

74

17005

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN**  
**FACULTAD DE AGRONOMÍA**  
**SUBDIRECCIÓN DE ESTUDIOS DE POSTGRADO**

**VARIACIÓN ANUAL DE LA CALIDAD DE SEMEN PORCINO Y  
SU RELACIÓN CON PARÁMETROS REPRODUCTIVOS**

**TESIS**

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO  
DE MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN ANIMAL**

**PRESENTA:**

**JUAN ANTONIO HERNÁNDEZ BALLESTEROS**

**MARÍN, N.L.**

**OCTUBRE, 1998**

TM

SF396

.M6

H476

1998

c.1

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN**  
**FACULTAD DE AGRONOMÍA**  
**SUBDIRECCIÓN DE ESTUDIOS DE POSTGRADO**

**VARIACIÓN ANUAL DE LA CALIDAD DE SEMEN PORCINO Y  
SU RELACIÓN CON PARÁMETROS REPRODUCTIVOS**

**TESIS**

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO  
DE MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN ANIMAL**

**PRESENTA:**

**JUAN ANTONIO HERNÁNDEZ BALLESTEROS**

**MARÍN, N.L**

**OCTUBRE, 1998**





1080098283

TM  
SF396  
.M6  
H476  
1998



**FONDO  
TESIS MAESTRÍA**

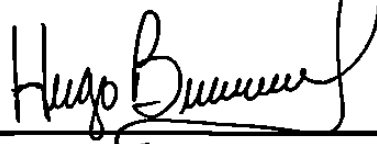
*La reproducción porcina requiere de técnicas y conocimientos teórico prácticos avanzados .*

**VARIACIÓN ANUAL DE LA CALIDAD DE SEMEN PORCINO Y SU  
RELACIÓN CON PARÁMETROS REPRODUCTIVOS**

**TESIS**

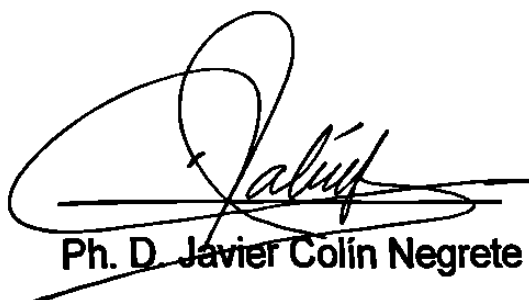
**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE  
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN ANIMAL**

**Revisada por el comité particular:**



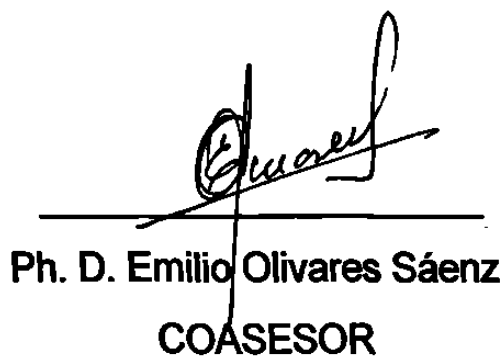
**Dr. sc. agr. Hugo Bernal Barragán**

**ASESOR PRINCIPAL**



**Ph. D. Javier Colín Negrete**

**COASESOR**



**Ph. D. Emilio Olivares Sáenz**

**COASESOR**

## DEDICATORIAS

A mis padres: **Patricio Hernández Castillón y Ma. del Rosario Ballesteros Curiel**. Cualquier frase resultaría insignificante para demostrar el amor y agradecimiento infinito que siento y que es imposible describir. Me permito con todo respeto, amor y cariño ofrecer este trabajo como una pequeña retribución a los sacrificios y la abnegación con que me permitieron concluir una carrera más en mi vida.

A mi esposa **Ana Cecilia Rojas Virgen** y a mi hija **Francía Alejandra**, ya que después de Dios son las personas más importantes que forman parte de mi vida, por ser una compañera incondicional, que siempre me ha dado toda su comprensión, cariño, amor, apoyo en los momentos más difíciles pero que ha compartido como suyos los logros que hemos tenido. Tú sabes mi amor lo que me ha costado ser hasta hoy, marcando el inicio de la etapa más importante de mi existencia; solo te digo gracias **Cecy**.

A mis hermanos: **José Luis, Adriana Patricia y Arcelia Hernández U.** Por el apoyo que me han brindado a lo largo de todo mi vida de estudiante.

A la señora **Teresa Uribe**. Por su apoyo, fe, confianza y consejos brindados, para que logre mis objetivos.

A toda la familia **Hernández y Ballesteros**, por apoyarme y hacerme sentir parte de una gran familia.

A dos personas con infinito agradecimiento: **Exiquio Hernández Frías**. Por todo tu apoyo y ánimo brindado en cualquier momento que lo he necesitado, y sobre todo por hacerme sentir parte del compañero que nunca tuve. **Fidel Hernández Frías (†)**. Donde quiera que estés, ya que Dios te recogió antes que a mí, gracias por todo tu apoyo brindado.

A mis suegros, cuñados y cuñadas, por aceptarme entre ustedes y por su estímulo.

A la familia **Soriano Fregoso**. En especial, dedico esta tesis al Señor **Francisco Javier Soriano Delgado (†)**, por haberme dado fuerzas de ánimo para culminar una etapa más en mi vida profesional.



## **AGRADECIMIENTOS**

**A Dios, por haberme dejado participar en la aventura de mi vida, por poner todos los medios para que pudiera desarrollar mi carrera y mis ideales, por dejarme vivir con mis amigos, compañeros de carrera y haberme dado otros nuevos, pero sobre todo por contribuir tanto a mi realización personal.**

**A mis "patitos", por su apoyo, amor, comprensión, y sobre todo por su paciencia para soportar todo este tiempo de ausencia entre ustedes para poder realizar mis anhelos en esta etapa de mi vida.**

**Al Dr. sc. Agr. Hugo Bernal Barragán (director de tesis), por tener confianza en mi persona para depositar la responsabilidad de este trabajo aun desconociendo mi capacidad profesional, por ser un excelente colaborador, maestro, compañero y gran amigo. Por haberme ayudado a definir y disfrutar en esta maestría y en mi futuro, y por ser un pilar básico e importante en mi formación personal y profesional.**

**Quiero agradecer de manera especial al Ing. Jorge Adrian Rivera Moxica (Carnal) y Dr. Mayela Patricia Gallegos de la Hoya, por su valiosa amistad y por apoyarme tanto durante el trabajo de campo de mi tesis.**

**A la Universidad Autónoma de Nayarit, RECTOR Lic. Francisco Javier Castellón Fonseca, EX-RECTOR (C.P. Francisco Alberto Rivera Domínguez), C.P. Ricardo Gómez Jiménez, Ing. Marcial Arroyo Avena, Lic. Raúl Pérez González, Ing. Idelfonso López Castillo. M.V.Z. Margarete Moeller Porraz, M.V.Z. Mario Jauregui Medina ( † ), C.P. José Angel Rodríguez Hernández. Escuela Superior de Medicina Veterinaria y Zootecnia, personal docente y administrativo, por haberme brindado las facilidades para que un servidor realizara estudios de Maestría en Producción Animal.**

**Al MC. Venancio Orozco Rogero y M.V.Z. Zirahuen Carriles Díaz, por ser pilares básicos en mi formación profesional; amistad y por haber transmitido la fortaleza y ánimo para realizar Estudios de Postgrado.**

**Para todos los compañeros catedráticos de la E.M.V.Z - U.A.N. en especial al M.C. Humberto Macias Coronel, M.V.Z. Pompillo Arteaga Nochebuena, M.C. Clemente Lemus Flores, M.V.Z. Rafafel Figueroa, Dr. Esaul Jaramillo y M.V.Z. Jorge de la Barrera Lozano.**

**Eleazar y Angel Armendaris Coronado. Por otorgarme su amistad sincera.**

**A la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León (Subdirección de Estudios de Postgrado), Especialmente al Ph. D. Javier García Cantú y Dr. Juan Fco. Villarreal Arredondo, por ser parte de mi formación profesional en el campo de acción de Reproducción Animal Aplicada y por inculcar a sus alumnos los principios universitarios con profesionalismo.**

**Al D. Sc. Mario A. Ramírez de la Garza, Ing. Javier Castillo, Ing. Raúl Hernández Macías, Ing. María Elena Contreras, por haberme facilitado los materiales y equipo para la realización del trabajo de campo.**

A todos los **Doctores y Maestros en Ciencias** que conformaron la planta de catedráticos y que con gran profesionalismo participaron directa o indirectamente en mi formación profesional.

A mis compañeros de generación, **M.V.Z. Luis Antonio Moreno Flores, M.V.Z. Luis Ricardo Pérez García, Ing. Luis Alberto Moreno Arredondo**, por los deseos de superación, apoyo mutuo y convivencias, mi reconocimiento y amistad.

A mis compañeros de aula, **Biol. Emma Cavazos, MC. Elvia Margarita Romero Treviño, M.V.Z. María Auxiliadora Fernández G, M.V.Z. Guadalupe García, Ing. Adrian Rivera Moxica, Heladio Linarez O, Ing. Raúl Hernández Macías, Ing. Antero Abel Sanchez, Ing. Javier Castillo E, MC. Javier Covarrubias, Ing. Juan Romero Treviño, M.V.Z. Oscar Blanco E, Dr. Juan Manuel Huerta C, Dr. Fernando Sanchez Dávila, Ing. Juventino Pelcastre R**, por la demostración de amistad, apoyo moral y convivencia.

A los compañeros con los cuales formé una buena amistad y convivencia, **Ing. María Antonia Cruz Hernández, M.C. María del Carmen Ojeda Zacarías, M.C. Juanita Aranda R, Ing. Mariano Molina V, Markis Adames Mancevo (Veterano), Ing. Adín Nucamendi A.**

A quien durante los dos años de carrera participaron como compañeros en mi formación y me supieron dar una palabra de aliento en los momentos difíciles; en especial al **M.V.Z. Luis Antonio Moreno Flores, M.C. Mario Dena Silva y Dr. Neftalí Gómez, M.C. José Hernández Dávila y M.C. José Luis Woo Reza**, por el espíritu de fortaleza que siempre demostraron y por su colaboración para poder realizar este trabajo de investigación.

A la familia **Parra García**. En especial a la **Sra. Eva García**. Por todo el apoyo moral y económico, brindado incondicionalmente en los momentos más difíciles que lo necesité, por esto y más, mi mayor agradecimiento.

A mi honorable jurado:

**Dr. sc. agr. Hugo Bernal Barragán.**

**Ph. D. Javier Colín Negrete.**

**Ph. D. Emilio Olivares Saenz.**

Por sus valiosas sugerencias e interés, en la revisión del presente trabajo.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (**CONACYT**) por su apoyo económico para el desarrollo de esta Maestría.

## TABLA DE CONTENIDO

<b>CAPÍTULO</b>	<b>PÁGINA</b>
<b>APROBACIÓN .....</b>	<b>ii</b>
<b>DEDICATORIAS .....</b>	<b>iii</b>
<b>AGRADECIMIENTOS .....</b>	<b>iv</b>
<b>TABLA DE CONTENIDO .....</b>	<b>vi</b>
<b>LISTA DE FIGURAS .....</b>	<b>x</b>
<b>1. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>1</b>
1.1 <b>Objetivos .....</b>	<b>2</b>
1.1.1 <b>Objetivos generales .....</b>	<b>2</b>
1.1.2 <b>Objetivos específicos .....</b>	<b>2</b>
1.2 <b>Hipótesis .....</b>	<b>2</b>
<b>2. REVISIÓN DE LITERATURA .....</b>	<b>3</b>
2.1 <b>Eje-hipotálamo-hipófisis-testículo .....</b>	<b>4</b>
2.2 <b>Testículo .....</b>	<b>4</b>
2.2.1 <b>Células de Leydig .....</b>	<b>6</b>
2.2.2 <b>Células de Sertoli .....</b>	<b>6</b>
2.3 <b>Espermatogénesis .....</b>	<b>7</b>

2.3.1	Espermocitogénesis .....	7
2.3.2	Meiosis .....	9
2.3.3	Espermioagénesis .....	10
2.4	Fraciones del eyaculado .....	11
2.5	Parámetros de evaluación .....	11
2.5.1	Características macroscópicas .....	12
2.5.1.1	Volumen .....	12
2.5.1.2	Color .....	12
2.5.1.3	pH .....	12
2.5.1.4	Temperatura .....	13
2.5.2	Características microscópicas .....	13
2.5.2.1	Motilidad progresiva .....	13
2.5.2.2	Morfología .....	13
2.5.2.3	Concentración .....	14
2.5.3	Dosis por eyaculado .....	14
2.6	Factores que influyen en la calidad del semen .....	15
2.6.1	Factores medioambientales .....	15
2.6.1.1	Estación del año .....	15
2.6.1.2	Luz .....	16
2.6.1.3	Temperatura .....	17
2.6.1.4	Nutrición .....	17
2.6.1.5	Ambiente social .....	18
2.6.1.6	Enfermedades .....	18
2.6.2	Factores fisiológicos .....	19
2.6.2.1	Edad .....	19
2.6.2.2	Raza .....	19
2.6.2.3	Tamaño del testículo .....	20
2.6.3	Factores metodológicos .....	20
2.6.3.1	Frecuencia de colección .....	20
2.6.3.2	Técnica de colección y evaluación .....	21
2.7	Relación de calidad de semen con parámetros reproductivos .....	21

<b>3.</b>	<b>MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>23</b>
3.1	Localización .....	23
3.2	Animales y manejo .....	23
3.3	Evaluación de la calidad del semen .....	24
3.3.1	Características macroscópicas .....	24
3.3.2	Características microscópicas .....	25
3.3.2.1	Motilidad y avance progresivo .....	25
3.3.2.2	Concentración espermática .....	26
3.3.2.3	Morfología .....	27
3.4	Células viables .....	28
3.5	Otros datos a evaluar .....	29
3.6	Relación del eyaculado con datos climatológicos .....	29
3.7	Relación del eyaculado con parámetros reproductivos .....	30
3.8	Análisis estadístico .....	30
<b>4.</b>	<b>RESULTADOS .....</b>	<b>31</b>
4.1	Características macroscópicas .....	31
4.1.1	Volumen .....	31
4.1.2	Color .....	32
4.1.3	pH .....	32
4.1.4	Temperatura .....	33
4.2	Características microscópicas .....	35
4.2.1	Motilidad progresiva .....	35
4.2.2	Movimiento masal .....	36
4.2.3	Concentración espermática .....	37
4.2.4	Morfología .....	38
4.2.5	Células viables .....	39
4.3	Otros datos evaluados .....	40
4.3.1	Erección .....	40
4.3.2	Hora de recolección del semen .....	40
4.3.3	Tiempo empleado para la recolección .....	41
4.3.4	Diagnóstico reproductivo del verraco .....	42

4.3.5	Precipitación .....	43
4.4	Relación del eyaculado con parámetros reproductivos .....	44
4.4.1	Tasa de fertilidad .....	44
4.4.2	Tamaño de la camada .....	45
4.4.2.1	Total de lechones nacidos .....	45
4.4.2.2	Lechones nacidos vivos .....	45
4.4.2.3	Lechones nacidos muertos .....	46
4.4.2.4	Lechones momificados .....	46
4.4.2.5	Relación de células viables y número de lechones nacidos .....	47
4.4.3	Peso de la camada .....	50
4.4.4	Peso promedio por lechón nacido vivo .....	51
5.	<b>DISCUSIÓN</b> .....	<b>52</b>
5.1	Características macroscópicas del semen .....	53
5.2	Características microscópicas del semen .....	54
5.3	Otros datos evaluados .....	58
5.3.1	Erección del pene .....	58
5.3.2	Hora de recolección .....	58
5.3.3	Tiempo de extracción .....	58
5.3.4	Evaluación del eyaculado .....	59
5.4	Relación del eyaculado con parámetros reproductivos .....	59
6.	<b>CONCLUSIONES</b> .....	<b>63</b>
7.	<b>RESUMEN</b> .....	<b>64</b>
	<b>SUMMARY</b> .....	<b>67</b>
8.	<b>LITERATURA CITADA</b> .....	<b>70</b>

## LISTA DE FIGURAS

<b>FIGURA</b>		<b>PÁGINA</b>
1.	Espermatogénesis en el verraco .....	8
2.	Volumen del semen promedio por eyaculado .....	31
3.	Escala de pH promedio del semen por mes .....	32
4.	Temperatura promedio mensual del semen, rectal y del ambiente ....	34
5.	Motilidad promedio por mes .....	35
6.	Movimiento masal promedio del espermatozoide por mes .....	36
7.	Concentración de células espermáticas promedio por mes .....	37
8.	Promedios mensuales de anomalías primarias, secundarias y totales .....	38
9.	Células viables promedio por mes .....	39
10.	Hora de recolección del semen .....	40
11.	Tiempo empleado en la recolección del semen .....	41
12.	Diagnóstico reproductivo del verraco.....	42
13.	Precipitación promedio mensual .....	43
14.	Tasa de fertilidad promedio por mes .....	44
15.	Número de lechones nacidos total y vivos .....	45
16.	Número de lechones nacidos muertos y momificados .....	46
17.	Células viables y número de lechones .....	48
18.	Células viables y número de lechones vivos .....	49
19.	Peso de la camada .....	50
20.	Peso promedio del lechón .....	51



## **1. INTRODUCCIÓN**

**El progreso de la industria porcina depende de la iniciativa y dedicación de los involucrados en la misma, para establecer metas y objetivos orientados a lograr mayor eficiencia en la producción. El estudio de producción y selección de líneas genéticas especializadas, cruzas de diferentes tipos y evaluación de sus descendientes, el uso de la inseminación artificial (IA) o la ampliación de su aplicación, permitirán un progreso inmediato. La fluctuación estacional del comportamiento reproductivo del cerdo doméstico ha sido reportada en muchos países. La temperatura ambiente, el fotoperíodo, las instalaciones y la nutrición, contribuyen a la estacionalidad del comportamiento reproductivo.**

**La fertilidad de las pjaras porcinas depende en gran medida del buen estado del macho. La evaluación seminal es un criterio a tomar en cuenta para lograr un conocimiento básico de la eficiencia reproductiva del macho. El examen de semen debe ser complementado con otras estimaciones, tales como capacidad reproductiva, estado físico y fisiológico, y la salud de los genitales.**

**En el semen, la alta concentración espermática, así como la buena motilidad con bajos porcentajes de anomalías, son necesarios para asegurar una buena tasa de gestación en las hembras. Tomando en cuenta las diferencias estacionales en la calidad del semen porcino, podrían orientarse los sistemas de manejo reproductivo de las pjaras hacia la utilización de los sementales, de acuerdo a la época del año. En el presente estudio se registraron las variaciones en parámetros seminales de verracos de diferentes razas mantenidos durante un año en dos granjas porcinas de la Facultad de Agronomía de la UANL.**

## **1.1 Objetivos**

### **1.1.1 Objetivos generales**

- 1) Determinar la variación anual de las características de la calidad del semen porcino.**
- 2) Establecer la relación de la calidad del semen porcino con parámetros reproductivos.**

### **1.1.2 Objetivos específicos**

- 1) Evaluar las características macroscópicas y microscópicas del semen porcino.**
- 2) Describir el valor reproductivo de los sementales en base a su evaluación espermática.**
- 3) Describir las características del semen en función de cambios estacionales y climáticos.**
- 4) Describir las relaciones cuantitativas entre parámetros de calidad de semen y reproductivos.**

## **1.2 Hipótesis**

- 1) La calidad espermática en verracos varía considerablemente durante el año, registrándose épocas con semen de buena calidad, así como épocas del año con semen de calidad deficiente.**
- 2) Es posible hacer inferencias sobre fertilidad de la piara en base a la evaluación del semen.**

## **2. REVISIÓN DE LITERATURA**

Con el fin de mejorar el beneficio económico de la actividad ganadera, es muy importante atender aspectos relacionados con la reproducción continua y frecuente de los animales de cría (Hafez, 1996). Las técnicas de reproducción utilizadas en los últimos años han ayudado a mejorar los índices de fertilidad, fecundidad y prolificidad de las hembras, así como el rendimiento seminal y el poder fecundante de los machos (Amann y Schanbacher, 1983; Pérez y Pérez, 1985).

Actualmente en las granjas porcinas es necesario alcanzar tasas de fertilidad del 85% y producir camadas con 10 a 13 lechones nacidos vivos, con el fin de registrar niveles adecuados de eficiencia productiva (Buchanan, 1987).

Los verracos en una explotación porcina representan aproximadamente el 5% del hato reproductor y sin embargo influyen en el 50% de la productividad y el progreso genético alcanzado, por lo que el éxito de los programas reproductivos, porcentaje de fertilidad y tamaño de la camada al nacimiento están influenciados directamente por el semental (Louis *et al.*, 1994a). Por ello, es importante realizar una evaluación de las características de la raza, genealogía, ganancia de peso, conversión alimenticia, grasa dorsal, proporción ósea, y órganos genitales de los sementales. Además es necesario realizar la evaluación de la libido, conocer la habilidad para montar, la calidad del semen, la fertilidad y la capacidad reproductiva del verraco (Buchanan, 1987; Puigvert *et al.*, 1995).

La implementación de técnicas de Inseminación Artificial (IA) en porcinos permite reducir el número de sementales necesarios (Gilmore *et al.*, 1996), de manera que la selección de los mismos puede ser más intensa, para asegurar la alta calidad de las crías (Colenbrander y Kemp, 1990; Bonet and Briz, 1991). Un eyaculado de un verraco puede ser utilizado normalmente para inseminar 15 a 30 vientres (Buchanan, 1987). El conocimiento de la fisiología de la producción seminal es clave para establecer medidas zootécnicas de su mejoramiento (Revell y Glossop, 1989).

## **2.1 Eje-hipotálamo-hipófisis-testículo**

Se han señalado numerosas interacciones entre el sistema nervioso central y la regulación del eje hipotálamo-hipófisis-testículo, destacando los efectos de temperatura, luz, stress, dopamina, otros neurotransmisores aminérgicos y las secreciones de la glándula pineal sobre el hipotálamo. El punto principal en esta interrelación dinámica, culmina en la producción y secreción hipotalámica hacia el sistema capilar hipotálamo-porta hipofisiario, de la hormona liberadora de gonadotropinas (LH-RH) (Flores y Angela, 1995; Hadley, 1996). Con ello se inician procesos de síntesis y liberación de hormona foliculoestimulante (FSH) y hormona luteinizante (LH) en la hipófisis.

La FSH posee receptores membranales específicos en las células de Sertoli, y es responsable de la biosíntesis de testosterona, así como de la inducción de la espermatogénesis (Flores y Angela, 1995; Caussanel *et al.*, 1997). La LH actúa sobre las células de Leydig, uniéndose a receptores membranales específicos para estimular la producción de AMPc. Un acoplamiento de LH con su receptor, de sólo 1%, es suficiente para lograr un efecto máximo. Una vez recibido el mensaje, las células de Leydig efectúan la biosíntesis de testosterona (Flores y Angela, 1995; Hadley, 1996; Caussanel *et al.*, 1997). Las funciones de la prolactina a nivel gonadal potencializan la acción de LH sobre las células de Leydig y de los andrógenos a nivel de los órganos blanco (Flores y Angela, 1995).

## **2.2 Testículo**

La gónada indiferenciada en el feto en desarrollo, surge a partir del engrosamiento del epitelio celómico en el mesonefro (Gier y Marion, 1970; citado por Amann y Schanbacher, 1983; Caussanel *et al.*, 1997). En machos normales, el gen en el cromosoma Y organiza la gónada embrionaria indiferenciada para producir gónadas masculinas (Amann y Schanbacher, 1983; Hadley, 1996).

En cerdos, las células de Leydig de la gónada fetal masculina producen testosterona cerca del día 35 de desarrollo embrionario, con lo cual se estimula el desarrollo de los túbulos mesonéfricos en los ductos eferentes, en los ductos del epidídimo, los ductos deferentes y las glándulas vesiculares (Wilson y Sileri, 1973; citado por Amann y Schanbacher, 1983).

El testículo cumple dos funciones: una hormonal y otra reproductora. La primera involucra la síntesis y secreción de testosterona y otras hormonas, a través de procesos de la esteroidogénesis, por las células intersticiales de Leydig. Las células de Leydig son sitio productor de la feromona del verraco,  $5\alpha$ -androst-16-en-3-ona (androstenona), la cual cumple funciones biológicas importantes, como posibilitar la monta de la cerda durante tiempo suficiente para terminar el eyaculado, ocasionar liberación de oxitocina y sus contracciones para promover el transporte de los espermatozoides a través del tracto reproductivo, así como la inducción de la pubertad en cerdas jóvenes (Claus, 1979). La función reproductora del testículo consiste en la producción de espermatozoides a través del proceso de la espermatogénesis (Flores y Angela, 1995; Hadley, 1996).

Los testículos tienen tres compartimentos funcionales. El compartimento de tejido intersticial que incluye las células de Leydig, rodeando los túbulos seminíferos con un fluido rico en testosterona. Los otros dos compartimentos se encuentran dentro de los túbulos seminíferos.

El primero contiene espermatogonias las cuales se dividen por mitosis, mientras que el último contiene un medio aislado especial, en el cual los espermatocitos son divididos por meiosis, y las espermatidas se diferencian hacia espermatozoides (Dym y Fawcett, 1971; citado por Amann y Schanbacher, 1983).

### **2.2.1 Células de Leydig**

Las células de Leydig son la fuente primaria de esteroides testiculares incluyendo testosterona, progesterona y probablemente estrógenos (Zirkin *et al.*, 1980, citado por Amann y Schanbacher, 1983). La producción de esteroides por los testículos es correlacionada con el aumento del retículo endoplásmico liso en las células de Leydig (Zirkin *et al.*, 1980; citado por Amann y Schanbacher, 1983). Aunque los testículos de todas las especies secretan una gran cantidad de esteroides además de testosterona, específicamente los testículos de los verracos y del semental equino producen relativamente grandes cantidades de estrógenos (Oh y Tamaoki, 1970, citado por Amann y Schanbacher, 1983).

### **2.2.2 Células de Sertoli**

Las células de Sertoli, en la espermatogénesis, proporcionan un microambiente requerido para el desarrollo de la célula germinal. Los organelos dentro de las células de Sertoli incluyendo el retículo endoplásmico tienen un rol activo en la modificación de la espermátida durante la elongación nuclear y la formación del acrosoma (Amann y Schanbacher, 1983; Hadley, 1996).

Las células de Sertoli tienen funciones en el control hormonal de la espermatogénesis (Amann y Schanbacher, 1983). En respuesta a la estimulación de FSH y con la disponibilidad de testosterona, las células de Sertoli secretan fluido y productos específicos como andrógenos o proteína de unión a andrógenos (ABP) e inhibinas (Hadley, 1996). El papel funcional de la ABP se cree que reside dentro de los túbulos seminíferos o los epidídimos. La ABP presumiblemente sirve para atenuar los cambios en la concentración de testosterona o la ayuda del transporte de testosterona.

## **2.3 Espermatogénesis**

El desarrollo del espermatozoide es un proceso de división celular que comienza de una célula inmóvil, de forma redondeada, para terminar en una alargada y móvil. Durante el proceso, el número cromosómico se reduce a la mitad (Flores y Angela, 1995; Hadley, 1996). La espermatogénesis se produce en todos los túbulos seminíferos durante la vida sexual activa, como consecuencia de la estimulación por las hormonas gonadotropas de la adenohipófisis (Hadley, 1996). El proceso se divide en tres partes: la espermatocitogénesis, la meiosis y la espermiogénesis (Guyton y John, 1997) (Fig 1).

### **2.3.1 Espermatocitogénesis**

Es la división de las células desde el principio de la formación del esperma hasta que ocurre un cambio en su forma (Sorensen, 1982). Los túbulos seminíferos contienen células epiteliales germinales denominadas espermatogonias, localizadas en dos o tres capas a lo largo del borde externo de la estructura tubular. Proliferan continuamente, y una porción de ellas se diferencia, siguiendo etapas definidas para formar los espermatozoides (Guyton y John, 1997). La espermatocitogénesis se realiza en dos etapas, que incluyen la formación de espermatogonias y espermatocitos primarios (Fig 1).



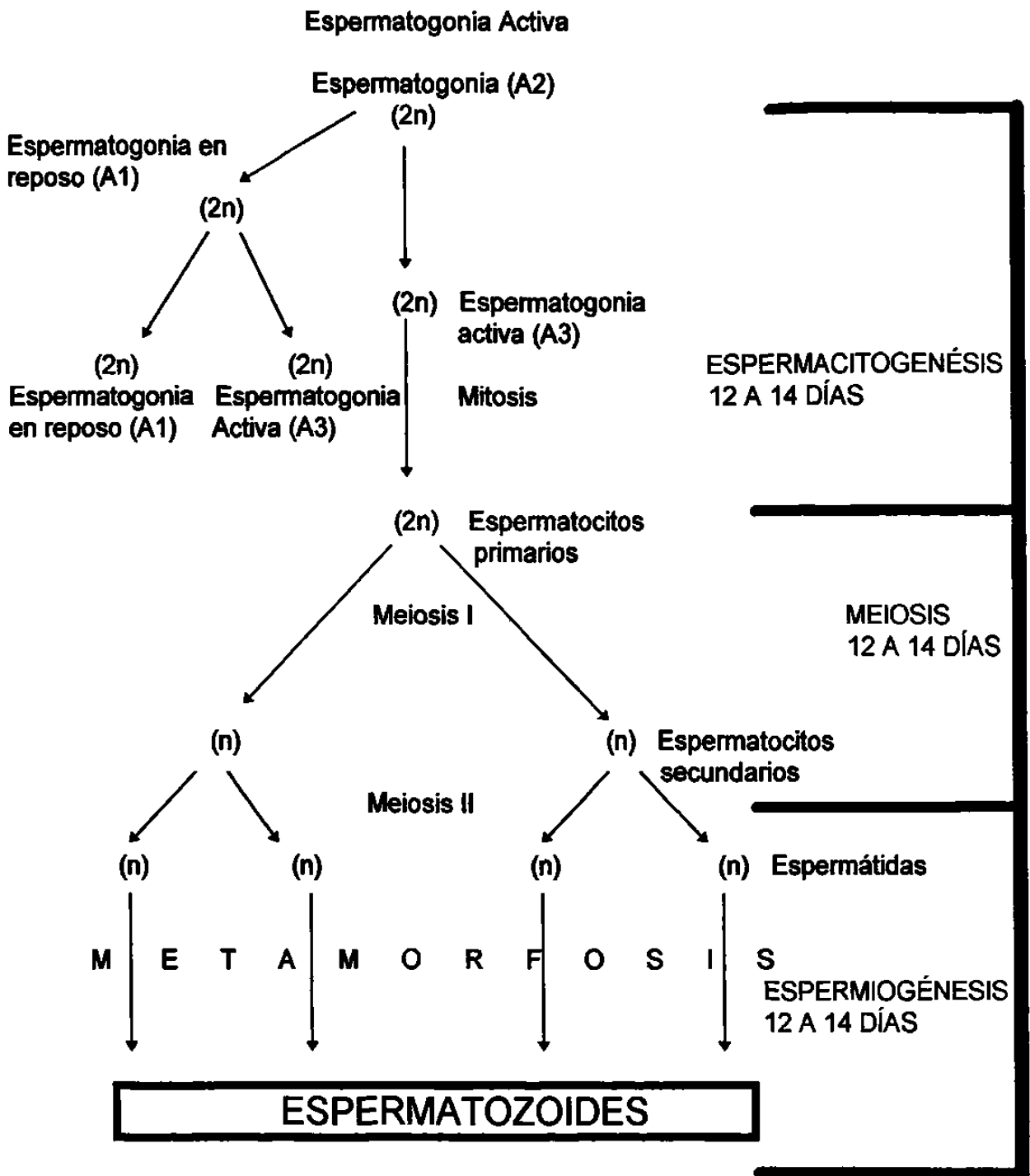


Fig 1. Espermatogénesis indicando la secuencia de eventos y el tiempo involucrado en la espermatogénesis del verraco

1. Una espermatogónia  $A_2$  se divide por mitosis, formando una espermatogonia activa ( $A_3$ ) y una espermatogonia en letargo ( $A_1$ ).
2. La espermatogonia activa sufre cuatro divisiones mitóticas, formando 16 espermatocitos primarios.
3. Cada espermatocito primario sufre 2 divisiones meióticas formando 4 espermátidas (una generación de 64 espermátidas a partir del espermatogonia  $A_3$ ).
4. La espermatogonia en letargo ( $A_1$ ) se dividirá posteriormente formando espermatogonias  $A_2$  la cual a través de mitosis forma nuevas espermatogonias activas ( $A_3$ ) y en letargo ( $A_1$ ).
5. Cada espermátide sufre metamorfosis para formar un espermatozoide.

Las células originales (espermatogonia tipo A) llevan a cabo una replicación mitótica, que representa el primer estadio durante el proceso de espermatogénesis. Pueden necesitar testosterona para desarrollarse a partir de los gonocitos embrionarios (Sorensen, 1982; Flores y Angela, 1995).

Las espermatogonias del tipo A, células fundamentales que contienen dos o más nucleolos, se dividen cuatro veces para formar 16 células ligeramente más diferenciadas que los espermatoцитos primarios (Hafez, 1996; Okwun et al., 1996) (Fig 1).

### **2.3.2 Meiosis**

Los espermatoцитos primarios ( $2n$ ) sufren los cambios nucleares progresivos de la meiosis, para formar cada uno los espermatoцитos secundarios, con número cromosómico reducido a la mitad. Estos son conducidos hacia la luz del tubo durante los 12 a 14 días en que sucede la división (Hafez, 1996; Guyton y John, 1997) (Fig 1).

A partir de cada espermatoцитo secundario ( $n$ ), se forman 2 espermátidas ( $n$ ). Las espermátidas son empujadas hacia la luz del tubo y están rodeadas por células de sostén. Las dos divisiones celulares meióticas que transforman el espermatoцитo primario ( $2n$ ) en espermátida ( $n$ ), ocurren bajo la influencia de la testosterona (Hafez, 1996; Guyton y John, 1997) (Fig 1).

### **2.3.3 Espermlogénesis**

Esta fase de desarrollo se caracteriza por la transformación de las espermátidas en espermatozoides (Fig 1).

Durante las 2 semanas que siguen a la meiosis, cada espermátida es alimentada y su forma física varía por la acción de las células de Sertoli que la envuelven, convirtiéndose en un espermatozoide (Fig 1). Los principales cambios observados son:

- 1.- Pérdida de la mayor parte de su citoplasma.
- 2.- Reorganización de la cromatina de su núcleo para formar una cabeza compacta.
- 3.- Reunión del citoplasma restante y las membranas celulares en un extremo de la célula para formar una cola.

Cada espermátida se alarga para formar un espermatozoide, compuesto de cabeza y cola. La cabeza está formada por el núcleo celular condensado revestido de una fina capa de citoplasma y de membrana celular en torno a su superficie. El aparato de Golgi se organiza en un polo del núcleo, mientras que los centriolos se desplazan hacia el extremo contrario. Las mitocondrias se alinean en sentido lateral y el citoplasma se alarga (Guyton y John, 1997).

En su camino hacia el epidídimo, el espermatozoide inmaduro pasa a través de las estructuras tubulares de los testículos en donde la gota citoplasmática sale y se considera como espermatozoide maduro. La cabeza del espermatozoide del cerdo mide 8  $\mu\text{m}$  de longitud, 4  $\mu\text{m}$  de ancho, 1  $\mu\text{m}$  de espesor, 11  $\mu\text{m}$  del segmento intermedio; 38  $\mu\text{m}$  la cola, de modo que el espermatozoide mide en total 57  $\mu\text{m}$  de longitud (Sorensen, 1982).

## **2.4 Fracciones del eyaculado**

De acuerdo a Hacker, *et al.*, (1994), el eyaculado del verraco está formado por tres fracciones: la fracción preespermática, espermática y postespermática.

- **La fracción preespermática:** procedente de las glándulas de Cowper, glándulas visiculares y de la próstata; es una sustancia gelatinosa sin espermatozoides, llamada tapioca. Su volumen concuerda con el grado de excitación y varía entre 5 a 15 ml.
- **La fracción espermática:** procede de la cola del epidídimo, es la fracción espermática, de aspecto blanquecino lechoso, debido a la gran concentración de espermatozoides, con un volumen entre 50 y 150 ml.
- **La fracción postespermática:** tiene efecto estabilizador de pH del eyaculado, a manera de solución tampón. Procede de las glándulas vesiculares, es de color blanquecino, solo accidentalmente contiene espermatozoides, y su volumen varía de 40 a 80 ml.

## **2.5 Parámetros de evaluación**

La evaluación del semen y en especial de los espermatozoides, es de gran utilidad para hacer posible el óptimo aprovechamiento de sementales con características genéticas superiores. Al conocer la calidad del semen es posible establecer el número de dosis a preparar del eyaculado (Bonet, *et al.*, 1993; Córdova *et al.*, 1995). La evaluación del semen incluye características macroscópicas y microscópicas (Conejo, 1991).

## **2.5.1 Características macroscópicas**

### **2.5.1.1 Volumen**

La medición de éste parámetro permite registrar la producción de semen del verraco. Su valor se utiliza para calcular la concentración espermática en el eyaculado y para determinar el número de dosis a preparar. El volumen de semen varía en el verraco; no obstante, no se ha reportado que un volumen inadecuado produzca infertilidad. Intensivas eyaculaciones ocasionan un descenso considerable del volumen del eyaculado y menor número de espermatozoides en el mismo. En promedio, se reporta un volumen de 200 ml y un rango de 70 a 500 ml (Colenbrander y Kemp, 1990; Louis, *et al.* 1994a).

### **2.5.1.2 Color**

El color normal es blanco. La tonalidad varía y puede ser de acuoso opalescente a lechoso y cremoso, conforme la concentración espermática va en aumento. Pocas veces es acuoso y cristalino (Hacker, *et al.*, 1994). Otras coloraciones pueden indicar problemas patológicos o de otra índole.

### **2.5.1.3 pH**

Es un indicador de la actividad metabólica de los espermatozoides. Conforme madura el eyaculado, aumenta la producción de ácido láctico y desciende el pH. El semen del verraco tiene un pH variable. En la fracción rica en espermatozoides, éste varía de 6.8 a 7.0 y la pobre en espermatozoides de 7.2 a 7.8. El pH ligeramente ácido debe interpretarse como síntoma de calidad, encontrándose en las mejores condiciones para su mantenimiento y conservación (Gerfen *et al.*, 1993; Rodríguez y Rigau, 1995).

#### **2.5.1.4 Temperatura**

La temperatura debe ser entre 35 y 37°C. Un aumento o descenso ocasiona la pérdida de células espermáticas por shock térmico (Hammit y Martin, 1989; Martínez *et al.*, 1993; Rodríguez y Rigau, 1995).

### **2.5.2 Características microscópicas**

#### **2.5.2.1 Motilidad progresiva**

Es la prueba de laboratorio más comunmente usada para la evaluación del vigor del semen. Se define como la rapidez con que se mueven los espermatozoides hacia adelante y en línea recta. La motilidad es variable, manejando un rango de 60 a 85 %; sin embargo el semen de verraco de buena calidad debe tener como mínimo un 70 % de motilidad progresiva (Woelders, 1991.; Martínez *et al.*, 1993; Rodríguez y Rigau, 1995).

#### **2.5.2.2 Morfología**

Una alta incidencia de defectos morfológicos de espermatozoides ha sido asociada con reducción de fertilidad. Para su evaluación, los espermatozoides son teñidos con técnicas fluorescentes. Las anomalías en la morfología espermática se clasifican de acuerdo con la porción de la célula afectada. Pueden producirse alteraciones en la cabeza, cuello, pieza intermedia y cola, las cuales a su vez, se agrupan en primarias y secundarias. En un eyaculado se encuentra un promedio de 10 % de anomalías primarias y 15 % de anomalías secundarias (Woelders, 1991; Bonet, *et al.*, 1993; Martínez *et al.*, 1993).

### **2.5.2.3 Concentración**

La concentración de espermatozoides en el eyaculado es generalmente estimada con procedimientos de espectrofotometría, aunque también otros métodos son usados como el hematocitómetro o el conteo electrónico de las células. La concentración consiste en el número total de espermatozoides por ml de eyaculado. En el eyaculado del verraco oscila de 200 a 300 X 10<sup>6</sup>/ml (Colenbrander y Kemp, 1990; Woelders, 1991; Martínez *et al.*, 1993; Rodríguez y Rigau, 1995). Verracos de la raza Meishan obtuvieron el mayor valor promedio de 1001 X 10<sup>6</sup>/ml, seguidos de la raza Fengjing con 989.6 X 10<sup>6</sup>/ml y por último la Yorkshire con 657 X 10<sup>6</sup>/ml, respectivamente (Gerfen, *et al.*, 1993).

### **2.5.3 Dosis por eyaculado**

Durante el desarrollo de técnicas para la IA en el cerdo, se hicieron numerosos ensayos para determinar la concentración y el volumen para alcanzar una buena fertilidad y obtener un número considerable de dosis de semen fértil (Castañeda, 1985). Hasta ahora, el volumen y la concentración usadas en la IA porcina han variado. Una dosis debe contener de 2 a 7 X 10<sup>9</sup> ó un promedio de 4.5 X 10<sup>9</sup> espermatozoides vivos y un volumen de 70 a 90 ml. Obteniendo así, de 6 a 10 dosis por cada colección (Bearden y Fuquay, 1997; Flowers, 1994; Zaleski, 1996). El diluyente se pone a la misma temperatura del semen, para evitar cambios bruscos en el mismo, ya que el semen es muy susceptible a un shock frío (Zaleski, 1996). Después de la evaluación del semen y de la concentración espermática, se procede a calcular el número de dosis mediante la siguiente fórmula empleada por Conejo (1991):

$$\text{No. de dosis} = \frac{\text{Cantidad total de espermatozoides vivos en el eyaculado}}{\text{Cantidad de espermatozoides vivos por dosis}}$$



## **2.6 Factores que influyen en la calidad del semen**

Las influencias en la reproducción pueden ser ejercidas mediante diferentes factores tales como, estación, ambiente social, edad, raza, luz, temperatura, nutrición, tamaño testicular, influencias no controladas, frecuencia de colección, manejo (Colenbrander y Kemp, 1990; Bonet *et al.*, 1993).

### **2.6.1 Factores medioambientales**

#### **2.6.1.1 Estación del año**

La condición endócrina reproductiva del verraco Landrace adulto, cambia con la temporada del año. Estos cambios tienen importancia fisiológica, ya que la liberación elevada de LH en el verraco durante el verano y otoño puede ayudar a preparar los testículos para la actividad esteroidogénica de la temporada de cría. Variaciones estacionales en la producción de esteroides testiculares en el verraco aparentemente influyen en la producción vesicular asociada con las variaciones en la libido (Trudeau y Sanford, 1989; Louis *et al* 1994b).

En regiones templadas se puede observar un incremento del volumen seminal, y de la concentración espermática de septiembre hasta febrero, comparada con marzo hasta agosto (Colenbrander y Kemp, 1990). En cerdos domesticados se ha observado una disminución estacional de los índices de reproducción entre junio y septiembre. Chemineau, (1992) expone que en el verraco, las variaciones estacionales de la cantidad de androstenona en la grasa corporal y del número de espermatozoides producidos por eyaculado, presentan sus máximos niveles de agosto a diciembre.

### **2.6.1.2 Luz**

**Chemineau (1992), reporta que aunque todas las especies son sensibles a las variaciones del fotoperíodo, la intensidad de las respuestas a los cambios luminosos y sus consecuencias varían mucho de una especie a otra. La inversión del régimen fotoperiódico provoca un aumento de la concentración de testosterona y de estrógenos libres en la sangre de verracos, de la fructosa del semen, de la producción de semen, y una disminución del tiempo de reacción antes de la eyaculación. La producción de semen de verracos sometidos a días cortos es más abundante que la de los verracos sometidos a días largos (67.7 vs 47.8 x 10<sup>9</sup> espermatozoides).**

**Los datos en el efecto de luz suplementaria en la función reproductiva de verracos adultos son controversiales. Días de corta duración incrementan el total de la producción espermática en cerdos comparados con aquellos expuestos a largos períodos de luz (Colenbrander y Kemp, 1990). Trudeau y Sanford (1986), observaron que un descenso en el fotoperíodo (natural o artificial) estimula la función sexual en el verraco. Según Zaitsev (1993), la duración del día influye directamente en el volumen y la concentración de espermatozoides del semen porcino, siendo registrada la mayor concentración de espermatozoides en eyaculados de sementales Duroc que tuvieron un suministro de 10 horas luz por día.**

### **2.6.1.3 Temperatura**

Las altas temperaturas tienen un efecto adverso en la calidad y producción del semen del verraco, afectando la motilidad espermática, concentración, fracción sólida, y número de espermatozoides. También aumenta la incidencia de anomalías (Chemineau, 1992; Fuentes, *et al.*, 1993;). Durante la segunda semana que sigue al periodo de estrés térmico, la motilidad del semen disminuye (Chemineau, 1992). Los verracos alojados a temperatura ambiente (< - 10°C) produjeron mayor volumen de semen que aquellos alojados a + 17°C. Sin embargo, la concentración espermática fue menor, y el total de rendimiento espermático no difirió entre grupos (Colenbrander y Kemp, 1990).

De acuerdo a Colenbrander y Kemp (1990), la producción espermática del verraco es afectada a partir de 29°C. Descenso en la motilidad espermática y un incremento en el número de espermatozoides con anomalías morfológicas son observados cuando los verracos son expuestos a estrés por calor; por ejemplo, al ser mantenidos a 35°C por 100 horas (Colenbrander y Kemp, 1990). En verracos Landrace ha sido observada una pérdida casi total de monta del maniquí durante el verano, debido a la temperatura atmosférica (Harayama, *et al.*, 1992).

### **2.6.1.4 Nutrición**

Louis *et al.*, (1994a), reportaron una reducción de la libido y del volumen seminal, de verracos alimentados con dietas bajas en proteína (7.3 %). Se observó que estos animales requerían de más tiempo para servir una cerda o producir eyaculados para inseminación artificial, en comparación con verracos consumiendo niveles adecuados de proteína. En cuanto al consumo de niveles bajos de energía en el verraco adulto, Louis *et al.*, (1994b), reportaron que se reduce la ganancia de peso y el potencial reproductivo, ya que se reducen los niveles del eyaculado y de la libido, sin llegar a afectar inmediatamente la concentración de estradiol - 17 $\beta$ , concentración y frecuencia de pulsatilidad de LH y testosterona.

### **2.6.1.5 Ambiente social**

El ambiente social ejerce una importante influencia en reproducción del verraco, tanto en la pubertad como en la etapa adulta. En verracos prepuberales, la restricción social, por ejemplo la falta de contacto físico con machos o hembras, causa una depresión en el desarrollo del comportamiento sexual (Trudeau y Sanford, 1989). Cuando son adultos estos machos muestran menos comportamiento de cortejo que los otros verracos (Nelsen *et al.*, 1982). De acuerdo a Trudeau y Sanford (1986), el volumen del eyaculado también es menor en verracos socialmente restringidos, aunque no siempre se afecta significativamente la producción espermática

### **2.6.1.6 Enfermedades**

Los factores que afectan el estado de la salud del verraco, pueden causar un descenso en la producción espermática, tanto cuantitativa como cualitativamente. Cuando ocurre un periodo de fiebre, por ejemplo, una infección con virus de pseudorrabia, o después de vacunación, disminuye la producción espermática (Hall *et al.*, 1984, citado por Colenbrander y Kemp, 1990).

## **2.6.2 Factores fisiológicos**

### **2.6.2.1 Edad**

La producción de semen en verracos está directamente relacionada con la edad. Los eyaculados de verracos adultos fueron superiores en términos de volumen, concentración espermática y el número potencial de dosis de inseminación, a los de aquellos animales que promediaron una edad menor a los 9 meses. La producción espermática diaria se incrementó con la edad, siendo mayor en animales de 18 meses de edad que en animales más jóvenes (Colenbrander y Kemp, 1990). De acuerdo con Greenberg y Mahome (1981), la calidad espermática (porcentaje de espermatozoides normales) se incrementó durante el desarrollo pubertal. Sin embargo, en un estudio diferente, el porcentaje de células morfológicamente anormales se incrementó con la edad a partir de la pubertad (Colenbrander y Kemp, 1990). Harayama, *et al.* (1992), asentaron que no hay cambios en las características espermáticas entre los 104 y 364 días de edad en verracos Meishan.

### **2.6.2.2 Raza**

Existen algunas diferencias entre razas en cuanto a calidad de semen se refiere. Por ejemplo, la raza Hampshire sobresale en volumen; la Duroc en concentración, motilidad, y porcentaje de células vivas, y la Yorkshire en motilidad (Colenbrander y Kemp, 1990). Otros investigadores también han encontrado diferencias entre razas en la producción de semen, reportando que la motilidad aparentemente es igual entre razas Chinas y Yorkshire (Harayama, *et al.*, 1992).

### **2.6.2.3 Tamaño del testículo**

El tamaño testicular está relacionado con la edad del animal, pero además varía estacionalmente. En cerdos adultos, la longitud testicular fue incrementada durante los meses de invierno (Amann y Schanbacher, 1983; Trudeau y Sanford, 1986). En cerdos jóvenes, las medidas de los testículos fueron positivamente correlacionadas con su peso, así como la actividad espermatogénica y características endócrinas. El tamaño testicular también fue influenciado por la raza ó línea (Schinckel *et al.*, 1983, 1984a,b). Permanece discutible si la producción espermática puede ser correlacionada con el tamaño testicular de verracos adultos mantenidos en centros comerciales de IA (Amann y Schanbacher, 1983; Colenbrander y Kemp, 1990).

### **2.6.3 Factores metodológicos**

#### **2.6.3.1. Frecuencia de colección**

La frecuencia de colección de semen tiene influencia sobre el porcentaje de espermatozoides anormales contenidos en los eyaculados (Palacios, 1993). Por ello, se recomienda una sola extracción por semana en sementales jóvenes, mientras que sementales adultos pueden trabajar dos a tres veces por semana (Kemp *et al.*, 1991; Bonet, *et al.*, 1993; Palacios, 1993). De acuerdo con Hacker (1994), eyaculados de verracos con reducida actividad reproductiva se caracterizaron por la disminución del número de espermatozoides, disminución de la motilidad y/o incremento en el número de espermatozoides con anomalías morfológicas. Kemp *et al.*, (1991), reportaron mejor calidad del semen y tasa de fertilidad al aumentar la frecuencia de colección.

### **2.6.3.2 Técnica de colección y evaluación**

Influencia adicional en la producción espermática es causada por técnicas de manejo de laboratorio y biotécnicas. Así, de acuerdo a Kennedy y Wilkins (1984), el volumen del eyaculado y la concentración espermática variaron significativamente de acuerdo al técnico y al día de la semana en que se llevó a cabo la extracción. Cuando el eyaculado fue transportado al laboratorio, diluido y reevaluado, la calidad del diluyente, la duración del almacenamiento y la temperatura influyeron de manera importante sobre la calidad espermática (Johnson *et al.*, 1988 citado por Colenbrander y Kemp, 1990).

### **2.7 Relación de calidad de semen con parámetros reproductivos**

La mejor forma de clasificar la calidad del semen es mediante la inseminación de un gran número de hembras, monitoreando la tasa de gestación y el número de lechones nacidos por camada (Colenbrander y Kemp, 1990). Podzo y Varadin (1983), utilizaron semen de verraco para IA en cerdas y compararon dos temporadas, verano e invierno. El tamaño de la camada en verano varió de 9.1 a 10.5 y en invierno de 8.7 a 10.7. El número de lechones nacidos vivos por camada fue de 7.9 a 10.0 en verano y 7.7 a 9.7 en invierno.

Navratil *et al.*, (1981), utilizaron eyaculados de verracos alojados en instalaciones cerradas y jaulas individuales. Se usó calor suplementario en el cobertizo durante el invierno. La temperatura fue de 16 a 31°C en los meses de verano y 11 a 13°C en los meses de invierno, y la humedad relativa fue de 73 a 87 y 80 a 90%, respectivamente. La tasa de concepción para cerdas inseminadas fue de 71.3% en otoño, en invierno y primavera, y de 43.5% en verano. Las diferencias de la calidad del semen entre los meses de verano e invierno fueron significativas.

Tanchev y Katsarov, (1989) evaluaron verracos Large White (LW) y Landrace (L). Los eyaculados se evaluaron, y los verracos fueron cruzados con cerdas LW y L, con el objeto de producir progenies cruzadas. Correlaciones significativas fueron obtenidas para el porcentaje de espermatozoides anormales con la tasa de concepción ( $r = -0.51$  y  $-0.69$  para las dos razas de sementales respectivamente). Para el caso de la relación entre el porcentaje de espermatozoides móviles con tasa de concepción, se calcularon coeficientes altos de correlación ( $r = 0.85$  y  $0.83$ ).

Malmgren y Larson, (1984) colectaron semen de verracos después de 6 a 13 semanas expuestos a estrés por calor (100 horas a  $35^{\circ}\text{C}$ ). Para 14, 12, 6 y 8 cerdas inseminadas con semen después de la respuesta al estrés por calor, el porcentaje de óvulos fertilizados fue de 78, 63, 67 y 89, respectivamente. El porcentaje de óvulos fertilizados se correlacionó significativamente con motilidad espermática (0.53), así como con los porcentajes de cabezas espermáticas anormales, gota citoplasmática proximal y colas enrolladas y dobladas ( $r = -0.47$ ,  $0.43$  y  $-0.41$ , respectivamente).

Dobao *et al.*, (1983) cruzaron cerdos Ibéricos, clasificados de acuerdo al año, temporada de cubrición, línea y fecundidad. No se detectaron efectos significativos del año, la línea y la fecundidad, mientras que la temporada del servicio sí mostró efecto significativo. Los porcentajes de cerdas gestantes fueron 76.5, 77.1, 64.5 y 71.3 en invierno, primavera, verano y otoño, respectivamente. El análisis de cuadrados mínimos en los registros de camada mostraron que la temporada de destete afectó significativamente el tamaño de la camada al nacimiento, la sobrevivencia y el desarrollo de los lechones. Promedios mínimos cuadráticos para invierno, primavera, verano y otoño fueron 0.29, -0.19, -0.01 y -0.09 para el tamaño de la camada al nacimiento.



### **3. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1 Localización**

El presente estudio se llevó a cabo en dos granjas porcinas de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León. El campo experimental Marín, se encuentra localizado en el municipio de Marín, en el área central del Estado de Nuevo León, con una latitud norte de 25° 53' y longitud Oeste 100° 02' a una altura de 400 msnm (INEGI, 1996). El clima es semiárido y la temperatura media anual es de 21°C con temperaturas extremas de -3 a 41.5°C en invierno y verano, respectivamente. La precipitación media anual es de 573 mm y la media de humedad relativa es de 72 % (estación de observación meteorológica local). El centro experimental "El Canadá" se localiza en el municipio de General Escobedo, N.L. en latitud norte de 25° 49' y una longitud oeste de 100° 19' con una altitud de 500 msnm (INEGI, 1996). El clima es semiárido y la temperatura media anual es de 21.7°C, con 15.4°C y 27.9°C de promedios mínimos y máximos para invierno y verano respectivamente, con temperaturas extremas de -1°C en invierno y 40.5°C en verano, con una precipitación media anual de 633 mm. Datos obtenidos de la Unidad de hidrometeorología del Estado de Nuevo León, 1997, 1998, (U.H.E.N.L).

#### **3.2 Animales y manejo**

En el campo experimental Marín se utilizaron 4 sementales de las siguientes razas: 1 Hampshire, 1 Yorkshire, 1 Duroc y 1 Landrace, con una edad entre 1 y 3.5 años al inicio del experimento. En el centro experimental el Canadá se utilizaron 2 sementales de las siguientes razas: 1 Hampshire - Duroc y 1 Duroc, con una edad entre 1 a 3 años al inicio del experimento.

Los sementales utilizados permanecieron estabulados todo el año en corraletas individuales, alimentados con la dieta normal de la granja y agua a libre acceso. Su actividad reproductiva fué de acuerdo a las necesidades de la granja. Los verracos fueron entrenados para montar un maniquí de colección de semen por el método de la mano enguantada (Bonet *et al.* 1993; Hacker *et al.* 1994; Louis *et al.* 1994a). El semen se colectó por un período de preentrenamiento de 3 semanas, para después iniciar a la recolección de datos.

La colección de semen se hizo para cada semental una vez por semana después de 24 horas mínimo de descanso sexual, durante un año, iniciado en abril de 1997 y terminado en abril de 1998 (Kemp *et al.*, 1991; Bonet *et al.*, 1993; Hacker *et al.*, 1994). El semen se colectó en un recipiente térmico de boca ancha a 37°C, provisto de un embudo de plástico con una gasa, para separar la porción gelatinosa (Bonet *et al.*, 1993; Gerfen *et al.*, 1993; Hacker *et al.*, 1994).

### **3.3 Evaluación de la calidad del semen**

Inmediatamente después de obtenido el semen, se procedió a evaluarlo por medio de técnicas de laboratorio, con el propósito de determinar su calidad. El examen comprendió la observación de características macroscópicas y microscópicas (Conejo, 1991; Córdova *et al.*, 1995).

#### **3.3.1 Características macroscópicas**

El volumen se midió inmediatamente después de la colección y filtrado del eyaculado en vasos de precipitado graduados (Louis *et al.*, 1994 a). El color del semen se clasificó como blanco normal en sus diferentes tonalidades (lechoso, lechoso - cremoso, cremoso y claro) (Conejo, 1991, Hacker *et al.*; 1994).

El valor de pH se determinó introduciendo papel indicador al semen, y una vez húmeda la tira, se esperó a que esta adquiriera su nueva tonalidad, la cual se comparó con la escala de colores (Martínez, *et al.*, 1993; Rodríguez y Rigau, 1995). La temperatura se midió después de obtenido el semen, utilizando un termómetro de mercurio de graduación entre -20°C y 110°C (con divisiones mínimas de 0.1°C), el cual se introdujo al semen cuando se encontraba dentro del recipiente térmico (Rodríguez y Rigau, 1995).

### **3.3.2 Características microscópicas**

#### **3.3.2.1 Motilidad y avance progresivo**

Se colocó una gota del eyaculado sobre un portaobjetos y se le colocó un cubreobjetos. El portaobjetos se colocó previamente sobre una termoplatina para proporcionar a las laminillas una temperatura adecuada (35 a 37°C). Enseguida, se observó al microscopio con el objetivo seco débil (10 X), para estimar cualitativamente la motilidad según la rapidez con la que se movían los espermatozoides hacia adelante y en línea recta. La motilidad progresiva se estimó en una escala del 0 al 100 %. La motilidad masal se determinó en una escala del 0 al 5, de acuerdo a las siguientes equivalencias: 50 - 60% = 1, 60 - 70% = 2, 70 - 80% = 3, 80 - 90% = 4, 90 - 100% = 5 (Martínez *et al.*, 1993; Louis, *et al.*; 1994a; Rodríguez y Rigau, 1995).

### **3.3.2.2 Concentración espermática**

Para su determinación se utilizó la técnica de "recuento directo" (Conejo,1991); empleando un hemocitómetro (cámara de Neubauer) y una pipeta de Thoma para glóbulos rojos. Se introdujo la pipeta de Thoma al recipiente con el semen y se aspiró hasta que el volumen del semen llegara a la marca de 0.5 del vástago. Posteriormente se termina de llenar la pipeta con una solución fijadora colorante (citrato de formalina y rosa de bengala) hasta la marca 101 para obtener una dilución de 1:200. Se agita la pipeta, para mezclar el semen con el diluyente - fijador.

Después de la dilución se desecharon las tres primeras gotas del líquido no mezclado, para enseguida hacer el llenado de la cámara. Para hacer el conteo, se colocó la cámara de Neubauer sobre la platina del microscopio de luz y con el objetivo seco débil se localizó el área central de la cámara, con cuadrícula fina. Esta área está formada por 25 cuadros, subdivididos a su vez en 16 cuadros más pequeños. Una vez localizada el área de observación, se realizó el conteo, considerando únicamente los espermatozoides presentes en los 5 cuadros grandes del rayado; los cuatro de las esquinas y uno del centro. Los espermatozoides que tocaron las líneas superior e izquierda de un cuadro se incluyeron en la cuenta de ese cuadro, y se excluyeron los que se encontraban atravesados en las líneas derecha e inferior. Se utilizó un contador manual para esta operación.

El número total de espermatozoides por eyaculado, se determinó utilizando la siguiente fórmula propuesta por Sorensen (1982).

$$\text{Espermatozoides (X } 10^7\text{)/ml} = \frac{\text{No. de espermatozoides contados}}{1/5} \times \frac{1}{10} \times \frac{1}{200} \times 1000$$

donde:

1/5 = superficie contada en la cámara de Neubauer, ya que se consideraron únicamente 5 cuadros de los 25 existentes en total.

**1/10 = La altura de la cámara.**

**1/200 = Es el grado de dilución del semen.**

**1000 = Transformación de  $\text{mm}^3$  a ml**

**El resultado final se multiplica por el número de centímetros cúbicos del eyaculado.**

### **3.3.2.3 Morfología**

**El procedimiento para realizar el examen morfológico consistió en la preparación de un frotis, como se describe a continuación:**

- A) Se tomó una muestra del eyaculado con una pipeta Pasteur y se colocó una gota sobre el portaobjetos.**
- B) Enseguida se depositó una gota del colorante (rosa de bengala) sobre el semen para teñirlo.**
- C) Se colocó un segundo portaobjetos en un ángulo de  $45^\circ$  con el primero, deslizándolo suavemente a lo largo del primero, para extender la gota de semen teñida.**
- D) Se dejó secar por un minuto a temperatura ambiente.**
- E) El frotis se llevó al microscopio de luz. Con el objetivo seco débil se localizó el campo de observación y se cambió al objetivo seco fuerte, y finalmente se enfocó para observar la morfología espermática normal y anormal.**

Para clasificar los diferentes tipos celulares se contaron 200 espermatozoides, tomando la morfología de 20 células en 10 campos microscópicos diferentes. La morfología se clasificó en base a anomalías primarias y secundarias. Las primeras incluyeron: cabeza periforme, cabeza pequeña, cabeza alargada, implantación abaxial, cola rudimentaria, cabeza doble. Las segundas anomalías incluyeron: cola quebrada en ángulo, cola con dobléz simple, cola con gota citoplasmática proximal, cola doblada sobre la cabeza, cabeza o cola desprendida, capuchón desprendido. (Woelders, 1991; Bonet, *et al.* 1993; Martínez *et al.*, 1993; Rodríguez y Rigau, 1995).

Para determinar el porcentaje de anomalías (primarias o secundarias) se empleó la siguiente fórmula:

$$\text{Anomalías (\%)} = \frac{\text{células anormales} \times 100}{200}$$

### 3.4 Células viables

Esta variable se obtuvo por la técnica propuesta por Conejo (1991), y Sorensen (1982). Esto se determinó multiplicando, el volumen del eyaculado por la concentración por unidad de volumen, por el porcentaje de motilidad y por el porcentaje de células normales, para así obtener el número de células viables por eyaculado ( $\times 10^9$ ). La fórmula utilizada fue la siguiente:

$$\text{Células viables } (\times 10^9/\text{eyaculado}) =$$

$$\text{Volumen} \times \text{Concentración espermática} \times \frac{\text{motilidad} \times 100 - \text{Anomalías}}{100} \times \frac{100}{100}$$

### **3.5 Otros datos a evaluar**

Se consideró si la erección fue buena, regular, mala, o si hubo erección pero no eyaculación.

La temperatura del semental, se midió utilizando un termómetro de mercurio de graduación entre 0 y 41°C, por vía rectal antes de la extracción de semen.

Se registró la temperatura ambiental al momento del inicio de la extracción del eyaculado. Asimismo, se registraron datos de temperatura máxima y mínima en los días que se llevó a cabo la evaluación del semen, para obtener la temperatura promedio mensual. Otros datos como precipitación, y fotoperíodo, también fueron considerados.

Se consideró la hora de inicio y final de la extracción entre el momento en que el semental subió al maniquí de extracción y hasta que finalizó la eyaculación. Con estos datos se pudo calcular el tiempo (minutos) empleado en la recolección del semen.

El eyaculado evaluado de cada semental, se consideró si era apto o no apto para la reproducción. Se consideraron como aptos, aquellos eyaculados evaluados con un mínimo de 70% de motilidad y 3 de movimiento de avance progresivo.

### **3.6 Relación del eyaculado con datos climatológicos**

La calidad de cada eyaculado evaluado fue relacionado con datos de temperatura promedio, precipitación y fotoperíodo.

### **3.7 Relación del eyaculado con parámetros reproductivos**

Cada eyaculado evaluado fue relacionado con los datos reproductivos de las cerdas cubiertas por el semental durante esa semana de evaluación. Los datos medidos fueron: porcentaje de fertilidad, número de lechones nacidos totales, lechones nacidos vivos, lechones nacidos muertos, lechones momificados, peso de la camada viva, peso promedio individual por lechón nacido vivo.

### **3.8 Analisis estadístico**

Se realizó un diseño de bloques al azar, considerando los seis sementales evaluados como bloques y la fecha de evaluación como tratamiento, para las variables volumen, pH, temperatura del semen, motilidad progresiva, movimiento masal, concentración espermática, morfología, células viables, tasa de fertilidad, total de lechones, lechones nacidos vivos, lechones nacidos muertos, lechones momificados, peso de la camada y peso promedio por lechón nacido vivo. Los análisis estadísticos se realizaron mediante el paquete estadístico SPSS (Statistical Package for the Social Sciences).



## 4. RESULTADOS

### 4.1 Características macroscópicas

#### 4.1.1 Volumen

Durante el presente trabajo, el volumen seminal obtenido en promedio durante el año fue de 129.6 ml por eyaculado. La variación a través del año, incluyó el valor mínimo de 111.8 en mayo ( $P < 0.01$ ). En noviembre y diciembre también se registraron volúmenes bajos, 117.9 y 115.1 ml por eyaculado, respectivamente. Los valores más altos ( $P < 0.01$ ) se registraron en abril, julio y octubre, con 143.1, 146.3 y 143.5 ml por eyaculado, respectivamente (Fig. 2).

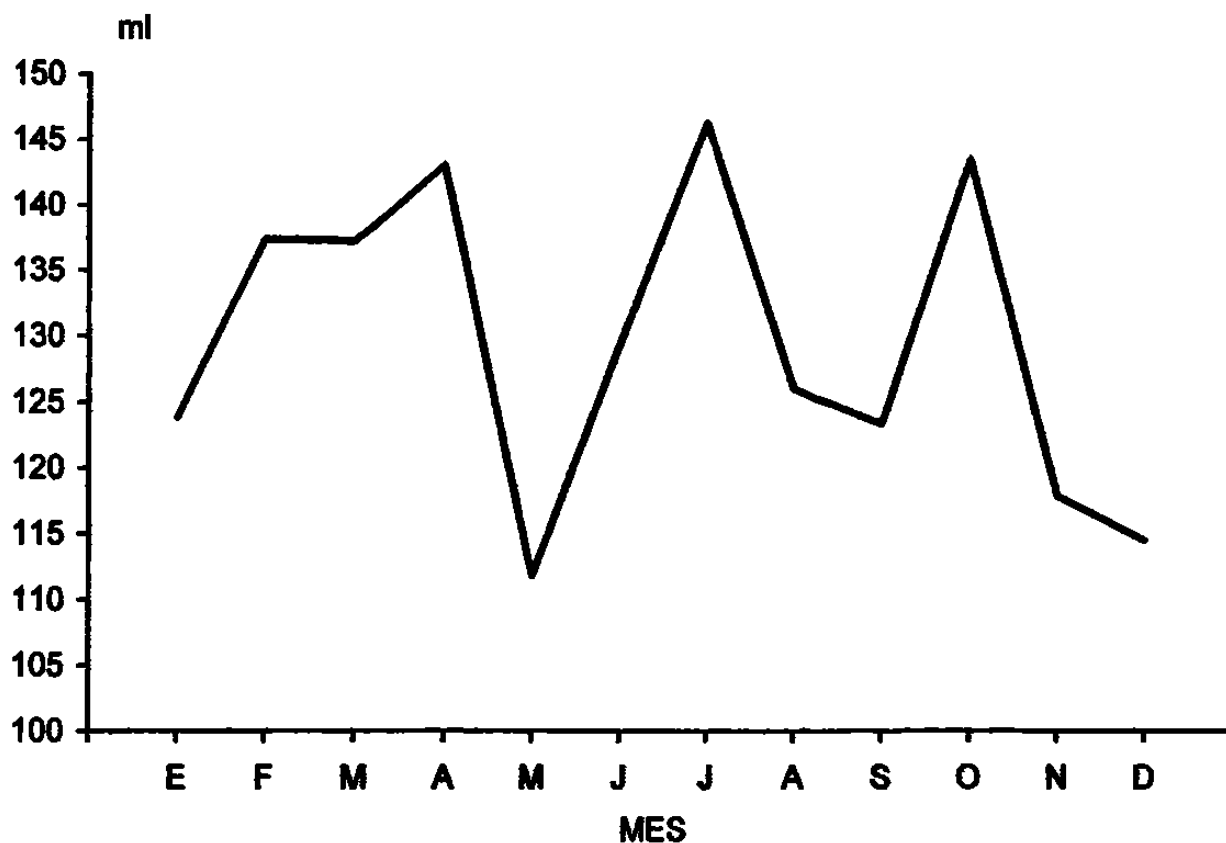


Fig 2. Volumen de semen promedio obtenido por eyaculado.

### 4.1.2 Color

Durante el año se obtuvieron un total de 272 eyaculados de los 6 verracos evaluados. De ellos, el color blanco normal fue constante durante todo el año. Las tonalidades predominantes fueron lechoso, lechoso - cremoso, y claro. En los meses de diciembre a enero, en un semental que sufrió un problema infeccioso en el aparato reproductor, por lo cual se obtuvieron eyaculados con apariencia anormal, caracterizados por una tonalidad de gris a rosa sanguinolento o purulento.

### 4.1.3 pH

El valor pH promedio obtenido durante el año, fue de 7.4. Valores mínimos se obtuvieron en julio y diciembre (7.1 y 7.2,  $P < 0.01$ , respectivamente). Valores altos de pH se registraron en marzo, abril y octubre con valores entre 7.7 y 7.5,  $P < 0.01$ , respectivamente (Fig. 3).

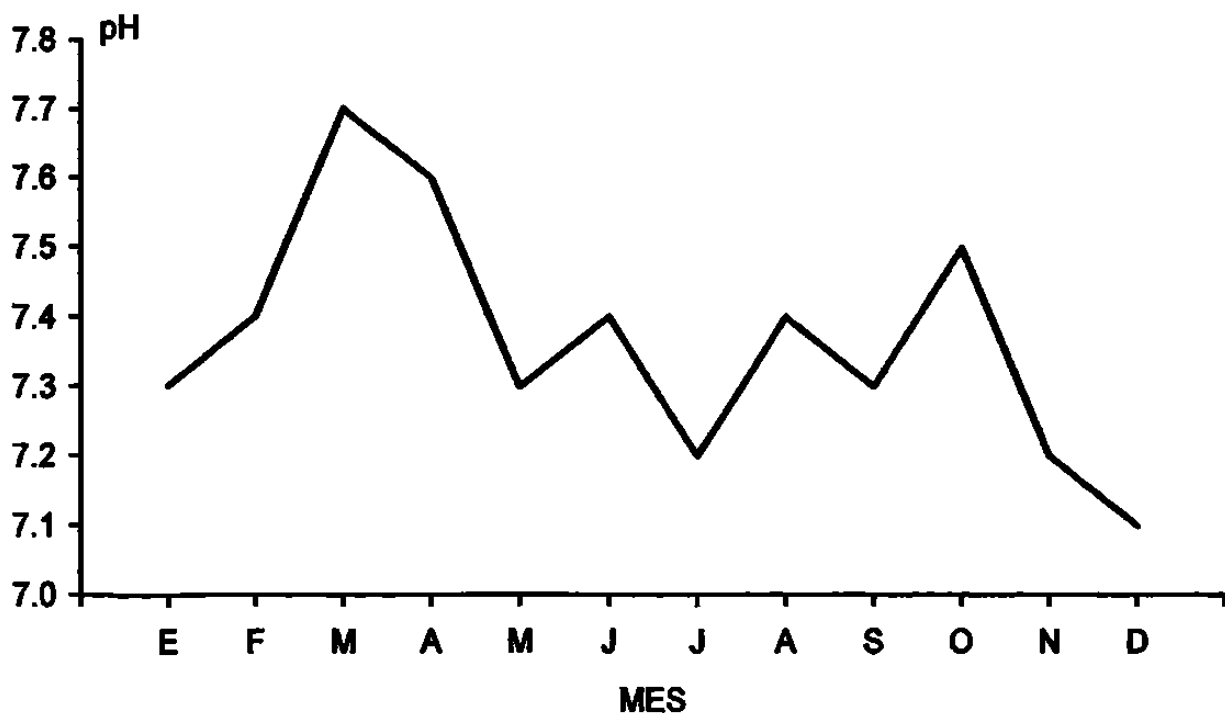


Fig 3. pH promedio del semen por mes.

#### **4.1.4 Temperatura**

Se registraron 3 datos de temperatura al momento de realizar las evaluaciones. La temperatura ambiental anual registró valores mínimos promedio entre 14 y 19°C en los meses de diciembre a febrero. Los valores máximos de temperatura ambiental se registraron durante los meses de junio a agosto, con temperaturas de aproximadamente entre 31.2 y 30.8°C (Fig. 4).

La temperatura rectal del semental, medida inmediatamente antes de la extracción, fue muy constante a través del año (38.0°C). Solamente en el mes de junio se registró una temperatura rectal promedio alta de 38.9°C ( $P < 0.01$ ), (Fig. 4).

La temperatura del semen fue, en promedio, 1.6°C menor ( $P < 0.01$ ) a la temperatura rectal. Durante la mayor parte del año, la temperatura del semen fue constante entre 36.0 y 37.6°C. Sin embargo, en diciembre y enero la temperatura seminal se redujo a valores entre 34.5 y 37°C (Fig. 4).

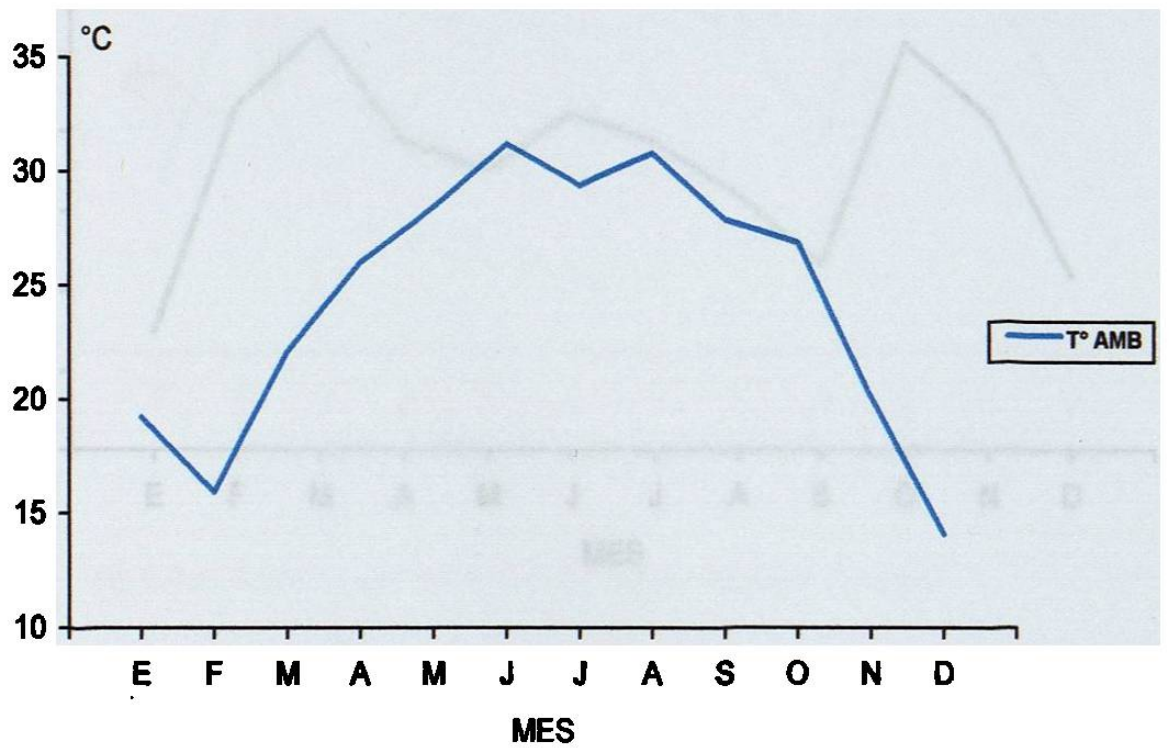
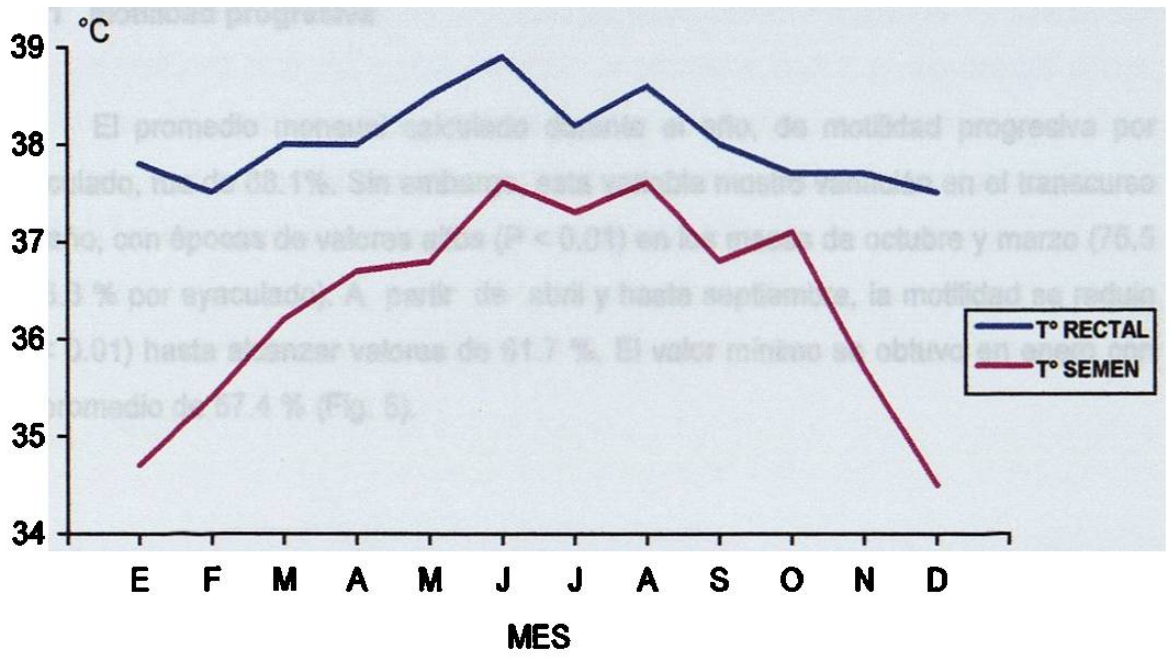


Fig 4. Temperatura del semen, rectal y ambiental promedio obtenida por mes.

## 4.2 Características microscópicas

### 4.2.1 Motilidad progresiva

El promedio mensual calculado durante el año, de motilidad progresiva por eyaculado, fue de 68.1%. Sin embargo, esta variable mostró variación en el transcurso del año, con épocas de valores altos ( $P < 0.01$ ) en los meses de octubre y marzo (75.5 a 76.3 % por eyaculado). A partir de abril y hasta septiembre, la motilidad se redujo ( $P < 0.01$ ) hasta alcanzar valores de 61.7 %. El valor mínimo se obtuvo en enero con un promedio de 57.4 % (Fig. 5).

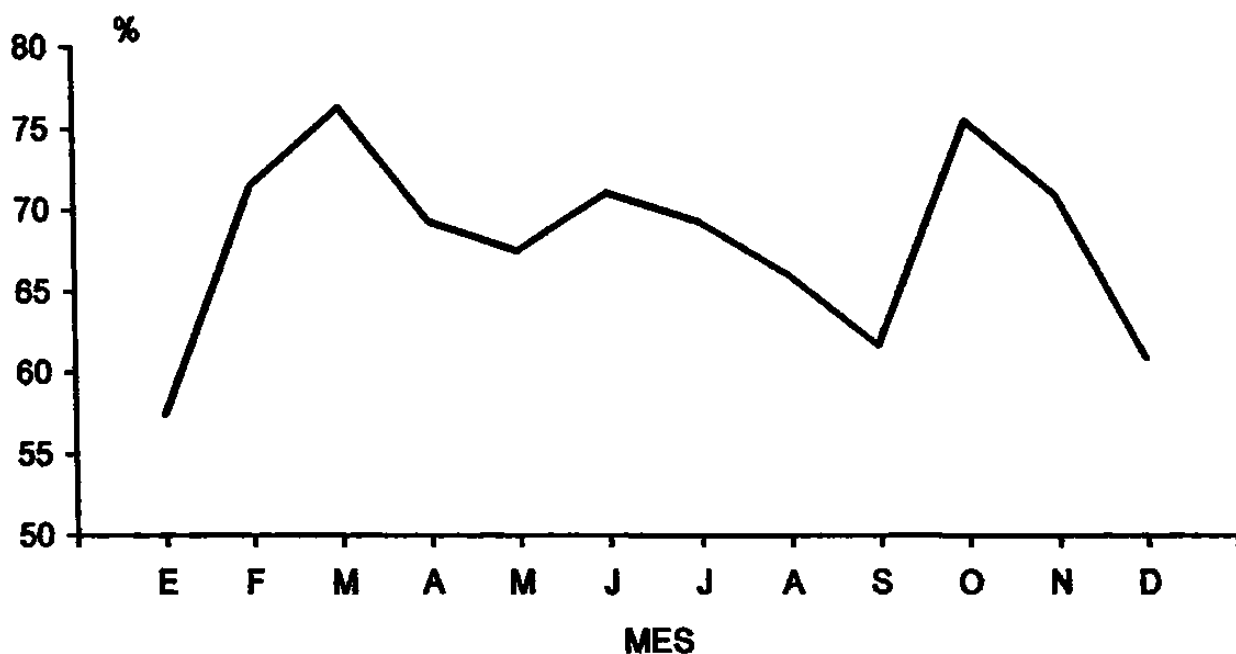


Fig 5. Motilidad promedio por mes.

#### 4.2.2 Movimiento masal

Los valores obtenidos de esta característica fueron calculados en función del valor de motilidad progresiva, obteniéndose un promedio de 2.9 de movimiento masal. Los valores más altos ( $P < 0.01$ ) se registraron en los meses de octubre y marzo (3.6 y 3.8, respectivamente). Los promedios mínimos ( $P < 0.01$ ) obtenidos fueron de 2.2, 2.4 y 2.5 en los meses de enero, septiembre y diciembre (Fig. 6).

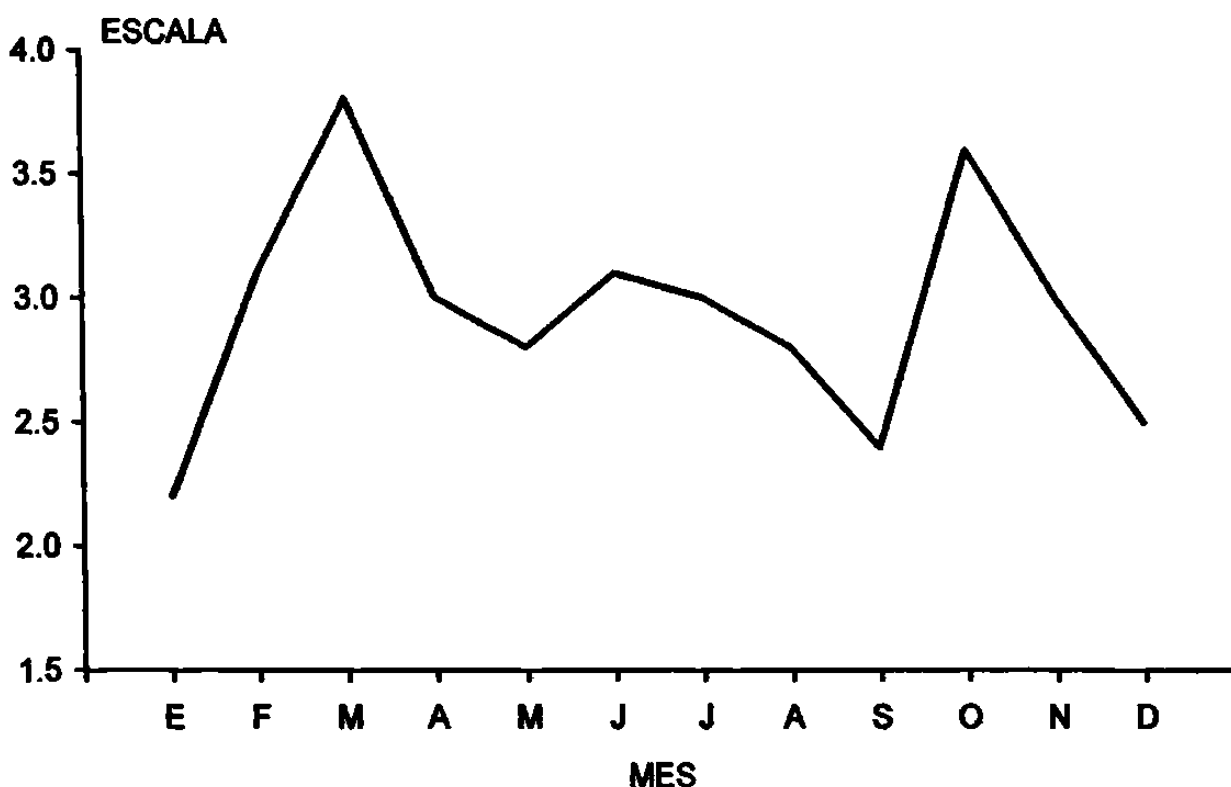


Fig 6. Movimiento masal promedio del espermatozoide por mes.

### 4.2.3 Concentración espermática

El promedio mensual calculado fue de  $49.3 \times 10^7$  células espermáticas/ml del eyaculado. Esta variable mostró una variación característica a través del año, con épocas de valores altos ( $54.2 - 58.7 \times 10^7$  células/ml) durante los meses de febrero a mayo y durante noviembre ( $P = 0.056$ ). A partir de mayo y de noviembre, la concentración espermática se redujo hasta alcanzar valores mínimos ( $P = 0.056$ ;  $37 - 39 \times 10^7$  células/ml) en los meses de agosto y enero, respectivamente (Fig. 7).

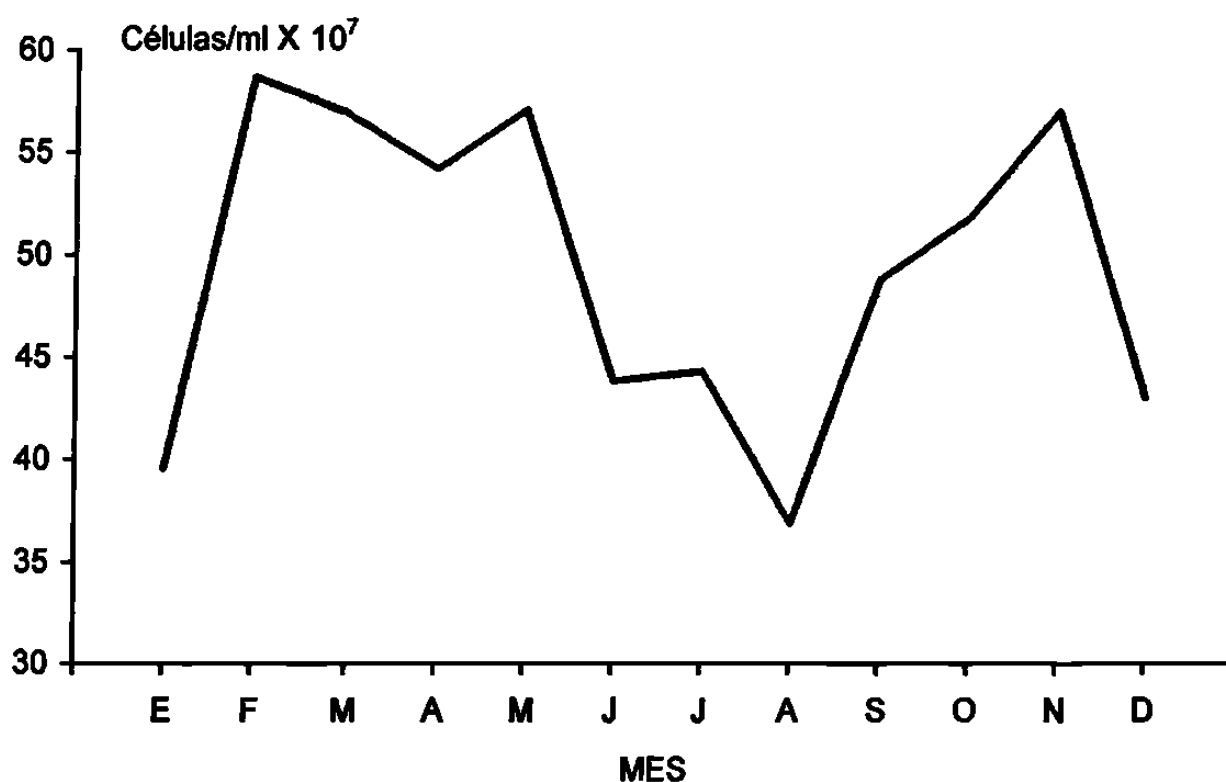


Fig 7. Concentración de células espermáticas promedio por mes.

#### 4.2.4 Morfología

Se registraron 3 datos de anomalías (primarias, secundarias y totales) después de realizar la tinción de las células espermáticas. La suma de anomalías primarias y anomalías secundarias, se registró como anomalías totales, cuyo promedio anual fue de 11.8%. Los valores mínimos de 6.0 a 9.2 % se registraron de noviembre a marzo ( $P < 0.01$ ), y valores máximos (entre 11.8 y 17.8%) se encontraron en los meses de abril a octubre ( $P < 0.01$ ; Fig. 8).

El porcentaje de anomalías primarias promedio fue de 2.3%, registrando valores mínimos entre 0.9 y 1.5 % en los meses de diciembre a abril. Los valores máximos de anomalías primarias se obtuvieron durante los meses de mayo, agosto y septiembre con promedios entre 3.2 y 4.1% (Fig. 8). El promedio de anomalías secundarias medidas fue de 9.4%, obteniendo los valores mínimos de 6.0 a 7.2 % en los meses de noviembre a marzo. En los meses de abril hasta octubre se registraron los promedios más altos de anomalías secundarias (10.3 a 13.8%) (Fig. 8).

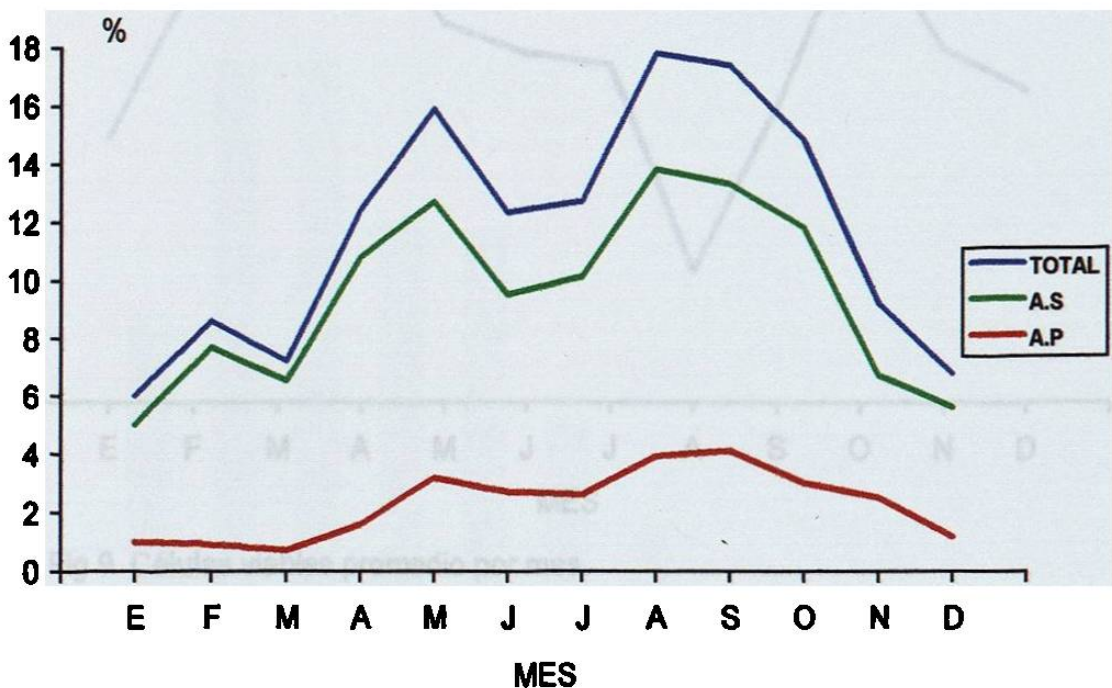


Fig 8. Promedios mensuales de anomalías primarias, secundarias y totales.



#### 4.2.5 Células viables

El promedio obtenido fue de  $36.1 \times 10^9$  de células viables por eyaculado. También esta variable mostró variación a través del año, obteniéndose valores mínimos entre  $29.3$  y  $19.6 \times 10^9$  de células viables en los meses de enero y agosto ( $P < 0.01$ ). Los promedios más altos obtenidos entre  $40.8$  a  $45.8 \times 10^9$  ( $P < 0.01$ ) de células viables/eyaculado, se alcanzaron en los meses de febrero a abril y octubre (Fig. 9).

Durante los meses de mayo hasta julio y septiembre, el número de células viables se mantuvo dentro del promedio anual (entre  $31.7$  y  $37.7 \times 10^9$ /células viables/eyaculado) (Fig. 9).

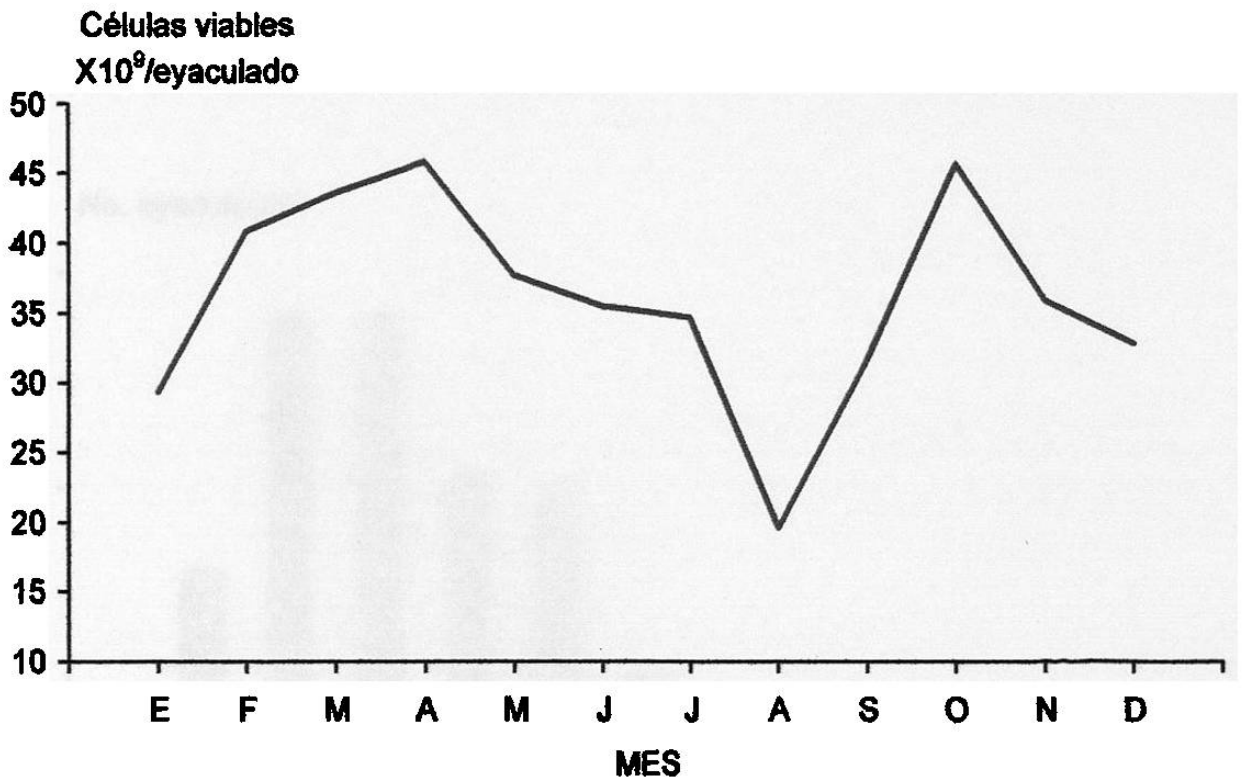


Fig 9. Células viables promedio por mes.

### 4.3 Otros datos evaluados

#### 4.3.1 Erección

La medición de esta variable comprendió las opciones buena, regular o mala. En la mayoría de las extracciones, la erección fue buena. Únicamente un verraco tuvo regular erección en 6 ocasiones.

#### 4.3.2 Hora de recolección del semen

De los 272 eyaculados evaluados, 185 se obtuvieron en un horario comprendido entre las 8:00 y 12:00 horas. De las 12:00 a 15:00 horas se evaluaron 73 eyaculados, y de las 15:00 a 19:00 horas, se llevaron a cabo un total de 14 eyaculados, como se muestra en la figura 10.

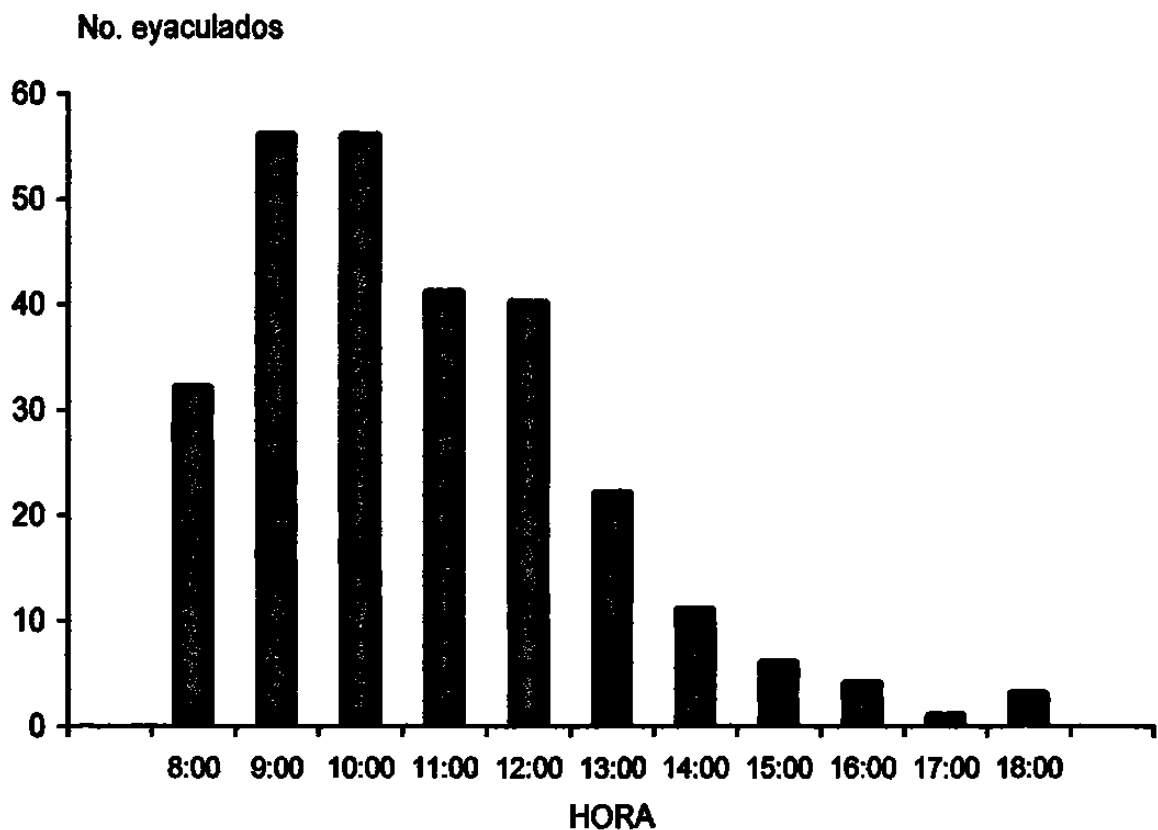


Fig 10. Hora de recolección del semen.

### 4.3.3 Tiempo empleado para la recolección

El tiempo empleado por extracción de semen, fue de entre 5 a 10 minutos en 201 eyaculados. En los 71 eyaculados restantes, se empleó un tiempo muy variable por eyaculado, comprendiendo desde 11 hasta 33 minutos (Fig. 11).

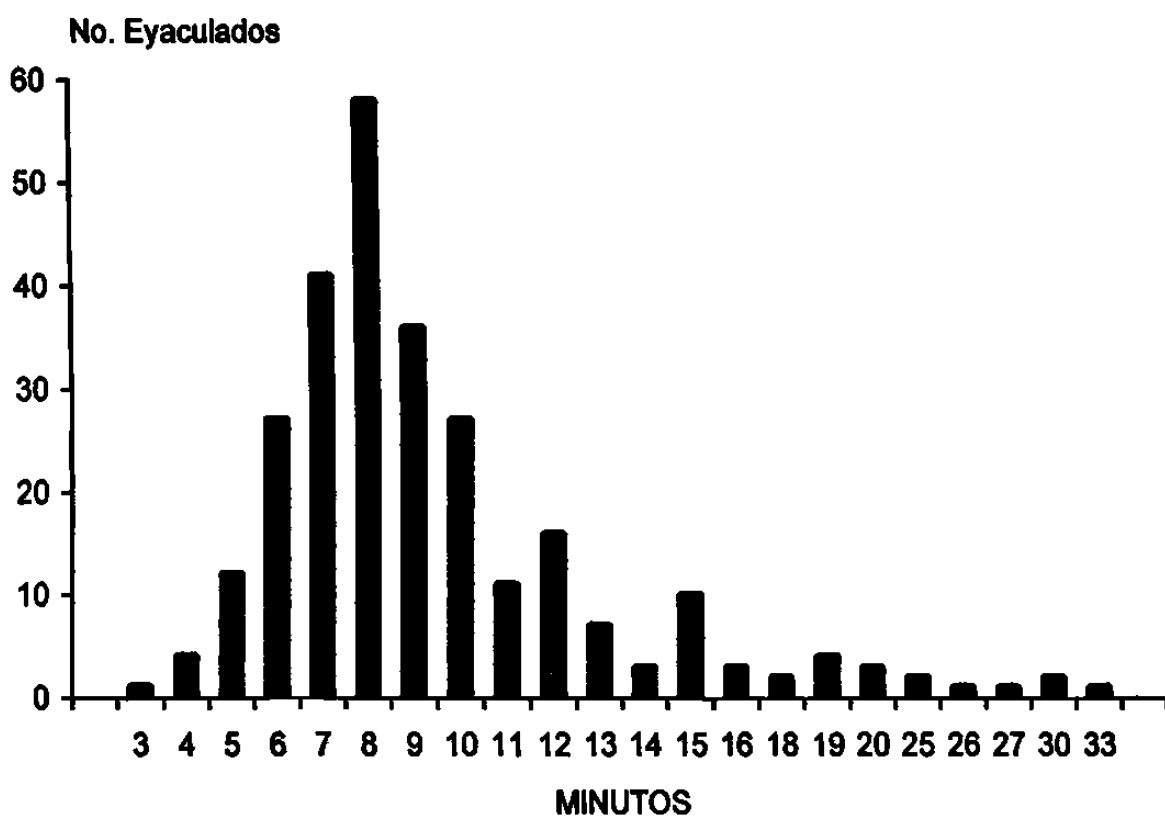


Fig 11. Tiempo empleado en la recolección del semen

#### 4.3.4 Diagnóstico reproductivo del verraco

Para esta variable, se consideró el eyaculado evaluado de cada semental como apto o no apto para la reproducción. De los 272 eyaculados evaluados, se obtuvieron 210 como aptos y 62 como no aptos para la reproducción (Fig. 12).

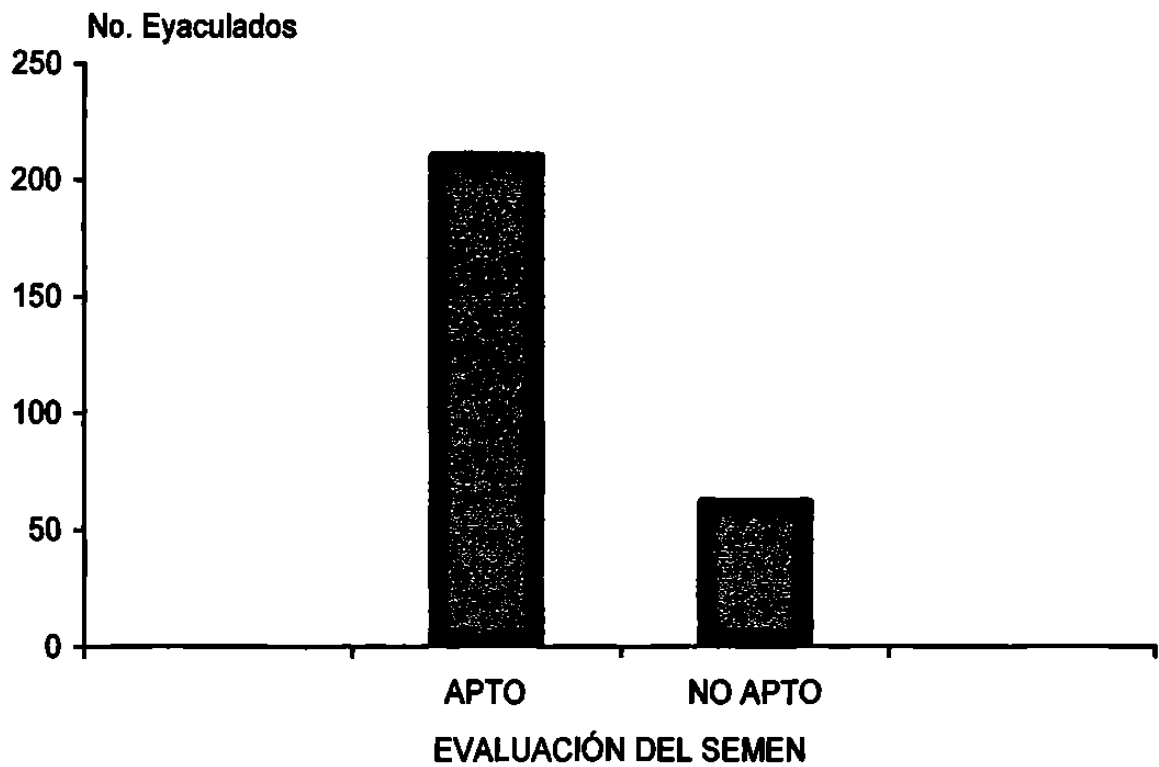


Fig 12. Diagnóstico reproductivo del verraco

### 4.3.5 Precipitación

La precipitación promedio mensual fue de 34.75 mm. (Precipitación total anual = 417 mm). Los meses con mayor cantidad de lluvia fueron mayo, septiembre y octubre (72, 97 y 67 mm, respectivamente). Los meses menos lluviosos fueron, diciembre, enero, julio y agosto (6, 0, y 3 mm, respectivamente). En los meses de noviembre y de febrero a abril, se registraron precipitaciones que alcanzaron valores de 29 a 45 mm (Fig 13).

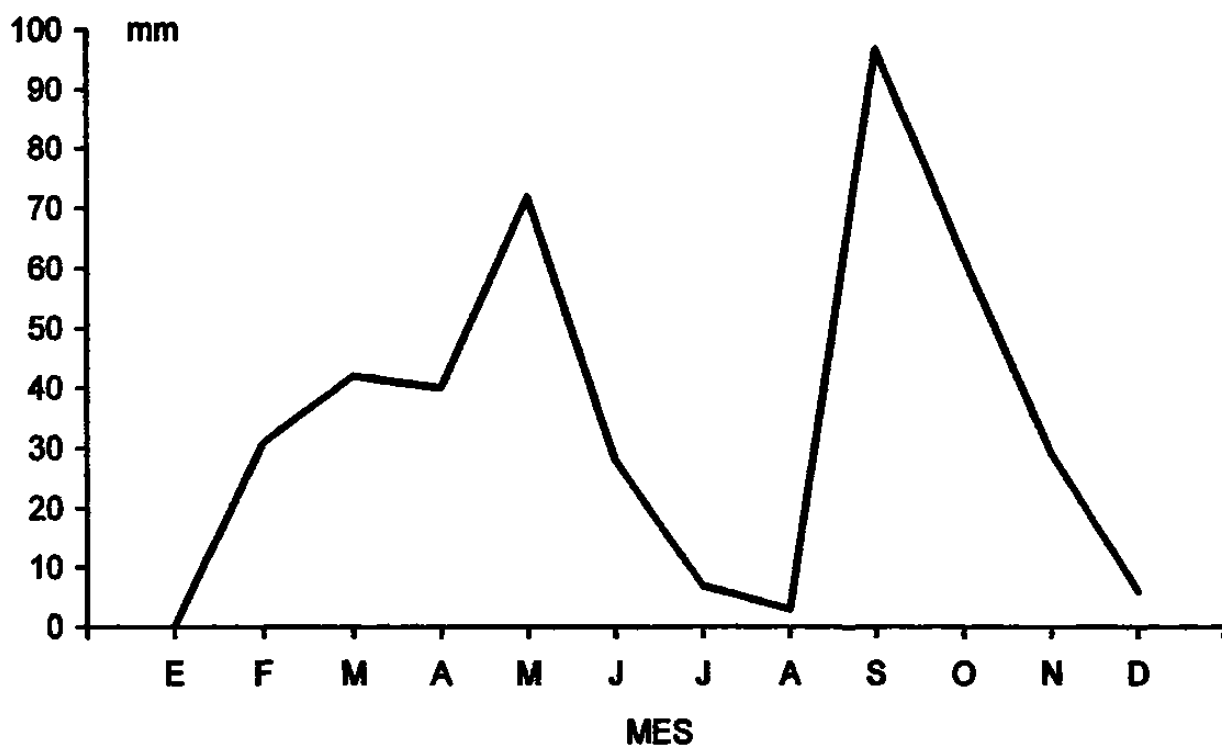


Fig 13. Precipitación promedio mensual

#### 4.4 Relación del eyaculado con parámetros reproductivos

##### 4.4.1 Tasa de fertilidad

De 95 cerdas que fueron servidas por los verracos, durante los meses de abril a diciembre de 1997, se obtuvo un promedio de 86.8% de fertilidad y un 13.2% de retorno a estro. Los resultados más altos de fertilidad (100%) se obtuvieron en los meses de mayo, agosto y octubre. Los valores más bajos se obtuvieron en julio y noviembre con 75 y 66.7% de fertilidad ( $P > 0.05$ ). El resto de los meses se mantuvieron dentro del promedio (Fig. 14).

Los valores más altos de retorno a estro (repetidoras) se alcanzaron en abril, julio y noviembre con 20, 25 y 33.3% ( $P > 0.05$ ). De junio a julio, septiembre y diciembre, se obtuvieron los valores dentro del promedio obtenido, entre 13.2 y 14.3% de retorno a estro.

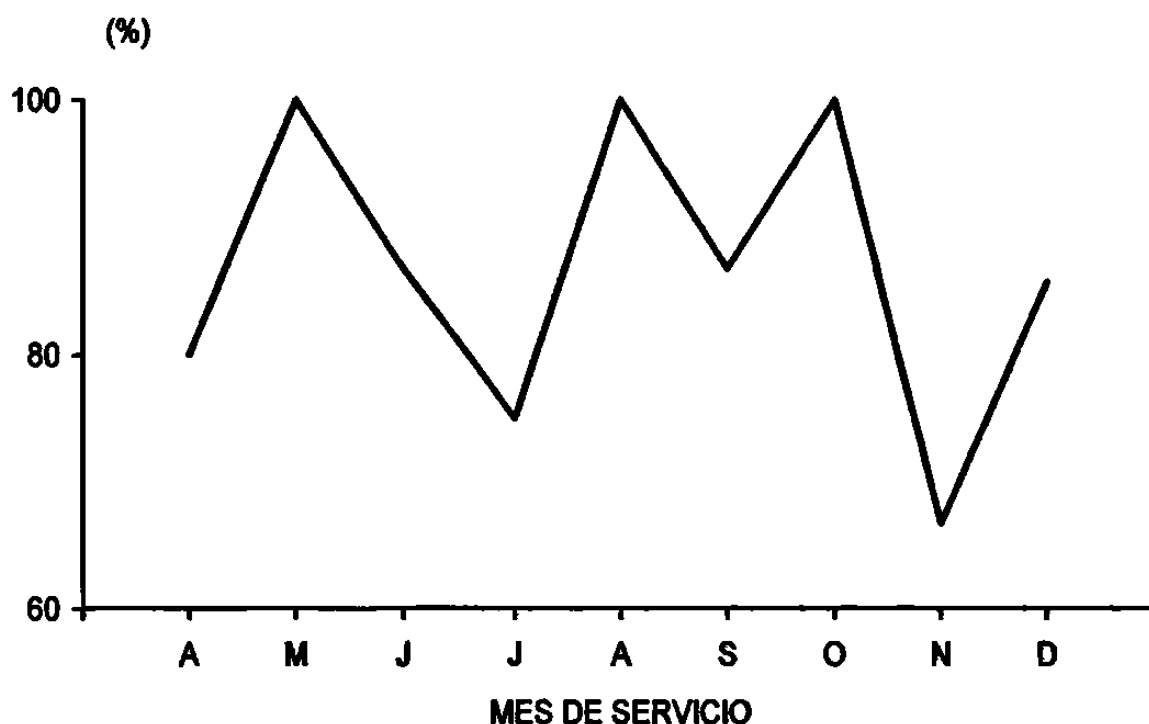


Fig. 14. Tasa de fertilidad promedio por mes.

#### 4.4.2 Tamaño de la camada

##### 4.4.2.1 Total de lechones nacidos

Se obtuvo un promedio de 11 lechones nacidos total por camada. Los valores más altos (de 11.3 a 12.5) de lechones nacidos totales, se registraron en los partos de las cerdas servidas en los meses de mayo, julio, agosto y noviembre; sin embargo, no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre fechas de muestreo ( $P > 0.05$ ). Las cerdas montadas en los meses de junio y de octubre obtuvieron 8.8 a 10 lechones nacidos totales (Fig. 15).



Fig. 15. Lechones nacidos total y vivos por camada.

##### 4.4.2.2 Lechones nacidos vivos

Se registró un promedio de 9.6 lechones nacidos vivos por camada. A pesar de no encontrarse diferencias estadísticas significativas ( $P > 0.05$ ) entre las fechas de muestreo para esta variable, en los servicios ó montas realizados en meses de abril a mayo, de julio a noviembre y diciembre, se obtuvo el mayor número de lechones nacidos vivos, con valores entre 9.2 y 11.2. Los valores mínimos se obtuvieron cuando el servicio se realizó en junio y noviembre con 7.7 y 8.9 lechones nacidos vivos, respectivamente (Fig.15).

#### 4.4.2.3 Lechones nacidos muertos

De esta variable se obtuvo un promedio de 1.4 lechones nacidos muertos por camada. Aunque no se encontró diferencia estadística significativa ( $P > 0.05$ ), los valores más altos se obtuvieron en los partos de las cerdas servidas en los meses de julio a agosto y noviembre con valores de 2.4, 2.2 y 2.3. Los promedios más bajos se obtuvieron en los servicios de los meses de abril a junio, septiembre y octubre, registrando valores entre 0.7 y 1.1 lechones nacidos muertos (Fig. 16).



Fig. 16. Lechones nacidos muertos y momificados.

#### 4.4.2.4 Lechones momificados

De esta característica solo se obtuvieron dos valores. El primero de 0.2 en mayo y 0.1 en noviembre de lechones momificados, respectivamente. En total, se obtuvo un promedio de 0.03 de lechones momificados (Fig. 16), sin haber diferencia estadística ( $P > 0.05$ ).



#### **4.4.2.5 Relación de células viables y número de lechones nacidos**

En la figura 17 se muestran las gráficas del número de células viables por eyaculado y del número de lechones nacidos por camada de las cerdas servidas entre abril y diciembre. Los valores de las células viables por eyaculado, están en el rango de 20 a 46 X 10<sup>9</sup> por eyaculado. Para la característica total de lechones nacidos (LNT), los valores mínimos y máximos fueron 8.8 y 12.5. Una primera impresión de la relación entre ambas líneas no muestra ninguna relación aparente (Figura 17 superior), ya que durante agosto se registraron promedios mínimos de calidad seminal (agosto = 19.6 X 10<sup>9</sup> células viables por eyaculado), y los valores máximos del total de lechones nacidos (julio = 12.5 lechones). En la gráfica inferior de la figura 17, la línea punteada de color rojo muestra el tamaño de camada de las cerdas, graficada respectivamente un mes anterior al de la parte superior de la figura 17, por lo que el valor correspondiente de la línea azul representa la calidad seminal evaluada el mes anterior a la cubrición de la cerda. De esa forma se reconoce un desarrollo paralelo de ambas líneas en mayor cantidad de meses que en la parte superior de la figura 17.

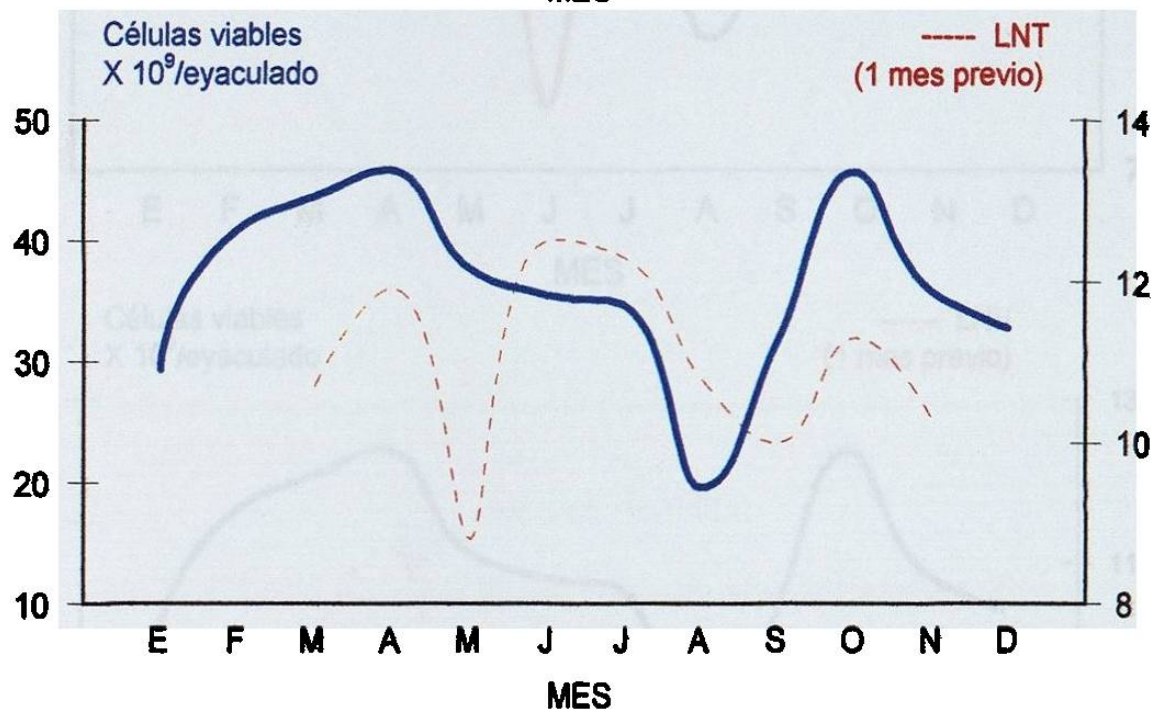
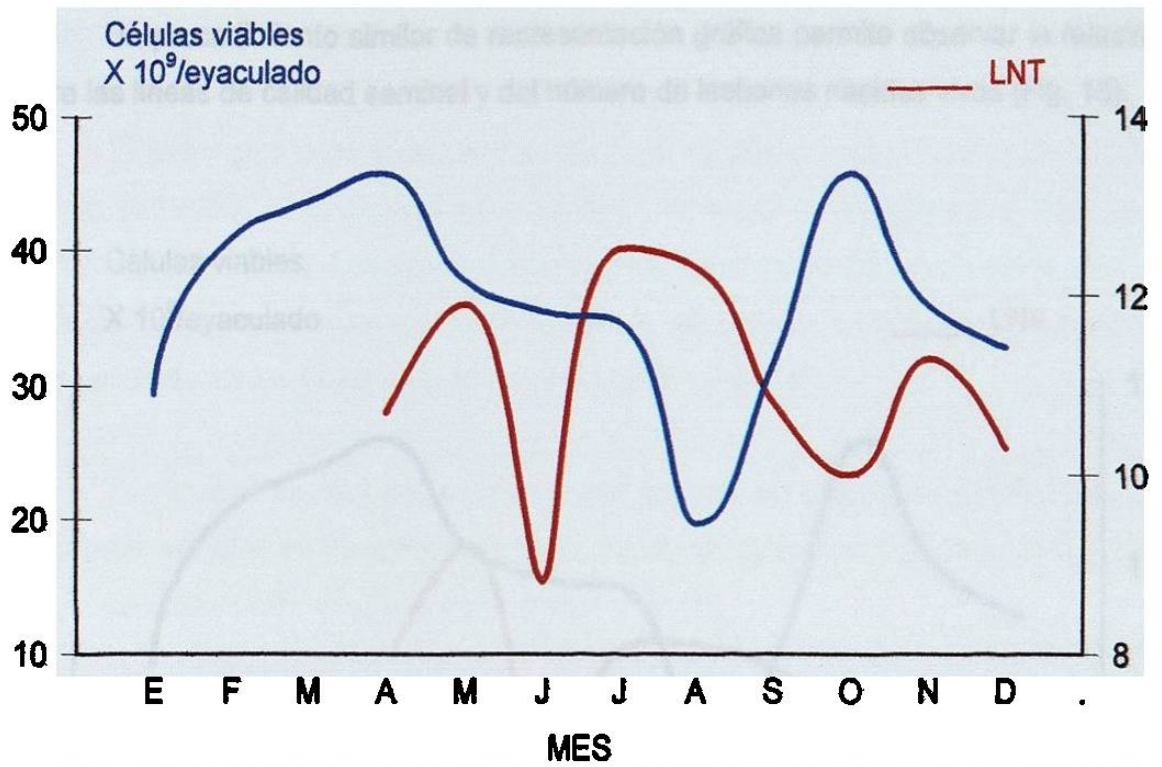


Fig. 17. Células viables y número de lechones

Un procedimiento similar de representación gráfica permite observar la relación entre las líneas de calidad seminal y del número de lechones nacidos vivos (Fig. 18).

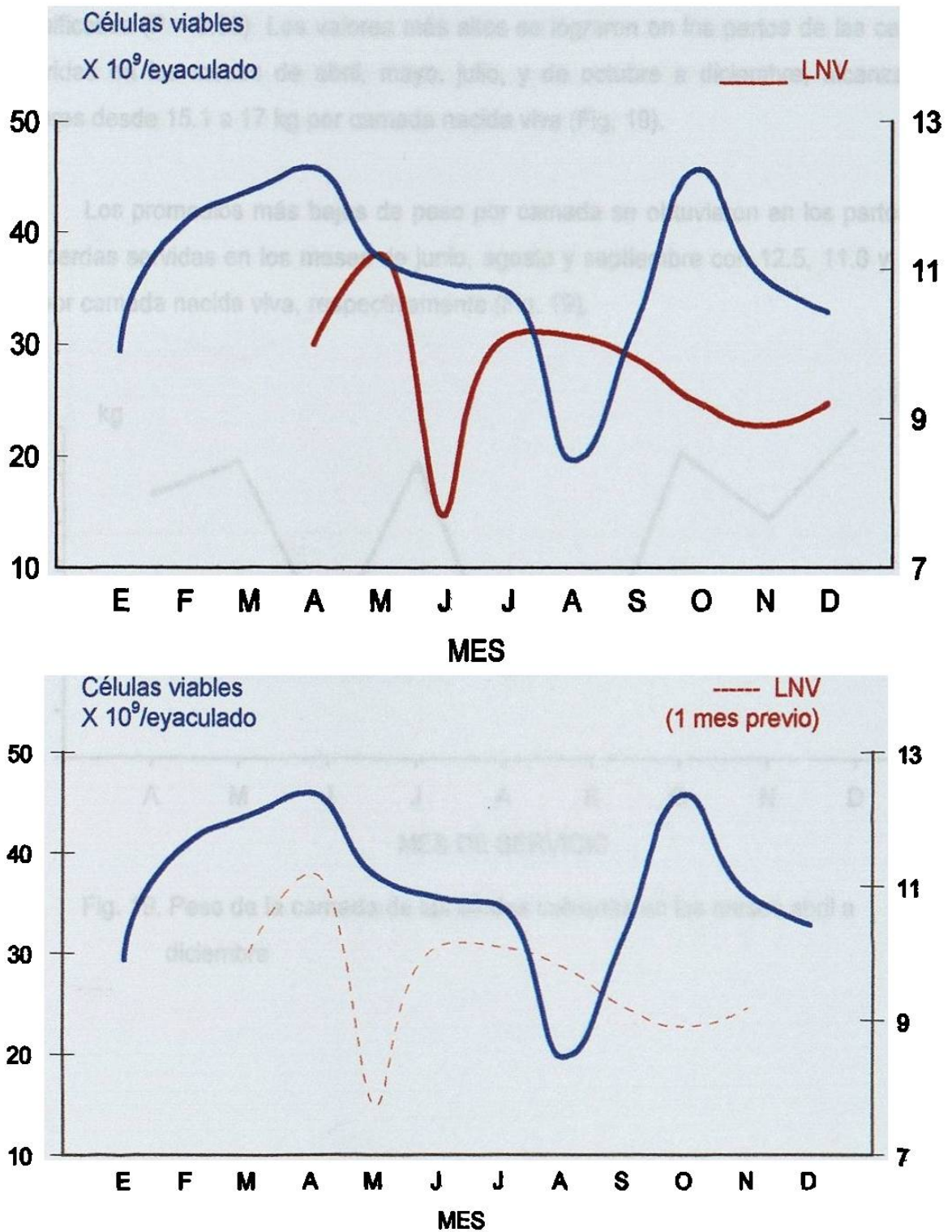


Fig. 18. Células viables y número de lechones nacidos vivos

#### 4.4.3 Peso de la camada

El peso promedio mensual fue de 14.8 kg por camada. Esta característica mostró variación a través del año, aunque no se observó diferencia estadística significativa ( $P > 0.05$ ). Los valores más altos se lograron en los partos de las cerdas servidas en los meses de abril, mayo, julio, y de octubre a diciembre, alcanzando valores desde 15.1 a 17 kg por camada nacida viva (Fig. 19).

Los promedios más bajos de peso por camada se obtuvieron en los partos de las cerdas servidas en los meses de junio, agosto y septiembre con 12.5, 11.8 y 11.9 kg por camada nacida viva, respectivamente (Fig. 19).

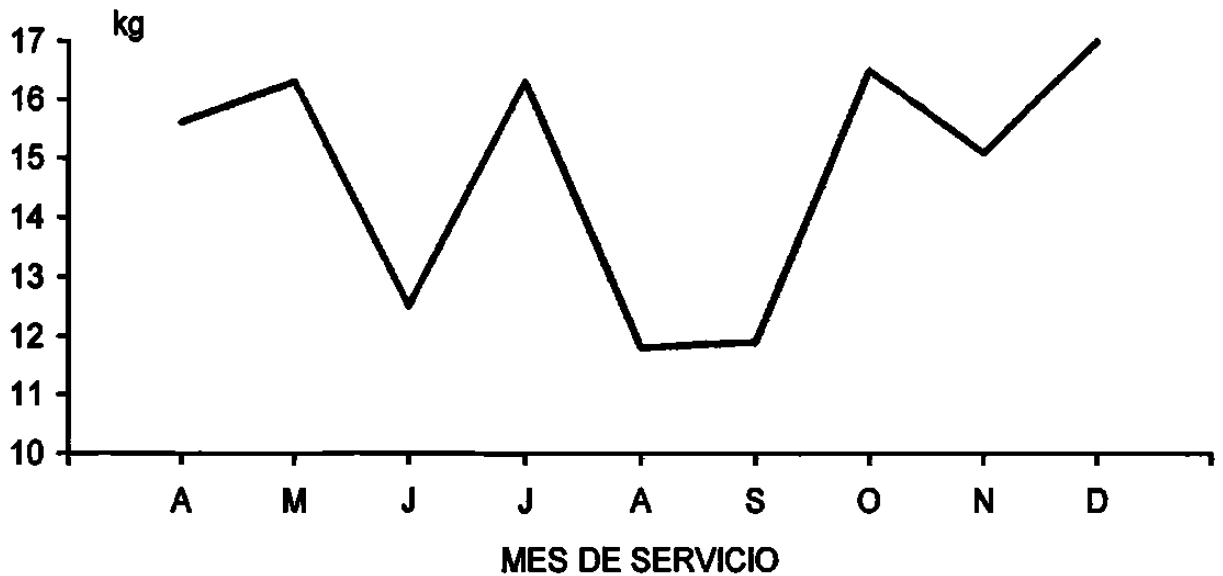


Fig. 19. Peso de la camada de las cerdas cubiertas en los meses abril a diciembre

#### 4.4.4 Peso promedio por lechón nacido vivo

El promedio obtenido fue de 1.7 kg por lechón nacido vivo. Tendencialmente ( $P > 0.05$ ) se registraron los valores máximos en los partos de las cerdas servidas en junio y de septiembre a diciembre, con valores de 1.8 a 2 kg por lechón nacido vivo (Fig. 19). Los valores mínimos ( $P > 0.05$ ) se obtuvieron en los lechones nacidos de cerdas servidas en agosto (Fig. 20).



Fig. 20. Peso promedio del lechón

## **5. DISCUSIÓN**

En el presente trabajo se determinó la calidad de semen porcino durante el año. Las mediciones de características macroscópicas y microscópicas del semen fueron realizadas semanalmente en un total anual de 272 eyaculados de seis sementales porcinos pertenecientes a dos granjas experimentales de la Facultad de Agronomía de la UANL. Estudios semejantes han sido publicados por Navratil *et al.*, (1981), Hiroaki *et al.*, (1991), Gerfen *et al.*, (1993) y Louis *et al.*, (1994a,b). Los estudios comprendieron, por ejemplo, los cambios estacionales utilizando microclima en cobertizo, características entre verracos Chinos y Americanos, consumo de energía y proteína en diferentes niveles, aplicación de testosterona durante temperatura alta y su efecto en el comportamiento reproductivo en la tasa de concepción y tamaño de la camada. Todo esto, con el objetivo de evaluar las características del semen, para determinar su calidad y viabilidad, en un tiempo no mayor de seis meses.

En forma paralela a la evaluación del semen, en el presente trabajo se registraron parámetros reproductivos de las cerdas servidas por los verracos cuyo semen fue evaluado en los meses de abril hasta diciembre. Con esto se pretendía obtener información sobre las repercusiones en la producción de lechones bajo un sistema de monta natural, originadas por variación en la calidad seminal. La hipótesis de trabajo supone que la variación en la tasa de producción de lechones bajo sistemas de monta natural resulta del comportamiento estacional de factores reproductivos tanto del semental como de la cerda, tal y como lo reporta Weiler (1987).

## **5.1 Características macroscópicas del semen**

El volumen seminal promedio registrado en el presente trabajo, 129.6 ml por eyaculado, coincide con los datos reportados por Malmgren y Larson , (1984); Hiroaki *et al.*, (1991) y por Xu *et al.*, (1996b). Sin embargo, otros autores como Gerfen *et al.*, (1993), y Louis *et al.*, (1994a), reportan volúmenes en el rango de 165 a 265 ml por eyaculado. Probablemente la raza de los sementales utilizados explique tales diferencias, tal y como lo argumentan Colenbrander y Kemp (1990).

De acuerdo a algunos autores, los sementales de razas Landrace y Yorkshire producen eyaculados con mayor volumen (170 a 370 ml) que los de otras razas (70 a 230 ml) (Trudeau y Sanford, 1986; Gerfen *et al.*, 1993). En el presente trabajo se utilizaron dos sementales de razas blancas Landrace y Yorkshire, y cuatro sementales pertenecientes a grupos raciales definidos como Duroc y Hampshire. La variación estacional del volumen seminal reportada por Navratil *et al.*, (1981), así como por Hiroaki *et al.*, (1991), concuerda respecto a la disminución de este parámetro registrada en los meses de agosto a septiembre en el presente estudio. Sin embargo, los autores mencionados, reportaron valores altos de volumen seminal en los meses de noviembre y diciembre, en los cuales se obtuvieron valores muy bajos en el presente estudio de 115 a 120 ml por eyaculado. Una posible causa de este volumen seminal reducido fue la mayor proporción de servicios de monta natural registrados por los sementales Duroc y Hampshire durante los meses de noviembre y diciembre, y la poca actividad reproductiva de los sementales de razas blancas registrada durante noviembre y diciembre en el presente trabajo. De acuerdo a Weiler (1987), el volumen seminal se reduce cuando el intervalo entre eyaculados es muy corto (1 a 2 días).

El color del semen obtenido fue blanco, con sus diferentes tonalidades, lo cual coincide con el color reportado por Hacker *et al.*, (1994) y por Louis *et al.*, (1994a). Actualmente no se tienen reportes de alguna variación del color, a menos que el verraco haya sufrido algún problema patológico del aparato reproductor (Colenbrander y Kemp, 1990).

El valor pH promedio obtenido en el presente trabajo (7.4), coincide con el valor reportado por Trudeau y Sanford (1986) y de Takada *et al.*, (1994). Sin embargo, Gerfen *et al.*, (1993), reportaron un valor pH de 7.7, el cual concuerda con el valor más alto obtenido en el mes de marzo en este estudio. Podzo y Varadin (1983), reportaron valores de pH de 7.2 a 7.4 en verano y 7.0 a 7.4 en invierno, observándose una tendencia similar en el presente trabajo. Trudeau y Sanford (1986), reportaron variación de pH seminal durante un año, con valores mínimos de 7.3 y 7.5 los cuales se encuentran dentro de los valores obtenidos en el presente estudio.

La temperatura del semen fue constante entre 35 y 37°C, coincidiendo con los datos reportados por Rodríguez y Rigau (1995) y por Xu *et al.*, (1996b). La temperatura del semen fue en promedio 1.6°C menor que la temperatura rectal, valor similar a lo reportado por Hafez (1996), y Bearden y Fuquay (1997), quienes mencionan que la temperatura del semen es en promedio 1°C menor que la rectal.

## **5.2. Características microscópicas del semen**

El promedio anual calculado de motilidad progresiva por eyaculado fue de 68.1%, dato que coincide al reportado por Malmgren *et al.*, (1984). Podzo y Varadin (1983), reportan valores de motilidad progresiva de 60 a 85% en invierno. Trudeau y Sanford (1986), reportaron variaciones de motilidad mensuales durante un año, con rangos de 64 a 68% de motilidad progresiva en los meses de enero a mayo y de 70 a 75% de motilidad progresiva en los meses de junio a octubre. En el presente trabajo se obtuvieron valores de 57% en el mes de enero y de 75% en marzo y octubre. Durante el verano (julio, agosto y septiembre) se registró una disminución de la motilidad, relacionada probablemente con las temperaturas ambientales promedio mayores de 29°C, tal y como lo reporta Stone (1982) citado por Colenbrander y Kemp (1990).



El movimiento masal promedio calculado en el presente trabajo fue 2.9, valor que coincide con reportes de Joyal *et al.*, (1986), y Louis *et al.*, (1994a). Los valores más altos se alcanzaron en los meses de octubre y marzo (3.6 y 3.8), siendo similares a los reportados (4) por Hiroaki *et al.*, (1991). Sin embargo, Trudeau y Sanford (1986), reportaron un movimiento masal mínimo de 3 en octubre y de 2 en marzo. Trudeau y Sanford (1986), reportaron un movimiento masal de 3 para septiembre y diciembre, siendo menores los valores obtenidos en el presente estudio (2.4 a 2.5) para tales meses.

La concentración promedio de  $49.3 \times 10^7$  células espermáticas por ml, registrada en el presente trabajo, coincide con lo reportado por Joyal *et al.*, (1986) y es mayor al obtenido por Trudeau y Sanford (1986), de  $32 \times 10^7$  células espermáticas. Sin embargo, Bonet *et al.*, (1993), Gerfen *et al.*, (1993) y Rodríguez y Rigau (1995), reportan concentraciones espermáticas en un rango de 70 a  $118 \times 10^7$  células espermáticas por ml. Los valores máximos obtenidos en el presente trabajo fueron 51 a  $59 \times 10^7$  células espermáticas/ml en los meses de febrero a mayo y de octubre a noviembre. Estas variaciones en el número de espermatozoides pueden ser atribuidas a la temperatura. Según Stone, (1982, citado por Colenbrander y Kemp, 1990) altas temperaturas ambientales disminuyen la concentración espermática por períodos mayores cuando la producción espermática toma aproximadamente dos meses. Resultados similares se obtuvieron en el presente trabajo, ya que cuando las temperaturas se incrementaron hasta  $30^{\circ}\text{C}$ , disminuyó la concentración espermática en el eyaculado. Otro factor que influye en la concentración espermática son las horas luz. De acuerdo con Trudeau y Sanford, (1986), y Weiler, (1987), a mayor cantidad horas luz, se reduce el número de espermatozoides en el eyaculado. Esto concuerda con los datos obtenidos, ya que la menor concentración espermática se obtuvo en los meses con mayor cantidad de horas luz. Los valores máximos obtenidos en el presente trabajo fueron 51 a  $59 \times 10^7$  células espermáticas por ml en los meses de febrero a mayo y de octubre a noviembre.

Trudeau y Sanford (1986) y Hiroaki *et al.*, (1991), registraron una reducción de la concentración espermática, de 39 a 18 X 10<sup>7</sup> y de 51 a 43 X 10<sup>7</sup> células espermáticas por ml, respectivamente, en los meses de junio a septiembre. Disminución similar de 57 a 37 X 10<sup>7</sup> células espermáticas por ml se observó en el presente trabajo de mayo a agosto. A partir de octubre a noviembre, Trudeau y Sanford (1986) y Hiroaki *et al.*, (1991), obtuvieron un incremento de 25 a 28 X 10<sup>7</sup> y de 53 a 62 X 10<sup>7</sup> células espermáticas por ml. Este aumento en el número de células espermáticas por ml, también se obtuvo en el presente trabajo, 52 a 57 X 10<sup>7</sup>, en los mismos meses. Aunque existen diferencias en el número de células espermáticas/ml del presente trabajo, comparado con el número reportado por Trudeau y Sanford (1986) y Hiroaki *et al.*, (1991), se observa un desarrollo similar de la variación de concentración espermática a través del año, con reducción de calidad seminal durante el verano, y aumento de la misma durante el otoño.

El promedio anual de anomalías registrado en el presente trabajo, 11.8% es similar al reportado por Malmgren *et al.*, (1984), Heitman y Cockrell (1984). Los valores mínimos de 6 a 9.2% obtenidos en el presente trabajo durante el invierno, coinciden con los reportados por Navratil *et al.*, (1981), en primavera verano y otoño, y de Rodríguez y Rigau (1995). Sin embargo, Bonet y Bris (1993), reportan porcentajes de 1 a 2% de células anormales.

Un valor muy alto de anomalías, reportado por Conlon y Kennedy (1978), de 27% de células anormales, es muy superior al promedio máximo obtenido en este estudio que fue 17.8% de células anormales. Tal y como lo reportan Colenbrander y Kemp (1990), a partir de temperaturas de 29°C, se ocasiona un aumento en el número de células anormales. Esto coincide con la mayor incidencia de anomalías registradas en el presente trabajo durante los meses de mayo a octubre, cuando las temperaturas alcanzaron valores de 37 a 39°C en promedio.

Para caracterizar la calidad del semen se escogió el parámetro de células viables por eyaculado, ya que para su cálculo se utilizan los datos de volumen, concentración espermática, motilidad y anomalías, tal y como lo mencionan Berden y Fuquay (1997). El promedio general de células viables por eyaculado reportada en el presente trabajo de  $36 \times 10^9$  células viables por eyaculado, es similar a los valores publicados por Navratil *et al.*, (1981), Malmgren *et al.*, (1984), Hacker *et al.*, (1994), de 37 a  $39 \times 10^9$  células viables por eyaculado. Otros autores han reportado 70 a  $92 \times 10^9$  células viables/eyaculado, Trudeau y Sanford (1986), Bearden y Fuquay (1997).

Los promedios máximos se obtuvieron en los meses de febrero a abril y octubre de 41 a 49 y  $46 \times 10^9$  células viables por eyaculado, respectivamente. Trudeau y Sanford (1986), registraron los valores máximos de  $110 \times 10^9$  células viables por eyaculado, en los meses de febrero y marzo. A partir de noviembre a enero se obtuvo una disminución de 36 a  $29 \times 10^9$  células espermáticas por eyaculado en el presente trabajo. Sin embargo, Trudeau y Sanford, obtuvieron un aumento de 83 a  $112 \times 10^9$  células viables por eyaculado, en los mismos meses.

En el presente estudio, se registró una disminución de células viables por eyaculado de 38 a  $20 \times 10^9$ , en los meses de mayo a septiembre. Navratil *et al.*, (1981) y Trudeau y Sanford (1986), obtuvieron una disminución de células viables por eyaculado, en los meses de mayo hasta octubre de 40 a  $36 \times 10^9$  y de 95 a  $70 \times 10^9$  células viables por eyaculado, respectivamente. Este cambio en la calidad seminal a través del año puede ser debido a varios factores, tales como fotoperíodo, temperatura, precipitación y frecuencia de colección.

Las altas temperaturas ambientales disminuyen la producción y motilidad espermática, y provocan un incremento en el número de espermatozoides anormales (Larsson y Einarsson, 1984). Además, verracos estresados por calor tienen una mayor proporción de proteínas básicas parecidas a la albúmina en el plasma seminal, lo cual hace más susceptibles a los espermatozoides al enfriamiento (Colenbrander y Kemp, 1990). Esto concuerda con un menor número de células viables por eyaculado obtenido en el presente trabajo, en los meses con temperaturas altas.

### **5.3 Otros datos evaluados**

#### **5.3.1 Erección del pene**

La erección del pene durante la extracción del semen, fue buena en la mayoría de las ocasiones, lo cual concuerda con reportes de Hacker *et al.*, (1994). Louis *et al.*, (1994a,b), reportan que la libido y la erección pueden ser afectadas por una disminución de energía y proteína en la dieta de menos de 3.3 Mcal/kg y de 7.3 % de proteína cruda por día. En el presente estudio esto no parece ser el caso, ya que los sementales consumieron normalmente 2 kg de alimento con 3.15 Mcal EM/kg y 14% de proteína cruda.

#### **5.3.2 Hora de recolección**

La recolección se realizó en un 68% de las veces entre 8 y 12 de la mañana. De 12 a 15 horas se realizaron 27% y de 15 a 19 horas 5% de las extracciones. Kemp (1991), Conejo (1991). Bearden y Fuquay (1997), recomiendan realizar las extracciones en las horas más frescas de la mañana. En el presente estudio, 15% de las extracciones de semen se realizaron en horas con alta temperatura (mayor de 19°C), lo cual pudo haber influido en algunos parámetros de calidad seminal (Colenbrander y Kemp, 1990).

#### **5.3.3 Tiempo de extracción**

El tiempo empleado para la extracción de semen normalmente (5 a 10 minutos) coincide con los reportes de Conejo (1991) y Bearden y Fuquay (1997). Sin embargo, hubo 71 eyaculados (26% del total) que duraron entre 11 y 33 minutos, con lo cual se pudo haber afectado la viabilidad del semen evaluado, ya que a mayor tiempo, disminuye la temperatura y por consiguiente la calidad del semen.

### **5.3.4 Evaluación del eyaculado**

La mayoría de los eyaculados evaluados ó sea un 77%, fueron aptos para la reproducción. Hiroaki *et al.*, (1991), Shater *et al.*, (1991) y Rodríguez y Rigau (1995) reportan de 75 a 80% de eyaculados aptos para la reproducción.

### **5.4 Relación del eyaculado con parámetros reproductivos**

Una posibilidad para medir calidad espermática, es mediante la inseminación artificial o monta natural de cerdas y el registro del número de lechones nacidos por camada (Colenbrander y Kemp, 1990).

La tasa de fertilidad mayor (100%), se obtuvo en las cerdas servidas en los meses de mayo, agosto y octubre. Navratil *et al.*, (1981), obtuvieron la mayor tasa de fertilidad en los meses de septiembre a noviembre (71%). Hiroaki *et al.*, (1991), reportaron los valores más altos en los meses de septiembre a octubre (87 y 80%), respectivamente. Navratil *et al.*, (1981), obtuvieron la menor tasa de fertilidad, en los meses de mayo a julio (44%). Hiroaki *et al.*, (1991), reportaron la menor tasa de fertilidad en los meses de junio a agosto (72%) y en diciembre (70%). En el presente estudio, los promedios más bajos de fertilidad se obtuvieron en las cerdas servidas en los meses de julio y noviembre (75 y 67%). Hiroaki *et al.*, (1991), reportaron valores bajos (70 a 75% de fertilidad) en los meses de junio a agosto y noviembre a diciembre.

Los promedios más altos del total de lechones nacidos, se registraron cuando las cerdas fueron servidas en los meses de mayo, julio y agosto (11.3 a 12.5). Hiroaki *et al.*, (1991), reportaron el mayor número de lechones (10.6 a 11), en mayo, junio y octubre. Hiroaki *et al.*, (1991), obtuvieron los valores más bajos (8.6) de lechones nacidos en los meses de agosto y septiembre. En el presente trabajo, el promedio menor (8.8) de lechones nacidos, se obtuvo en las cerdas servidas en el mes de junio.

Diversos estudios citados por Weller (1987), indican la presencia de un modelo bifásico de fertilidad en la especie porcina, que se refleja en camadas más numerosas durante los meses de abril y mayo, así como de agosto a octubre. Estas variaciones del tamaño de la camada son determinadas por características reproductivas del verraco y de la hembra, como la tasa de ovulación y mortalidad embrionaria (Claus y Weiler, 1987).

El número de lechones nacidos vivos (9.6), concuerda con los reportes de Segura y Segura (1991), Gutiérrez *et al.*, (1992), Babot *et al.*, (1995). Valores máximos (9.8 a 11.2), de lechones nacidos vivos se obtuvieron en las cerdas servidas durante los meses de abril a mayo y de julio a septiembre. Estos valores son similares a los citados por Yen *et al.*, (1987) para la primavera y verano (9.5 a 10.2) lechones nacidos vivos por camada. El promedio mínimo de 7.7 lechones nacidos vivos por camada, en el presente estudio en los servicios de junio, es menor al reportado por Ortega *et al.*, (1990) para los meses de junio a octubre de 8.3.

Las diferencias obtenidas a través del año en el tamaño de la camada son determinadas en parte por la tasa de ovulación. La tasa de fertilidad puede ser afectada por la estación del año. De acuerdo a Dyck (1988), esta se incrementa en verano y disminuye en invierno. Hiroaki *et al.*, (1991), mencionan que temperaturas ambientales altas, disminuyen la calidad de semen y la fertilidad en verracos, ocasionando reducción en el tamaño de la camada de cerdas, durante y después de los meses calurosos de verano. La tasa de concepción es afectada por el estrés calórico, alterando el sistema endócrino reproductivo, especialmente la función luteal y por consiguiente el desarrollo embrionario (Dyck, 1988). Christenson (1986), reporta que, cerdas expuestas a temperaturas altas durante el ciclo estral, reduce la actividad estral y la tasa de concepción. Ortega *et al.*, (1990), menciona que la tasa de fertilidad y concepción disminuye en la estación más calurosa. En el presente estudio, la temperatura promedio más alta, se obtuvo en el mes de junio, en el cual se registró el menor número de lechones nacidos por camada.

En el presente trabajo el promedio de lechones nacidos muertos, de 1.4 por parto fue mayor al valor reportado por Conejo (1991) de 0.6 lechones por parto. Sin embargo, Gutiérrez *et al.*, (1992), reportaron 3 lechones nacidos muertos promedio anual. Podzo y Varadin (1983), obtuvieron 0.8 y 1.0, de lechones nacidos muertos en verano e invierno. En el presente trabajo se registraron 1.9 lechones nacidos muertos en verano, lo cual pudo haber sido determinado por la temperatura ambiental alta.

El peso más alto de la camada al nacimiento de 15 a 17 kg, se obtuvo en los partos de las cerdas servidas en los meses de abril, mayo y julio, y de octubre a diciembre. Evangelista *et al.*, (1995), obtuvieron el peso más alto de camada al nacimiento de 15 kg en los meses de julio a septiembre. Sin embargo, en el presente trabajo se obtuvo menor peso de camada en los meses de agosto y septiembre.

Ortega *et al.*, (1990), evaluaron el peso de la camada en los meses con precipitación y sin precipitación. Reportaron 8.3 kg en la temporada con precipitación y 10.2 kg, en la sin precipitación. En el presente trabajo, se obtuvo 15.6 a 16.3 kg y de 11.9 a 16.5 kg, en los meses de abril a mayo y septiembre a octubre. Meses en los cuales se obtuvo la mayor precipitación. El peso de la camada (16.3 y 11.8 kg), se obtuvo en los meses de julio y agosto, donde se registró la menor precipitación.

Los pesos promedio más altos por lechón, de 1.8 a 2 kg, se obtuvieron en las camadas de las cerdas servidas en los meses de septiembre a diciembre. Evangelista *et al.*, (1995), reportaron pesos promedio al nacimiento constantes durante el año de 1.35 a 1.45 kg por lechón. En el presente estudio el peso por lechón más bajo al nacimiento (1.3 kg) se obtuvo en las camadas de las cerdas servidas en el mes de agosto.

Estas diferencias pueden ser atribuidas principalmente a la temperatura, humedad y fotoperíodo, ya que la alimentación de las cerdas fue básicamente la misma. Evangelista *et al.*, (1995) mencionan que el peso del lechón al nacimiento disminuye a medida que aumenta el número de parto debido al incremento paralelo de la prolificidad. Rillo (1982), citado por Evangelista *et al.*, (1995), señala que el fotoperíodo creciente aumenta la producción de hormonas gonadotrópas y como consecuencia el desarrollo embrionario y fetal puede ser favorecido, durante el verano. Naragaja *et al.*, (1992), citado por Evangelista *et al.*, (1995), observaron mayores pesos al nacimiento en invierno que en verano; coincidiendo con los obtenidos, en el presente trabajo. Las variaciones del peso del lechón al nacimiento, dependen de factores, tales como el tipo genético y el sexo, tamaño de la camada, alimentación cuantitativa y cualitativa de la cerda durante la gestación, efectos ambientales, estacionales y sanitarios.



## **6. CONCLUSIONES**

Después de analizar y discutir los resultados obtenidos en cada una de las variables medidas, en las condiciones en que se efectuó el presente trabajo, se llegó a las siguientes conclusiones:

- 1. La mejor calidad seminal, determinada en base al número de células viables por eyaculado, se registró en los meses de febrero a abril y en octubre. La menor calidad seminal se obtuvo en los meses de diciembre, enero y agosto.**
- 2. La calidad seminal mostró una variación paralela a la precipitación pluvial. En los meses con mayor precipitación, se obtuvo mejor calidad seminal, y en los meses con menor precipitación disminuyó la calidad seminal.**
- 3. La menor calidad seminal coincidió con la presentación de las más altas temperaturas registradas en el año.**
- 4. En los meses del año con mayor duración del día junio, julio y agosto, se registró calidad reducida del semen.**
- 5. La calidad del semen de verraco está correlacionada ( $r = 0.40$ ) con el número de lechones nacidos totales y vivos de las cerdas servidas en el mes siguiente a la evaluación seminal.**
- 6. En el presente trabajo se observó que las variables climatológicas evaluadas afectaron la calidad espermática y los parámetros de producción de lechones.**

## **7. RESUMEN**

**El presente trabajo fue realizado en dos granjas porcinas de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León, ubicadas respectivamente en el Campo Experimental de Zootecnia de Marín, N.L. y en la Ex - Hacienda el Canadá en General Escobedo, N. L.**

**Los objetivos de la presente investigación fueron determinar la variación anual de las características de calidad de semen porcino, así como establecer la relación de calidad del semen con parámetros reproductivos, y de producción de lechones.**

**En el campo experimental Marín se utilizaron 4 sementales de las razas Hampshire, Yorkshire, Duroc y Landrace. En el campo experimental el Canadá se utilizaron 2 sementales de las razas: Duroc y Hampshire - Duroc. Los animales tuvieron entre 1 y 3.5 años de edad al inicio del experimento. Los verracos fueron entrenados para montar un maniquí de colección de semen por el método de mano enguantada. La colección del semen se hizo para cada semental una vez por semana después de 24 horas de descanso sexual, durante un año dando un total de 272 eyaculados. El semen se colectó en un recipiente térmico de boca ancha a 37°C.**

**Las variables medidas fueron volumen seminal, color del semen, valor pH, temperatura del semen, motilidad y avance progresivo, concentración espermática y morfología. Otros datos evaluados, fueron erección, temperatura rectal, clima, hora de recolección y diagnóstico de la evaluación. Los resultados obtenidos del eyaculado se relacionaron con datos climatológicos y parámetros reproductivos de las cerdas cubiertas en el mes de evaluación. Los datos se evaluaron con un diseño de bloques al azar.**

**El volumen seminal obtenido en promedio, fue de 129.6 ml por eyaculado. El valor mínimo de 111.8 ml por eyaculado ( $P < 0.01$ ), se obtuvo en el mes de mayo. Los valores más altos ( $P < 0.01$ ) se registraron en abril, julio y octubre, con promedios entre 143 y 146 ml por eyaculado.**

La temperatura anual registró valores mínimos promedio entre 14 y 19°C de diciembre a febrero. Los valores máximos de junio a agosto con temperaturas entre 31.2 y 30.8°C. La temperatura rectal del semental fue constante (38°C). Solamente en junio se registró una temperatura alta (38.9) ( $P < 0.01$ ). La temperatura del semen fue constante entre 36 y 37°C. Solamente, en diciembre y enero la temperatura seminal se redujo a valores entre 34.5 y 37°C ( $P < 0.01$ ).

La motilidad progresiva anual promedio fue de 68%. Los valores más altos se obtuvieron en los meses de octubre y marzo (75 a 76%) ( $P < 0.01$ ). De abril a septiembre, la motilidad se redujo hasta 62%. El valor mínimo se obtuvo en enero con un promedio de 57% ( $P < 0.01$ ).

La concentración anual calculada fue de  $49.3 \times 10^7$  células espermáticas/ml del eyaculado. Valores altos (54.2 a  $58.7 \times 10^7$  células/ml) se obtuvieron durante los meses de febrero a mayo y en noviembre ( $P = 0.056$ ). Valores mínimos ( $37$  a  $39 \times 10^7$  células por ml) se registraron en los meses de agosto y enero ( $P = 0.056$ ).

El promedio total de anomalías fue de 11.8%. Los valores mínimos de (6 a 9.2%) se registraron en los meses de noviembre a marzo, y los valores máximos (entre 11.8 y 17.8%) se encontraron en los meses de abril a octubre ( $P < 0.01$ ).

El promedio anual obtenido de células viables fue de  $36.1 \times 10^9$  por eyaculado. Los valores mínimos entre  $29.3$  y  $19.6 \times 10^9$  de células viables se obtuvieron en enero y agosto ( $P < 0.01$ ). Los promedios más altos entre  $40.8$  a  $45.8 \times 10^9$  ( $P < 0.01$ ) se alcanzaron en febrero a abril y en septiembre.

La precipitación promedio mensual fue de 34.75 mm. Los meses más lluviosos fueron mayo, septiembre y octubre (72, 97, 62 mm). Los meses menos lluviosos fueron diciembre, enero, julio y agosto (6, 0, 7 y 3 mm). Los meses con más horas luz fueron mayo, junio y julio (13, 13.5 y 13). El mes más oscuro fue diciembre, con 10.5 horas luz.

La tasa de fertilidad promedio fue de 87%, considerando solamente los partos de abril a diciembre. Los resultados más altos de fertilidad, 100%, se obtuvieron cuando las cerdas se sirvieron en los meses de mayo y agosto. Los valores más bajos se registraron en las cerdas servidas en los meses de julio y noviembre con 75 y 67% de fertilidad ( $P < 0.05$ ).

Se obtuvo un promedio de 11 lechones nacidos total; valores más altos (hasta 12.5;  $P > 0.05$ ) se registraron en los partos de las cerdas servidas en abril a mayo y de julio a agosto. Las cerdas montadas en junio y octubre obtuvieron 8.8 a 10 lechones nacidos totales. El promedio de lechones nacidos vivos fue de 9.6. De abril a mayo, de julio a noviembre y en diciembre se obtuvieron los valores más altos, entre 9.2 y 11.2 ( $P > 0.05$ ). Valores mínimos se obtuvieron en los partos de las cerdas servidas en junio y noviembre, con 7.7 y 8.9 lechones nacidos vivos.

El promedio de peso de la camada fue de 14.8 kg/camada nacida viva. Los promedios más altos se alcanzaron en abril, mayo y julio y de octubre a diciembre con 15.1 a 17 kg por camada nacida viva ( $P > 0.05$ ). Los promedios más bajos se obtuvieron en junio, agosto y septiembre con 12.5, 11.8 y 11.9 kg/camada nacida viva ( $P > 0.05$ ).

Se concluyó que la calidad del semen de verraco determina el número de lechones nacidos totales y vivos de las cerdas servidas en el mes siguiente de la evaluación, durante la primavera y verano. Sin embargo, en el otoño, la calidad del semen está correlacionada en forma negativa con la cantidad de lechones nacidos vivos.

## **SUMMARY**

The present work was conducted at the facilities of two swine producing farms of Facultad de Agronomía UANL, located at Campo Experimental of Zootecnia and Ex - Hacienda El Canada, in the municipalities of Marín and General Escobedo, N. L., respectively.

The objectives of this study were to determine the annual variations of quality swine semen traits, as well as to establish the relationship between semen quality, reproductive parameters and piglet production.

Four boars, one of each of Hampshire, Yorkshire, Duroc and Landrace breeds were used at Campo Experimental Marín, whereas at Centro Experimental el Canada, 2 boars, one Duroc breed and another Hampshire X Duroc cross breeds, were used. The age of all 6 boars ranged from 1 to 3.5 years. At the beginning of the experiment, the boars were trained for semen collection by means of a dummy and gloved hand technique. Semen was collected once a week after 24 hours of sexual rest through a full year (for a total of 272 ejaculates). Semen was collected into a thermal broad opening container maintained at 37°C.

Variables measured were seminal volume, semen color, pH value, semen temperature, motility, progressive motility of sperms, morphologic characteristics and sperm concentration. Other data taken into account were erection, rectal temperature, weather, time of semen collection and evaluation outcome. Resulting data from ejaculates were related to climatic data and reproductive performance of sows mated in the corresponding evaluation per month. The experiment was designed under randomized complete block and analyzed through statistical package SPSS (Statistical Package for the Social Sciences).

The annual average of seminal volume was 129.6 ml per ejaculation. The lowest value was obtained on May being 118.5 ml per ejaculation ( $P < 0.01$ ) and the highest values ( $P < 0.01$ ) were obtained in April, July and October, average ranging from 143 to 146 ml per ejaculation.

The lowest environmental temperatures averaged between 14 and 19°C were from December to February. Highest values averaged 31.2 and 30.8 from June to August. Rectal temperature was constant, 38°C. Only one higher temperature was registered in June 38.9°C ( $P < 0.01$ ). Semen temperature was constant, between 36 and 37°C, except for December and January, when semen temperatures, were of 34.5 and 37°C respectively ( $P < 0.01$ ).

Annual progressive motility averaged 68%. Highest values were recorded in October and March (75 to 76%) ( $P < 0.01$ ). From April to September motility was reduced to 62%. Lowest value was recorded on January, with an average of 57% ( $P < 0.01$ ).

Calculated annual concentration was  $49.3 \times 10^7$  spermatic cells per ml of ejaculate. Top values, 54.2 to  $58.7 \times 10^7$  cells per ml, were obtained from February to May and in November ( $P = 0.056$ ). Lowest values, 37 to  $39 \times 10^7$  cells per ml, were recorded in August and January ( $P = 0.056$ ).

Total average of abnormalities was 11.8%, lowest values (6 to 9.2%) were registered from November to March, and top values (11.8 to 17.8%) from April to October ( $P < 0.01$ ).

Annual average of viable cells was  $36.1 \times 10^9$  per ejaculation. Lowest values, 29.3 and  $19.6 \times 10^9$  viable cells, were recorded in January and August ( $P < 0.01$ ), and highest averages, from 40.8 to  $45.8 \times 10^9$ , ( $P < 0.01$ ), were reached from February to April and September.

Monthly rainfall average was 34.75 mm. Rainiest months of the year were May, September and October (72, 97 and 62 mm). Months with least rainfall were December, January, July and August (6, 0, 7 and 3 mm). Months with longest days were May, June and July with 13, 13.5 and 13 daylight hours, respectively. Shortest days were recorded in December with 10.5 daylight hours.

Average fertility rate was 87%, included only parturitions from April to December. Highest fertility rates (100%) were achieved when sows were mated on May and August. Lowest values were obtained on sows bred on July and November with fertility rates of 75 and 67%, respectively ( $P < 0.05$ ).

Average total born piglets was 11 per litter. Highest values (up to 12.5;  $P < 0.05$ ) were recorded for sows bred from April to May and from July to August. Sows bred in July and October produced 8.8 to 10 piglets. Average born alive piglets was 9.6, with highest values from April to May, July to November and December (9.2 to 11.2;  $P < 0.05$ ). Lowest values were obtained from parturition of sows bred in June and November (7.7 and 8.9 piglets born alive).

Average litter weight was 14.8 kg per litter born alive. Highest weights were registered on April, May, July and October - December period (15.1 to 17 kg per litter born alive) ( $P < 0.05$ ). Lowest weights were found in June, August and September (12.5, 11.8 and 11.9 kg per litter born alive) ( $P < 0.05$ ).

It is concluded that boar semen quality determine the number of total born piglets and piglets born alive out of sows bred the month following evaluation during spring and summer; however, during Fall months, semen quality is negatively correlated to the number of piglets born alive.

## 8. LITERATURA CITADA.

- Amann, R. P. and B. D. Schanbacher. 1983. Physiology of male reproduction. *J. Anim. Sci.* 57: 380 - 403.
- Babot, D.; Noguera, J. L.; Alfonso, L.; Pérez - Enciso y M. Estany, J. 1995. Diferencias genéticas en caracteres productivos y reproductivos entre orígenes de importación en cerdos Landrace y Large - White. VI Jornadas sobre producción animal. Zaragoza España. Tomo I. 294 - 296.
- Bearden, H. J. and John, W. Fuquay. 1997. Applied animal reproduction. 4a Ed. Prentice Hall. Upper Saddle River, New Jersey. 351 p.
- Bonet, S. and M. Briz. 1991. New data on aberrant spermatozoa in the ejaculate of Sus domesticus. *Theriogenology*. 35: 725 - 730.
- Bonet, S.; M. Briz and A. Fradera. 1993. Ultrastructural abnormalities of boar spermatozoa. *Theriogenology*. 40: 383 - 396.
- Buchanan, D.F. 1987. The crossbred sire: Experimental results for swine. *J. Anim. Sci.* 65: 117-127.
- Castañeda, M. J. 1985. Efecto de la adición de progesterona al semen de verraco antes y después de la congelación sobre la fertilidad, morfología y motilidad de los espermatozoides. Tesis de Maestría en Producción Animal. UNAM.
- Caussanel, V.; E. Tabone.; J-C, Hendrick.; F. Dacheux and M. Benahmed. 1997. Cellular distribution of transforming growth factor betas 1, 2, and 3 and their types I and II receptors during postnatal development and spermatogenesis in the boar testis. *Biol. of Repro.* 56: 357 - 367.
- Chemineau, P. 1992. Medio ambiente y reproducción animal. Sexta Jornada de Reproducción Animal e Inseminación Artificial, en Salamanca, España. 1 - 14 p.
- Christenson, R. K. 1986. Swine management to increase gilt reproductive efficiency. *J. Anim. Sci.* 63: 1280 - 1287.
- Claus, R. 1979. Pheromone bei Säugetieren unter besonderer Berücksichtigung des Ebergeruchsstoffes und seiner Beziehung zu anderen Hodensteroiden. Beiheft z. *Ztschr. Tierphysiol. Tierernährg. Futtermittelkunde* 10, Paul Parey, Hamburg-Berlin, 136 Seiten.



- Claus, R.; Weiler, U. 1987. Seasonal variations of fertility in the pig and its explanation through hormonal profiles In: "Definition of the summer infertility problem in the pig", Seren, E., Mattioli, M., (Eds), Office for official Publications of the European Communities, Luxembourg, EUR. 10653, 127 - 139.
- Colenbrander, B and B. Kemp. 1990. Factors influencing semen quality in pigs. *J. Reprod. Fert.* 40: 105 - 115.
- Conejo, N. J. J. 1991. Manual de inseminación artificial del ganado porcino con semen diluido. Universidad Michoacana de San Nicolás Hidalgo. 45 p.
- Conlon, P. D. and B. W. Kennedy. 1978. A comparison of crossbred and purebred boars for semen and reproductive characteristics. *Can. J. Anim. Sci.* 58: 63 - 70.
- Córdova, I. A.; Ducolomb, Y.; Jiménez, I.; Casas, E.; Bonilla, E. y Betancourt, M. 1995. Congelamiento del semen porcino y evaluación de la capacidad fertilizante in vitro. *Univ. Aut. de Baja Calif. Sur. La Paz, B. C. S.* 16 - 24.
- Dyck, G. W. 1988. Factors influencing sexual maturation, puberty and reproductive efficiency in the gilt. *Can. J. Anim. Sci.* 68: 1 - 13.
- Dobao, M. T.; Rodríguez, J. and Sillio, L. 1983. Seasonal influence on fecundity and litter performance characteristics in Iberian pigs. *10:6*, 601 - 610.
- Evangelista, J. N. B.; A. Daza.; M. González.; Gutiérrez - Barquin. 1995. El peso del lechón al nacimiento: factores de variación. VI Jornadas sobre producción animal. Zaragoza España. Tomo I. 288 - 290.
- Flores, L. F y Angela, C. F. 1995. Endocrinología. 3a. Ed. Méndez. México. 639 p.
- Flowers, W. L. 1994. Characterization of the use of artificial insemination in the N.C. swine industry. Internet: [www2.ncsu.edu/unity/proyect/www/ncsu/cals/ansci/ann-rep94/wflo88.html](http://www2.ncsu.edu/unity/proyect/www/ncsu/cals/ansci/ann-rep94/wflo88.html).
- Fuentes, P. A. R.; Serrano, G. L.; Manzo, M. R.; Regueiro, C. and Valle, A. 1993. Effect of season on semen traits of boars in the tropics. *Zootecnia tropical.* 10: 51-64.
- Gerfen, R. W.; B. R. White., M. A. Cotta and M. B. Wheeler. 1993. Comparison of the semen characteristics of Fengjing, Meishan and Yorkshire boars. *Theriogenology.* 41: 461-469.
- Greenberg, L. G. and Mahome, J. P. 1981. The effect of a 15-h photoperiod on reproductive function in boars at 2, 3, 4 or 5 months of age. *Can. J. Anim. Sci.* 61: 925 - 934.

- Gilmore, J. A.; Junying Du.; Jun Tao.; A. T. Peter and J. K. Critser. 1996. Osmotic properties of boar spermatozoa and their relevance to cryopreservation. *J. Reprod. and Fertility*. 108: 87 -95.
- Guyton, A. C.; John, E. Hall. 1997. *Tratado de fisiología médica*. 9a. Ed. Interamericana - McGraw-Hill. México. 1320 p.
- Gutiérrez, A. J.; M. I. Mata y J. A. Ortega. 1992. Efecto de la progesterona y estradiol exógenos sobre el tamaño de la camada en cerdas. *Prod. Anim. en zonas áridas y semiáridas*. UACH. Fac. Zoot. 10: 41 - 49.
- Hacker, R. R.; Z. Du. and C. J. D'arcy. 1994. Influence of penning type and feeding level on sexual behavior and feet and leg soundness in boars. *J. Anim. Sci.* 72: 2531-2537.
- Hadley, M. E. 1996. *Endocrinology*. 4a. Ed. Prentice Hall. 518 p.
- Hafez, E. S. E. 1996. *Reproducción e inseminación artificial en animales*. 6a. Ed. Interamericana. México. 542 p.
- Hammit, D. G. and P. A. Martin. 1989. Fertility of frozen-thawed porcine semen following controlled-tare freezing in straws. *Theriogenology*. 32: 359-368.
- Harayama, H.; S. Kanda and S. Kato. 1992. Influence of season on characteristics of epididymal and ejaculated semen in Meishan boars. *Theriogenology*. 38: 491 - 500.
- Heitman, Jr. H. and J. R. Cockrell. 1984. Cycling ambient temperature effect on boar semen. *Anim. Prod.* 38: 129 - 132.
- Hiroaki, N. Ryochi Hidaka and Koji Ashizawa. 1991. Effects of testosterone injection on the semen quality in boars during high ambient temperature. *Anim. Reprod. Sci.* 25: 73 - 82.
- INEGI. 1996. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. *Anuario Estadístico del Estado de Nuevo León*. México. 370 p.
- Joyal, S. M.; B. W. Kennedy and J. N. Wilkins. 1986. Boar, breed and enviromental effects on motility of frozen-thawed spermatozoa. *Can. J. Anim. Sci.* 66: 663 - 668.
- Kemp, B.; G. C. M. Bakker.; L. A. den Hartog and M. W. A. Verstegen. 1991. The effect of semen collection frequency and food intake on semen production in breeding boars. *Anim. Prod.* 52: 355 - 360.
- Kennedy, B. W. and J. N. Wilkins. 1984. Boar, breed and enviromental factors influencing semen characteristics of boars used in artificial insemination. *Can. J. Anim. Sci.* 64: 833 - 843.

- Larsson, K.; y Einarsson, S. 1984. Seminal changes in boars after heat stress. *Acta Vet. Scand.* 25: 57 - 66.
- Louis, G. F.; A. J. Lewis.; W.C. Weldon.; P. S. Miller.; R. J. Kittok and Stroup. 1994a. The effect of protein intake on boar libido, semen characteristics, and plasma hormone concentrations. *J. Anim. Sci.* 72: 2038-2050.
- Louis, G. F.; A. J. Lewis.; W. C. Weldon.; P. M. Ermer.; P. S. Miller.; R. J. Kittok and W. W. Stroup. 1994b. The effect of energy and protein intakes on boar libido, semen characteristics, and plasma hormone concentrations. *J. Anim. Sci.* 72: 2051 - 2060.
- Malmgren, L. and Larson, K. 1984. Semen quality and fertility after heat stress in boars. *Acta Vet. Scandinavica.* 25: 3, 425 - 435.
- Martínez, E.; J. M. Vazquez.; C. Matas.; J. Roca.; P. Coy and J. Gadea. 1993. Evaluation of boar spermatozoa penetrating capacity using pig oocytes at the germinal vesicle stage. *Theriogenology.* 40: 547 - 557.
- Navratil, S.; Forejtek, P.; Drybcak, J. and Pavlica, J. 1981. The relationship of some semen characters of boars with seasonal changes of microclimate in a shed. *Veterinarni-Medicina.* 26:2, 75 - 83.
- Nelssen, J. L.; Davis, D. L.; Craig, J. V. and Hines, R. H. 1982. Reproductive development in young boars exposed to sexually mature, nonpregnant sows and gilts. *Theriogenology.* 17: 545 - 550.
- Okwun, O. E.; G. Igboeli.; J. J. Ford.; D. D. Lunstra and L. Johnson. 1996. Number and function of sertoli cells, number and yield of spermatogonia, and daily sperm production in three breeds of boar. *J. Rep. and Fert.* 107: 137 - 149.
- Ortega, G. R.; Glafiro, T. H. y J. F. Durán. 1990. Fuentes de variación genéticas y ambientales sobre caracteres de tamaño y peso de la camada al nacimiento en cerdos. *Vet. Mex.* 21:4, 389 - 392.
- Palacios, A. A. 1993. Uso de la computadora en la evaluación de semen. *Vet. Mex.* 24: 93 - 95.
- Pérez, P. F. y Pérez, G. J. F. 1985. Reproducción animal: Inseminación artificial y trasplante de embriones. 2a. Ed. Científico médica. Barcelona, España. 900 p.
- Podzo, M. and Varadin, M. 1983. The relationship of ejaculate quality of boars with litter size. *Veterinaria-Yugoslavia.* 32-1: 19 - 27.
- Puigvert, X.; J. Soler and J. Tribau. 1995. Análisis de curvas de eficiencia productiva en porcino de selección. VI Jornadas sobre producción animal. Tomo I. 297 - 299.

- Revell, S. G and C. E. Glossop. 1989. A long-time ambient temperature diluent for boar semen. *Anim. Prod.* 48: 579 - 584.
- Rodríguez - G. J. E. and T. Rigau. 1995. Effects of slight agitation on the quality of refrigerated boar sperm. *Anim. Rep. Sci.* 39: 141 - 146.
- Segura, C. J. C y Segura, C. V. M. 1991. Influencia de algunos factores genéticos y ambientales sobre la eficiencia reproductiva de cerdos en una granja de la Chontalpa tabasco. *Vet. Mex.* 22:1, 73 - 76.
- Shater, A. P.; D. S. Harbison and P. C. Seth. 1991. A note on the influence of storage duration of fresh semen of fertilizing capacity and embryo survival in sows. *Anim. Prod.* 52: 554 - 557.
- Schinckel, A. P.; Johnson, R. K.; Pumfrey, R. A. and Zimmerman, D. R. 1983. Testicular growth in boars of different genetic lines and its relationship to reproductive performance. *J. Anim. Sci.* 56: 1065 - 1076.
- Schinckel, A. P.; Johnson, R. k.; and Kittok, R. J. 1984a. Relationships among measures of testicular development and endocrine function in boars. *J. Anim. Sci.* 58: 1255 - 1261.
- Schinckel, A. P.; Johnson, R. K. and Kittok, R. J. 1984b. Testicular development and endocrine characteristics of boars selected for either high or low testis size. *J. Anim. Sci.* 58: 675 - 685.
- Sorensen, Jr. A. M. 1982. *Reproducción animal principios y prácticas*. Ed. Mc Graw Hill. México. 539 p.
- Takada, M.; N. Yonezawa.; M. Yoshizawa.; S. Noguchi.; Y. Hatanaka.; T. Nagari.; K. Kikuchi.; H. Aoki and M. Nakano. 1994. pH - sensitive dissociation and association of  $\beta$ -N-acetylhexosaminidase from boar sperm acrosome. *Biolo. of Repro.* 50: 860-868.
- Tanchev and Katsarov. 1989. The relationships among some semen quality traits and the fertilizing capacity of Large White and Landrace boars. *Zhivotnov dni-Nauki.* 26:3, 21 - 24.
- Trudeau, V. L. and Sanford, L. M. 1986. Effect of season and social environment on testis size and semen quality of adult Landrace boar. *J. Anim. Sci.* 63: 231 - 234.
- Trudeau, V. L. and L. M. Sanford. 1989. Influence of season and social environment on the reproductive endocrine status of the adult landrace boar. *J. Anim. Sci.* 70: 121 - 128.

- U.H.E.N.L. Unidad de Hidrometeorología del Estado de Nuevo León. 1997, 1998. Comisión Nacional del Agua. Gerencia Estatal en Nuevo León. Subgerencia técnica.
- Weiler, U. 1987. Einfluß von Licht, Rasse, Alter und Absamhäufigkeit auf Fruchtbarkeitskriterien von Besamungsebern. Diss. Universität Hohenheim. 240 p.
- Woelders, H. 1991. Overview of in vitro methods for evaluation of semen quality. Rep. in Dom. Anim. 64: 145-164.
- Xu, X.; J. ding.; P. C. Seth.; D. S. Harbison and G. R. Foxcroft. 1996a. In vitro fertilization of in vitro matured pig oocytes: effects of boar and ejaculated fraction. Theriogenology. 45: 745 - 755.
- Xu, X.; P. C. Seth.; D. S. Harbison.; A. P. Cheung and Foxcroft. 1996b. Semen dilution for assessment of boar ejaculate quality in pig IVM and IVF systems. Theriogenology. 46: 1325 - 1337.
- Yen, H. F.; G. A. Isler.; W. R. Harvey and K. M. Irvin. 1987. Factors affecting reproductive performance in swine. J. Anim. Sci. 64: 1340 - 1348.
- Zaitsev, V. 1993. The daily photoperiod for stud boars. Svinovodstvo-Moskva. 4: 23-25.
- Zaleski, H. 1996. Artificial Insemination in swine. Dep. of Anim. Sci. University of Hawaii at Manoa. Internet: URL<http://www2.hawaii.edu/ansc/Proceed/Hhl/swineai.htm>.

Así como un escultor esculpe su obra, el Médico Veterinario tiene la capacidad de lograr que una granja sea un ente armónico, saludable, y "rentable".



