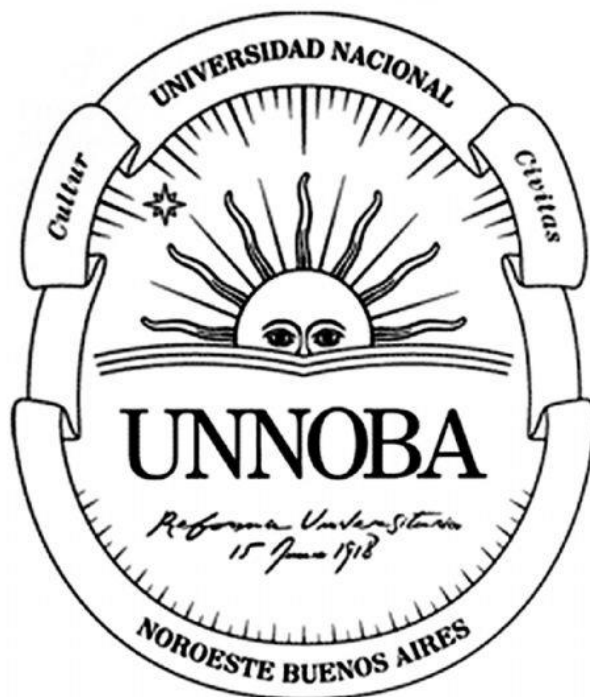


**ESTUDIO DE LA CALIDAD SEMINAL PORCINA A LO
LARGO DE LAS DIFERENTES ESTACIONES DEL AÑO
EN EL CRIADERO UNNOBA**



ALUMNO

Lingua Zabaleta Matías Emmanuel.

LEGAJO

5702/3

DIRECTOR

CARRERA

Ingeniería Agronómica

UNIVERSIDAD

Universidad Nacional del Noroeste de la Provincia de Buenos Aires

Escuela de Ciencias Agrarias, Naturales y Ambientales

FIRMA DEL DIRECTOR

.....

ESTUDIO DE LA CALIDAD SEMINAL PORCINA A LO LARGO DE LAS
DIFERENTES ESTACIONES DEL AÑO EN EL CRIADERO UNNOBA

Trabajo Final de Grado
del alumno

LINGUA ZABALETA MATIAS EMMANUEL

Aprobada por el Tribunal Evaluador

Evaluador

Evaluador

Evaluador

Ing. Agr. Leandro Fariña

Co-Director

Med. Vet. (M. Phil.) Angel Patitucci

Director

**Escuela de Ciencias Agrarias, Naturales y Ambientales.
Universidad Nacional del Noroeste de la Provincia de Buenos Aires.**

Junín, 18 de noviembre de 2022, Buenos Aires, Argentina

Agradecimientos

A todas aquellas personas que colaboraron en la realización de este Trabajo Final de Grado: al Med. Vet. Ángel Patittuci por darme la oportunidad de realizar este trabajo bajo su dirección y por sus aportes. Al Ing. Agr. Leandro Fariña por brindarme la posibilidad de estar bajo su co-dirección; por su predisposición, dedicación y paciencia. Y a ambos, por su apoyo y confianza.

Al personal de la sección de Porcinos y al del Campo Experimental “Las Magnolias” de la UNNOBA por su colaboración y por permitirme realizar este trabajo en sus instalaciones.

A la Universidad Nacional del Noroeste de Buenos Aires y a todos los profesores de la Escuela de Ciencias Agrarias, Naturales y Ambientales por su contribución en mi formación profesional.

A mi familia: a mis padres y todos mis hermanos por su apoyo incondicional y hacer posible que pueda estudiar.

A todos los que en algún momento compartieron aula conmigo.

Índice

Agradecimientos.....	3
Resumen.....	6
1. INTRODUCCION	7
1.1 Reproducción Porcina.....	7
1.2 Producción porcina en Argentina	7
1.3 Sistema reproductor del cerdo macho	9
1.3.1 Anatomía del aparato reproductor del macho.....	9
1.3.2 Espermatozoides, semen y plasma seminal.....	10
1.4 Inseminación artificial.....	11
1.4.1 Importancia de la inseminación artificial	11
1.4.2 Antecedentes históricos.....	12
1.4.3 Ventajas y desventajas de la inseminación artificial	13
1.4.4 Colecta de semen	14
1.4.5 Fracciones del eyaculado	15
1.5 Evaluación de calidad seminal.....	16
1.5.1 Evaluación macroscópica	17
1.5.2 Evaluación microscópica	17
1.6 Factor temperatura.....	20
2. Hipótesis de trabajo.....	21
3. Objetivo	21
3.1 Objetivo general	21
3.2 Objetivos específicos	21
4. Materiales y métodos	22
4.1 Selección de reproductores	22
4.2 Colección del semen.....	22
4.3 Evaluación de los eyaculados.....	24
4.4 Evaluación macroscópica	24
4.5 Color, aspecto y consistencia	24
4.6 Volumen.....	24
4.7 Evaluación microscópica.....	24
4.8 Motilidad.....	24
4.9 Aglutinación	26
4.10 Vitalidad o test de exclusión de la eosina	26

4.11 Morfología espermática.....	28
4.12 Concentración espermática	29
4.13 Temperatura ambiente del criadero	30
4.14 Análisis estadístico de la información	31
5. Resultados	31
5.1 Evaluación calidad espermática macroscópica.....	31
5.1.1 Color, aspecto y consistencia	31
5.1.2 Volumen.....	32
5.2 Evaluación calidad espermática microscópica	33
5.2.1 Motilidad	33
5.2.2 Grado de aglutinación.....	34
5.2.3 Porcentaje de espermatozoides vivos	35
5.2.4 Morfología.....	36
5.2.5 Concentración espermática	37
5.3 Temperatura ambiente del criadero	37
5.4 Análisis estadístico de la concentración espermática	38
6. Discusión.....	44
7. Conclusiones.....	45
8. Referencias	46

Resumen

No solo es fundamental saber si un reproductor es fértil o no, además necesitamos saber el nivel de fertilidad del mismo. Es un tema central en programas de inseminación artificial (IA), debido a que un gran número de hembras van a ser inseminadas con su semen. Por lo tanto, la evaluación de su aptitud reproductiva y de la calidad de su semen son de primordial importancia para mantener un estándar de eficacia reproductiva en la granja porcina. El espermiograma nos permite determinar el grado de normalidad del semen antes de ser procesado para la IA. Esta evaluación incluye, en forma rutinaria, la determinación inmediata de su volumen, aspecto (color, contaminación, pH, etc.), la concentración y el grado de movilidad progresiva de los espermatozoides, así como la evaluación -mediata- de la morfología espermática y la presencia de células extrañas.

Ante la amplia variación de condiciones ambientales a lo largo del año es que se decidió evaluar la condición del eyaculado porcino durante los doce meses. Se midieron parámetros macroscópicos y microscópicos. Dentro de estos últimos, la concentración espermática es el más importante dentro de la producción porcina, por tratarse de la cantidad final de inseminaciones artificiales posibles con cada eyaculado seminal. Para esta variable se encontraron diferencias estadísticas, concluyendo que invierno es el momento del año donde se obtiene la mayor cantidad de dosis seminales, es decir, mayor concentración espermática. En tanto que, verano es el momento donde la concentración alcanza sus valores mínimos.

Palabras clave

Cerdos, semen porcino, calidad seminal, inseminación artificial, producción porcina.

1. INTRODUCCION

1.1 Reproducción Porcina

La producción porcina ha experimentado una gran evolución en los últimos años, dando lugar a cambios profundos en los distintos parámetros que intervienen en el proceso de producción. Estos avances se basan en tres pilares:

- **Productividad:** optimizar las condiciones y eficiencia de la producción y mejora del producto final.
- **Sanidad:** mediante la limitación de capacidades en las explotaciones y medidas de aislamiento de las mismas, disminuir la incidencia de enfermedades en las explotaciones porcinas, reduciendo los graves efectos económicos que se derivan de las mismas.
- **Medioambiente:** preservar los recursos naturales previniendo los posibles efectos negativos que pueda generar la ganadería intensiva (Artiga, 2003).

1.2 Producción porcina en Argentina

Si bien el sector porcino en Argentina es pequeño, posee condiciones naturales y sanitarias óptimas para crecer, autosatisfacerse y exportar. La cadena porcina ha experimentado un crecimiento importante en los últimos años teniendo grandes posibilidades de aumentar el consumo interno y sustituir importaciones (Calzada, 2018).

El porcino es un sector importante para el consumo interno de maíz: asumiendo que un 60 % de la dieta de los cerdos en Argentina contiene maíz, en el año 2017 el consumo de maíz por parte del sector porcino alcanzó 1,25 millones de toneladas. Existen enormes posibilidades en el futuro de desarrollar y consolidar la producción porcina en nuestro país (Calzada, 2018).

En 2017, según datos la Asociación Argentina de Productores de Porcino, el consumo de carne de cerdo en la Argentina alcanzó los 14 kg/habitante/año, divididos en 11 kg de carne fresca y 3 kg de fiambres y chacinados. En comparación, el consumo de carne vacuna alcanzó 57,2 kg/habitante/año, siendo un valor cuatro veces mayor. El consumo local de carnes en Argentina es muy diferente a la composición del consumo mundial. En 2016 el 40 % del total de carnes consumido a nivel global fue carne de cerdo. Salvo determinadas naciones, la carne de cerdo y pollo predominan en la incorporación de proteínas en las dietas de los diferentes países en el mundo.

El nivel sanitario porcino argentino se reconoce internacionalmente como muy bueno. Está libre de las principales enfermedades que afectan a la especie: PPC – Peste porcina clásica, PRRS síndrome de reproductivo y respiratorio porcino, enfermedad de Aujeszky, entre otras (Calzada, 2018).

Aun así, la coyuntura arroja resultados todavía no positivos si se observa el comercio exterior porcino de Argentina. La balanza comercial porcina argentina resultó fuertemente deficitaria en el 2017. Esto es así porque las exportaciones de carne de cerdo y sus derivados se aproximaron a los 15 millones de USD (M USD) mientras que las importaciones sobrepasaron los 118 M USD, según datos del INDEC (Calzada, 2018).

El volumen de faena ha venido creciendo en los últimos años a razón del 8 %. Nuestro país cuenta con 249 establecimientos procesadores de porcinos habilitados en el país, los mismos se distribuyen entre mataderos frigoríficos, mataderos municipales y mataderos rurales. Los establecimientos faenadores e industrias de chacinados se encuentran vinculados con la configuración territorial de la actividad primaria y los centros de consumo. La producción de carne de cerdo se destina, en su gran mayoría, al mercado interno. Aproximadamente el 40% de la producción total es elaborada por cinco establecimientos, los cuales poseen el mayor desarrollo industrial y tecnológico del sector. Cuatro de éstos, emplazados en la Provincia de Buenos Aires.

La producción de cerdos se encuentra fuertemente concentrada (Figura N° 1). Los establecimientos más grandes que operan más de 2000 animales (los cuales representan el 11 % del total de los establecimientos de cría) participan con el 79 % del total de la faena (unos 5 millones de cabezas). Estas plantas poseen 54 % del stock de madres a nivel nacional (unas 192.000 madres) (Calzada, 2018).

Establecimientos del sector porcino en Argentina

Rango de Cabezas a faena en el año	Cant. UP	%	Stock madres	%	Faena de animales	%
Hasta 50	1.474	28%	27.252	8%	31.166	1%
De 51 a 250	1.627	31%	50.063	14%	210.289	3%
De 251 a 500	705	14%	31.499	9%	254.735	4%
De 501 a 1000	495	10%	28.107	8%	346.737	5%
De 1001 a 2000	346	7%	29.598	8%	491.732	8%
De 2001 a 5000	291	6%	49.346	14%	895.159	14%
Más de 5000	240	5%	142.648	40%	4.190.540	65%
Total	5.178		358.513		6.420.358	

Fuente: Área Porcinos - Dirección de Porcinos, Aves de Granja y No Tradicionales, con datos del SENASA.

Figura N° 1: Indicadores del mercado porcino en Argentina. Año 2017
(Calzada, 2018).

En el mediano plazo las ventajas comparativas que tiene Argentina le dan una posición estratégica para el desarrollo de mercados cárnicos. Será clave la inversión en tecnologías verdes que den sustentabilidad a los sistemas de producción cuya huella hídrica es preocupante. La configuración internacional presenta escenarios donde sólo podrán competir aquellos productores de proteína animal que sean capaces de autoabastecerse de granos y con reservas de agua potable suficiente. Argentina está en condiciones de encontrarse dentro de las naciones que cumplen estos requisitos (Calzada, 2018).

1.3 Sistema reproductor del cerdo macho

1.3.1 Anatomía del aparato reproductor del macho

El aparato reproductor del macho consta de los siguientes órganos (Figura N° 2):

- Testículos
- Conductos deferentes
- Vesículas seminales
- Pene

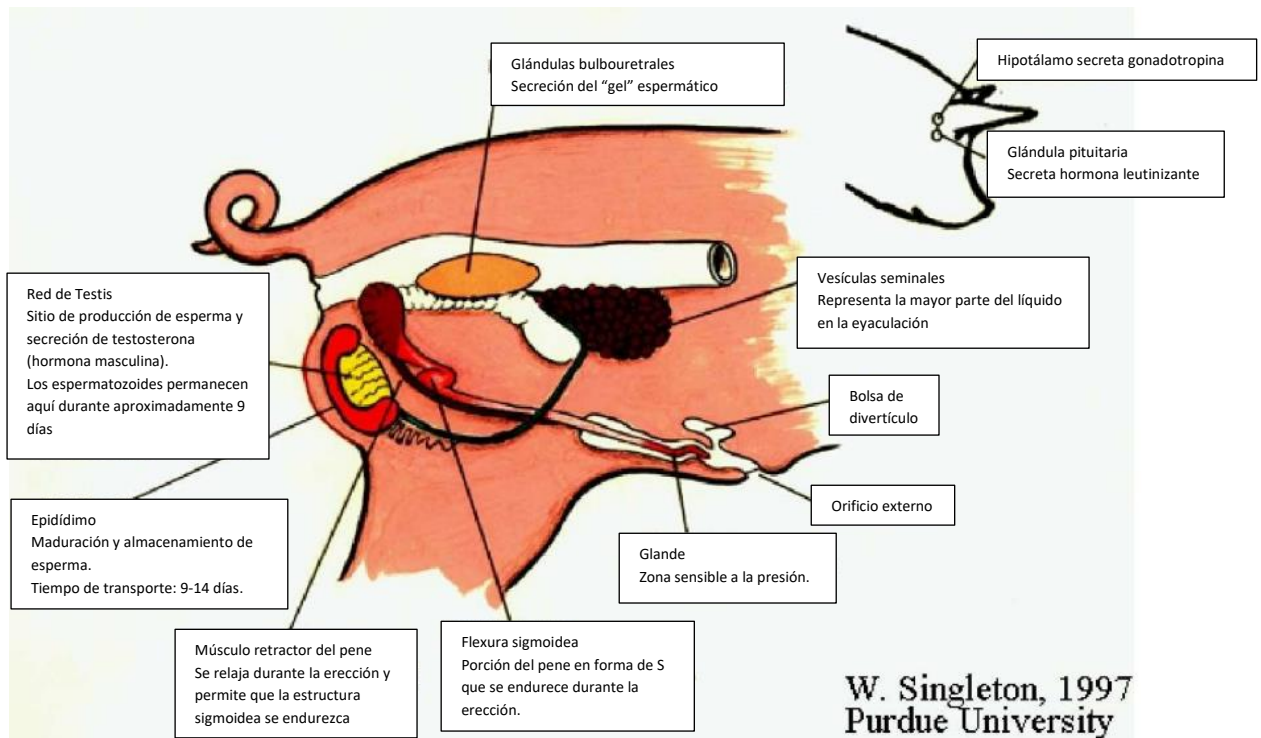


Figura N° 2: Aparato reproductor del macho (Alarcón, 2005).

Las funciones de los testículos son la producción de las hormonas masculinas (testosterona) y la producción de espermatozoides. Los espermatozoides luego maduran en el epidídimo, pasan a los conductos deferentes para su eyaculación. Antes de llegar al pene, los espermatozoides se mezclan con fluidos producidos por las glándulas accesorias como las glándulas seminales y la próstata para formar el eyaculado. En cada eyaculación, un verraco produce entre 150 y 500 ml de semen, que contiene aproximadamente 100 millones de espermatozoides (Alarcón, 2005).

1.3.2 Espermatozoides, semen y plasma seminal

El semen de verraco es una suspensión de células espermáticas y secreciones del tracto reproductivo del macho, incluyendo las glándulas accesorias. La porción fluida de esta suspensión es conocida como plasma seminal y ayuda a transportar y proteger las células espermáticas. En los verracos el semen también contiene grandes cantidades de gel (Merixell, 2014).

Las células espermáticas toman cerca de cinco semanas en ser producidas y otras dos semanas les toma pasar por el epidídimo, un tubo largo y tortuoso colocado justo afuera de la superficie superior del testículo, donde el esperma

migra y termina lentamente de madurar y gana el potencial para fertilizar los óvulos. El epidídimo es el principal almacén del esperma. Es interesante notar que el semen que estamos recolectando hoy empezó a ser producido siete semanas atrás.

Un espermatozoide normal tiene 45 μm de largo (esto es cerca de 0.0045 cm). Para dar una idea, si se unen las células espermáticas en una cadena, cabeza con cola, se tendrían cerca de 220 células espermáticas en 1 cm (Meritxell, 2014).

1.4 Inseminación artificial

Gracias a los trabajos realizados por Chris Polge, la técnica de inseminación artificial fue reintroducida en el sector porcino (Rivera, 2012), que se desarrolló ampliamente a nivel comercial por la década de los años ochenta, cuando se estandarizan los protocolos de inseminación (Gadea, 2003). Así, la técnica comprende un conjunto de pasos necesarios para obtener (colectar), preparar (analizar, expandir, dosificar y conservar), introducir y depositar el material seminal del verraco y sus gametos, por vía instrumental (catéter), en el momento más oportuno (ovulación de la cerda) y en la zona idónea de la vía genital de la cerda (parte anterior del cérvix uterino), con el propósito de conseguir la fecundación de los óvulos (Cuenca, 2017).

1.4.1 Importancia de la inseminación artificial

En vista a disminuir los costos de producción, el sector porcino ha desarrollado nuevas tecnologías buscando aumentar la productividad de sus animales. Como resultado una técnica de gran masificación y que ha traído grandes beneficios, es la inseminación artificial (Urrutia, 2008). Esta biotecnología al ser aplicada correctamente, puede asegurar incrementos significativos en aspectos técnico-económicos muy importantes, como ser, facilitar el manejo del animal, establecer una disminución en el número de reproductores machos y evitar el sobre uso de machos para monta natural, mejorar la rapidez y eficiencia en la difusión de genes provenientes de padrillos con alto mérito genético, influir significativamente en la fertilidad y prolificidad de la cerda (Soto, 1997), disminuir el riesgo de introducción y transmisión de enfermedades y reducir costos

reproductivos debido al menor uso de machos reproductores y de mano de obra (Huges, 2001).

1.4.2 Antecedentes históricos

Las primeras experiencias en inseminación artificial porcina (IAP) se realizaron en Rusia en los inicios del siglo XX con los trabajos de Ivanow en 1907 e Ivanoff en 1922 (Foote, 2002).

El primer investigador que demostró que el semen podía ser extraído de un macho, fue Milanov en 1932. El método consistía en lograr que el cerdo saltara sobre un maniquí similar a una cerda y luego se colectaba el eyaculado en una vagina artificial (Polge, 1956).

Trabajos de McKenzie en 1931, Milovanov en 1938, Ito y sus colaboradores en 1948 y Polge en 1956, dan cuenta de los primeros estudios sobre el desarrollo de vaginas artificiales, técnicas de recolección del semen (técnica de la mano enguantada) y entrenamiento de cerdos para montar sobre maniquíes (Foote, 2002).

Respecto a la caracterización del semen, Ito y colaboradores en 1948, describieron la morfología de la célula espermática. Estos estudios se complementan con los realizados por McKenzie en 1933, en los cuales se resaltan las principales anomalías en el semen del cerdo. En 1938, McKenzie y col. fueron los primeros en analizar el metabolismo del espermatozoide (Polge, 1956).

El patrón de eyaculación del cerdo y la contribución de las glándulas accesorias fueron estudiadas por McKenzie y col. hacia 1938 (Polge, 1956). Por otra parte, los primeros estudios acerca de la frecuencia de extracción y edad óptima para el uso del macho en IA fueron realizados por Rodolfo en 1934 (Polge, 1956).

Hoy en día, los esfuerzos se focalizan en mejorar técnicas de IA que buscan reducir el número de espermatozoides por dosis manteniendo los buenos desempeños reproductivos, tales como la inseminación intrauterina y la inseminación intrauterina profunda a nivel de la unión útero-tubal (Belstra, 2002; Rath, 2002).

Las principales razones de la incorporación de la IA en los planteles porcinos que explican su elevada difusión a nivel mundial, serían las siguientes (Burke, 1999):

- Disminución del retardo genético, el que se disminuiría en cerca de dos años en comparación con programas de monta natural.
- Reducción del riesgo sanitario por uso de semen proveniente de cerdos con alto estatus sanitario y que son sometidos a controles periódicos.
- Incremento en la flexibilidad de producción, ya que cuando cambian los requerimientos de las empresas compradoras de carne el productor puede cambiar rápidamente su producción con una nueva línea de padrillos.
- Desarrollo de nuevas tecnologías para una mejor predicción de la calidad del semen.
- Incremento del desempeño reproductivo al monitorear constantemente la calidad del semen utilizado en las dosis de IA.
- Menores costos de alojamiento de verracos ya que disminuye la relación verraco:hembra de 1:20 en sistemas de monta natural a una relación de 1:150 – 1:175 (Burke, 1999).

1.4.3 Ventajas de la inseminación artificial

Entre las principales ventajas el ahorro de los animales de monta es el más considerable, con la recíproca disminución de instalaciones, así como de alimentos, de operarios, de fármacos, de costos de producción y existe una reducción de 5 a 20 veces el número de microorganismos patógenos que pudieran estar afectando el producto seminal (FAO, 2015; DOF, 2018).

Las ventajas zootécnicas son determinadas por la disminución de animales e instalaciones, la difusión rápida del progreso genético, mejorando rendimientos, utilizando sementales de mayor valor genético, aumento de programación de los cruzamientos interraciales para conseguir híbridos para su comercialización, producción de piaras más homogéneas gracias al control de la calidad espermática de los sementales que se sujetan a efectos medio ambientales y de manejo; las ventajas sanitarias son principalmente las de reducción de la aparición y transmisión de enfermedades infectocontagiosas por vía sexual y también la entrada de animales portadores de enfermedades de otras producciones; las ventajas económicas se determinan por el ahorro de las instalaciones así como de alimentación y mano de obra; y finalmente las ventajas

de manejo proporcionan el ahorro tanto de tiempo como de esfuerzo evitando la monta natural y el desplazamiento de los verracos y finalmente pero no menos importante, reduce el stress de animales con problemas cardiacos o incluso, claudicaciones al momento de la monta (Bravo, 2017; Kubus, 2014; Vinicio, 2012).

1.4.4 Colecta de semen

La colección del semen debe hacerse en una sala de colección o en el corral del cerdo en cuestión. La misma, puede hacerse con vagina artificial (VA) o manualmente, ya sea con mano enguantada (el llamado método japonés) o introduciendo el pene en un cilindro de goma descartable. Normalmente se usa un potro de metal para la colección, al cual los cerdos entrenados montan sin mayores problemas. El semen se colecta en una bolsa de plástico montada en un termo o en un recipiente aislante de boca ancha. La apertura del recipiente se cubre y fija con gasa a los efectos de evitar el contacto de la secreción gelificante de las glándulas bulbouretrales con el resto del eyaculado (Rodríguez, 2005).

Se deja que el cerdo entre al área de colección y se familiarice con el ambiente y el potro de colección. Una vez que el cerdo haya montado en forma correcta el potro, en caso de usar el método japonés, se permite también que el cerdo haga movimientos de búsqueda de la vulva o por debajo del potro y cuando los movimientos de búsqueda disminuyen, se atrapa el glande del pene (porción espiralada) con la mano y se ejerce fuerte presión manual –continuada- sobre el espiral. La eyaculación demora entre 5 y 15 minutos dependiendo del cerdo (Rodríguez, 2005).

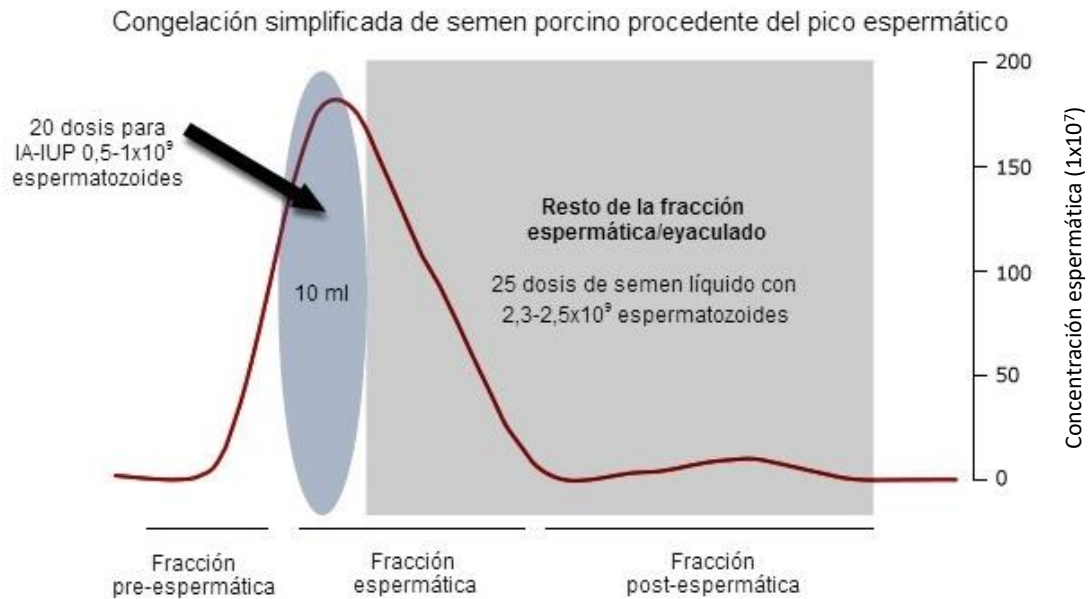
Como ya se ha descrito, el eyaculado del cerdo es fraccionado y consiste de una primera fracción que en principio solo contiene secreción de la próstata y algo de gel de las glándulas bulbouretrales (acuosa, translúcida a opaca en color). La segunda porción del eyaculado, fácilmente identificable por su color blanco a lechoso, se llama fracción rica en espermatozoides a la que le sigue otra fracción (post-espermática) donde el número de espermatozoides disminuye rápidamente y donde la secreción creciente de las vesículas seminales y de las glándulas bulbouretrales dominan (la fracción post-espermática vuelve a ser translúcida u opaca, dependiendo del volumen de la secreción bulbouretral que

contenga). El volumen del eyaculado varía normalmente dentro de un rango importante (100 a 300 ml) pero si el volumen colectado es menos de 50 ml y la concentración espermática muy baja, hay razón para pensar que la eyaculación (colección) no ha sido completa y debe repetirse. La presión manual (o la presión de la VA) sobre el espiral peneano debe mantenerse durante toda la eyaculación. El espermatozoides colectado debe evaluarse lo más rápidamente posible luego de la colección, aunque puede -sin riesgo alguno- mantenerse en el termo de colección hasta una hora luego del muestreo (Rodríguez, 2005).

Luego de la colección del eyaculado se examina su color, su olor, su aspecto, así como la concentración y motilidad espermáticas. Luego de esta evaluación inmediata se preparan muestras para la evaluación morfológica del semen. Por último, se determina el volumen del eyaculado (peso específico, 1 g/ml) y en caso de su uso previsible, se extiende el eyaculado con diluyentes apropiados. El semen debe tenerse en todo momento en condiciones óptimas de temperatura (20° C) ya sea sin extensión o extendido con un diluyente apropiado, en casos en que la evaluación no pueda hacerse de inmediato (Rodríguez, 2005).

1.4.5 Fracciones del eyaculado

El eyaculado porcino consta de 3 fracciones que pueden diferenciarse visualmente durante la recogida manual (Figura N° 3): fracción preespermática (acuosa, con algunos coágulos gelatinosos, sin espermatozoides y de unos 10-20 ml), la fracción espermática (más densa, con espermatozoides, sin coágulos, de 30-50 ml) y la postespermática (otra vez acuosa, con coágulos y de 150-200 ml). Estudios han mostrado que los espermatozoides contenidos en los primeros 10 ml de la fracción espermática (también llamada pico espermático, que contiene el 15-20% de todos los espermatozoides) es más resistente al manejo (desde la dilución hasta la refrigeración) y la criopreservación que el resto de espermatozoides del eyaculado. Se considera que el hecho de que los primeros espermatozoides estén acompañados por una secreción específica (epidídimo/próstata), que contiene proteínas asociadas a la fertilidad, explica la mayor resistencia al manejo (Rodríguez, 2013).



Línea roja: concentración espermática típica durante un eyaculado porcino.

IA-IUP: IA intrauterina profunda.

Figura N° 3: Fracciones de eyaculado porcino (Rodríguez, 2013).

Un típico eyaculado de verraco presenta 3 fracciones distintas dependiendo – entre otros parámetros – de la concentración espermática (representada aquí con una línea roja). El pico espermático suele estar contenido en los primeros 10 ml de la fracción espermática. Si se congela, el pico espermático puede producir 20 dosis para IA intrauterina profunda, mientras que el resto del eyaculado (la fracción espermática) todavía puede producir unas 25 dosis seminales líquidas para IA convencional (Rodríguez, 2013).

1.5 Evaluación de calidad seminal

La evaluación de la calidad del semen para IA (colección, extensión y enfriado [e incluso congelado y descongelado]) son de primordial importancia para prevenir caídas en la eficiencia reproductiva del hato porcino. La evaluación del verraco requiere de exámenes clínicos y de laboratorio. El análisis seminal *in vitro* (espermograma), complementario del examen clínico, es de alto valor diagnóstico para evaluar (en forma indirecta) la función testicular, epididimaria y del tracto genital del verraco, permitiendo eliminar casos claros de infertilidad o, incluso, de sub-fertilidad potencial. Asimismo, nos permite determinar el grado de normalidad del semen antes de ser procesado para IA (Rodríguez, 2005).

1.5.1 Evaluación macroscópica

1.5.1.1 Color, aspecto y consistencia.

La fracción rica del eyaculado normal presenta color opaco, blanco, nacarado, puede ser ligeramente amarillento o grisáceo, con aspecto cremoso y denso (Roldán, 2017).

Alteraciones del color:

- Amarillo franco: indica presencia de orina o pus.
- Rojizo: sangre fresca procedente de lesiones del pene. La intensidad del color rojo dependerá de la magnitud de la lesión. A veces, la administración de algunos medicamentos también puede dar coloraciones de este tipo.
- Marrón: presencia de sangre o materia fecal.
- Muy transparente: escasa presencia de espermatozoides.
- Muy opaco: presencia de un proceso inflamatorio con infiltración leucocitaria.

Cabe aclarar que la presencia de leucocitos en semen es normal, siempre y cuando los valores no sean superiores a 1×10^6 leucocitos/ml de semen (Roldán, 2017).

1.5.1.2 Volumen

Se pesa la muestra en una balanza electrónica (peso específico, 1 g/ml) (Roldán, 2017).

1.5.2 Evaluación microscópica

1.5.2.1 Motilidad

En todas las especies animales estudiadas, la motilidad es el parámetro tal vez más importante en cuanto a su correlación con los valores de fecundidad *in vivo* (Roldán, 2017).

La evaluación de la motilidad espermática es una maniobra que requiere cierto entrenamiento debido a que da lugar a muchas apreciaciones subjetivas.

En la práctica, lo ideal es que sea realizada siempre por la misma persona con el fin de evitar la suma de errores de apreciación (Roldán, 2017).

Motilidad masal:

Consiste en la observación de una gota de semen con bajo aumento (40X) y evaluación de los movimientos espermáticos en oleadas. Una correcta oleada espermática (o los remolinos que se forman) se producirá tanto por la presencia

de espermatozoides vigorosos como por la abundante cantidad de ellos. Este método se utiliza cuando la granja no cuenta con equipamiento suficiente (microscopio de alta resolución) o en casos en donde deben hacerse las evaluaciones con la mayor rapidez posible (Roldán, 2017).

Motilidad individual:

Consiste en la evaluación microscópica del semen con mayores aumentos (100X). Permite observar los movimientos de los espermatozoides en su conjunto y en forma individual.

Las calificaciones suelen hacerse de manera diferente de acuerdo con las preferencias del operario; pero en general combinan la observación de la calidad del movimiento con el porcentaje de espermatozoides que experimentan la máxima calidad de ese movimiento (Roldán, 2017).

La calidad del movimiento se evalúa con un puntaje que va del 0 al 5 (siendo el 0 la falta total de movimiento y el 5 representando la motilidad óptima de tipo progresiva y rectilínea) y que representa el tipo de movimiento que predomina en el total de la masa de espermatozoides.

El porcentaje de espermatozoides móviles se evalúa en un rango que va del 0 al 100% indicando el porcentaje de espermatozoides que experimenta movimiento. Una muestra debe poseer al menos una motilidad del 70 % tipo 3 (Roldán, 2017).

1.5.2.2 Aglutinación

Al evaluar la motilidad espermática, a veces se observan cúmulos de células más o menos grandes; es la aglutinación espermática. Ésta se evalúa de 0 a +++, siendo las 3 cruces una aglutinación muy evidente. Al evaluar la motilidad de la muestra, las células aglutinadas no se consideran en el porcentaje total de las células en movimiento (Roldán, 2017).

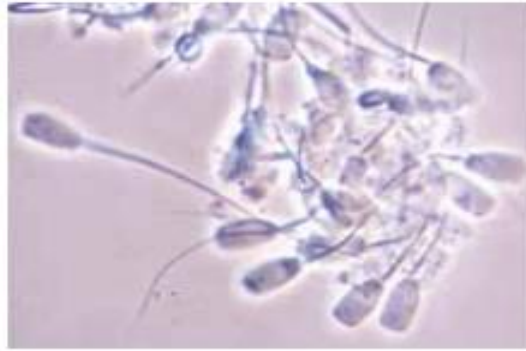


Figura N°4: Detalle de aglutinación espermática (Roldán, 2017).

1.5.2.3 Vitalidad o test de exclusión de la eosina

El test de exclusión de la eosina nos permite evaluar la integridad física y funcional de las membranas espermáticas ya que sólo las membranas intactas son capaces de impedir el ingreso del colorante al interior de la célula, debido a su permeabilidad selectiva. Se consideran aquellas muestras que poseen una vitalidad mayor al 70% (Roldán, 2017).

1.5.2.4 Morfología espermática

La presencia de alteraciones morfológicas es común en los eyaculados y no suele revestir importancia si su valor no supera al 10 % de los espermatozoides de la muestra.

Los defectos morfológicos más frecuentes son: gotas citoplasmáticas proximales y distales, colas enrolladas o en látigo, cabezas desprendidas y cabezas piriformes (Roldán, 2017).

1.5.2.5 Concentración espermática

El recuento es muy importante ya que va a permitir determinar el número de dosis óptimo utilizables de un eyaculado. Este recuento debe ser preciso, especialmente en las técnicas de inseminación post cervical que se rentabilizan disminuyendo el número de espermatozoides por dosis. Ningún método es perfecto y es necesario reevaluar la técnica y el material utilizado

periódicamente. El desafío es determinar el número de dosis con 3 mil millones de espermatozoides vivos.

El método más difundido es el de la cámara de recuento, haciendo uso de una cámara de Burker (Roldán, 2017).

1.6 Factor temperatura

Las altas temperaturas tienen un efecto negativo en la calidad y producción del semen del cerdo, afecta la motilidad espermática, concentración, fracción sólida, y número de espermatozoides. Además, incrementa la incidencia de anomalías (Chemineau, 1992; Fuentes, 1993). Durante la segunda semana que sigue al periodo de estrés térmico, la motilidad del semen disminuye (Chemineau, 1992). Los machos alojados a temperatura ambiente ($\leq 10^{\circ}\text{C}$) producen mayor volumen de semen que aquellos alojados a $+ 17^{\circ}\text{C}$. (Colenbrander, 1990; Hernández, 1998).

2. Hipótesis de trabajo

Se produce una disminución en la calidad seminal en la estación verano, provocando una disminución en la concentración de espermatozoides potencialmente fértiles.

Hipótesis nula

No existe variación de la concentración espermática porcina entre las diferentes estaciones del año. No hay diferencias estadísticas entre las medias de la concentración espermáticas de las diferentes estaciones del año.

3. Objetivo

Con la finalidad de evaluar si existen diferencias en la concentración espermática a lo largo de las estaciones del año es que se planteó el presente estudio.

3.1 Objetivo general

Estudio de la calidad seminal en los padrillos del criadero de la UNNOBA a lo largo de las estaciones del año.

3.2 Objetivos específicos

1. Estudiar las variables macroscópicas de la calidad seminal en cada extracción.
2. Estudiar las variables microscópicas de la calidad seminal en cada extracción.
3. Recolectar la variable térmica temperatura durante las extracciones de semen dentro del criadero donde los animales están alojados.

4. Materiales y métodos

El presente trabajo se realizó en el Campo Experimental de la Universidad Nacional del Noroeste de la Provincia de Buenos Aires (UNNOBA), en la localidad de Roca, partido de Junín, Buenos Aires (34°28'49"S 60°52'31"W).

Las extracciones seminales se realizaron con una frecuencia promedio de 11 días, durante el periodo de un año, totalizando 32 extracciones.

Se relevaron los datos de las extracciones en el mismo momento en que se realizaron.

Durante este período los cerdos machos fueron conducidos bajo confinamiento en condiciones controladas. La técnica de extracción fue la de "mano enguantada" y la dieta suministrada, expeler de maíz 70:30 + núcleo vitamínico/mineral con sistema automático.

Los datos analizados fueron los siguientes:

- Color, aspecto y consistencia
- Volumen
- Motilidad
- Aglutinación
- Vitalidad
- Morfología
- Concentración
- Temperatura ambiente del criadero de cerdos

4.1 Selección de reproductores

Los dos reproductores machos utilizados provienen de La Botica Genética Porcina S.A. Los machos son híbridos de cruce entre la raza Duroc y Pietrain, de entre 3 y 3,5 años de edad.

4.2 Colección del semen

La colección del semen se realizó en la sala de colección. Se llevó adelante manualmente, con la técnica de mano enguantada (el llamado método japonés) (Figura N° 5).



Figura N° 5: Colecta de semen realizada en el Campo Experimental de la Universidad Nacional del Noroeste de la Provincia de Buenos Aires (UNNOBA).

Se utilizó un potro de metal para la colección, al cual los cerdos entrenados montaron sin mayores problemas. El semen se recolectó en una bolsa de plástico montada en un recipiente aislante de boca ancha. La apertura del recipiente se cubrió con gasa a los efectos de evitar el contacto de la secreción gelificante de las glándulas bulbouretrales con el resto del eyaculado. Se dejó que el cerdo entre al área de colección y se familiarice con el ambiente y el potro de colección. Una vez que el cerdo montó en forma correcta el potro, se permitió también que haga movimientos de búsqueda de la vulva o por debajo del potro y cuando los movimientos de búsqueda disminuyeron, se atrapó el glande del pene (porción espiralada) con la mano y se ejerció fuerte presión manual – continuada- sobre el espiral. La eyaculación demoró entre 5 y 15 minutos en promedio.

Luego de la colección del eyaculado se determinó el volumen (peso específico, 1 g/ml), se examinó su color, su olor, su aspecto, así como la concentración y motilidad espermáticas. Luego de esta evaluación inmediata se prepararon muestras para la evaluación morfológica del semen. Por último, en caso de uso previsible, se extendió el eyaculado con diluyentes apropiados. El semen se mantuvo en todo momento en condiciones óptimas de temperatura (20° C).

4.3 Evaluación de los eyaculados

La calidad del semen de los eyaculados de ambos padrillos se evaluó en el laboratorio instalado en el mismo predio.

4.4 Evaluación macroscópica

Las determinaciones macroscópicas se realizaron inmediatamente tomada la muestra.

4.5 Color, aspecto y consistencia

La evaluación se realizó directamente de forma visual, inmediatamente tomada la muestra.

4.6 Volumen

La medición del volumen se llevó a cabo previo a cualquier análisis. Se determinó el volumen del eyaculado por peso específico (1 g/ml), con balanza electrónica portátil Ohaus Traveler TA1501 (rango de 1500 g, precisión 1 g).

4.7 Evaluación microscópica

Las determinaciones microscópicas se realizaron inmediatamente tomada la muestra.

4.8 Motilidad

Fue siempre realizada por la misma persona con el fin de evitar la suma de errores de apreciación (Roldán, 2017).

Motilidad masal:

Se observó una gota de semen con bajo aumento (40X) y evaluaron los movimientos espermáticos en oleadas. Una buena oleada espermática (o los remolinos que se forman) indicó la presencia de abundantes espermatozoides vigorosos.

Motilidad individual:

Se observó el semen con mayores aumentos (100X). Se determinaron los movimientos de los espermatozoides en su conjunto y en forma individual.

La calidad del movimiento se evaluó con un puntaje que va del 0 al 5 (siendo el 0 la falta total de movimiento y el 5 representando la motilidad óptima de tipo

progresiva y rectilínea) y que representa el tipo de movimiento que predominó en el total de la masa de espermatozoides (Roldán, 2017).

PROTOCOLO

Material necesario:

Portaobjetos

Cubreobjetos

Pipeta automática p20

Platina termostatzada

Microscopio óptico

Procedimiento:

1) Colocar una gota de semen (10 μ L aproximadamente) en un portaobjetos templado a 39 °C o en platina termostatzada a la misma temperatura.

2) Colocar sobre la gota un cubreobjetos ejerciendo una leve presión.

3) Observar a 100X con microscopio de luz blanca.

4) Determinar el porcentaje de espermatozoides con motilidad (0-100%) y cuantificar dicha motilidad según la siguiente escala (Figura N° 6):

- 0: sin movimiento.
- 1: ligera ondulación o vibración de cola, sin progresión.
- 2: progresión lenta, incluyendo detención y comienzo de movimiento.
- 3: movimiento progresivo continuo y moderada velocidad.
- 4: movimiento progresivo, rápido.
- 5: movimiento progresivo muy rápido, en el cual las células son difíciles de seguir visualmente.

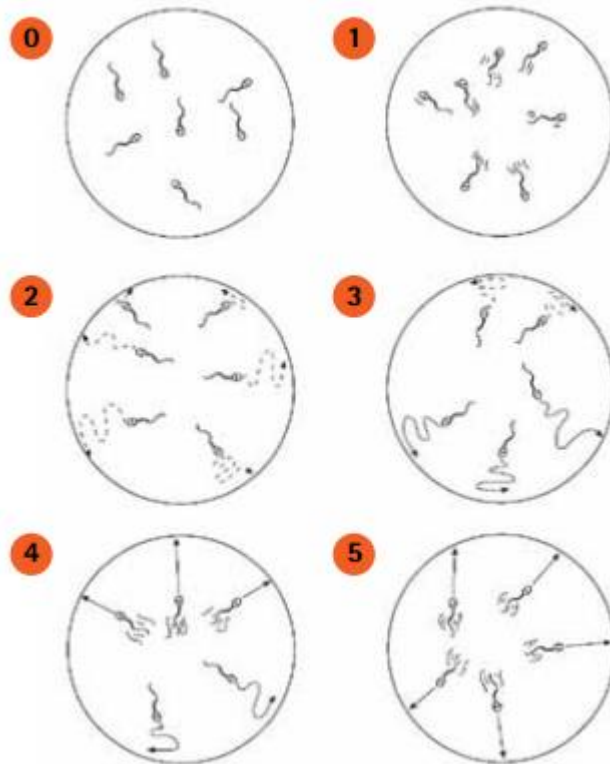


Figura N° 6: Evaluación del movimiento individual (Roldán, 2017).

Se recorrió todo el preparado ya que los espermatozoides menos vitales, suelen agruparse en los bordes por ser arrastrados al ejercer presión (Roldán, 2017).

4.9 Aglutinación

Las aglutinaciones espermáticas se evaluaron de 0 a +++, siendo las 3 cruces una aglutinación muy evidente. Al evaluar la motilidad de la muestra, las células aglutinadas no se consideraron en el porcentaje total de las células en movimiento (Roldán, 2017).

4.10 Vitalidad o test de exclusión de la eosina

Este test se utilizó para evaluar la integridad física y funcional de las membranas espermáticas ya que sólo las membranas intactas fueron capaces de impedir el ingreso del colorante al interior de la célula, debido a su permeabilidad selectiva. Se consideraron aquellas muestras que tuvieron una vitalidad mayor al 70% (Roldán, 2017).

PROTOCOLO

Material necesario:

Solución de Eosina Y al 0,5 % (v/v) en solución fisiológica.

Pipeta automática

Portaobjetos

Cubreobjetos

Microscopio óptico

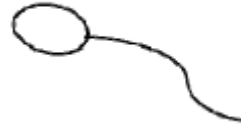
Procedimiento:

- 1) Colocar 5 μL de solución de Eosina Y en un portaobjetos templado y sobre ésta 5 μL de semen.
- 2) Mezclar suavemente con la ayuda de la pipeta.
- 3) Realizar inmediatamente un extendido y secar al aire (es importante que este período de secado sea lo más breve posible).

Los espermatozoides con la membrana íntegra y biológicamente funcional, no permitieron el paso del colorante por difusión, por lo tanto, se observaron incoloros. Los espermatozoides que presentaron alguna alteración de membrana o estuvieron muertos y por lo tanto la membrana no fue funcionalmente activa, permitieron el paso del colorante y adoptaron el color de la Eosina Y (Roldán, 2017) (Figura N° 7).



Espermatozoide muerto, el colorante atraviesa la membrana tiñéndolo



Espermatozoide vivo, el colorante no atraviesa la membrana plasmática

Figura N° 7: Determinación de la vitalidad mediante tinción con colorantes no permeable (Roldán, 2017).

4.11 Morfología espermática

La presencia de alteraciones morfológicas se determinó mediante microscopio óptico (Roldán, 2017).

PROTOCOLO

Material necesario:

Solución fisiológica formolada 0,20% v/v (solución fisiológica + formol al 0,2%)

Portaobjetos

Cubreobjetos

Microscopio óptico

Procedimiento:

- 1) Fijar los espermatozoides durante 15 minutos en solución fisiológica formolada en una relación 1:1 a temperatura ambiente.
- 2) Colocar 10 μ L de semen fijado en un portaobjetos, cubriéndolo con un cubreobjetos.
- 3) Observar la muestra a 40X.

Los defectos morfológicos más frecuentes fueron: gotas citoplasmáticas proximales y distales, colas enrolladas o en látigo, cabezas desprendidas y cabezas piriformes (Roldán, 2017) (Figura N° 8).

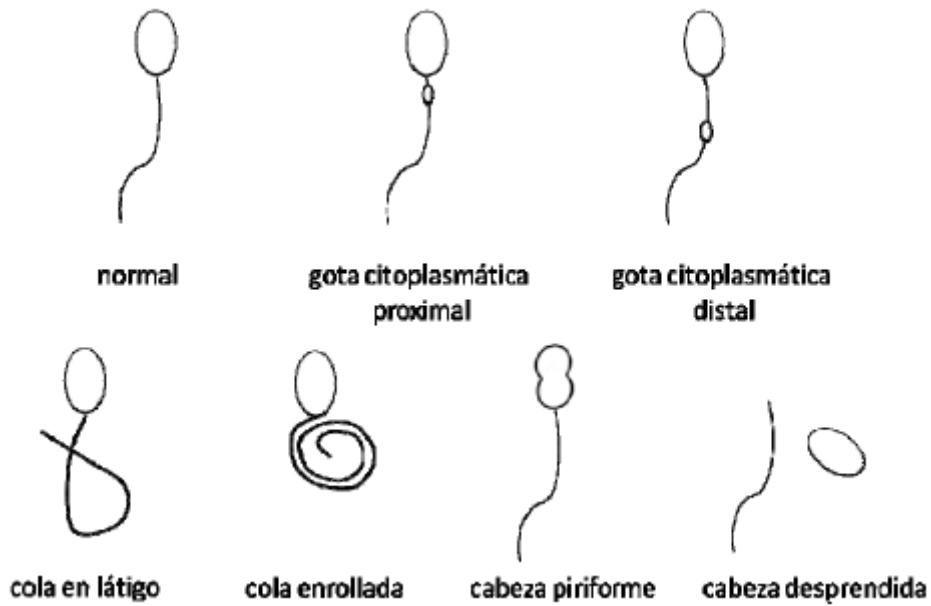


Figura N° 8: Esquema de las anomalías más frecuentes (Roldán, 2017).

4.12 Concentración espermática

Se determinó mediante el método de la cámara de recuento, con uso de una cámara de Burker (Roldán, 2017):

PROTOCOLO

Materiales:

Un envase graduado de 100 ml.

Solución de contaje: citrato de sodio (3,4%) tratada con formol.

Micropipeta automática de 1 ml con puntas de un solo uso.

Cámara de Bürker.

Método:

Realizar una solución de 100 ml.

1 ml de semen puro.

99 ml de solución de contaje.

Agitar el frasco y depositar una gota sobre la cámara de recuento.

Se contaron los espermatozoides que hubo en 40 cuadrados pequeños. Se tuvieron en cuenta los espermatozoides que se encontraron en su totalidad dentro del cuadrante y aquellos cuyas cabezas estuvieron tocando los bordes inferior e izquierdo (Figura N° 9). Los espermatozoides que poseían algún tipo de morfología no deseada fueron descartados del total logrado en los 40 cuadrados (Roldán, 2017).

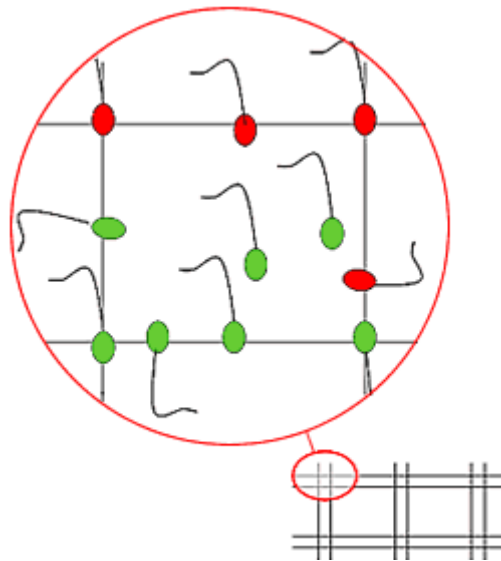


Figura N° 9: Esquema del recuento mediante el uso de cámara de Burker. En este caso los espermatozoides contabilizados son 7 (verdes) y los descartados 4 (rojo) (Roldán, 2017).

Una vez finalizado el recuento se completó la siguiente fórmula:

$$\text{Dosis} = \frac{(\text{Espermatozoides totales} - \text{espermatozoides con morfo anomalías}) \times \text{Volumen eyaculado}}{350}$$

350

4.13 Temperatura ambiente del criadero

Se registró la temperatura ambiente, dentro del criadero, al inicio de la extracción. Se utilizó un termómetro digital colocado dentro de las instalaciones.

4.14 Análisis estadístico de la información

La variable concentración se evaluó mediante un análisis de Muestras Apareadas. En el mismo se consideró el efecto estación del año, esto es, verano, otoño, invierno y primavera. $\alpha = 0,05$. Para el análisis de datos se utilizó el software Excel.

H0: media de X = media de Y

H1: media de X \neq media de Y

5. Resultados

5.1 Evaluación calidad espermática macroscópica

5.1.1 Color, aspecto y consistencia

Al analizar los parámetros macroscópicos color, aspecto y consistencia, no se evidenciaron diferencias entre ambos padrillos. En cuanto al color y el aspecto fue nacarado, pudiendo ser ligeramente amarillento o grisáceo, sin olor, con consistencia cremosa y densa. En ninguna ocasión se debió descartar una muestra de eyaculados debido a estos parámetros macroscópicos (Figura N° 10). Para ambos reproductores, solo una vez se presentó el eyaculado color rosáceo.

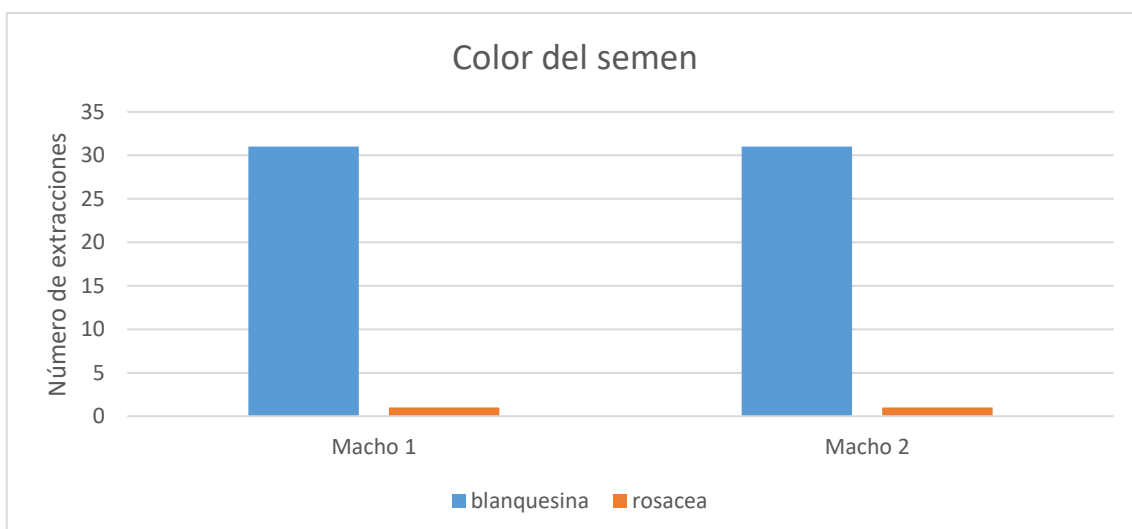


Figura N° 10: Color del semen obtenido en las extracciones. Blanquesina = normal. Rosácea = rastros de sangre presente.

5.1.2 Volumen

Durante el presente trabajo el volumen promedio de eyaculado para el Macho 1 fue de 254,5 ml. Respecto a la variación anual, el valor mínimo se encontró en enero siendo 149 ml, mientras que el valor máximo fue de 388 ml en el mes de junio. El Macho 2 presentó un volumen promedio de 227,4 ml con valor mínimo de 109 ml y máximo de 427 ml en Mayo y Julio respectivamente (Figura N° 11).

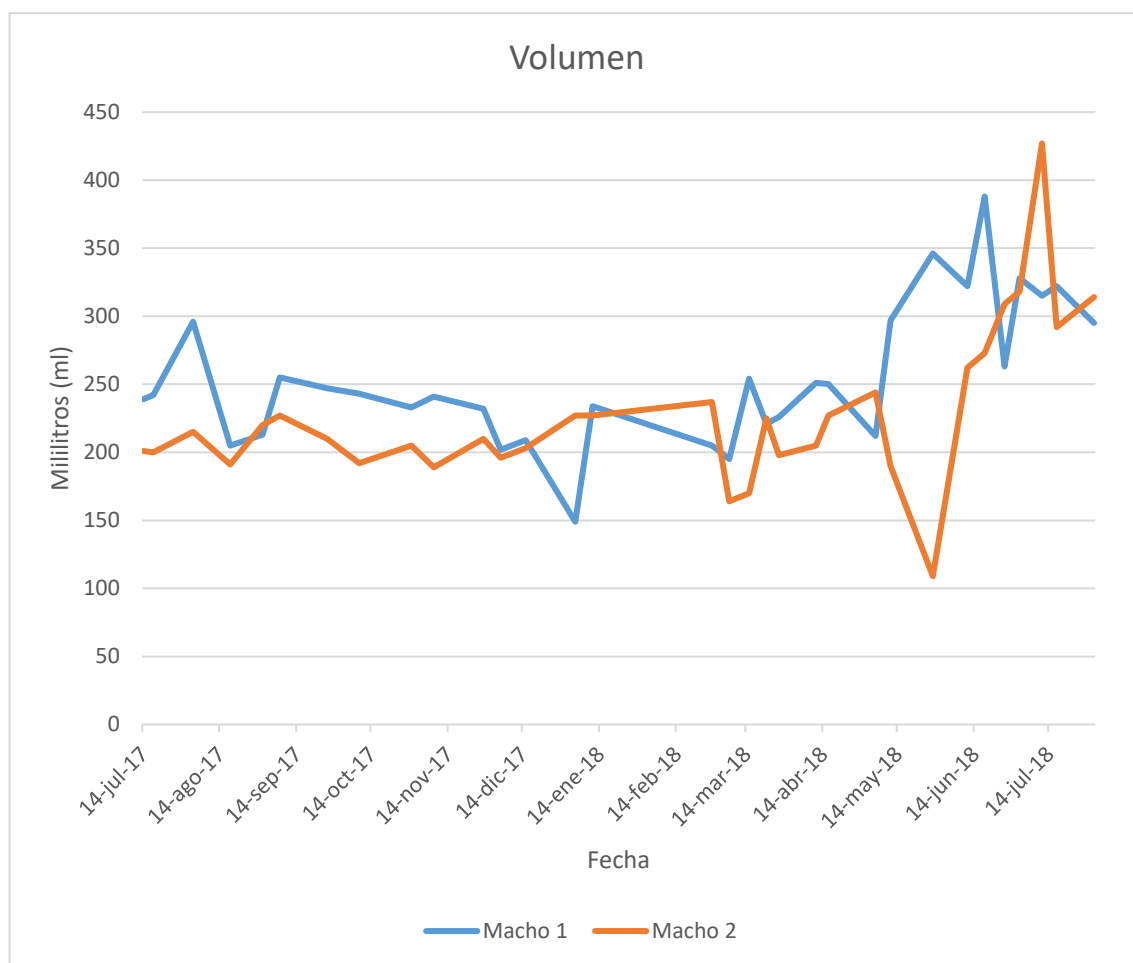


Figura N° 11: Volumen de semen obtenido durante las extracciones para ambos machos.

5.2 Evaluación calidad espermática microscópica

5.2.1 Motilidad

El promedio de la motilidad masal para el Macho 1 fue de 3,38 correspondiente a un movimiento progresivo continuo y moderada velocidad. Con una variación anual de entre 3 y 4 puntos. Se registraron dos casos aislados donde se obtuvo un valor de 2 en el mes de marzo y 5 en el mes de mayo (Figura N° 12). En cuanto al Macho 2, su promedio fue de 3,03. Su variación anual estuvo entre 2 y 4 puntos (Figura N° 12).

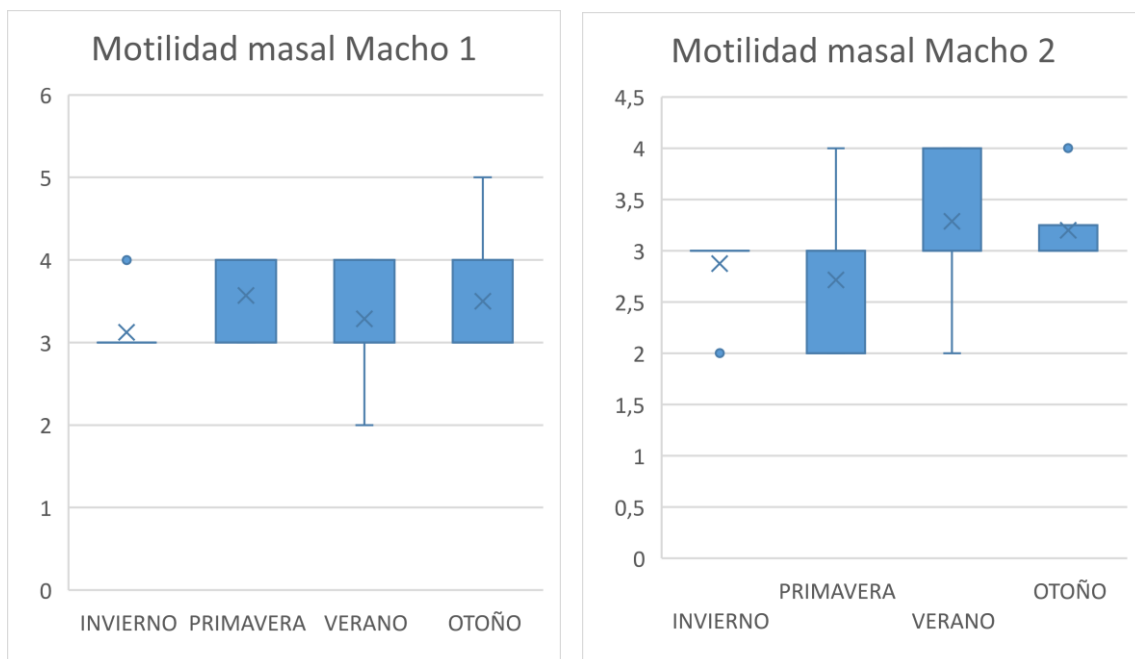


Figura N° 12: Motilidad masal de los espermatozoides por extracción.

La motilidad individual del Macho 1 dio un promedio de 3,25. Los valores estuvieron entre 3 y 4 puntos, con una observación de 1 punto en marzo y 5 en mayo. La motilidad individual del Macho 2 dio un promedio de 3,1. Sus observaciones mostraron resultados entre los 2 y 4 puntos (Figura N° 13).

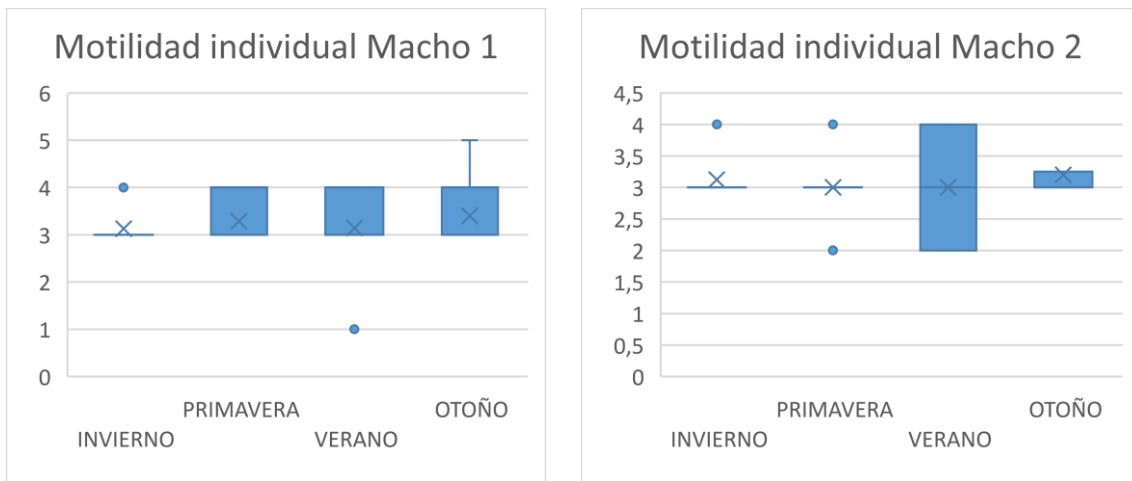


Figura N° 13: Motilidad individual de los espermatozoides por extracción.

5.2.2 Grado de aglutinación

Respecto a la variable aglutinación, el Macho 1 presentó un promedio de 1,7 a lo largo del año, con valores mínimos de 1 y máximos de 3. En cuanto al Macho 2, su promedio anual fue de 1,8 y los valores mínimos y máximos fueron de 1 y 3 respectivamente (Figura N° 14).

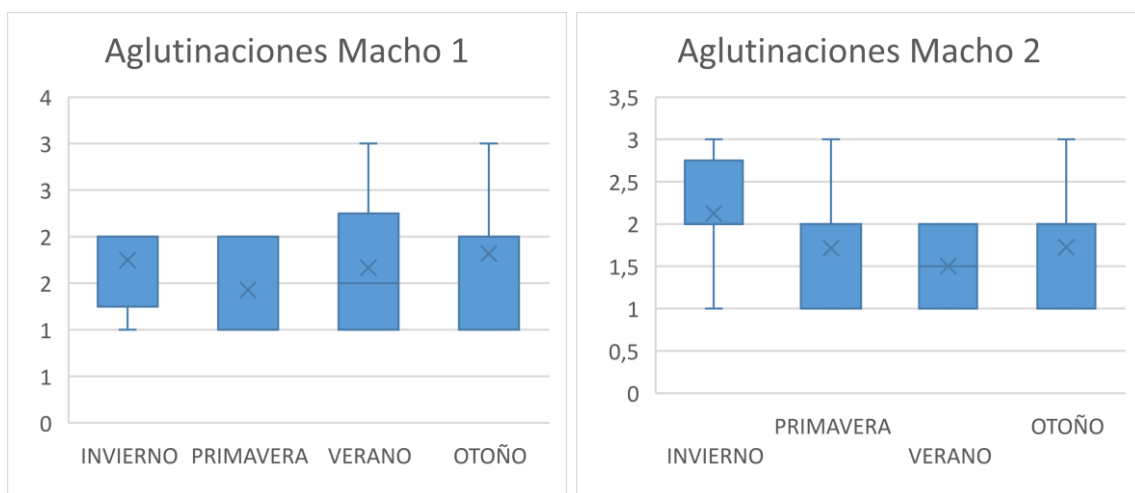


Figura N° 14: Grado de aglutinación espermática durante el año.

5.2.3 Porcentaje de espermatozoides vivos

La vitalidad de los espermatozoides para el Macho 1 arrojó un promedio 77,7% a lo largo del año, con valores próximos al 70% en invierno y otoño. Los valores máximos, cercanos al 85% se registraron durante los meses de primavera y fin de otoño (Figura N° 15).

En cuanto al Macho 2 su promedio anual fue de 75,5%. Sus valores mínimos en torno al 70% fueron durante otoño e invierno. Y su valor máximo alrededor del 80% fue hacia fines de la primavera (Figura N° 15).

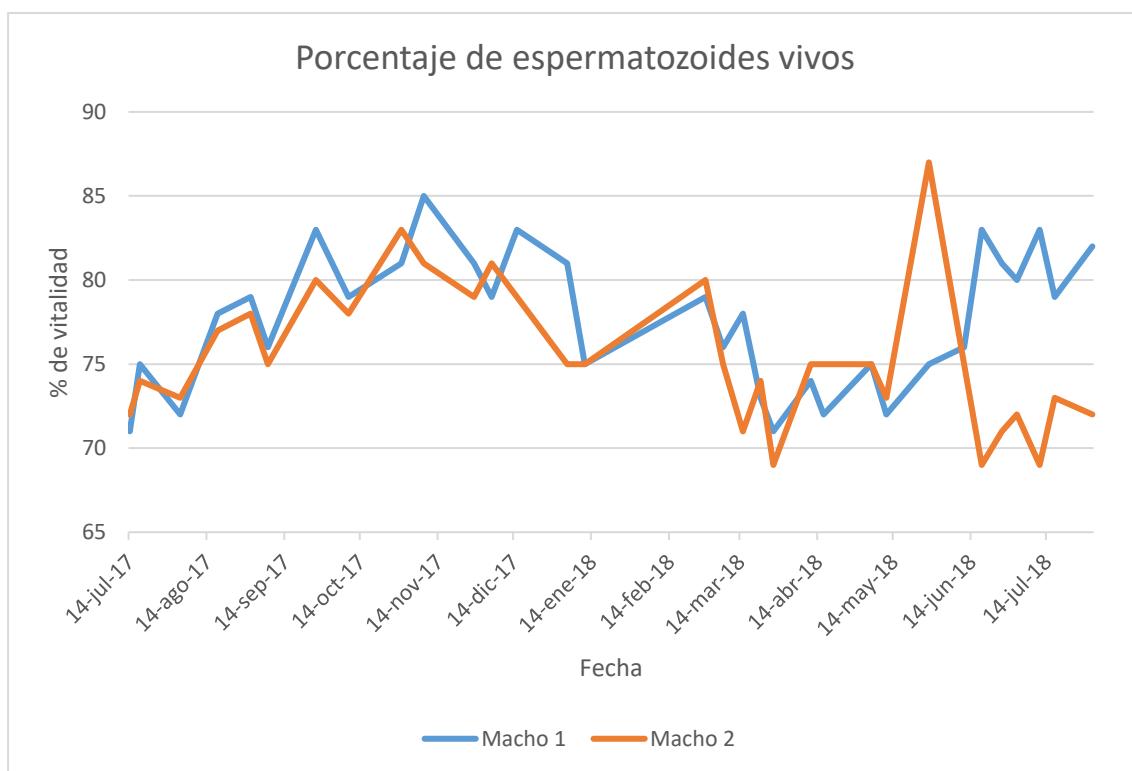


Figura N° 15: Variación de la vitalidad para ambos machos, durante el año evaluado.

5.2.4 Morfología

El promedio de anomalías para el Macho 1 presentó un valor de 4,8. Sus valores mínimos fueron 2 y 0 puntos, registrados en otoño y primavera. La máxima cantidad de anomalías se presentó hacia finales del verano con un total de 12 casos (Figura N° 16).

En tanto para el Macho 2, su promedio anual de anomalías fue de 4,1. El registro de valores mínimos fue de 1 y 0 casos en primavera y otoño respectivamente. En cuanto al valor máximo, tuvo un valor máximo de 8 hacia finales del verano (Figura N° 16).

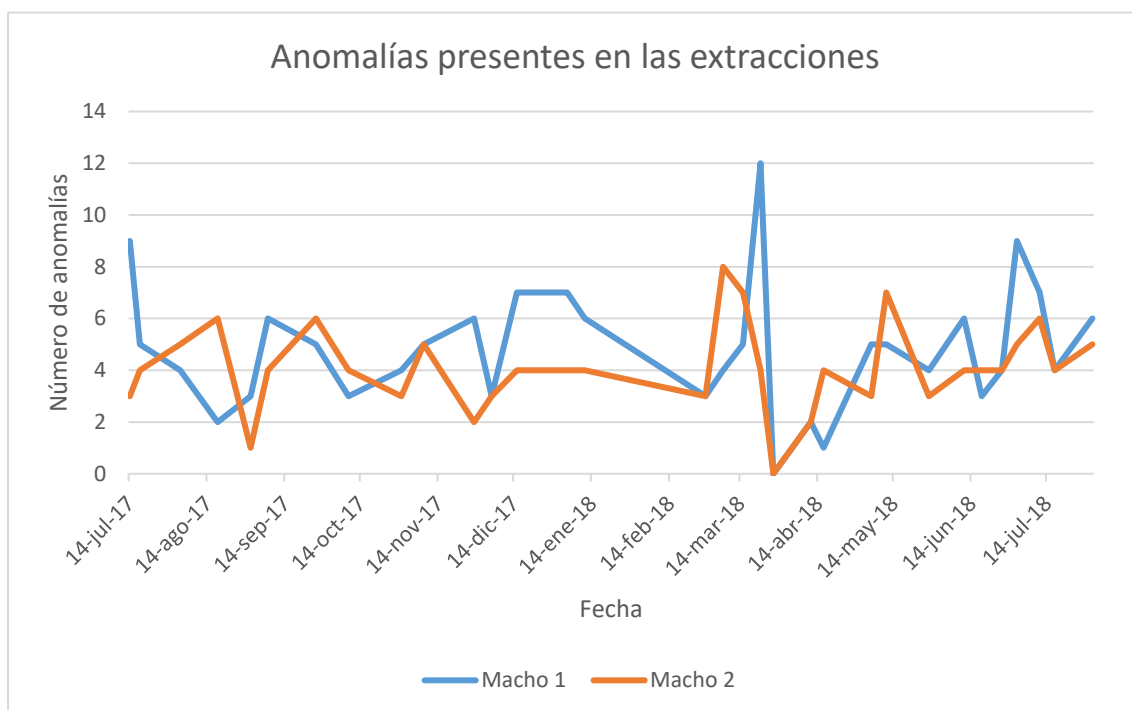


Figura N° 16: Anomalías espermáticas presentes en las extracciones para ambos reproductores.

5.2.5 Concentración espermática

Para el Macho 1 la concentración espermática tuvo un promedio de 29,2 dosis. Su valor máximo se encontró en fines de otoño con un valor de 50 dosis. En tanto que su menor resultado fue en fines de verano con 10 dosis (Figura N° 17).

El promedio de concentración espermática para el Macho 2 fue de 20,1 dosis. En cuanto a su máximo resultado fue en fines de otoño con 34,4 dosis. Y en el final de verano se registró el mínimo valor de 6,7 dosis (Figura N° 17).

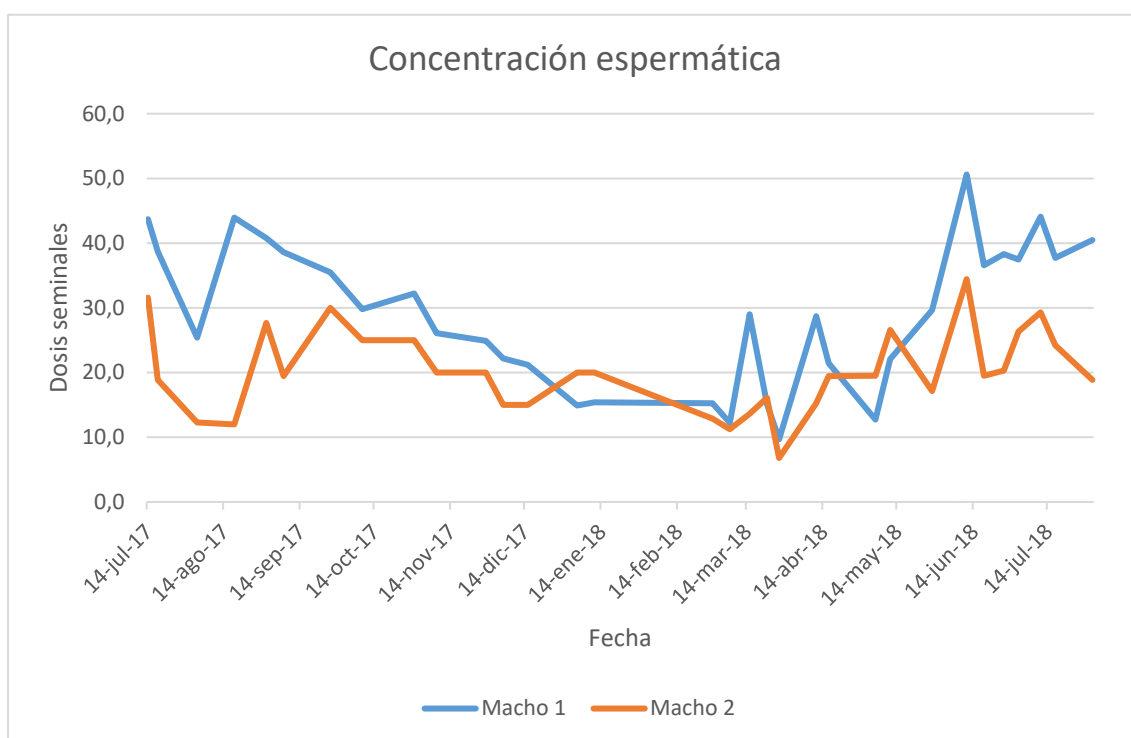


Figura N° 17: Concentración espermática para ambos reproductores.

5.3 Temperatura ambiente del criadero

La temperatura anual registró un valor promedio de 18 °C. En tanto al valor mínimo, fue de 8 °C en junio. Y el valor máximo se encontró en enero con 27 °C (Figura N° 18).

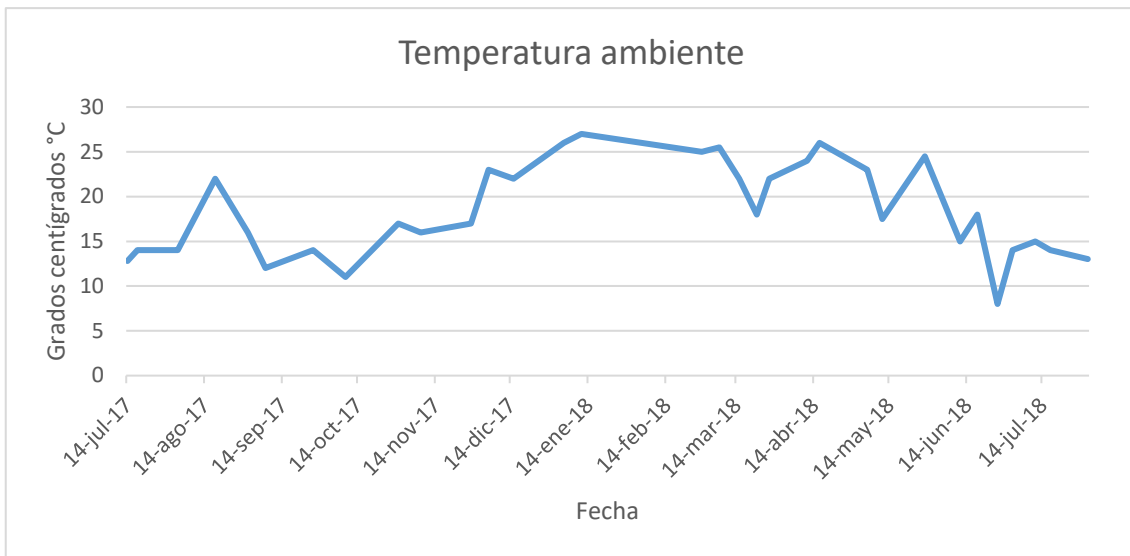


Figura N° 18: Temperatura ambiente registrada dentro del criadero al momento de la extracción.

5.4 Análisis estadístico de la concentración espermática

Prueba t para medias de dos muestras emparejadas.

Alfa = 0,05.

Ho = no hay diferencias estadísticas entre las medias de la concentración espermática de las estaciones evaluadas.

Acepto Ho si p- es mayor que 0,05.

Rechazo Ho si p- es menor que 0,05.

Macho 1

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Verano</i>	<i>Otoño</i>
Media	17,11306122	23,75591837
Varianza	29,71222818	71,28671254
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	0,145802225	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-1,878041245	
P(T<=t) una cola	0,05472592	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,10945184	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Verano</i>	<i>Invierno</i>
Media	17,11306122	38,63020408
Varianza	29,71222818	39,10894383
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	0,065347078	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-7,095863801	
P(T<=t) una cola	0,00019666	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,000393319	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Verano</i>	<i>Primavera</i>
Media	17,11306122	27,41428571
Varianza	29,71222818	27,97142857
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	-0,278222445	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-3,174167122	
P(T<=t) una cola	0,00960857	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,01921714	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Otoño</i>	<i>Invierno</i>
Media	23,75591837	38,63020408
Varianza	71,28671254	39,10894383
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	-0,208132235	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-3,420443375	
P(T<=t) una cola	0,007068018	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,014136035	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Otoño</i>	<i>Primavera</i>
Media	23,75591837	27,41428571
Varianza	71,28671254	27,97142857
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	-0,599597491	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-0,783004931	
P(T<=t) una cola	0,23169989	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,46339978	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Invierno</i>	<i>Primavera</i>
Media	38,63020408	27,41428571
Varianza	39,10894383	27,97142857
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	-0,194792454	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	3,318423611	
P(T<=t) una cola	0,008017884	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,016035768	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

Se encontraron diferencias estadísticas entre las medias:

Verano – Invierno

Verano – Primavera

Otoño – Invierno

Invierno – Primavera

Siendo la media hallada en verano estadísticamente menor que las de invierno y primavera, la media de otoño fue menor que en invierno y la media de invierno estadísticamente menor que la de primavera. Así, la media con mayor valor fue la de invierno, luego primavera, le siguió otoño y por último la de verano.

Macho 2.

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Verano</i>	<i>Otoño</i>
Media	15,38734694	19,0722449
Varianza	11,92659553	14,12588222
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	-0,576441386	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-1,522280445	
P(T<=t) una cola	0,08938231	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,178764621	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Verano</i>	<i>Invierno</i>
Media	15,38734694	20,40693878
Varianza	11,92659553	52,95350709
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	0,586340422	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-2,231803935	
P(T<=t) una cola	0,033549597	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,067099194	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Verano</i>	<i>Primavera</i>
Media	15,38734694	21,42857143
Varianza	11,92659553	30,95238095
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	0,524416601	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-3,352743299	
P(T<=t) una cola	0,007683532	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,015367063	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Otoño</i>	<i>Invierno</i>
Media	19,0722449	20,40693878
Varianza	14,12588222	52,95350709
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	0,135292953	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-0,457109531	
P(T<=t) una cola	0,331837698	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,663675396	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Otoño</i>	<i>Primavera</i>
Media	19,0722449	21,42857143
Varianza	14,12588222	30,95238095
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	-0,316613876	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-0,816355199	
P(T<=t) una cola	0,222745203	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,445490406	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

<i>Prueba t para medias de dos muestras emparejadas</i>	<i>Invierno</i>	<i>Primavera</i>
Media	20,40693878	21,42857143
Varianza	52,95350709	30,95238095
Observaciones	7	7
Coeficiente de correlación de Pearson	0,268479226	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-0,342817858	
P(T<=t) una cola	0,371713415	
Valor crítico de t (una cola)	1,943180281	
P(T<=t) dos colas	0,743426829	
Valor crítico de t (dos colas)	2,446911851	

Se encontraron diferencias estadísticas entre las medias:

Verano – Primavera

Siendo la media hallada en verano estadísticamente menor que la de primavera.

6. Discusión

Hoy en día con el aumento del consumo de carne porcina se hace indispensable llevar adelante un correcto y eficaz manejo de los reproductores en los criaderos (Baracaldo, 2008). Ser eficientes en el manejo de la inseminación artificial y por tanto tener un adecuado conocimiento de la calidad seminal, hacen que los costos económicos de la reproducción porcina se mantengan en niveles aceptable (Urrutia, 2008). En este sentido, es que se propuso evaluar cómo varía la calidad seminal a lo largo de las estaciones anuales.

Los resultados obtenidos en las evaluaciones macroscópicas y microscópicas mostraron los valores esperados y coinciden con los resultados de la literatura consultada. Siendo una disminución de calidad en la estación verano, mientras que en invierno y luego en primavera fueron los momentos donde los parámetros evaluados mostraron los mejores valores (Colenbrander, 1990). Entre la estación verano y la estación otoño no se encontraron diferencias estadísticas, por ser los momentos del año en que los parámetros seminales alcanzan los valores menos favorables.

Los valores observados en los parámetros seminales estudiados en el presente trabajo se asemejan a la literatura consultada, en particular a el trabajo de investigación “Efecto de la concentración espermática por dosis en dos protocolos de inseminación artificial en hembras porcinas” llevado adelante en Santiago de Chile por Urrutia Francisco en 2008, donde también se evaluaron las mismas variables reproductivas del cerdo macho respecto a la temperatura ambiental.

Sin duda alguna, cada vez hay que ser más eficientes en el manejo y la estrategia de producción debido a que los insumos necesarios para producir carne aumentan en cantidad y valor económico. Además, es fundamental ser social y ambientalmente responsables, para lograr una cadena agroalimentaria sustentable a largo plazo.

7. Conclusiones

De acuerdo a los resultados obtenidos en el presente trabajo de los parámetros de calidad seminal macro y microscópicos, se puede concluir que:

- La estación del año donde es mejor la calidad y cantidad de concentración espermática es invierno.
- Fin del verano es dónde hay que ser muy eficientes con el manejo reproductivo, debido a que la concentración y vitalidad espermática registran los valores mínimos.
- El orden de las estaciones anuales de mayor a menor concentración espermática, es el siguiente: invierno, primavera, otoño y verano.

8. Referencias

- Alarcón, C; Camacho, J; Gallegos, J. 2005. Manual del participante Producción de Cerdos. Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas. México. 10 pp. Disponible en URL <http://www.ciap.org.ar/Sitio/Archivos/14960672-Manual-de-Produccion-Cerdos.pdf>
- Artiga, C; Conde, P; Higuera, M; Casanova, B. 2003. Avances en el área de la reproducción porcina. Revista Suplemento Porcino. UCM Madrid, España. 1 pp. Disponible en URL https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_MG%2FMG_2003_158S_20_26.pdf
- Baracaldo, M. 2008. Control de calidad de semen porcino. Canadá. Disponible en URL <http://www.thepigsite.com/articles/2596/quality-control-of-extended-boar-semen/>
- Belstra, B. 2002. Intrauterine (Transcervical) and fixed-time artificial insemination in swine. Wisconsin, Estados Unidos. Disponible en URL <https://porkgateway.org/wp-content/uploads/2015/07/review-intrauterine-and-fixed-time-artificial-insemination-in-swine1.pdf>
- Bravo, O. 2017. Inseminación artificial en cerdos. INTA. Argentina. Disponible en URL https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_-
- Burke, P. 1999. The successful introduction of AI. Advances in Pork Production. Estados Unidos.
- Calzada, J; Di Yenno, F; Frattini, C. 2018. Radiografía de la producción de cerdos en Argentina. Bolsa de comercio de Rosario. Rosario, Argentina. 3 pp. Disponible en URL <http://www.bcr.com.ar/es/mercados/investigacion-y-desarrollo/informativo-semanal/noticias-informativo-semanal/radiografia-de>
- Chemineau, P. 1992. Medio ambiente y reproducción animal. Salamanca, España. Disponible en URL <https://www.fao.org/3/v1650t/v1650T04.htm>

- Colenbrander, B. 1990. Factors influencing semen quality in pigs. Wageningen, Países Bajos. Disponible en URL <https://www.bioscioproceedings.org/bp/0013/bp0013cpr8.pdf>
- Cuenca, M; Cevallos; J. 2017. Diluyentes utilizados en inseminación artificial porcina. REDVET Revista electrónica de Veterinaria. España. 2 pp. Disponible en URL <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63653009012>
- DOF. Diario oficial de la federación. 2018. Enfermedades y plagas exóticas y endémicas de notificación obligatoria de los animales terrestres y acuáticos. Secretaria de gobernación. México. pp. 3-8.
- Fao. Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2015. Aspectos importantes para el uso de la inseminación artificial, centros de procesamiento de semen porcino. Instituto de investigaciones porcinas, la Habana, Cuba. 1-2 pp. Disponible en URL https://www.fao.org/fileadmin/user_upload/faoweb/cuba/docs/Inseminaci%C3%B3nartificial.pdf
- Foot, R. 2002. The history of artificial insemination. Cornell University, Ithaca, Estados Unidos. 2 pp. Disponible en URL https://www.asas.org/docs/default-source/midwest/mw2020/publications/footehist.pdf?sfvrsn=59da6c07_0
- Fuentes, P. 1993. Effect of season on semen traits of boars in the tropics.
- Gadea, J. 2003. El uso de semen porcino congelado. Murcia, España. 1 pp. Disponible en URL <https://www.portalveterinaria.com/porcino/articulos/2788/el-uso-de-semen-porcino-congelado.html>
- Hernández, J. 1998. Variación anual de la calidad de semen porcino y su relación con parámetros reproductivos. Universidad Autónoma de Nuevo León. Monterrey, México. 11-50 pp. Disponible en URL <http://eprints.uanl.mx/594/1/1080098283.PDF>
- Huges, P. 2001. Manipulating Pig Production. Australia. 155 pp. Disponible en URL <https://www.apsa.asn.au/product/2001-manipulating-pig-production-viii/>
- Ito T; Niwa T; Kudo A. 1948. Studies on artificial insemination in swine. Zootech Exp Sta Res Bull. Vermont, Estados Unidos. 55 – 74 pp.
- Ivanoff E. 1922. On the use of artificial insemination for zootechnical purposes in Russia. The Journal of Agricultural Science. Cambridge, Inglaterra. 244 pp.

- Ivanow E. 1907. De la fécondation artificielle chez les mammifères. Francia. 377-511 pp.
- Kubus SA. 2014. Manual de inseminación artificial porcina 3a ed. España.
- McKenzie. 1931. A method for collection boar semen. Estados Unidos. 244 – 246 pp.
- Meritxell, D. 2014. Todo lo que siempre ha querido saber acerca del semen de un verraco. El Sitio Porcino. España. 1 pp. Disponible en URL <https://www.elsitioporcino.com/articulos/2516/todo-lo-que-siempre-ha-querido-saber-acerca-del-semen-de-un-verraco-2>
- Milanov V. 1932. The present position of artificial insemination in the pig. Animal Breed Vol 2. Rusia. 112 pp.
- Milovanov V. 1938. Artificial insemination in domestic animals. Seljhozgjiz, Moscu, Rusia. 191 pp.
- Polge, C. 1956. Artificial insemination in pigs. Huntingdon Road, Cambridge. 62-76 pp.
- Rath, D. 2002. Low dose insemination in the sow. Viena, Austria. Disponible en URL <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1046/j.1439-0531.2002.00377.x>
- Rivera, M. 2012. Inseminación artificial en cerdas. Ecuador. 5 pp. Disponible en URL <http://dspace.esPOCH.edu.ec/browse?type=author&value=Rivera+Cisneros%2C>
- Rodolfo. 1934. The physiology of reproduction in swine: 2. Some observations on mating. Liverpool, Inglaterra. 13 pp.
- Rodríguez Martínez, H. 2005. Evaluación de la calidad seminal en el verraco. Universidad Sueca de Ciencias Agrícolas (SLU), Uppsala, Suecia. 1-4 pp. Disponible en URL <http://www.avparagon.com/docs/reproduccion/ponencias/21.pdf>
- Rodríguez Martínez, H. 2013. ¿Es posible simplificar la congelación del semen porcino? Universidad Sueca de Ciencias Agrícolas (SLU), Uppsala, Suecia. 1 pp. Disponible en URL https://www.3tres3.com/es-ar/articulos/%C2%BFes-posible-simplificar-la-congelacion-del-semen-porcino_2257/
- Roldán, M. 2017. Evaluación del semen. INTA. Pergamino, Argentina.

- Soto, G. 1997. Efecto del número de inseminaciones y la aplicación de oxitocina en la fertilidad y prolificidad de cerdas adultas. Santiago, Chile. 92 pp. Disponible en URL <https://biblioteca.inia.cl/handle/20.500.14001/49883>
- Urrutia, F. 2008. Efecto de la concentración espermática por dosis en dos protocolos de inseminación artificial en hembras porcinas. Santiago, Chile. 5 pp. Disponible en URL <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/131026>
- Vinicio, C. 2012. Inseminación artificial en cerdas. Riobamba, Ecuador. 3-15 pp. Disponible en URL <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/2100>