 p.

9. Bedair, G.A. and Thibier, M. 1979. Peripheral plasma androstenedione and testosterone concentrations in bulls before and during puberty. *Journal of Reproduction and Fertility*. 56: 7-10.
10. Berndtson, W.E., Igboeli, G. and Parker, W.G. 1987. The numbers of Sertoli cells in mature holstein bulls and their relationship to quantitative aspects of spermatogenesis. *Biology of Reproduction*, 37: 60-67.
11. Bremner W.J., Millar M.R., Sharpe R.M. and Saunders P.T.K. 1994. Immunohistochemical localization of androgen receptors in the rat testis: evidence for stage-dependent expression and regulation by androgens. *Endocrinology*. 135: 1227–1234.
12. Brito, L., Silva, A., M., Rodrigues, L.H., Vieira, F.V., Deragon, L.A.G. and Kastelic, J. 2002. Effects of environmental factors, age and genotype on sperm production and semen quality in *Bos indicus* and *Bos taurus* AI bulls in Brazil. *Animal Reproduction Science*, 70: 181-190.
13. Brito, L., Silva, A., M., Barbosa, R., Unanian, M.M. and Kastelic, J. 2003. Effects of scrotal insulation on sperm production, semen quality, and testicular echotexture in *Bos indicus* and *Bos indicus x Bos taurus* bulls. *Animal Reproduction Science*, 79: 1-15.
14. Brito, L., Silva, A., Unanian, M., Dode, M., Barbosa, R. and Kastelic, J. 2004^a. Sexual development in early- and late-maturing *Bos indicus* and *Bos indicus x Bos taurus* crossbred bulls in Brazil. *Theriogenology*, 62: 1198-1217.
15. Brito, L., Silva, A., M., Barbosa, R. and Kastelic, J. 2004^b. Testicular thermoregulation in *Bos indicus*, crossbred and *Bos taurus* bulls: relationship

- with scrotal, testicular vascular cone and testicular morphology, and effects on semen quality and sperm production. *Theriogenology*, 61: 511-528.
16. Campos, R., Giraldo, I., Rodas, A. y Duran, C.V. 2001. Relación entre valores de testosterona, perímetro y peso testicular en machos adultos para sacrificio. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*. 14:57-60.
17. Carroll, E.V., Ball, L. and Scott, J.A. 1963. Breeding soundness in bulls. A summary of 10940 examinations, *J. Am. Vet. Med. Ass.* 142: 1105.
18. Chacon, J., Pérez, E., Muller, E., Söderquist, L. and Rodríguez-Martínez, H. 1999. Breeding soundness evaluation of extensively managed bulls in Costa Rica. *Theriogenology*, 52: 221-231.
19. Chacon, J., Pérez, E. and Rodríguez, H. 2002. Seasonal variations in testicular consistency, scrotal circumference and espermiogramme parameters of extensively reared Brahman (*Bos indicus*) bull in the tropics. *Theriogenology*, 58: 41-50.
20. Chenoweth, P.J., Farin, P.W., Mateos, E.R., Rupp, G.P. and Pexton, J.E. 1988. Relationships between breeding soundness and sex drive classifications in beef bulls. *Theriogenology*, 30: 227-233.
21. Chenoweth, P.J. 2000. Evaluación de salud reproductiva del toro: estado actual. In: *Topics in Bull Fertility*. International Veterinary Information Service, Ithaca, New York, USA.
22. Cook, R.B., Coulter, G.H. and Kastelic, J.P. 1994. The testicular vascular cone, scrotal thermoregulation, and their relationship to sperm production and seminal quality in beef bulls. *Theriogenology*, 41:653.

23. Coulter, G. H., Cook, R. B. and Kastelic J. P. 1997. Effects of dietary energy on scrotal surface temperature, seminal quality, and sperm production in young beef bulls. *Journal of Animal Science*, 75:1048–1052
24. Crews, D.H. and Porteous, D.J. 2003. Age of dam and age and measurement adjustments and genetic parameters for scrotal circumference of Canadian Hereford bulls. *Canadian Journal of Animal Science*, 83: 183-188.
25. Cunningham, J.G. 1999. *Fisiología Veterinaria*. 2ª ed. McGraw-Hill. México, Distrito Federal. pp : 561-570.
26. Duchens, M. 1999. Examen de fertilidad para selección en toros de carne. *Revista de extensión TECNO VET*, 5: 2.
27. Elmore, R.G., Beirschwal, C.J., Martin, C.E. and Youngquist, R.S. 1975. A summary of 1127 breeding soundness examinations in beef bulls. *Theriogenology*, 3:209-218.
28. Frenette, G., Lessard, C. and Sullivan R. 2002. Selected proteins of “Prostasome-Like Particles” from epididymal cauda fluid are transferred to epididymal caput spermatozoa in bull. *Biology of Reproduction*, 67: 308–313.
29. Gabor, G., Sasser, R.G., Kastelic, J.P., Mezes, M., Falkay, G., Bozo, S., Csik, J.V., Barany, I., Hidas, A., Szasz, F. and Boros, G. 1998. Computer analysis of video and ultrasonographic images for evaluation of bull testes. *Theriogenology*, 50: 223.
30. Gaiani R., Chiesa F., Mattioli M., Nannetti G. and Galeati G. 1984. Androstenedione and testosterone concentrations in plasma and milk of the cow throughout pregnancy, *Journal of Reproduction and Fertility*. 70:55-59

31. Geary, T.W. and Reeves, J.J. 1992. Relative importance of vision and olfaction for detection of estrus by bulls. *Journal of Animal Science*, 70: 2726-2731.
32. Gerena, R.L., Irikura, D., Eguchi, N., Urade Y. and Killian, G.J. 2000. Immunocytochemical localization of Lipocalin-Type Prostaglandin D Synthase in the bull testis and epididymis and on ejaculated sperm. *Biology of Reproduction*, 62: 547–556.
33. Godfrey, R.W., Lunstra, D.D., Jenkins, T.G., Berardinelli, J.G., Guthrie, M.J., Neuendorff, D.A., Long, C.R. and Randel, R.D. 1990^a. Effect of season and location on semen quality and serum concentrations of luteinizing hormone and testosterone in Brahman and Hereford bulls. *Journal of Animal Science*, 68:734–749.
34. Godfrey, R.W., Lunstra, D.D., Jenkins, T.G., Berardinelli, J.G., Neuendorff, D.A., Long, C.R. and Randel, R.D. 1990^b. Effect of location and season on body and testicular growth in Brahman and Hereford bulls. *Journal of Animal Science*, 68:1520–1529.
35. Godfrey, R.W. and Dodson, R.E. 2004. Breeding soundness evaluations of Senepol bulls in the US Virgin Islands. *Theriogenology*, 63: 831.
36. Hafez, E y Hafez, B. 2000. *Reproducción e Inseminación Artificial en Animales*. 7^a ed. McGraw-Hill. México, Distrito Federal. 522 p.
37. Hansen, P.J. 2004. Physiological and cellular adaptations of zebu cattle to thermal stress. *Animal reproduction science*, 83:349-360.
38. Henney, S., Killian, G. and Dreaver, D. 1990. Libido, hormone concentrations in blood plasma and semen characteristics in Holstein bulls. *Journals of Animal Science* 68: 2784-2792.

39. Jiménez, H. 2002. Sexual development of dairy bulls in the Mexican tropics. *Theriogenology*, 58: 921-932.
40. Jiménez, S.H., Quintal, F.J., Vega, M.V., Zanella, E., Wehrman, M. E., Lindsey, B. R., Melvin, E. J. and Zinder, J. E. 2003. Season of the year influences testosterone secretion in bulls administered luteinizing hormone. *Journal of Animal Science*, 81:1023–1029.
41. Jiménez, J. 2004. Validación y transferencia de tecnología para bovinos de leche y carne en Michoacán. Centro de Investigación Regional del Pacífico Centro. Campo Experimental Morelia. INIFAP. Michoacán, México. 35 p.
42. Kastelic, J.P., Cook, R.B. and Coulter G.H. 1996^a. Contribution of the scrotum and testes to scrotal and testicular thermoregulation in bulls and rams. *Journal of Reproduction and Fertility*, 108: 81-85.
43. Kastelic, J.P., Cook, R.B. Coulter, G.H. and Saacke, R.G. 1996^b. Insulating the scrotal neck affects semen quality and scrotal/ testicular temperatures in the bull. *Theriogenology*, 45:935.
44. Kennedy, S., Spitzer, J., Hopkins, F., Higdon, H. and Bridges, W. 2002. Breeding soundness evaluations of 3648 yearling beef bulls using the 1993 Society for Theriogenology Guidelines. *Theriogenology*, 58: 947-961.
45. Ketelslegers J.M., Hetzel W.D., Sherins R.J. & Catt K.J. 1978. Developmental changes in testicular gonadotropin receptors: plasma gonadotropins and plasma testosterone in the rat. *Endocrinology*, 103: 212–222.
46. Lehninger, A.L. 1990. *Bioquímica*. 2^a Ed. Omega. Barcelona, España.

47. Lunstra, D.D. and Coulter, G.H. 1997. Relationship between scrotal infrared temperature patterns and natural-mating fertility in beef bulls. *Journal of Animal Science*, 75:767–774.
48. Makarechian, M. and Farid, A. 1985. The relationship between breeding soundness evaluation and fertility of beef bulls under group mating at pasture. *Theriogenology*, 23: 887-898.
49. Martínez, R. 1993. La circunferencia escrotal como un indicador potencial de la fertilidad en el toro y su progenie. *Técnica Pecuaria México*, 31: 84-96.
50. Martínez, G., Edward, K., Lee, G y Vleck, V. 2004. Parámetros genéticos para la circunferencia escrotal, edad a la pubertad en vaquillas y tasa de destete en varias razas de bovinos productores de carne. *Técnica Pecuaria México*, 42: 159 – 170.
51. Mathews, C.K. y Van Holde, K.E. 2001. *bioquímica*. 2ª Ed. McGraw-Hill. España. Pp. 756-760.
52. McCarthy, M.S., Convey, E.M. and Hafs, H.D. 1979. Serum hormonal changes and testicular response to LH during puberty in bulls. *Biology of Reproduction*. 20: 1221-1227.
53. McCosker, T.H., Turner, A.F., McCool, C.J., Post, T.B. and Bell, K. 1989. Brahman bull fertility in a north Australian rangeland herd. *Theriogenology*, 32: 285-300.
54. Molina, R., Galina, C., Díaz, M., Galicia, L., Estrada, S. 2003. Evaluación del empadre rotativo con monta natural: efecto en el rendimiento reproductivo de vacas cebú. *Agrociencia*, 37: 1-10.

55. Mostl E., Mostl K., Choi HS., Dreier H.K., Stockl W. and Bamberg E. 1981. Plasma levels of androstenedione, epitestosterone, testosterone and oestrogens in cows at parturition. *Journal of Endocrinology*, 89:251-255
56. Moura, A.A. and Erickson, B.H. 1997. Age-related changes in peripheral hormone concentrations and their relationships with testis size and number of Sertoli and germ cells in yearling beef bulls. *Journal of Reproduction and Fertility*, 111: 183-190.
57. Muller, E. 1992. Evaluación andrológica de toros bajo condiciones tropicales. IV Curso Internacional de Reproducción Bovina. México, Distrito Federal. FMVZ, UNAM y Academia de Investigación en Biología de la Reproducción. pp
58. Mwansa, P. and Makarechian, M. 1991. The effect of postweaning level of dietary energy on sex drive and semen quality of young beef bulls. *Theriogenology*, 35: 1169-1178.
59. Nelson, D. 1997. Bull Selection and Breeding Soundness Evaluation for the Beef Producer. Cooperative Extension College of Agriculture and Home Economics Washington State University. pp 1-11.
60. Noakes, D.E., Parkinson, T.J. and England, G.C. 2001. Arthur's Veterinary reproduction and obstetrics. 8^a ed. Saunders. China. Pp. 673-694.
61. Noden M.D. y Lahunta A. (2001). Embriología de los animales domésticos. Acribia S.A. Zaragoza, España. 380-385 pp.
62. Nolan, C.J., Neuendorff, D.A., Godfrey, R.W., Harms, P.G., Welsh, T.H., McArthur, N.H. and Randel, R.D. 1990. Influence of dietary energy intake on prepubertal development of Brahman bulls. *Journal of Animal Science*, 68:1087-1096

63. Nwakalor, L.N and Ezinma, C.O. 1989. Libido, serving capacity and breeding soundness in Mтуру and N'dama beef bulls. *Theriogenology*, 32: 901-911.
64. Parker, R., Mathis, C. and Hawkins, D. 1999. Evaluating the Breeding Soundness of Beef Bulls. Cooperative Extension Service, College of Agriculture and Home Economics Washington State University. pp 1-4.
65. Perry, V.E.A., Chenoweth, P.J., Post, T.B. and Munro, R.K. 1991. Patterns of development of gonads, sex-drive and hormonal responses in tropical Beef bulls. *Theriogenology*, 35: 473-486.
66. Quirino, J., Bergmann, V., Filho, V., Andrade, S., Reis, R., Mendoza and Fonseca, C. 2004. Genetic parameters of libido in Brazilian Nelore bulls. *Theriogenology*, 62: 1-7.
67. Ramírez, I.L.N. y Faccio, G. 1990. Determinación directa de testosterona en suero sanguíneo de machos bovinos. *Revista de Agronomía*, 7: 255-263.
68. Rawlings, N.C., Fletcher, P.W., Henricks, D.M. and Hill, J.R. 1978. Plasma luteinizing hormone (LH) and testosterone levels during sexual maturation in beef bull calves. *Biology of Reproduction*. 19: 1108-1112.
69. SAGARPA y Gobierno del Estado de Michoacán. 2002. Anuario estadístico estatal: agropecuario, forestal y de pesca. Estadísticos Pecuarios 2002. pp: 519-575.
70. SAGARPA. 2003. Coordinación General de Ganadería. [En línea]. <http://www.sagarpa.gob.mx/Dgg/ganind3.htm#pe9001>. [4-noviembre-2004].
71. Sánchez, A.R., L.R. Bourguetts L. y A. Zapién S. 1982. Evaluación de la capacidad reproductiva y de los factores que la afectan en sementales

- bovinos de las razas productoras de carne en el Estado de Sonora. Memorias de la Reunión de Investigación Pecuaria en México 1982. p. 631.
72. SAS. 2000. Statistical Analysis System. Institute Inc. North Carolina. USA.
73. Schramm, R.D., Osborne, P.I., Thayne, W.V., Wanger, W.R. and Inskip, E.K. 1989. Phenotypic relationships of scrotal circumference to frame size and body weight in performance-tested bulls. *Theriogenology*, 31: 495-504.
74. Secretaria de Gobernación, Gobierno del Estado de Michoacán, Centro Nacional de Estudios Municipales y Centro Estatal de Estudios Municipales. 1987. Los municipios de Michoacán. pp. 400-460.
75. Servicio Meteorológico Nacional. 2007. Normales climatológicas 1971-2000. [En _____ línea]. <http://smn.cna.gob.mx/productos/normales/estacion/mich/NORMAL16135.TXT>. [10-septiembre-2007].
76. Shivaji, S., Bhargava, P.M. and Scheit, K.H. 1984. Immunological identification of seminal plasmin in tissue extracts of sex glands of bull. *Biology of Reproduction*, 30: 1237-1241.
77. Silva, C., Aké, R. and Delgado, R. 2000. Sexual behavior and pregnancy rate of *Bos indicus* bulls. *Theriogenology*, 53: 991-1002.
78. Soto, C., González S.C. y Goicochea, J. 1991. Correlación de los niveles de testosterona periférica circulante con edad y circunferencia escrotal en toretes Brahman prepúberes. En: Memorias de las IV Jornadas Científico Técnicas de la Facultad de Agronomía del 16 al 18 de Octubre de 1991. *Revista Agronomía* 8(4): 155-192.
79. Sprott, L., Carpenter, B., and Thrift, T. 1997. Bull management for cow/calf producers. Texas Agricultural Extension Service. pp

80. Stumpf, T.T., Wolfe, M.W. Roberson, M.S. Kittok, R.J. and Kinder, J.E. 1993. Season of the year influences concentration and pattern of gonadotropins and testosterone in circulation of the bovine male. *Biology of Reproduction*, 49:1089–1095.
81. Suárez, H. and López, Q. 1996. The beef production system in México: the current situation. *Livestock In: Symposium of North American Free Treatment Agreement and Agricultural*. pp: 1-16.
82. Trocóniz, J., Beltrán, J., Bastidas, H., Larreal, H. and Bastidas, P. 1991. Testicular development, body weight changes, puberty and semen traits of growing Guzerat and Nellore bulls. *Theriogenology*, 35:815-826.
83. Walker, W.H. and Cheng, J. 2005. FSH and testosterone signaling in Sertoli cells. *Reproduction*, 130: 15–28.
84. Wattiaux, M.A. 2005. Grados de condición corporal. Instituto Babcock, Universidad de Wisconsin-Madison, 12: 45-48.
85. Wildeus, S and Hammond, A. 1993. Testicular, semen and blood parameters in adapted and nonadapted *Bos taurus* bulls in the semi-arid tropics. *Theriogenology*, 40:345-355.
86. Wong, P.Y.D., Au, C. L. and Bedford, J. M. 1982. Biology of the Scrotum, II. Suppression by abdominal temperature of transepithelial ion and water transport in the cauda epididymidis. *Biology of Reproduction*, 26: 683-689.
87. Yelich, J.V. 2002. Techniques in ruminant reproduction breeding soundness exam and semen collection in the bull. Department of animal sciences. University of Florida. pp: 1-8.
88. Zaneveld, L.J.D. and Chatterton, R.T. 1982. *Biochemistry of Mammalian Reproduction*. Wiley- Interscience Pub., New York, p. 38.