

EVALUACIÓN DE LA VALIDEZ DE LA CRIA Y ANÁLISIS DE SEMEN PARA PREDECIR LA FERTILIDAD DEL TORO

RESUMEN

Dentro de las explotaciones ganaderas uno de los aspectos principales para desarrollar una buena ganadería es la selección del macho bovino, la cual está basada en varias pruebas de campo y de laboratorio, de las cuales las más importantes son la evaluación de las crías tomando en cuenta sus aspectos fenotípicos y genotípicos, donde consideramos de gran valor la circunferencia escrotal antes de los 2 años de edad, para predecir su fertilidad a futuro por la alta correlación que existe con la calidad seminal, y la evaluación de la calidad del semen aplicando métodos tanto macroscópicamente como microscópicamente; todos estos aspectos son valorados minuciosamente en conjunto con el fin de predecir la fertilidad del toro y asegurar una generación futura de buena genética.

Palabras clave: Circunferencia escrotal, selección, reproductor, semen, valoración seminal.



INDICE DE CONTENIDOS

I.	INTRODUCCIÓN	6
	OBJETIVOS	7
	• Objetivo General	7
	• Objetivos Específicos	7
II.	REVISIÓN DE LITERATURA	8
1.	Morfofisiología del Aparato Reproductor del Macho	8
1.1.	Glándulas Sexuales	9
1.1.1	Testículos	9
1.1.1.1.	Morfofisiología Funcional	10
1.2.	Conductos Sexuales	13
1.2.1.	Escroto y Cordón Espermiático	13
1.2.1.1.	Control de Temperatura	13
1.2.2.	Epidídimo	16
1.2.2.1.	Transporte	17
1.2.2.2.	Concentración	19
1.2.2.3.	Almacenamiento	19
1.2.2.4.	Maduración	20
1.2.3.	Conducto Deferente y Uretra	21
1.2.4.	Glándulas Accesorias	21
1.2.4.1.	Glándulas Vesicales	22
1.2.4.2.	Próstata	23
1.2.4.3.	Glándulas Bulbouretrales (de Cowper)	24
1.2.4.4.	Glándulas Uretrales o de Litre	24
1.2.5.	Pene	25
1.2.6.	Prepucio	26



2.	Neuroendocrinología Reproductiva del Macho	27
2.1.	Generalidades	27
2.1.1.	Hormonas Reproductoras Primarias de Glándula Pituitaria	27
2.1.2.	Control de la Glándula Pituitaria por el Hipotálamo	28
2.1.3.	Hormonas Gonadales	30
2.1.3.1.	Mecanismos de Acción de la Testosterona	30
2.1.3.2.	Regulación de la Producción de Testosterona	32
2.2.	Espermatogénesis	33
3.	Factores a considerarse para la Validación de la Cría	39
3.1.	Evaluación Tradicional de la Validez de la Cría	40
3.2.	Examen Físico	40
3.2.1.	Aparato Locomotor	40
3.2.2.	Ojos	40
3.2.3.	Dientes	40
3.3.	Tamaño	41
3.4.	Condición Corporal	41
3.5.	Circunferencia Escrotal (Testículos)	42
3.5.1.	Como se Mide la Circunferencia Escrotal	43
3.6.	Defectos Físicos	45
3.7.	Vesículas Seminales	46
3.8.	Pene	47
3.9.	Libido	48



4.	Pruebas de Evaluación Macroscópicas del Semen	48
4.1.	Volumen	49
4.2.	Color	50
4.3.	Olor	51
4.4.	Evaluación de pH	51
5.	Pruebas de Evaluación Microscópicas del Semen	52
5.1.	Concentración	52
5.2.	Morfología	55
5.2.1.	Anormalidades espermáticas	58
5.3.	Motilidad	61
5.3.1.	Motilidad Masal	61
5.3.2.	Motilidad Individual	62
5.4.	Viabilidad de la Membrana Plasmática del Espermatozoide	64
5.5.	Interacción Espermatozoide Oviducto	66
5.6.	Capacitación de los Espermatozoides	67
III.	CONCLUSIONES	68
IV.	BIBLIOGRAFÍA	68





UNIVERSIDAD DE CUENCA

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia

“EVALUACIÓN DE LA VALIDEZ DE LA CRIA Y ANÁLISIS DE SEMEN PARA PREDECIR LA FERTILIDAD DEL TORO ”

*Monografía previa a la
obtención del título de Médico
Veterinario y Zootecnista.*

AUTOR: Cristian Augusto Vera Castillo.

TUTOR: Dr. Jhonny Narváez.

CUENCA – ECUADOR

2011



I. INTRODUCCIÓN.

En la actualidad la ganadería en el Ecuador ha evolucionado mucho, mediante el empleo de Biotecnologías Reproductivas, las mismas que se están implementando en forma progresiva, mediante este trabajo se propone brindar un apoyo a los Médicos Veterinarios, estudiantes y personas relacionadas con la ganadería un medio de consulta resaltando la importancia que tiene la selección de los reproductores en un programa de mejoramiento genético.

Los machos y hembras deben reunir características Fenotípicas y Genotípicas deseables, y además transmitir a su descendencia sus características positivas, mediante el empleo de la monta natural o Inseminación Artificial.

En los últimos años la medición de la calidad y la capacidad fecundante del semen bovino ha incrementado su importancia en la industria de la inseminación artificial y en los programas de selección de reproductores y mejoramiento genético; no sólo porque involucra directamente la fertilidad de los toros, sino también por el alcance que puede tener esta búsqueda en la fertilidad de su descendencia. Aunque se han propuesto muchos y variados métodos de evaluación seminal como predictores de la fertilidad de los toros, la aplicación de una única prueba de evaluación seminal no siempre es suficiente. Por ello, existe una búsqueda continua de alguna prueba seminal o combinación de varias de ellas que permita predecir la fertilidad con mayor exactitud y a costos más bajos.



OBJETIVOS

A. OBJETIVO GENERAL:

1. Reconocer la calidad de la cría por medio de la observación de las características fenotípicas y genotípicas.

B. OBJETIVOS ESPECIFICOS:

1. Emplear normas adecuadas para valorar la calidad de las crías.
2. Emplear pruebas de laboratorio para evaluar la calidad de semen.



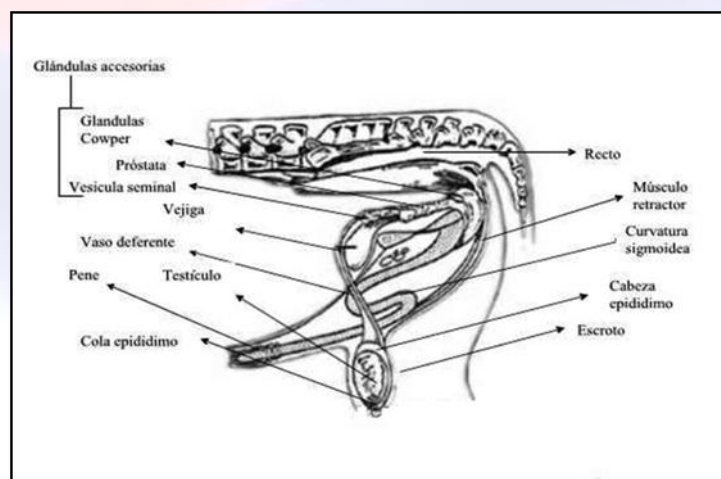
II. REVISIÓN DE LITERATURA

1. MORFOFISIOLOGIA DEL APARATO REPRODUCTOR DEL MACHO.

Los órganos genitales del toro están dispuestos de la siguiente forma:

- Glándulas sexuales (testículos)
- Conductos sexuales
 - Conductos eferentes
 - Epidídimo
 - Conductos deferentes
- Glándulas sexuales accesorias
 - Vesículas seminales.
 - Próstata
 - Glándulas bulbouretrales de Cowper
 - Glándulas uretrales de Littré
- Órgano copulador (pene) con uretra (órgano urogenital). (HOLY L. 1986)

FIGURA 1: Conformación del aparato reproductor del toro.



FUENTE: Tomado de: <http://androvet.blogspot.com/>



1.1. Glándulas Sexuales:

1.1.1. Testículos:

Segregan hormonas sexuales masculinas (andrógenos) y producen células sexuales masculinas (espermatozoides), en el vacuno se encuentran en la región inguinal en posición vertical, tienen una forma oval un poco prolongada. (PEZZONE N. 2008)

Los testículos difieren de los ovarios en que no contienen al nacer todos los gametos potenciales. Las células germinales localizadas en los túbulos seminíferos sufren divisiones celulares continuas, formando así nuevos espermatozoides durante toda la vida reproductiva. (BEARDEN J. 1980)

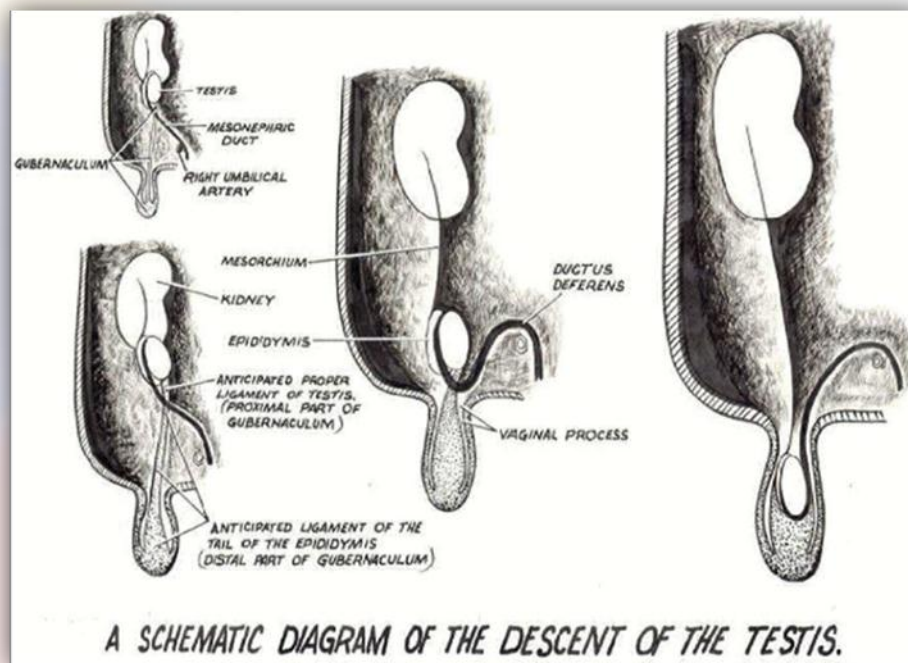
Los testículos no permanecen en la cavidad corporal, descienden de su sitio de origen cerca de los riñones hasta el escroto, a través de los conductos inguinales. El descenso de los testículos ocurre debido a un acortamiento aparente del gubernaculum, ligamento que se extiende desde la región inguinal a la cola del epidídimo, este acortamiento se debe a que el gubernaculum no crece tan rápido como la pared del cuerpo. Los testículos son halados hacia los conductos inguinales y la presión intraabdominal ayuda a que los testículos pasen a través de los conductos inguinales y lleguen al escroto.

Tanto las hormonas gonadotrópicas como los andrógenos regulan el descenso de los testículos. El descenso se completa en el feto a mediados de la gestación. En algunos casos uno o los dos testículos no descienden debido a una falla en el desarrollo. Si



ninguno desciende recibe el nombre de criptorquídeo bilateral y son estériles. Si solo un testículo no desciende se llama criptorquídeo unilateral y es fértil debido al testículo que descendió. (OLSINA. s/f)

FIGURA 2: Diagrama del descenso de los testículos.



FUENTE: Tomado de: <http://androvet.blogspot.com/>

Este estado se puede heredar y la cirugía no ayuda a corregir esta característica indeseable. (BEARDEN J. 1980)

1.1.1.1. Morfofisiología Funcional:

El tamaño depende de la edad, raza, y el desarrollo corporal y se dice que está alrededor de 250-





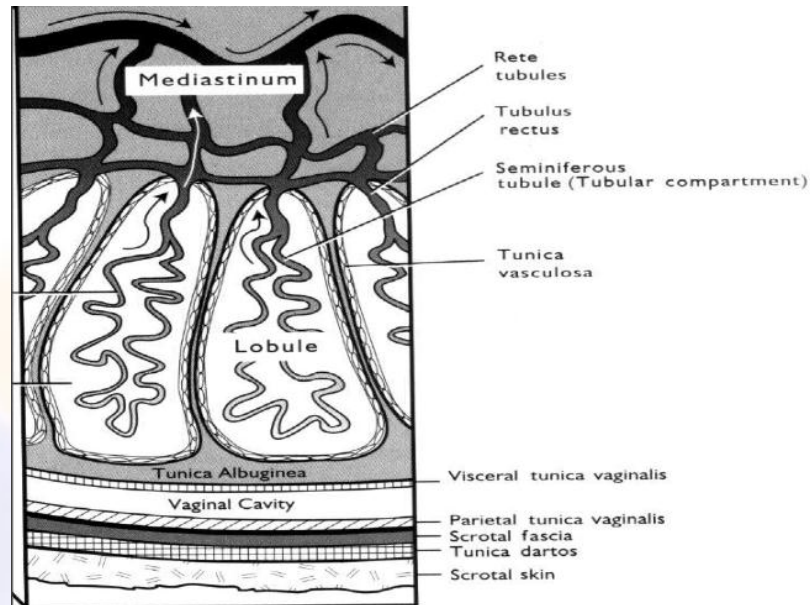
500 gr en un animal adulto y el peso de ambos testículos es de 0,09% del peso vivo del animal.

El diámetro del testículo del toro maduro varía entre 10-16 cm de largo y de 5 y 8 cm de ancho observándose una ligera asimetría entre ambos. (COLMENARES M.) La superficie testicular está recubierta por la túnica vaginal y esta se extiende sobre una capa fibrosa llamada túnica albugínea que es la que le da la forma al testículo y también por tejido seroso que es la extensión del peritoneo. Esta capa serosa se obtiene a medida que los testículos descienden al escroto y está adherida a lo largo de la línea del epidídimo. La capa externa de los testículos, la túnica albugínea testicular es una membrana delgada blanquecina del tejido conectivo elástico. Existen vasos sanguíneos visibles por debajo de su superficie. (BEARDEN J. 1980)

Por debajo de la túnica albugínea testicular está el parénquima; la capa funcional de los testículos. El parénquima tiene color amarillento y está dividido en segmentos por tabiques incompletos de tejido conectivo. Dentro de estos segmentos de tejido parenquimatoso están los túbulos seminíferos, que se forman a partir de los cordones sexuales primarios.



FIGURA 3: Corte transversal de un testículo bovino.



FUENTE: Tomado de: <http://androvet.blogspot.com/>

Contienen células germinales (espermatogonias) y células de nutrición (células de Sertoli). Las células de Sertoli son las más grandes y menos numerosas que las espermatogonias. Bajo la estimulación de la FSH, las células de Sertoli producen proteínas fijadoras de andrógenos e inhibina. Los túbulos seminíferos son los sitios de espermatozoides. Son pequeños túbulos enrollados de aproximadamente 200 μm de diámetro. Se ha estimado que los túbulos seminíferos de un par de testículos de toro pueden medir 5 Km una vez estirados. Representan el 80% del peso de los testículos. Los túbulos seminíferos se unen a una red de túbulos, la rete testis que se conecta a 12 ó 15 pequeños conductos, los conductos eferentes, que convergen en la cabeza del epidídimo. (BEARDEN J. 1980)



Las células de Leydig (intersticiales) se encuentran en el parénquima de los testículos, entre los túbulos seminíferos. La LH estimula a las células de Leydig para producir testosterona en pequeñas cantidades u otros andrógenos. (UNAD. 2005)

La temperatura normal del cuerpo no afecta la función de las células de Leydig. Por ejemplo los criptorquideos bilaterales desarrollan características sexuales secundarias, tienen vigor sexual normal y pueden hacer todo lo relacionado con la reproducción, excepto la producción de espermatozoides.

1.2. Conductos Sexuales.

1.2.1. Escroto y Cordón Espermático.

El escroto es un saco bilobulado que envuelve a los testículos. En la mayoría de las especies se localiza en la región inguinal entre las patas. El escroto tiene el mismo origen embrionario que los labios mayores en la hembra. Está compuesto de una capa externa de piel gruesa con numerosas glándulas grandes sudoríparas y sebáceas. Esta capa externa está forrada de una capa de fibras musculares lisas, la túnica dartos, que se entrelaza con tejido conectivo. La túnica dartos divide al escroto en dos y se adhiere a la túnica vaginal en el fondo de cada bolsa.

1.2.1.1. Control de la Temperatura:

Se puede dar varios ejemplos para ilustrar la importancia del control de la temperatura testicular. Si se amarran los testículos contra el abdomen, habrá esterilidad. Las altas temperaturas o simplemente la



temperatura corporal normal causan degeneración de las células que forman la pared de los túbulos seminíferos. Se restablecerá la fertilidad si se regresan los testículos y el escroto a su estado natural antes de que ocurra la degeneración total. Sin embargo se requerirán unas cuantas semanas para que se produzca semen fértil nuevamente. Los criptorquideos bilaterales son estériles, lo que ilustra de nuevo que la producción de espermatozoides se suspende cuando la temperatura interna de los testículos es tan alta como la temperatura corporal. (BEARDEN J. 1980)

El semen de baja fertilidad producido por algunas especies durante el verano se ha atribuido a la incapacidad del organismo para enfriar suficientemente los testículos. En el ganado la temperatura interior de los testículos será de 4 a 7°C menor que en el organismo si la temperatura ambiental está entre 5 y 21°C a medida que la temperatura ambiental aumenta y se acerca a los 38°C, la diferencia entre la temperatura corporal y la de los testículos puede reducirse a la mitad (2° a 3° por debajo de la temperatura corporal). No se ha demostrado que la temperatura ambiental baja reduzca la fertilidad. (UNAD. 2005)

El papel del escroto y del cordón espermático en el control de la temperatura testicular incluye el acercar los testículos al cuerpo cuando la temperatura ambiente es muy baja o dejarlos colgar alejados del cuerpo cuando está aumentada. Dos músculos lisos participan en esto. **La túnica dartos** (el músculo liso que forra el escroto) **y el cremáster** (un músculo liso alrededor del cordón espermático) ambos sensibles a la temperatura. Durante el frío la contracción de estos



músculos provoca que el escroto se retraiga y se acorte el cordón espermático, acercando a los testículos más al cuerpo. Cuando el clima es caliente estos músculos se relajan, provocando que el escroto se estire y se alargue el cordón espermático. De esta manera los testículos cuelgan alejados del cuerpo. Estos músculos no responden a los cambios de temperatura sino hasta el principio de la pubertad. Deben ser sensibilizados primero por testosterona para que puedan responder a la temperatura ambiente cambiante.

El enfriamiento de los testículos en si ocurre por medio de dos mecanismos. La piel del escroto tiene glándulas sebáceas y sudoríparas que son más activas en un clima caliente. La evaporación de la secreción de estas glándulas enfría al escroto y por lo tanto a los testículos. La parte externa del escroto es 2 a 5°C más fría que la parte interna. A medida que se estira el escroto en un clima caliente, habrá más superficie que permitirá el enfriamiento por evaporación. Además de enfriar por evaporación, hay un enfriamiento significativo a través del intercambio calórico en el sistema circulatorio. A medida que las arterias transportan sangre a temperaturas corporales internas vía el cordón espermático, los sinusoides pasan a través de una red de venas, el plexo venoso pampiniforme, que llevan sangre más fría de regreso al organismo. Así que ocurrirá cierto grado de enfriamiento de la sangre arterial antes de que llegue a los testículos. El alargamiento del condón espermático durante el clima caliente provoca que haya una superficie mayor para el intercambio de calor. (BEARDEN J. 1980)



1.2.2. Epidídimo.

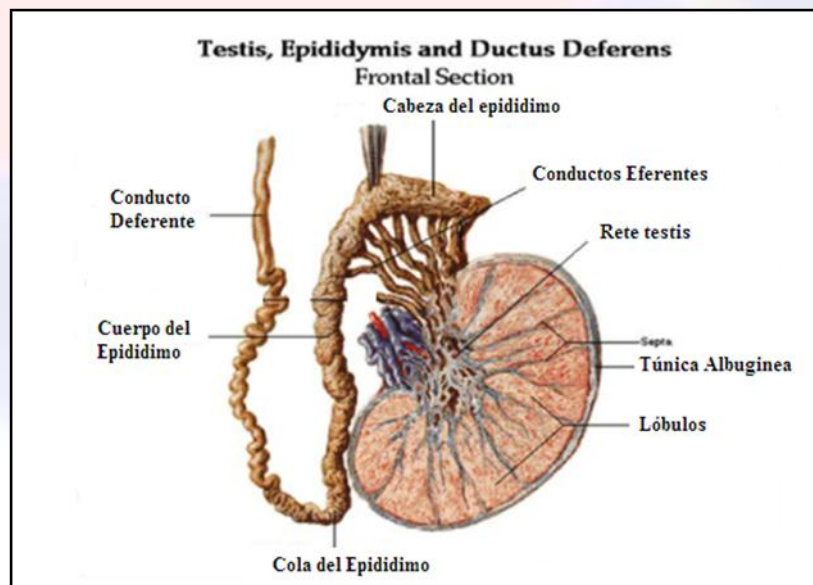
Primer conducto externo que sale de los testículos, Se localiza a lo largo de la región medial del testículo, su longitud es variable de acuerdo con la especie y constituye un túbulo único enrollado. Este segmento tubular esta tapizado por epitelio cilíndrico ciliado rodeado de tejido conectivo y fibras de músculo liso que son más abundantes en la cola. (GÓMEZ M.) Convencionalmente está dividido en tres regiones:

Cabeza: ubicada en el polo proximal del testículo y formada por 13 a 15 conductos eferentes.

Cuerpo: corre por el borde medial y posterior del testículo.

Cola: situada en el polo distal del mismo y almacena una importante cantidad de espermatozoides. (PEZZONE N. 2008)

FIGURA 4: Epidídimo en sus tres porciones.



FUENTE: Tomado de: <http://androvet.blogspot.com/>



La cabeza del epidídimo es un área aplanada situada en la punta del testículo, donde los conductos eferentes (12 a 15 pequeños conductos) se unen para salir como un solo tubo. El cuerpo del epidídimo se extiende a lo largo del eje longitudinal del testículo y se continúa con la cauda o cola. (PEZZONE N.)

El conducto epididimario en el toro tiene una longitud de 35 a 40 m y corre zigzagueando a lo largo del eje longitudinal del testículo. (ANDROVET.)

Con respecto las funciones epididimarias, se cuenta entre ellas el transporte, la sobrevivencia y la maduración funcional de los espermatozoides. Los cambios en la maduración incluyen:

- Adquisición de la capacidad de motilidad progresiva.
- Condensación final del núcleo y modificaciones en la forma del acrosoma.
- Formación de puentes disulfuro en las estructuras proteicas.
- Alteraciones en la naturaleza de la membrana plasmática.
- Migración de la gota citoplasmática proximal a una posición distal de la pieza intermedia.
- Disminución en la concentración de O₂ para inhibir el metabolismo de los espermatozoides.
- Reabsorción, fagocitosis y licuefacción de espermatozoides deficientes.
- Almacenamiento de espermatozoides. (TIBISAY L.)

1.2.2.1. Transporte:

A manera de conducto que sale del testículo, el epidídimo transporta los espermatozoides. En machos



sexuales activos, el tiempo requerido para el transporte es de 9 a 11 días. Se ha informado que una eyaculación frecuente acelera el transporte en 10 a 20%. Varios factores contribuyen al movimiento de los espermatozoides a través del epidídimo. Un factor es la presión de los nuevos espermatozoides que se están produciendo. A medida que se producen espermatozoides en los túbulos seminíferos se les saca hacia la rete testis y conductos eferentes y hacia el epidídimo. En machos sexualmente inactivos, se les fuerza hacia afuera del epidídimo. (UNAD. 2005)

Este movimiento de los espermatozoides es ayudado por la presión externa creada por el efecto de masaje que ocurre sobre los testículos y el epidídimo durante el ejercicio normal. Los conductos están tapizados por dos tipos de células unas más altas llamadas Cincilios que se mueven en dirección al epidídimo ayudando al transporte del producto testicular y las otras que tienen función secretora (apocrina). Y es posible que alternen sus funciones entre los dos tipos. (ANDROVET)

Como se mencionó previamente el movimiento de los espermatozoides es ayudado por la eyaculación. Durante la eyaculación, las contracciones peristálticas de la capa muscular lisa del epidídimo y una ligera presión negativa (acción de succión) creada por las contracciones peristálticas del conducto deferente y la uretra, desplazan en forma activa a los espermatozoides del epidídimo al conducto deferente y la uretra. (PEZZONE N.)



1.2.2.2. Concentración:

En el toro los espermatozoides que vienen del testículo y entran al epidídimo están relativamente diluidos (aproximadamente 100 millones de espermatozoides /ml). En el epidídimo se concentran aproximadamente el 75% de la producción total de espermatozoides de los testículos. La concentración ocurre cuando los líquidos que suspenden a los espermatozoides en los testículos son absorbidos por las células epiteliales del epidídimo. La absorción de estos líquidos ocurre principalmente en la cabeza y la parte proximal del epidídimo. (BEARDEN J. 1980)

1.2.2.3. Almacenamiento:

La mayor parte se almacena en la cola del epidídimo, donde los espermatozoides concentrados son retenidos en el lumen ancho. El epidídimo de toros maduros puede contener de 50 a 74 mil millones de espermatozoides. En la cola las condiciones son óptimas para preservar la viabilidad de los espermatozoides por un tiempo prolongado. El pH bajo, una alta viscosidad, la gran concentración de bióxido de carbono, la gran proporción de K a Na, la influencia de la testosterona y probablemente otros factores, se combinan para contribuir a un bajo índice metabólico y a vida más prolongada. No se han duplicado estas condiciones fuera del epidídimo. Si se liga al epidídimo para evitar la entrada de nuevos espermatozoides y la salida de los ya existentes, los espermatozoides permanecerán vivos y viables aproximadamente por 60 días. Por otro lado, después de un periodo prolongado de descanso sexual, los primeros eyaculados tendrán



un alto porcentaje de espermatozoides infértiles.
(BEARDEN J. 1980)

1.2.2.4. Maduración:

Cuando los espermatozoides recientemente formados entran a la cabeza a partir de los conductos eferentes, no tienen la capacidad de motilidad ni fertilidad. Durante su paso por el epidídimo, adquieren capacidad para moverse y se tornan fértiles. Si se liga la cola del epidídimo en cada extremo, los espermatozoides más cercanos del cuerpo habrán incrementado su fertilidad hasta en 25 días. Durante el mismo periodo los que estén más cerca del conducto deferente tendrán una fertilidad reducida. Por lo tanto, parece ser que los espermatozoides adquieren la capacidad para fertilizar en la cola y después empiezan a envejecer y deteriorar si no se les utiliza. (DUCHENS M. 1990)

Mientras están en el epidídimo, los espermatozoides pierden la gota citoplasmática que se forma en el cuello de cada espermatozoide durante la espermatogénesis. No se conoce el significado fisiológico de la gota citoplasmática, pero se ha utilizado como indicador de maduración suficiente en los espermatozoides del epidídimo. Si un porcentaje elevado de los espermatozoides recién eyaculados tienen gotas citoplasmáticas se les considera inmaduros y tienen una fertilidad reducida. (BEARDEN J. 1980)



1.2.3. Conducto deferente y uretra:

El conducto deferente es un tubo que sale del extremo distal de la cola de cada epidídimo. En su trayecto inicial está sostenido por pliegues de peritoneo, luego pasa a lo largo del cordón espermático, a través del conducto inguinal hacia la región pélvica, donde se une a la uretra en su origen cerca de la apertura de la vejiga. El extremo agrandado del conducto deferente cerca de la uretra es el ámpula. El conducto deferente tiene una capa muscular lisa gruesa en su pared y parece tener como función única la del transporte de los espermatozoides. Algunos autores sugieren que el ámpula sirve como almacenamiento de corto tiempo para el semen. Sin embargo los espermatozoides envejecen rápidamente el ámpula. Parece más probable que los espermatozoides se mezclen en el ámpula antes de ser expulsados hacia la uretra.

La uretra es un conducto único que se extiende desde su unión con el ámpula hasta la porción terminal del pene. Sirve como conducto excretor tanto como para la orina como para el semen. Durante la eyaculación en el toro y en el borrego hay una mezcla total de espermatozoides concentrados del conducto deferente y del epidídimo con líquidos de las glándulas accesorias en la parte pélvica de la uretra para formar el semen. (BEARDEN J. 1980)

1.2.4. Glándulas Accesorias:

Las glándulas accesorias se localizan a lo largo de la porción pélvica de la uretra con conductos que vacían sus secreciones en su interior. Estas son las glándulas vesicales, la próstata y las glándulas



bulbouretrales. Contribuyen en gran medida al volumen del semen. Además, sus secreciones son amortiguadoras, nutrientes y otras sustancias necesarias para asegurar una motilidad óptima y una buena fertilidad del semen.

FIGURA 5: Glándulas accesorias del aparato reproductor del toro.



FUENTE: Tomado de: <http://androvet.blogspot.com/>

1.2.4.1. Glándulas Vesicales:

Las Vesículas Seminales consisten en un par de glándulas genitales ubicadas en el piso de la pelvis a ambos lados del cuello de la vejiga. Se denominan de tal manera porque anteriormente se creía que eran reservorios de semen. Estas glándulas segregan un líquido claro que tiene como función acrecentar el volumen del eyaculado, aportar nutrientes y servir como buffer al semen. Alrededor del 50% del volumen



total del semen es aportado por estas estructuras. Son lobuladas y miden de 10 a 15 cm de largo y 2 a 4 cm de diámetro.

Los conductos excretores de las vesículas seminales desembocan cerca de la bifurcación donde se unen la uretra y el ámpula. Se encuentran revestidas de epitelio secretor que produce un material mucoide rico en levulosa y pequeñas cantidades de ácido ascórbico, inositol, ergotonina, aminoácidos, fosforilcolina y prostaglandinas. (PEREZ H.)

También producen compuestos como la fructosa y el sorbitol, fuentes principales de energía para los espermatozoides del toro. Hay amortiguadores tanto de carbonato como de fosfato y son importantes pues evitan los cambios de pH del semen, que perjudicarían a los espermatozoides. (BEARDEN J. 1980)

1.2.4.2. Próstata.

La próstata es una glándula única localizada a lo largo y alrededor de la uretra, apenas posterior a los conductos excretores de las glándulas vesicales. (BEARDEN J. 1980)

Es la única glándula accesoria del macho constante en todas las especies de animales domésticos, y su [cuerpo](#) mide 2,5 cm de ancho por 1 a 1,5 cm de grosor, lo que la hace palpable por el recto. Contribuye en pequeña medida al volumen de semen en la mayoría de las especies. Las secreciones de la próstata se caracterizan por ser un líquido alcalino claro de aspecto lechoso, rico en fosfatasa ácida, prótidos, lípidos, hexosas y espermina, sustancia que le da al eyaculado su olor característico (PEREZ H.).



También son ricas en iones inorgánicos, como Na, cloro, calcio y magnesio, todos en solución. (PEZZONE N. 2008)

1.2.4.3. Glándulas Bulbouretrales (de Cowper):

Las glándulas de Cowper son un par de glándulas localizadas a lo largo de la uretra, cerca del punto donde sale de la pelvis. Son ovoidales y difíciles de palpar en el bovino, merced de su pequeño tamaño. (22)

En el toro están incluidas en el músculo bulboesponjoso. Contribuyen muy poco al volumen del líquido seminal. En toros, las secreciones de estas glándulas lavan de residuos de orina a la uretra antes de la eyaculación. Estas secreciones se notan en el prepucio antes de la cópula. (BEARDEN J. 1980)

1.2.4.4. Glándulas Uretrales o de Littré:

Están a su vez constituidas por dos tipos de glándulas, las intra mucosas que son pequeñas, muy numerosas en la región cavernosa de la uretra y localizadas en la lámina propia y las extra mucosas, de mayores dimensiones con conductos que suelen abrirse en la uretra formando ángulos agudos. Ambos tipos de glándulas segregan una sustancia mucoide que conjuntamente con la secreción de las glándulas de Cowper tienen la función de limpiar y lubricar la uretra antes del paso de los espermatozoides. (PEREZ H.)



1.2.5. Pene:

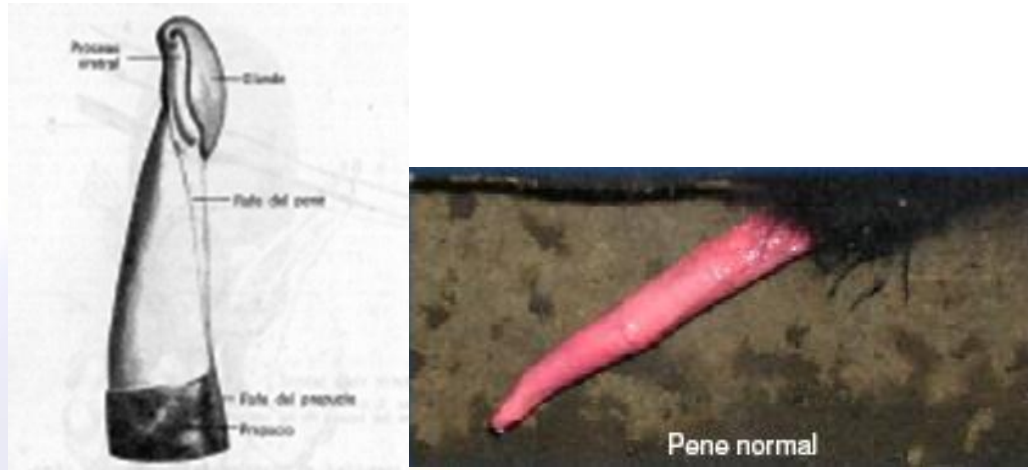
Es el órgano copulador del macho. Posee una forma cilíndrica, y mide 90 cm de largo y de ancho 3 a 4 cm. Presenta tres porciones: raíz, [cuerpo](#) y glande. Dos raíces que se insertan en la base de la tuberosidad isquiática dan origen al pene y convergen para formar la porción dorsal del [cuerpo](#) del mismo. La porción fija del pene se pliega sobre sí misma formando en los animales rumiantes una curvatura en forma de S, conocida como flexura o “S” sigmoidea. (PEZZONE N. 2008)

El glande del pene que es el extremo libre del pene, tiene una inervación muy buena y es homólogo del clítoris en la hembra. (BEARDEN J. 1980). En la mayoría de las especies, el glande es fibroelástico y contiene una pequeña cantidad de tejido eréctil. El tejido eréctil es cavernoso (como esponja) y se localiza en dos regiones del pene. El cuerpo esponjoso del pene es el tejido cavernoso situado alrededor de la uretra. Se agranda en el bulbo peniano que está cubierto por el músculo bulboesponjoso en la base del pene. El cuerpo cavernoso del pene es un área más grande de tejido cavernoso localizada dorsalmente al cuerpo esponjoso del pene. Se origina como dos cuerpos cavernosos a partir del músculo isquiocavernoso, fusionándose por último para formar un área cavernosa a medida que se acerca al glande. Estas aéreas cavernosas se turgen de sangre durante la excitación sexual lo que causa la extensión del pene (erección) y facilita la expulsión final de semen durante la eyaculación. Tanto el músculo bulboesponjoso como el isquiocavernoso son estriados, esqueléticos, en substitución del músculo liso asociado con la mayor



parte de los sistemas genitales masculino y femenino.
(PEREZ H.)

FIGURA 6: Órgano copulador del macho (Pene)



FUENTE: Tomado de: “Evaluación del Macho” por HOZBOR, F. 2011

1.2.6. Prepucio:

El prepucio es un pliegue invaginado de la [piel](#) que rodea la extremidad libre del pene cuando éste no está en erección. De esta forma, el exterior del mismo está constituido por los estratos normales de la [piel](#) y su interior se encuentra recubierto de una membrana mucosa. (PEZZONE N. 2008)

Se dirige caudalmente, sobre la extremidad libre del pene. El fondo de saco balano-prepucial ha sido denominado fórnix. La estructura externa del prepucio se conoce como orificio prepucial y se halla rodeado de una mata de pelos bastante largos. (BEARDEN J. 1908)



El prepucio presenta los músculos protactores y retractores (craneales y caudales, respectivamente) del orificio prepucial, los cuales son cutáneos y cuentan con la misma inervación motora que el músculo cutáneo toracoabdominal. (PEZZONE N. 2008)

2. NEUROENDOCRINOLOGIA REPRODUCTIVA DEL MACHO.

2.1. Generalidades.

El sistema endócrino es el causal de la regulación de los procesos normales de la reproducción a través de las hormonas que se produce.

Funcionalmente, las hormonas se pueden clasificar como hormonas primarias o secundarias de la reproducción. Las hormonas primarias de la reproducción son aquellas que regulan directamente una actividad reproductiva. La mayor parte de las otras hormonas se clasifican como hormonas secundarias de la reproducción. Se les considera necesarias para el mantenimiento de un balance adecuado interno para la reproducción.

2.1.1. Hormonas Reproductoras Primarias de la Glándula Pituitaria.

La hipófisis, glándula localizada en una depresión ósea (la silla turca) en la base del cerebro, embriológica y funcionalmente la forman dos glándulas separadas en el animal adulto. El lóbulo anterior o hipófisis anterior (también llamada adenohipófisis) se origina de los tejidos embrionarios gástricos del techo de la boca. El



lóbulo posterior o hipófisis posterior (también llamado neurohipófisis) se forma del tejido embrionario del cerebro. (BEARDEN J. 1980)

La hipófisis anterior produce tres hormonas primarias de la reproducción estas hormonas proteínicas de la adenohipófisis son la folículo estimulante (FSH), la hormona luteinizante (LH) y la prolactina. Se conoce conjuntamente a la LH y FSH como gonadotropinas, porque estimulan a las gónadas. En el macho, a la LH se la llama en algunas ocasiones hormona estimulante de las células intersticiales (ICSH).

La inhibina es una proteína producida por los testículos, la cual actúa directamente sobre la hipófisis anterior para evitar la liberación de la FSH.

En el macho la FSH estimula la espermiogénesis en los testículos con la acción de la espermatogonia y las células de Sertoli. La FSH estimula a las células de Sertoli para que produzcan inhibina y una proteína receptora de andrógenos (ABP). La ABP se secreta al lumen de los túbulos seminíferos y sirve como transportadora de testosterona. La LH estimula a las células de Leydig, localizadas en el tejido intersticial de los testículos para producir testosterona y otros andrógenos. Al parecer la prolactina establece sinergismo con la LH al incrementar el número de sitios receptores para la LH en los testículos. (BEARDEN J. 1968)

2.1.2. Control de la Glándula Pituitaria por el Hipotálamo.

El hipotálamo constituye el piso y la pared lateral del tercer ventrículo del cerebro y está íntimamente



ligado a la hipófisis. El sistema sanguíneo porta hipofisiario conecta al hipotálamo con la hipófisis anterior, en tanto que la hipófisis posterior es una extensión del hipotálamo. Fibras nerviosas de las células neuro-secretorias en el hipotálamo se extienden hacia abajo hasta la hipófisis posterior. (ANDROVET. s/f)

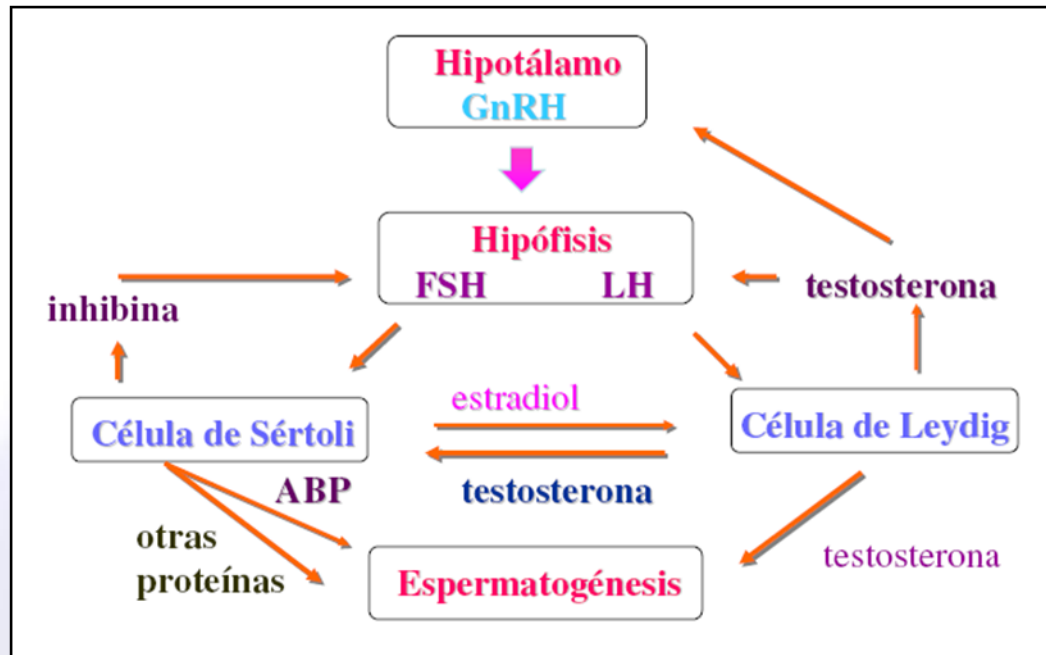
La secreción de hormonas gonadotrópicas por la hipófisis anterior está controlada por una hormona liberadora peptídica, que es producida por células neuro-secretorias en el hipotálamo. De los cerdos y los ovinos se ha aislado y purificado un péptido que es una hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH).

El hipotálamo produce GnRH (liberadora de gonadotropinas). GnRH (LH-FS/GH), que quiere decir que la GnRH por un lado actúa sobre la adenohipófisis para que produzca LH (luteinizante) y FSH (folículo estimulante), que irán al testículo, donde hay receptores para ellas, y por otro lado estimula la síntesis de GH (somatotropina u hormona del crecimiento). (KASANDRA)

La FSH actúa en las células de Sertoli, que provocan la estimulación de la espermatogénesis. La GH estimula el metabolismo testicular y estimula (favorece) la espermatogénesis. Hay datos que nos indican que tanto la hormona liberadora de prolactina (PRH) como la hormona inhibidora de prolactina (PIH) controlan la liberación y la retención de la prolactina en la hipófisis anterior. La hormona liberadora de corticotropina (CRH) estimula la liberación de ACTH. (BEARDEN J. 1980)



FIGURA 7: Control hormonal hipotálamo-hipofisiario.



FUENTE: Tomado de: “Neuroendocrinología Reproductiva” por PALOMINO J. 2010

2.1.3. Hormonas Gonadales.

Bajo la estimulación de la LH, las células testiculares de Leydig producen andrógenos, que son una clase de hormonas esteroides. El principal andrógeno en los machos maduros es la Testosterona, a la cual se la ha denominado como hormona sexual masculina. (PALOMINO J. 2010)

2.1.3.1. Mecanismos de Acción de la Testosterona.

Los receptores, que son proteínas intracelulares, se unen a la hormona. A partir del complejo HR se produce la transcripción y traducción de proteínas. Si la hormona no es reconocida por el receptor (porque es

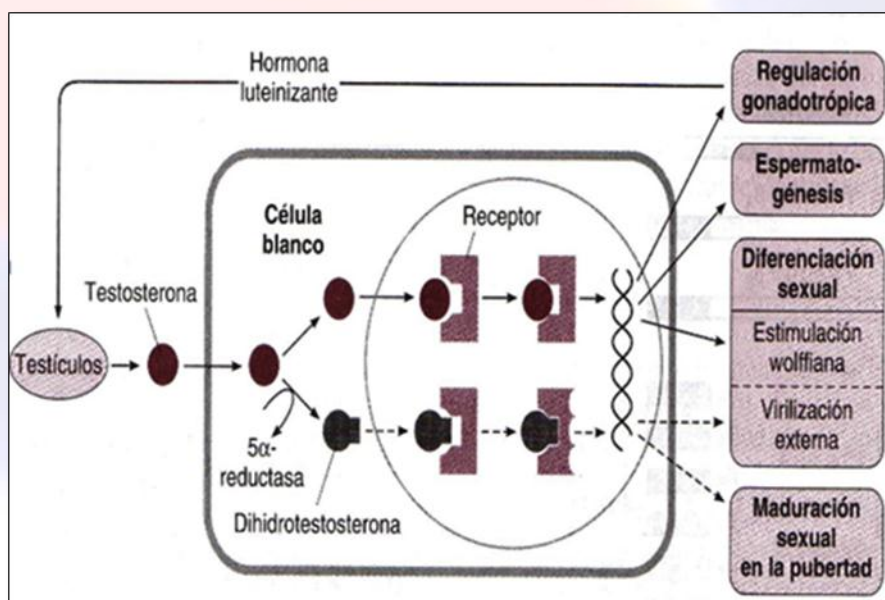


inadecuado), no hay efecto de la hormona. Del mismo modo, si el receptor es el adecuado pero el complejo HR no es reconocido, tampoco hay efecto. (KASANDRA)

La testosterona estimula:

- Mantenimiento del sistema de conductos masculinos.
- La espermiogénesis.
- Función de glándulas accesorias.
- La aparición de caracteres sexuales secundarios (voz, pelo, cuernos,...), así como un cambio en el comportamiento del macho que se conoce como conducta reproductiva.
- El desarrollo de masa muscular.

FIGURA 8: Mecanismo hormonal de la testosterona.



FUENTE: Tomado de: <http://androvet.blogspot.com/>



La testosterona es sintetizada en las células de Leydig a partir del colesterol (que puede ser de origen exógeno o endógeno). Los machos también producen algo de progesterona que va a la sangre. La corteza adrenal produce DHEA (dihidroepialdosterona), que es un andrógeno. La mayoría de la testosterona se transporta en la sangre al unirse a la albúmina. El resto se transporta con la proteína TCB6 va a las células diana y llega a los receptores.

Una vez allí hay distintas opciones:

La testosterona se une al receptor, y hace efecto.

La testosterona, por la enzima 5-reductasa se transforma en DHT (dihidro-testosterona), que produce un efecto mayor que la testosterona.

La testosterona, por la enzima aromatasa, se transforma en estrógenos.

La testosterona puede inactivarse en otras células que no tienen receptores para ella.

2.1.3.2.Regulación de la Producción de la Testosterona:

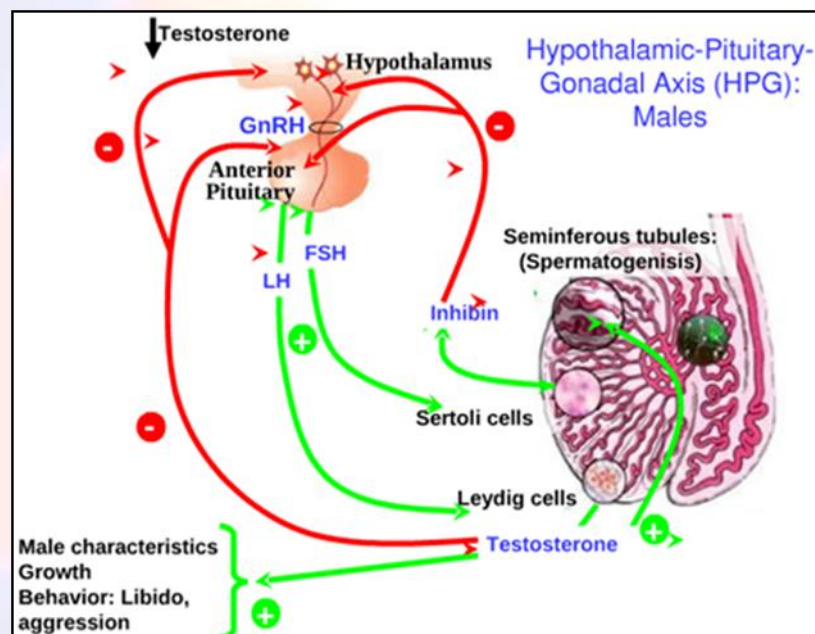
Para sintetizar testosterona es indispensable que antes se active el eje HHG (hipotálamo-adenohipofisario-gonadal). Se estimula el factor GnRH, producido por el hipotálamo y se liberan GnRH (liberadora de gonadotropinas). GnRH (LH-FSH/RH): las GnRH actúan estimulando por un lado, LH y FSH, y por otro, RH.

La LH es una glucoproteína que va a la sangre para alcanzar las células de Leydig. Allí se estimula la producción de cAMP y de PKa (proteína kinasa A), que fosforila y produce testosterona. Esta testosterona



producida puede inhibir a las GnRH y a LH, como mecanismo de retroalimentación. La prolactina es una hormona adenohipofisaria que también produce testosterona, al estimular el efecto de la LH sobre las células de Leydig, estimulando así la producción de testosterona. Si aumentara mucho la prolactina, provocaría el efecto contrario: dificulta la producción de testosterona, lo que desemboca en impotencia. (17)

FIGURA 9: Eje hipotálamo-Hipofisiario-Gonadal y la producción de testosterona.



FUENTE: Tomado de: <http://androvet.blogspot.com/>

2.2. Espermatogénesis.

Al nacimiento los túbulos seminíferos son pequeños y se encuentran rodeados por gran cantidad de tejido intersticial que contiene principalmente células mesenquimales precursoras de las células de Leydig,



no tienen lumen y la población celular está compuesta por células germinales llamadas gonocitos y células de soporte o indiferenciadas que darán origen a las células de Sertoli. (CAILLE A.)

Conforme avanza el tiempo, la diferenciación celular empieza a manifestarse; esta diferenciación parece verse siempre precedida por la apertura y el ensanchamiento del lumen del túbulo seminífero. La diferenciación celular se manifiesta primero por la presencia de espermatocitos primarios, los cuales por lo común, se degeneran en la fase de paquiteno, o sea que no pueden completar la meiosis, por falta de estímulo hormonal; después, al acercarse la pubertad, las espermatogonias empiezan a dividirse aceleradamente por mitosis, algunas de ellas dan origen a las espermatogonias de reserva y otras a los espermatocitos primarios; estos se dividen por meiosis para dar lugar a los espermatocitos secundarios, en la segunda división meiótica cada espermatocito secundario se divide para formar dos espermátides. (UNAD. 2005)

Hacia el final de la pubertad el macho ya produce espermatozoides. Las células de Sertoli son las únicas células no germinales intratubulares cuya función es la nutrición, sostén y control endocrino de las células germinales. Mientras la división celular intratubular ocurre, en el espacio intersticial también las células mesenquimales empiezan a diferenciarse y dar origen a fibroblastos o a células precursoras de Leydig. Las células de Leydig o intersticiales son la principal fuente de andrógenos (testosterona). Cuando el testículo alcanza su vida adulta la organización células se hace manifiesta, uno de los signos característicos de este orden celular es la elongación de las espermátidas y su

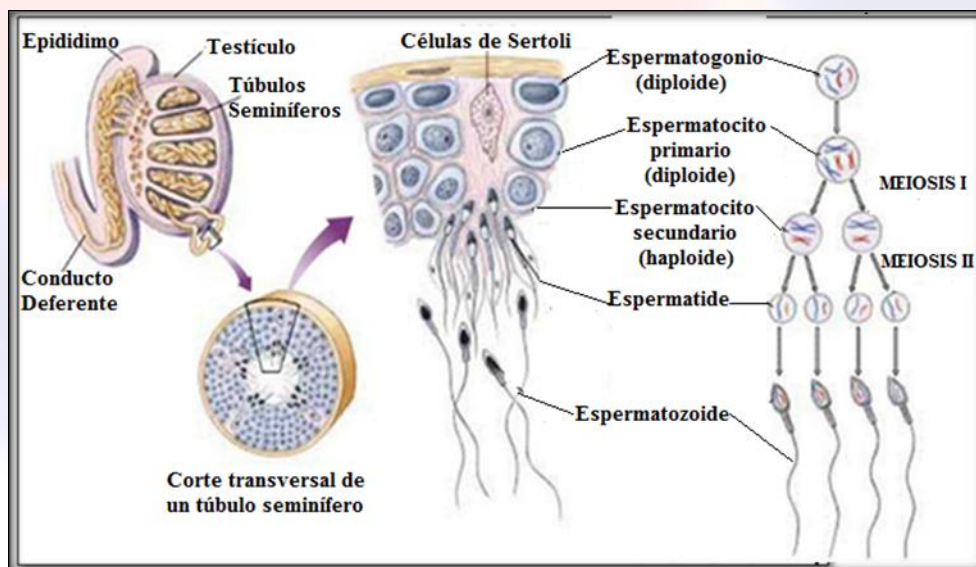


organización alrededor de las células de Sertoli. Además cuando su maduración es evidente, el espermatozoide al abandonar el túbulo seminífero elimina los cuerpos residuales considerados por algunos autores como las estructuras responsables de controlar la espermatogénesis, ya que estos son depositados en el citoplasma de la célula de Sertoli.

La espermatogénesis para su estudio se divide en tres fases:

Espermatocitogénesis: después de la pubertad y durante la vida reproductiva del macho, las espermatogonias se dividen por mitosis: tipo A (A1-A4), la intermedia, la tipo B y las de reserva. Todas ellas representan estadios sucesivos del desarrollo de la espermatogonia. (BARROS D.)

FIGURA10: Esquema de la Espermatogénesis.



FUENTE: Tomado de: <http://androvet.blogspot.com/>



La espermatogonia tipo B se convierte en espermatocito primario y en cada multiplicación se originan nuevas células de reserva para reemplazar a aquellas espermatogonias que se han transformado en espermatocitos. La espermatogénesis comprende las divisiones que ocurren hasta la formación del espermatocito secundario. (CAILLE A.)

Meiosis: el espermatocito primario realiza su primera división meiótica o reduccional para dar origen a dos espermatocitos secundarios. Las fases de esta división son iguales a las que ocurren en la meiosis de la hembra.

Durante esta fase no sólo se realiza la reducción en el número de cromosomas somáticos, sino que también los cromosomas sexuales se separan de manera que un espermatocito secundario recibe el cromosoma X y el otro el cromosoma Y.

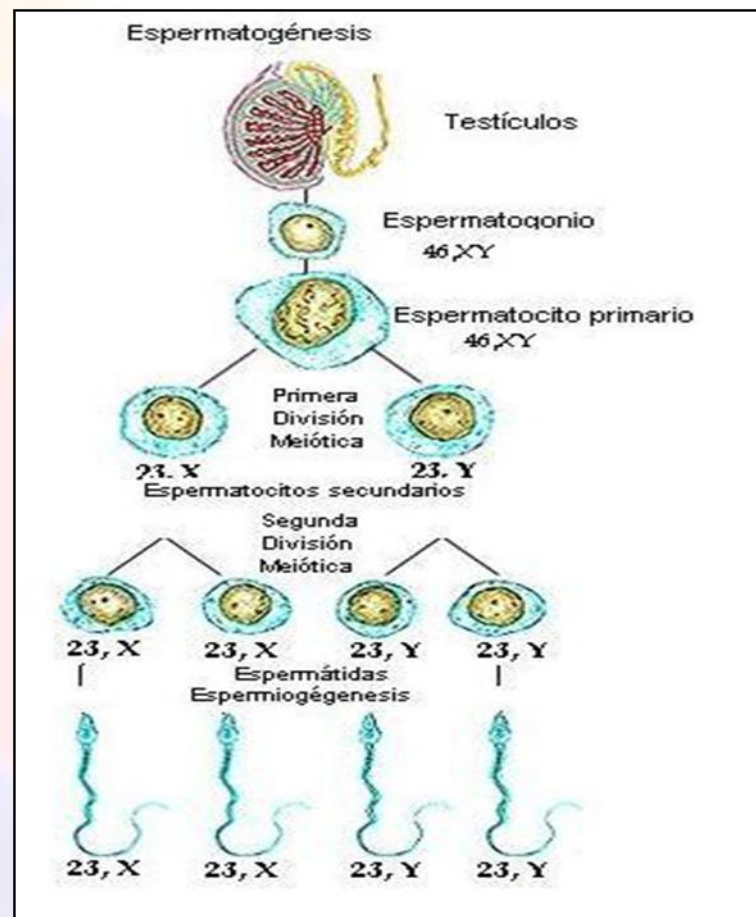
En la segunda división meiótica de cada espermatocito secundario, se producen dos espermátides. (UNAD. 2005)

Espermioogénesis: consiste en la transformación de las espermátides en espermatozoide, cambios que ocurren en el citoplasma de la célula de Sertoli. Durante este proceso se empezarán a diferenciar las partes que constituyen al espermatozoide: la cabeza formada casi exclusivamente por el núcleo, el acrosoma o capuchón cefálico, el cuello y la cola, que es la porción motriz del espermatozoide. En los túbulos seminíferos se encuentra siempre una asociación típica entre determinados estadios de desarrollo de las células germinales. (BARROS D.)



El lapso entre dos apariciones sucesivas de la misma asociación en la misma porción del túbulo seminífero, se conoce como Ciclo del Túbulo Seminífero. Este ciclo dura 14 días en el toro.

FIGURA 11: Esquema acerca de las fases de la espermatogénesis.



FUENTE: Tomado de: <http://androvet.blogspot.com/>

El proceso de la espermatogénesis está bajo control hormonal de las gonadotropinas hipofisarias LH y FSH, y de la testosterona producida por las células de Leydig y otros factores. La espermatogénesis dura



aproximadamente 60 días en el toro. (BARRILLAS A. 2005).

El control hormonal de la espermatogénesis no se conoce del todo; existen diferencias en la literatura respecto a los mecanismos hormonales responsables de la producción de espermatozoides. En general, existe un consenso en que la hormona folículo estimulante (FSH) no promueve espermatogénesis, pero sí influye para que se complete el fenómeno de meiosis. La división mitótica de las espermatogonias en una célula que continuará dividiéndose y otra que quedará como repuesto para una próxima división, es producto de la influencia de la testosterona producida por el estímulo de la hormona luteinizante (LH o ICSH) en las células de Leydig, esta testosterona atraviesa a la membrana basal y promueve su separación de ésta. Luego entonces, se piensa que la hormona LH actúa a través de la secreción de andrógenos, ya que existen receptores para éstos esteroides en los túbulos seminíferos, y los unen llamadas proteínas transportadoras de andrógenos (ABP). (PALOMINO J. 2010)

Al abandonar los espermatozoides el túbulo seminíferos rumbo a la rete testis y epidídimo, producen un efecto estimulativo en las células de Sertoli para que estas a su vez envíen un mensaje al hipotálamo y se produzca nuevamente testosterona y por tanto que empiece la división celular. La hormona responsable de este efecto se conoce como inhibina se ha afirmado que los cuerpos residuales que deja el espermatozoide al abandonar el túbulo seminífero es el mensaje para que la célula de Sertoli produzca inhibina. (UNAD. 2005)



3. FACTORES A CONSIDERARSE PARA LA VALIDACIÓN DE LA CRIA.

La evaluación de la validez de la cría se refiere a la capacidad de un toro para preñar a una vaca. Aunque el 20-40% de los toros pueden haber reducido la fertilidad pocos son completamente estériles. El concepto de retraso de toros subfértiles, prolongue la estación del parto, reduce el peso del destete del becerro y aumente la eliminación de las hembras. Múltiples grupos de cría de padre y presión baja de la cría puede enmascarar toros subfértiles, pero grupos de acoplamiento de un solo padre e Inseminación Artificial aumenta la importancia de la fertilidad del toro. (HOZBOR F. 2011)

Es altamente recomendable hacer un examen de fertilidad potencial a los toros del rebaño y seleccionar de acuerdo a esto. Este examen ya puede hacerse en toros jóvenes de 12 a 15 meses, ya que mediciones como la circunferencia escrotal son altamente repetibles. Es importante comenzar con un examen clínico acabado para descartar anomalías de conformación, especialmente patas y pezuñas. Se continúa con examen de genitales internos y externos. Por todo lo dicho, la palpación de testículos y especialmente la medición de la circunferencia escrotal son muy importantes. Se debe extraer y evaluar una muestra de semen, considerando morfología y motilidad como los parámetros más importantes; este examen es importante especialmente en toros con moderada a baja circunferencia escrotal. Además es importante evaluar la libido o capacidad de servicio de los toros. (DUCHENS M. 1999)



3.1. Evaluación Tradicional de la Validez de la Cría.

En general, la validación de la cría en toros es potencialmente determinado por la cría de muchas hembras fértiles (y la evaluación de las tasas de preñez) o llevando a cabo una evaluación de la validez de la cría. Ninguna medida individual o criterio fiable predice la fertilidad y, por tanto, varios criterios suelen ser evaluados. (HOZBOR F. 2011)

3.2. Examen Físico.

3.2.1. Aparato Locomotor:

El aparato locomotor es fundamental para desenvolverse, especialmente por el potrero. Debemos tener en cuenta los aplomos con un buen ángulo ya que en el servicio todo el peso del toro caerá sobre los garrones; toros “parados de garrones” tendrán inconvenientes durante el servicio. El buen desgaste de las pezuñas en forma natural es muy importante. (ACUÑA C.)

3.2.2. Ojos.

El sentido de la vista es fundamental para el toro en la detección del celo. Se debe buscar el toro que tenga los ojos bien ubicados dentro de la órbita y no de ojos saltones por la predisposición al cáncer de ojo.

3.2.3. Dientes.

Se deben observar para relacionarlos con la edad teniendo en cuenta que en razas británicas un toro de 2 años debería tener 2 dientes o dientes de leche, a los 2



años y medio 4 dientes y 6 dientes a los 3 años aproximadamente. (ACUÑA C.)

3.3. Tamaño.

- **Peso al Nacimiento:**

La heredabilidad del peso al nacimiento es moderada a alta (48%). A mayor peso al nacimiento, más velocidad de crecimiento. Pero está relacionado directamente con problemas al parto. Por lo que generalmente se escogen valores moderados para el peso al nacimiento y de rápido crecimiento postnatal. (DUCHENS M. 1999)

- **Peso al Destete:**

Solo el 30% del peso al destete es transmitido por el padre. El peso al destete está más relacionado con la producción de leche de la madre y factores ambientales que de la genética del ternero. El peso al destete debiese recibir mayor énfasis en la selección de vacas, por su baja heredabilidad en comparación con el peso al año.

- **Peso al Año de Edad:**

Es el rasgo más valioso para predecir el potencial genético de crecimiento de un toro por su alta heredabilidad (40%). Debiese recibir mayor énfasis en los programas de selección. (DUCHENS M. 1999)

3.4. Condición Corporal (CC)

Toros muy delgados o muy gordos no tienen buena aptitud reproductiva, ya que requerirán de mayor esfuerzo para montar y caminar si están muy gordos, o pueden debilitarse durante el encaste si están muy flacos. (DUCHENS M. 1999)



Se determinó que la condición corporal debía ser entre 3-3.5; no inferior a 2.5 o superior a 4.0 además que el desarrollo estuviera acorde con la edad. Para la CC se estableció una escala de valores (1 a 5) con la siguiente ponderación:

1= malo, 2= regular, 3= bueno, 4= muy bueno y
5=obeso. (ORANTES M. 2010)

3.5. Circunferencia Escrotal (testículos).

Existe una correlación positiva entre el peso testicular y la producción de semen. A partir de 1 gr de tejido testicular se producen diariamente 10 – 50 millones de espermatozoides por día, según la especie animal. El volumen de eyaculado en los toros es de 4 ml (2 – 10 ml) y la concentración de espermatozoides es aproximadamente 1,000,000 / microlitro con un rango entre (300,000 – 2,000,000/microlitro). (BARRILLAS A. 2005)

El mejor indicador del potencial de producción de semen es la Circunferencia de los Testículos, esta medida está altamente correlacionada, en los toros jóvenes, con el tamaño y peso testicular. Toros jóvenes con una gran circunferencia escrotal producen más semen con prevalencia de espermatozoides normales y con mayor motilidad espermática que aquellos toros de la misma edad pero con testículos pequeños. La circunferencia escrotal es altamente heredable, en consecuencia toros que de jóvenes (de 1 a 3 años) destacaron en el tamaño de la circunferencia escrotal, producirán hijos con la misma característica y a su vez toros que presentaron testículos pequeños producirán hijos con testículos de una menor capacidad espermática.(ACUÑA C.)



La raza, edad y alimentación son los factores que más influyen en el diámetro testicular. El crecimiento mayor de los testículos se realiza entre los 6 meses de edad y los primeros 3 años de vida, después de este periodo el testículo sigue creciendo, aunque más lentamente, pero su capacidad de producir espermias ya no se incrementa.

Debido a lo anterior si queremos usar la circunferencia escrotal como un criterio de selección para detectar los mejores sementales en cuanto a producción de semen, debemos tomar muy en cuenta la edad de los sementales que estaríamos comparando. (INIFAP-SAGAR)

Toros con Circunferencia Escrotal (CS) grande tienen novillas medio parecidas e hijas con pubertad más temprana y fertilidad mayor. Como la heredabilidad de SC en toros jóvenes (1-2 años) es de 0,5%, que responde bien a la selección. Coe y Gibson (1993) evaluaron 264 toros de carne (13 razas), y en 200 días de edad, los terneros con SC >23cm había una probabilidad del 95% de SC>34 cm por 365 días de edad, mientras que los terneros con SC<23 cm sólo tenían una probabilidad del 54% de SC>34 cm en 365 días. (HOZBOR F. 2011)

3.5.1. Como se Mide la Circunferencia Escrotal.

Una vez que se han tomado las medidas adecuadas de seguridad tanto para el evaluador como para el semental, se deben sujetar los testículos firmemente en la parte inferior de la bolsa escrotal, tomándolos con una mano por su cara lateral tratando de que estén paralelos y con una cinta métrica flexible



se toma la medición en el diámetro mayor de los testículos.

El puntaje otorgado a un toro con respecto a su capacidad productiva de semen, estará en proporción a su edad y su circunferencia escrotal. Toros con menor edad pero con una circunferencia escrotal alta, obtendrán más puntos que toros con edad superior pero con circunferencias menores.

CUADRO 1: Valoración de la Circunferencia Escrotal según la edad.

EVALUACIÓN DE LA APTITUD REPRODUCTIVA EN TOROS A TRAVÉS DE LA MEDICIÓN DEL PERÍMETRO ESCROTAL			
CRITERIO	CLASIFICACIÓN		
	MUY BUENO	BUENO	POBRE
EDAD (meses)	PERÍMETRO ESCROTAL (cm)		
12 - 14	> 34	30 - 34	< 30
15 - 20	> 36	31 - 36	< 31
21 - 30	> 38	32 - 38	< 32
> 30	> 39	24 - 39	< 34

FUENTE: Tomado de: “Examen de fertilidad para selección en toros de carne” por DUCHENS, M. 1999

En términos generales se considera que un toro con edad superior al año y que presente una circunferencia menor a los 30 cm, presentará una calidad espermática pobre, por lo que se considerará no óptimo para la reproducción. (INIFAP-SAGAR)

Se examinan los epidídimos, determinando el tamaño, simetría, consistencia, forma, posición y movilidad, tanto en la cabeza como en el cuerpo y cola, los conductos deferentes y los ganglios inguinales. (BAVERA G. 2008)



FIGURA 12: Valoración de la circunferencia escrotal.



FUENTE: Tomado de: “Curso de Producción Bovina de Carne” por BAVERA G. 2008

3.6. Defectos Físicos.

La mayoría de las alteraciones las encontramos en el sistema locomotor y en el reproductivo.

El crecimiento excesivo de las pezuñas, fibromas interdigitales, laminitis, artritis y luxaciones son los defectos principales en el sistema locomotor que afectan, la capacidad de monta del toro. (BAVERA G. 2008)

En los toros jóvenes es frecuente encontrar alteraciones a nivel de pene y prepucio, sobre todo desviaciones, neoplasias, persistencia del frenillo, y laceraciones, y en toros adultos además de las anteriores podemos encontrar alteraciones a nivel del epidídimo, como epididimitis, abscesos, granulomas y tumores. (BAVERA G. 2008)



En los testículos las principales alteraciones son respecto al tamaño y la consistencia o tono testicular. Así es frecuente encontrar toros con hipoplasia, formas anormales, criptorquidismo, fibrosis, zonas de reblandecimiento o degeneración. La alteración más frecuente en los órganos genitales internos es la inflamación de las glándulas vesiculares. (INIFAP-SAGAR.)

3.7. Vesículas Seminales.

Para localizar las glándulas sexuales accesorias es fundamental encontrar el límite craneal del musculo uretral que termina por la pérdida brusca de su consistencia dura y elástica; este límite forma el punto inicial para la localización de las vesículas seminales y de los conductos deferentes.

Situadas encima de la vejiga urinaria corren desde su desembocadura común craneal y divergentemente formando una letra V con su punta en dirección caudal. (ACUÑA C.)

El tamaño de las vesículas seminales varía según la edad y el tamaño del ganado vacuno. Se puede decir que en el ganado de carne se encuentran las vesículas menos desarrolladas que en el ganado de leche y en este las más voluminosas se encuentran en la raza holstein. Los animales jóvenes tienen en general las vesículas más pequeñas que los viejos, la variación del tamaño de las vesículas es muy amplia oscilando entre:

7 hasta 15 cm de largo

3 hasta 5 cm de ancho (en el diámetro máximo)

1 hasta 4 cm de espesor.



Generalmente se encuentra cierto grado de asimetría que depende de la configuración de la glándula, es decir, que algunas veces una de las glándulas es más larga y fina, mientras que la otra es más corta y gruesa.

Durante el examen rectal se registra la presencia de las glándulas, su tamaño, simetría, superficie, consistencia, movilidad y sensibilidad. La exploración es necesario dirigirla sobre todo a la eliminación de las posibles hipoplasias o aplasias (aplasia segmental de los conductos de Wolff) y especialmente diagnosticar los cambios inflamatorios (vesiculitis seminalis). (HOLY L. 1986)

3.8. Pene.

El examen del pene por observación visual cuando el animal monta (hematoma de pene antiguo, desviaciones, pene en tirabuzón o espiral, verrugas, si saca bien y todo el pene, frenillo persistente desarrollado, etc.).

Si el hematoma de pene no fue muy grave, un 50 % de los casos se recupera, quedando solo un ligero desvío del pene, pero aunque estén curados, durante el servicio pueden perder libido por temor al dolor. De allí que algunos autores (Acuña) aconsejan refugarlos aunque estén curados. El otro 50 % presentará adherencias entre pene y prepucio, impidiendo o disminuyendo la protrusión a pocos cm fuera del prepucio, y muy rara vez son capaces de completar el servicio. Es más común el hematoma de pene en toros de exposición que por primera vez han servido a campo, posiblemente por el aislamiento y falta de práctica homosexual que tienen los toros a campo entre ellos. Si en la prueba de Capacidad de Servicio



se constata que a pesar del tirabuzón el pene penetra siempre bien en vagina, el hecho carece de importancia. En los casos en que esto no ocurre siempre, la fertilidad del toro puede estar disminuida hasta en un 50 %. (BAVERA G. 2008)

3.9. Libido.

El potencial reproductivo de un toro está influenciado directamente por su capacidad de monta y por su capacidad de producción de semen tanto en cantidad como en calidad. La libido en toros es una característica altamente heredable ($h^2 = 0.59$) que no se relacione con ningún parámetro de la prueba de capacidad reproductivas (calidad seminal, circunferencia escrotal, etc.) ni tampoco si el toro es el más grande, de crecimiento más rápido, el más masculino, etc. (ZAPIEN A.)

En busca de métodos que le permitan seleccionar sementales que presenten o posean mayor libido, se han intentado diversas técnicas; casi todas ellas proporcionan buenos resultados y son preferibles a observaciones esporádicas de toros en las praderas, u observar toros en un área reducida con una o más vacas en estro sin ninguna metodología. (ACUÑA C.)

4. PRUEBAS DE EVALUACIÓN MACROSCÓPICA DE SEMEN.

Las pruebas de laboratorio para evaluar la calidad seminal, resultan ser parámetros objetivo y subjetivo de



sus características, que permiten predecir la fertilidad de una muestra de semen.

Una valoración objetiva de la calidad seminal, debe enfocarse hacia el aspecto total de la muestra. Y se define como aspectos inmediatos después de colectada la muestra, la revisión de la motilidad, volumen, aspecto, pH, concentración. Igualmente se señala que exámenes más detallados implican determinación de células anormales, tinción de vivos y muertos, actividad metabólica y resistencia a condiciones medioambientales. (HOZBOR F. 2011)

4.1. Volumen.

Se expresa en mililitros (ml), valiéndose de la graduación inscrita en el tubo de recolección de vidrio. Como es sabido, este parámetro varía en función de:

- Especie
- Edad
- Raza
- Estado fisiológico del individuo
- Método de recolección
- Estado nutricional
- Frecuencia de la recolección
- Excitación sexual
- Época del año
- Peso vivo del **animal**

El volumen promedio de semen presente en un eyaculado varía en las distintas especies **animales**, siendo en toros de 5 a 7 ml, dentro de un rango que oscila entre 1-2 ml en jóvenes y hasta 20 ml en individuos adultos de gran porte.



El segundo eyaculado obtenido 15 a 20 minutos luego del primero puede llegar a ser más voluminoso, pero esta diferencia podría no existir en el caso de una muy buena excitación antes de la primera recolección. En general, los **animales** bovinos de razas lecheras dan un eyaculado de mayor volumen que aquellos de biotipo carnívero.

También es sabido que con el uso de la electroeyaculación el volumen y la densidad del eyaculado sufren variaciones, que no han de ser consideradas como alteraciones en la producción de semen por parte del **animal**.

Las desviaciones en cuanto a volumen con respecto al rango promedio no se correlaciona, en general, con la fertilidad, subfertilidad o esterilidad del macho, a menos de que exista ausencia completa de eyaculado. No obstante, cuando se colectan varios mililitros de un semen concentrado con razonable facilidad se puede inferir que el macho en cuestión es capaz de producir buenos eyaculados. (PEZZONE N.)

4.2. Color.

El semen posee una coloración blanquecina o ligeramente amarillenta y su opacidad se halla en función de la concentración espermática. Los eyaculados muy buenos tienen apariencia granulosa con una concentración de 750 a 1.000 millones o más de espermatozoides por mililitro. Buenos, semen opaco, lechoso con 400 a 750 millones de espermatozoides por ml. Regular, semen con leche aguada con 250 a 400 millones de espermatozoides por ml. Malo, semen translúcido y acuoso con menos de 250 millones de espermatozoides por ml. (HOZBOR F. 2011)



La presencia de pus se manifiesta, en general; por el color azul sucio o azul verdoso, que depende del agente bacteriano que lo provoca. El color rosado o rojo confirma la presencia de sangre fresca, el color pardo de sangre vieja. Las fuentes de sangre pueden ser lesiones del prepucio, pene, glándulas sexuales accesorias, epidídimo, testículos y el aparato urinario (riñones, vejiga urinaria y uretra). (GOMEZ H.)

El semen con estas características ha de ser descartado, ya que los eosinófilos presentan una enzima (amilasa) que destruye los factores de capacitación producidos en el epidídimo. (PEZZONE N.)

4.3. Olor.

El semen fresco de toro tiene un olor típico producto de la espermia. El olor es un poco dulzón, recordando el de leche fresca; muchas veces se encuentra enmascarado por el olor típico del animal mismo y de la cavidad prepucial.

El olor a orina es indeseable, así como el olor pútrido ya que confirman enfermedades del testículo y de las glándulas sexuales accesorias. (GOMEZ N.)

4.4. Evaluación de pH.

Antes de empezar de empezar la evaluación microscópica se realiza la comprobación del pH del eyaculado que indica también cierto grado de la calidad del semen. La evaluación exacta es posible hacerla con la ayuda del medidor de pH con microelectrodos. En los centros de inseminación artificial se usan corrientemente los papeles indicadores graduados de



0,1 – 0,2 que brindan un margen de errores relativamente pequeños. Normalmente el semen de toro es un poco ácido, su pH oscila entre 6,2 y 6,8. Los eyaculados de mayor acidez son más fértiles; los alcalinos se descubren en los casos de enfermedades inflamatorias de los testículos, vesículas seminales o conductos sexuales (BEARDEN J. 1986).

5. PRUEBAS DE EVALUACIÓN MICROSCOPICA DE SEMEN.

Cualidades que deben tener los espermatozoides de un eyaculado fecundante:

- Motilidad progresiva
- Morfología normal
- Metabolismo energético activo
- Capacidad para desarrollar una motilidad hiperactivada
- Integridad estructural y funcionalidad de la membrana
- Integridad de las enzimas asociadas con la fecundación
- Capacidad de penetración
- Transferencia óptima del material genético.
(HIDALGO C.)

5.1. Concentración.

Existe una alta correlación significativa entre el número de espermatozoides inseminados y la fertilidad del toro. La presencia de un mayor número de espermatozoides, siempre y cuando sus características sean normales, incrementa la posibilidad de fertilización



un toro puede dar de 5 a 10 cm³ de semen con una concentración de 200.000 a 1.000.000 de espermatozoides por mm³. Cuando el número de servicios por toro es exagerada, disminuye la concentración de espermatozoides, ya que su producción se hace a un ritmo constante. (BAVERA G. 2008)

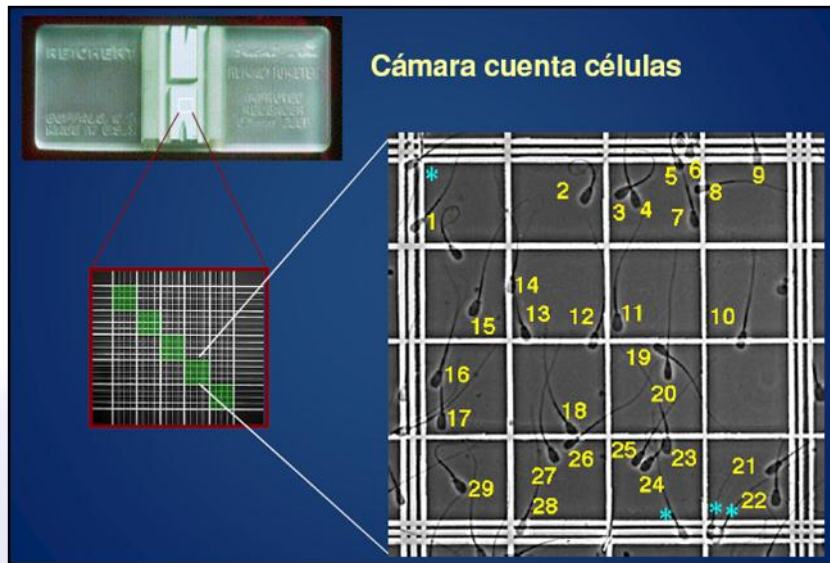
Este aspecto es crucial en el caso de los toros con baja concentración espermática, o en los casos en que se utiliza semen descongelado, que ha sido diluido y sometido a estrés durante el proceso de congelación-descongelación, provocando un daño irreversible en un porcentaje elevado de espermatozoides.

La fertilidad de un toro usado en Inseminación Artificial, entre otras razones, dependerá básicamente del número de espermatozoides normales que se utilicen al inseminar. (HOZBOR F. 2011)

Existe una variabilidad muy grande en la concentración de un eyaculado a otro, y de un toro a otro, siendo importante conocer el número de espermatozoides por eyaculado, ya que de este parámetro depende el número de hembras a inseminar. La concentración puede calcularse por varios métodos a partir de la muestra de semen. Entre estos métodos, destacan la espectrofotometría, la colorimetría, la citometría de flujo y el uso de cámara de recuento celular, como las de Bürker, Neubauer o Thoma.



FIGURA 13: Cámara de Neubauer para recuento de células.



FUENTE: Tomado de: “Pruebas de laboratorio para determinar calidad seminal” por HOZBOR F. 2011

Cálculo:

$$N^{\circ} \text{ esp/mL} = A \times B \times C$$

A= total de espermatozoides en 5 campos grandes (de 16 cuadraditos c/u)

B= inversa de la dilución

C= volumen total de los 5 campos grandes expresado en mL (2×10^{-5})

600 a 1200 $\times 10^6$ cél/mL

La espectrofotometría, es un método indirecto, que mide la luz monocromática absorbida por las partículas en suspensión o los espermatozoides.



Esta densidad óptica de la muestra es comparada frente a una curva estándar patrón previamente validada, y permite, así, conocer el número de espermatozoides. (HIDALGO C.)

5.2. Morfología.

El [estudio](#) de la morfología espermática es muy importante en la valoración de la fertilidad de los animales, a los fines de establecer porcentajes de espermatozoides normales y poder clasificar las anormalidades. Tiene un valor definido en el [estudio](#) de las patologías testiculares (degeneración testicular, orquitis, hipoplasia, etc.) y en el [estudio](#) de los defectos hereditarios de los espermatozoides. Existe una alta correlación entre los defectos espermáticos e infertilidad. Básicamente, se considera tolerable hasta un 30 % de anormalidades, con una gran gama de formas anormales y criterios de clasificación que serán revisados posteriormente. (HIDALGO C.)

Preparación del extendido de semen: los espermatozoides son traslúcidos y virtualmente invisibles al microscopio de luz directa. Por lo tanto, se requiere del uso de colorantes o la provisión de un fondo oscuro para visualizarlos. La técnica de tinción en un solo paso, en donde se mezcla el colorante con los espermatozoides directamente en el portaobjeto es la más recomendable, porque todo lo que se encuentra en el semen puede ser observado. Por ejemplo, con la tinción Rosa de Bengala, todos los espermatozoides se ven rosas sobre un fondo limpio, mientras que con la Tinta China el fondo es oscuro, los espermatozoides permanecen sin teñirse y aparecen blancos. Las tinciones que requieren varios pasos, incluyendo



lavados, son más perjudiciales para los espermatozoides y probablemente más inexactas dado que pueden lavar algunos elementos del semen y cambiar el resultado final.

Son múltiples los métodos de coloraciones para observar la morfología de los espermatozoides y la [relación](#) vivos:muertos. A continuación se describirán los métodos más comunes: (PEZZONE N.)

a) Coloración Vital con Eosina-Nigrosina: este método es el más comúnmente utilizado para determinar la [relación](#) vivos/muertos en un eyaculado. Cuando el semen se ha manejado correctamente y la tinción es llevada a cabo en forma apropiada, el porcentaje de espermatozoides vivos está altamente correlacionado con la motilidad progresiva individual. Por lo tanto, esta técnica es útil para corroborar las estimaciones hechas en las técnicas anteriores de motilidad. Vale la pena recordar que todos los elementos deben estar a 35-37 grados centígrados. (TIBISAY L.)

La técnica es la siguiente:

- Colocar una gota de semen en un portaobjetos
- Colocar dos gotas de Eosina al 5% en [agua](#) destilada y revolver la mezcla con el ángulo de un porta o con un palillo durante no más de 30 segundos.
- Colocar una gota del doble volumen que el anterior (por lo tanto, el cuádruple volumen del semen) de una solución de Nigrosina al 10 % en [agua](#) destilada.
- Se toma una gota de la mezcla y se realiza el frotis



- Secar al aire y observar con objetivo de inmersión de aceite a 1000-1250 aumentos
- Para la valoración de vivos y muertos se deben contar 200 espermatozoides en promedio (100 a 300, dependiendo si encontramos pocas o muchas anomalías respectivamente), recorriendo el preparado en forma de guarda griega. Los contadores manuales facilitan mucho la técnica pero son aún muy costosos.

Interpretación: Los espermatozoides sin teñir (blancos) se consideran vivos y los teñidos (rosa) total o parcialmente se consideran muertos. Esto es así porque la Eosina penetra la membrana de las células dañadas tiñendo las lesiones y por ende a los espermatozoides no viables; en cambio, células en perfecto estado repelen a la eosina, por lo que aparecen sin teñir.

Es importante no esperar más de 30 segundos en la acción del colorante, porque se corre el riesgo de que los espermatozoides vivos comiencen a colorearse. La nigrosina actúa como colorante de contraste, ya que brinda un fondo oscuro. (PEZZONE N.)

b)

oloración con Rosa de Bengala al 3%: la técnica es la siguiente:

C

- Colocar una gota de semen en el portaobjetos
- Realizar un frotis
- Secar al aire
- Fijar el frotis pasándolo 3 o 4 veces por la llama de un mechero o con alcohol metílico durante un minuto.



- Cubrir el porta con solución de Rosa de Bengala al 3% durante 5 minutos.
- Lavar con [agua](#) destilada
- Escurrir y dejar secar al aire o con estufa a 37 grados centígrados
- Observar con objetivo de inmersión y aceite de cedro
- El frotis debe ser delgado y realizado suavemente con el borde de un cubreobjetos que se inclinará a 45 grados centígrados. Si el semen es demasiado concentrado es recomendable realizar una dilución previa a realizar el frotis.

Para la preparación de la solución de colorante los reactivos a emplear son los siguientes:

- 1) Rosa de Bengala: 0.3 mg
- 2) Formol al 40 %: 0.1 ml
- 3) Agua Destilada: 9.9 ml

Se deben contar por lo menos 200 espermatozoides y anotarse las anomalías espermáticas (PEZZONE N.)

5.2.1. Anormalidades Espermáticas:

Las anomalías espermáticas que pueden observarse en los animales se presentan simultánea o separadamente en la cabeza, cuello, pieza intermedia y parte principal de la cola. En general, muchas de las alteraciones de este tipo son menos frecuentes de lo que se piensa, pudiendo presentarse algunas por errores de la técnica de coloración o manipulación de la muestra de semen, que pueden prestar a la confusión.



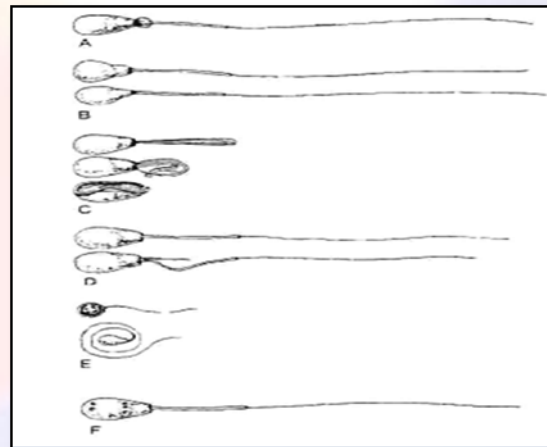
En los animales bovinos, las cabezas pueden presentar formas más alargadas y delgadas, considerándose esto como no patológico. (BARROS D.)

A continuación se hará una revisión de las alteraciones más frecuentes en el semen del bovino.

Anormalidades primarias asociado a espermatogénesis:

FIGURA 14: Anormalidades primarias de los espermatozoides.

- A. Gota citoplásmica proximal
- B. Cabezas piriformes
- C. Colas dobladas o enrolladas
- D. Defectos de pieza intermedia.
- E. Problemas de desarrollo
- F. Cráteres



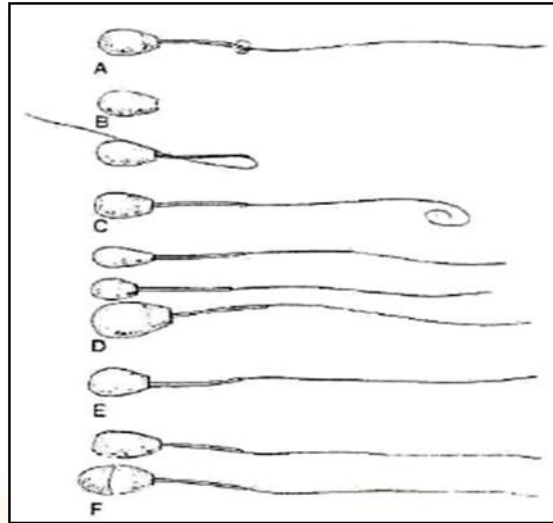
FUENTE: Tomado de: “Anormalidades de los Espermatozoides” por HOZBOR F. 2011

Anormalidades secundarias asociadas a función epididimaria.



FIGURA 15: Anormalidades secundarias de los espermatozoides.

- A. Gota citoplásmica distal
- B. Cabeza suelta
- C. Colas dobladas o enrolladas
- D. Cabeza angosta, microcefalia y macrocefalia
- E. Implantación abaxial de la cola
- F. Alteraciones del acrosoma



FUENTE: Tomado de “Anormalidades Espermáticas de los Espermatozoides” por HOZBOR. F. 2011

En la actualidad, quizás lo más adecuado sea identificar cada una de las anormalidades por su ubicación dentro de la estructura del espermatozoide y la relación de cada una de ellas con la fertilidad, para lo cual aún se requieren muchos estudios para poderlo dilucidar fehacientemente en todos los casos. En general el número máximo de anormalidades de cabeza aceptable se encuentra entre un 15 y un 20%. Con respecto a las anormalidades de acrosoma y cola se puede aceptar hasta un 25%. Fuese cual fuese el sistema de clasificación, en ninguno de los casos se debe esperar un mínimo de 70% de espermatozoides normales en el eyaculado para poder aceptar un toro



como apto reproductivo en cuanto a su semen, tanto para rodeo general, como para congelar. (GOMEZ M.)

5.3. Motilidad.

5.3.1. Motilidad Masal.

La motilidad masal es el resultado de la concentración espermática, el porcentaje de células con movimiento progresivo y velocidad de movimiento de los espermatozoides. Lo cual provoca movimientos de flujo y la existencia de verdaderas “olas” de zoospermios, que al estar disminuidos o en baja concentración provocan disminución. La observación se hace sobre una gota de semen de 5 a 10 mm de diámetro, colocada sobre un porta objetos tibio y sin cubre objetos. La observación se realiza, con semen sin diluir y bajo un campo luminoso y con un aumento de 40-125 x observando varios campos microscópicos. (GÓMEZ M.)

CUADRO 2. Escala basada en el porcentaje de células móviles y criterio evaluativo.

VALOR DESCRIPTIVO	ASPECTO DEL MODELO	% CÉLULAS MÓVILES	CRITERIO EVALUATIVO
Muy buena	Movimiento en ondas vigorosas y	80-90%	++++



	en remolinos rápidos		
Buena	Remolinos y ondas más lentas	60-80%	+++
Regular	Sin remolinos, pero con oscilaciones generalizadas	40-60%	++
Mala	Escasa o ninguna motilidad	0-40%	+ o -

FUENTE: Tomado de: "Pruebas de Calidad de Semen" por HOZBOR F. 2011

5.3.2. Motilidad Individual.

La motilidad individual es el resultado de la evaluación del movimiento progresivo de los espermatozoides y de los cambios en su motilidad. Este seguimiento se hace en una superficie de 1 mm² y una altura de 0.1 mm lo cual se consigue al colocar en un porta objetos perfectamente limpio y tibio una gota de 3 a 4 mm de semen diluido y colocando una laminilla encima.

Igualmente, la motilidad progresiva, debe ser observada en un aumento de 200 x - 500 x, preferentemente bajo contraste de fase, y los resultados se expresan en porcentaje o en una escala de 1 a 5. (HOZBOR F. 2011)



CUADRO 3. Escala basada en el porcentaje de células móviles.

VALOR DESCRIPTIVO	% CÉLULAS MÓVILES
Muy buena	80-100% de células móviles
Buena	60-79% de células móviles
Regular	40-59% de células móviles
Mala	Menos de 40% de células móviles

FUENTE: Tomado de: "Pruebas de Calidad de Semen" por HOZBOR F. 2011

La motilidad permite predecir la fertilidad o habilidad para congelar, ya que la motilidad post - descongelación es frecuentemente usada para ajustar la concentración de espermatozoides por pajilla, cuando el semen se designa para Inseminación Artificial la motilidad progresiva también puede ser evaluada siguiendo la velocidad de movimiento o grado de movimiento y se hace bajo la siguiente escala

CUADRO 4. Escala basada en la velocidad de movimiento de las células móviles.

VALOR DESCRIPTIVO	VELOCIDAD DEL MOVIMIENTO
0	* Sin movimiento
1	* Leve movimiento de cola sin desplazamiento progresivo
2	* Lento movimiento de cola con algo de movimiento progresivo



3	* Movimiento progresivo a velocidad lenta
4	* Movimiento progresivo rápido
5	* Movimiento progresivo rápido donde es difícil de seguir la célula determinada.

FUENTE: Tomado de: “Pruebas de Calidad de Semen” por HOZBOR F. 2011

El movimiento progresivo de los espermatozoides después de descongelado, se debe evaluar inmediatamente después de descongelado y luego de 2 horas de incubación a 37° C. El mínimo aceptable de motilidad es del 25% de células motiles con una velocidad tipo 3 inmediatamente después de descongelado y un 15% de células motiles con una velocidad tipo 2 luego de 2 horas de incubación a 37° C, para ser considerada viable. (HOZBOR F. 2011)

5.4. Viabilidad de la Membrana Plasmática del Espermatozoide.

Una membrana plasmática funcional del espermatozoide es esencial para la fertilización. La rotura de la membrana plasmática está claramente asociada con la pérdida de viabilidad celular, pero una membrana plasmática intacta no siempre indica que la célula sea viable. El procesado del semen, incluida su criopreservación, es “estresante” para el espermatozoide y afecta, primeramente, a sus membranas.

Los daños que pueden producirse en éstas pueden ser modificaciones en su organización, permeabilidad y composición lipídica. Las membranas



espermáticas que pueden verse afectadas por la criopreservación incluyen la membrana plasmática, la membrana externa del acrosoma y las membranas mitocondriales. (HOZBOR F. 2011)

En cualquier caso, la criopreservación, cuyo propósito es garantizar la supervivencia del semen, causa daños irreversibles en la membrana plasmática, lo que conlleva a la muerte de un gran número de espermatozoides o, en los supervivientes, cambios similares a los observados durante la capacitación espermática, que provoca un acortamiento de su período de vida útil.

La evaluación morfológica de la integridad de la membrana plasmática se realiza usando la óptica de contraste de fases, la óptica de contraste diferencial de interferencia o de Nomarski o las tinciones supravitales, como el verde rápido/eosina o la eosina/azul de anilina, el tripán azul/Giemsa o el amarillo de naftol/eritrosina. También ha sido valioso el examen a través de la microscopía electrónica o de barrido, para determinar aspectos de la integridad espermática.

Actualmente, se están utilizando diversas tinciones fluorescentes, las cuales presentan una mayor precisión en el estudio de las características de la membrana plasmática. Así, se ha estado usando ampliamente el diacetato de carboxifluoroceína y el yoduro de propidio, visualizándose con esta técnica los espermatozoides viables de color verde, frente a los muertos que se observan de color rojo anaranjado. (COLMENARES M.)

La prueba hipo-osmótica, diseñada por Jeyendran y col. (1984), permite la evaluación de la membrana plasmática de los espermatozoides mediante la



observación de alteraciones morfológicas (flagelos flectados o curvos) que sufren las células espermáticas al ser expuestas a condiciones de hipotonía. Durante la prueba, los espermatozoides con membrana plasmática intacta y funcional desarrollan una edematización entre esta y la membrana acrosómica externa, e incrementan su volumen para establecer un equilibrio entre los compartimientos intra y extracelular. (TIBISAY L.)

5.5. Interacción Espermatozoide Oviducto.

Miles de millones de espermatozoides son eyaculados, pero <1% llegan al oviducto, dando facilidades a los espermatozoides de selección y almacenamiento, regulación de la capacitación, y la garantía de un suministro de espermatozoides competentes, mientras que al mismo tiempo reducen la polispermia. Por otra parte la interacción entre receptor y espermatozoide en el epitelio del oviducto estabiliza al espermatozoide y prolonga su viabilidad; las moléculas específicas involucrados están bajo investigación, las proteínas del plasma seminal bovino adheridos a los espermatozoides tienen un papel fundamental en la interacción con los receptores del oviducto (restos de hidratos de carbono; las proteínas de choque térmico y la proteína reguladora de glucosa; anexinas). Para la predicción de la fertilidad se han realizado ensayos in vitro. Como el endosalpinx sufre cambios cíclicos morfológicos e histológicos, y la membrana plasmática de los espermatozoides es modificada durante su transporte a través del útero y oviducto, la interacción de los espermatozoides con el epitelio del oviducto, como prueba de selección para la



fertilidad, debe interpretarse con cautela. (HOZBOR F. 2011)

5.6. Capacitación de los Espermatozoides.

Antes de la fecundación el espermatozoide sufre una capacitación. Similares a los cambios en la criopreservación inducida, que reducen la fertilidad del semen congelado, puede ser evaluada por la capacidad de los espermatozoides a someterse a una reacción de acrosoma. (ALLENDE R.)

Como el ADN de los espermatozoides es transcripcionalmente inactivo, los cambios en la función de los espermatozoides requieren la modificación de las proteínas espermáticas (sin la síntesis de las proteínas). La inducción prematura de la capacitación puede estar acompañada de modulaciones en la actividad de la capacitación asociadas a las proteínas espermáticas. La inhibición de las proteínas de la membrana (Na⁺ / K⁺ ATPasa) inducen la capacitación y reducen su motilidad. Por otra parte, los procedimientos de criopreservación inhibió la activación de Na⁺ / K⁺ ATPasa. Por lo tanto, esta proteína puede estar involucrada en la regulación prematura en la capacitación de los espermatozoides. (HOZBOR F. 2011)

Se observó también que la estabilidad del núcleo se mantiene invariable durante todo el proceso de capacitación. (ALLENDE R.)



III. CONCLUSIONES.

- a. En programas de Mejoramiento Genético la selección de un reproductor se lo haría en las primeras etapas de vida.
- b. Hoy en día la selección de un reproductor se fundamenta en pruebas de campo y de laboratorio.
- c. En la actualidad, se hace imprescindible la valoración fenotípica y genotípica no solo de la hembra bovina sino también del Reproductor, esto para conseguir nuevas generaciones de alto valor genético.

IV. BIBLIOGRAFIA.

LIBROS CITADOS:

1. **BEARDEN J., FUQUAY J.**, Reproducción animal aplicada, México: Manual moderno; Editorial; 1980, pp: (21-49,62-72)
2. **HOLY L.**, Bases biológicas de la reproducción bovina. México: Diana; Editorial; 1986. pp:(287-305,395-397)
3. **HOZBOR F.**, Seminario del curso de Graduación en Buiatría; 2011 Enero; Cuenca, Ecuador.



CIBERGRAFIA:

4. **ABREU E.**, Estudio comparativo del sistema genital masculino. [Web en línea]. [con acceso el 2011 marzo 5] Disponible en: URL:<http://biblioteca.unefm.edu.ve/Anatomia%20Comparada%20de%20los%20Animales%20Domesticos/SISTEMA%20GENITAL%20MASCULINO-COMPARADA.pdf>
5. **ACUÑA C.**, Examen de fertilidad en toros [Web en línea]. [con acceso el 2011 febrero 18]. Disponible en: URL:<http://www.engormix.com/MA-ganaderia-carne/genetica/articulos/examen-fertilidad-toros-t2093/p0.htm>
6. **ALLENDE R.**, La vida del espermatozoide después de la espermatogénesis, [Web en línea]. [con acceso el 2011 enero 10]. Disponible en: URL:http://www.ciavt.com.ar/insumos/articulos_tecnicos/vida_esperma.pdf
7. **ANDROVET (ANDROLOGÍA VETERINARIA)**. [Web en línea]. [con acceso el 2011 marzo 3]. Disponible en: URL:<http://androvet.blogspot.com/>
8. **BARRILLAS A.**, Efectos de la aplicación de undecilinato de boldenona sobre la calidad espermática en bovinos para su utilización como sementales. [Web en línea]. [2005][con acceso el 2011 enero 22][p 13,17]. Disponible en: URL:http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/10/10_0949.pdf



9. **BARRIOS D.**, Evaluación de la calidad y capacidad fecundante de espermatozoides de la cola del epidídimo en toros post-mortem. [Web en línea]. [con acceso el 2011 abril 7][p 1 – 10]. Disponible en:
URL:http://www.avpa.ula.ve/congresos/cd_xi_congreso/pdf/diegotbarrios.PDF
10. **BAVERA G., PENAFORT C.**, Curso de producción bovina de carne. [Web en línea]. [2008][con acceso el 2011 marzo 2]. Disponible en:
URL:http://www.vet-uy.com/articulos/artic_bov/050/0027/bov027.htm
11. **CAILLE A.**, Gametogénesis.[Web en línea]. [con acceso el 2011 marzo 4]. Disponible en:
URL:http://www.gfmer.ch/Educacion_medica_Es/Pdf/Gametogenesis.pdf
12. **COLMENARES M.**, Guía del aparato reproductor del macho. [Web en línea]. [con acceso el 2011 febrero 19]. Disponible en:URL:<http://es.scribd.com/doc/41080611/Guia-del-Aparato-Reproductor-del-Macho>
13. **DUCHENS M.**, Examen de fertilidad para selección en toros de carne. [Web en línea]. [1999][con acceso el 2011 febrero 5]. Disponible en:
[URL:\[http://www.tecnovet.uchile.cl/CDA/tecnovet_articulo/0,1409,SCID%253D9752%2526SID%253D460,00.html\]\(http://www.tecnovet.uchile.cl/CDA/tecnovet_articulo/0,1409,SCID%253D9752%2526SID%253D460,00.html\)](http://www.tecnovet.uchile.cl/CDA/tecnovet_articulo/0,1409,SCID%253D9752%2526SID%253D460,00.html)
14. **GOMEZ M., MIGLIORI L.**, Protocolo para evaluar semen. [Web en línea]. [con acceso el



2011 enero 7]. Disponible en:
[URL:http://produccionbovina.com/informacion_tecnica/cria_toros/49ProtocoloEvalSemen.pdf](http://produccionbovina.com/informacion_tecnica/cria_toros/49ProtocoloEvalSemen.pdf)

15. HIDALGO C., TAMARGO C., DIEZ C., Análisis de semen bovino. [Web en línea]. [con acceso el 2011 marzo 25]:[p 39-43]. Disponible en:

[URL:http://www.serida.org/publicacionesdetalle.php?id=1495](http://www.serida.org/publicacionesdetalle.php?id=1495)

16. INIFAP – SAGAR, Evaluación reproductiva del toro semental. [Web en línea]. [con acceso el 2011 marzo 18]. Disponible en:
URL:http://www.ugrj.org.mx/index2.php?option=com_content&do_pdf=1&id=569

17. KASANDRA., Reproducción animal. Fisiología sexual. Testículos. Espermatogénesis (esperma). Órganos copuladores. Ovocitación (ovarios). Embarazo. Parto. [Web en línea]. [con acceso el 2011 enero 10]. Disponible en:
URL:<http://html.rincondelvago.com/aparato-reproductor.html>

18. OLSINA., Patologías del sistema genital masculina. [Web en línea]. [con acceso el 2011 febrero 25]. Disponible en:
URL:[http://agronica.udea.edu.co/talleres/Reproduccion/Andrologia/Patolog%C3%ADas%20sistema%20genital%20masculino%20\(16\).pdfpp2](http://agronica.udea.edu.co/talleres/Reproduccion/Andrologia/Patolog%C3%ADas%20sistema%20genital%20masculino%20(16).pdfpp2)

19. ORANTES M., VILABOAJ., Evaluación de sementales bovinos en el programa "ganado



mejor" de la región centro de Chiapas, México. [Web en línea]. [2010] [con acceso el 2011 marzo 22] Disponible en:
URL:<http://www.engormix.com/MA-ganaderia-carne/genetica/articulos/evaluacion-sementales-bovinos-programa-t3176/103-p0.htm>

20. PALOMINO J., Neuroendocrinología reproductiva. [Web en línea]. [2010] [con acceso 2011 abril 5]. Disponible en: [URL:https://www.u-cursos.cl/veterinaria/2010/1/IU28/1/material_alumnos/bajar?id_material=3154](https://www.u-cursos.cl/veterinaria/2010/1/IU28/1/material_alumnos/bajar?id_material=3154)

21. PEREZ H., Fisiología de la reproducción del macho. [Web en línea]. [con acceso el 2011 abril 5]. Disponible en: [URL:http://biblioteca.ihatuey.cu/links/veterinaria/frm.pdf](http://biblioteca.ihatuey.cu/links/veterinaria/frm.pdf)

22. PEZZONE N., Anatomía del aparato reproductor del toro, 2008, [Web en línea]. [2008][con acceso el 2011 marzo 7]. Disponible en:
URL:<http://www.latinpedia.net/Ciencia/animal/Anatomia-del-sistema-reproductor-del-toro-ad200.htm>

23. PEZZONE N., Examen de la calidad del semen para su uso en inseminación artificial. [Web en línea]. [con acceso el 2011 enero 27]. Disponible en:
URL:<http://www.latinpedia.net/Ciencia/animal/Examen-de-la-calidad-del-semen-para-su-uso-en-inseminacion-artificial-ad498.htm>



- 24. TIBISAY L.**, Estimación de la capacidad fecundante del semen bovino. [web en línea]. [con acceso el 2011 marzo 20]. Disponible en: URL:http://www.dpa.com.ve/documentos/CD1/pag_e10.html
- 25. UNAD (UNIVERSIDAD NACIONAL ABIERTA Y A DISTANCIA).**, Módulo de Reproducción Animal. [Web en línea]. [2005] [con acceso el 2011 febrero 19];[p 30-42]. Disponible en: URL:<http://es.scribd.com/doc/23408590/Manual-de-reproduccion-animal>
- 26. ZAPIEN A.**, Prueba de libido. [Web en línea]. [con acceso el 2011 enero 24]. Disponible en: URL:<http://www.agronet.com.mx/cgi/cultives.cgi?Valley=Valle%20del%20Yaqui&Cultive=Capacidad%20Reproductiva%20y%20Fertilidad%20en%20el%20Semental%20Bovino&Title=Prueba%20del%20L%EDbido>

