

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA



Instituto de Ciencias Agrícolas
CALIDAD ESPERMÁTICA DE MACHOS CABRÍOS
SUPLEMENTADOS CON *SACCHAROMYCES CEREVISIAE*

TESIS

QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS EN SISTEMAS DE PRODUCCIÓN
ANIMAL EN CLIMAS CÁLIDOS

PRESENTA

HÉCTOR HUMBERTO CORRALES ARÉVALO

DIRECTOR

DR. JUAN GONZÁLEZ MALDONADO

MEXICALI, BAJA CALIFORNIA

NOVIEMBRE DE 2024

La presente tesis titulada “Calidad espermática de machos cabríos suplementados con *Saccharomyces cerevisiae*”, realizada por el C. Héctor Humberto Corrales Arévalo, fue dirigida por el Dr. Juan González Maldonado, siendo aceptada, revisada y aprobada por el Consejo Particular abajo indicado, como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS EN SISTEMAS
DE PRODUCCION ANIMAL EN CLIMAS CÁLIDOS**

CONSEJO PARTICULAR

Presidente/Director _____

Dr. Juan González Maldonado

Sinodal/Asesor _____

Dr. Lorenzo Buenabad Carrasco

Sinodal/Asesor _____

Dr. Gustavo Ramírez Valverde

Sinodal/Asesor _____

Dr. Saúl Hernández Aquino

Sinodal/Asesor _____

Dr. Rodrigo Flores Garivay

“POR LA REALIZACIÓN PLENA DEL SER”

Ejido Nuevo León, Mexicali Baja California, México; noviembre del 2024.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma de Baja California por permitirme seguir siendo de la gran familia de cimarrones, así como al Instituto de Ciencias Agrícolas que en todo momento hace sentir una unión entre maestros y alumnos.

Al Dr. Juan González Maldonado por estar presente durante todo este proceso del trabajo, desde que comenzamos hasta que se concluyó, por su paciencia con errores durante el trabajo experimental, por su disponibilidad para transmitir todas sus enseñanzas tanto académicas como de vida, gracias por ser un gran guía, pero sobre todo un gran amigo.

A los jóvenes del servicio social, Daniela, Carolina, Idahir, Gumer, Víctor, Jesús, Ismael, Alonso, Eliodt, Quirino por todo el apoyo en la fase experimental del trabajo.

DEDICATORIA

Primeramente, a Dios por permitirme levantarme cada día, y darme la fuerza para salir a cumplir lo que me propongo. Por ponerme en el lugar en el que estoy, y ayudarme a tener lo que quiero, pero principalmente a querer lo que tengo. Gracias a Dios, por todo; de igual manera a mis padres, Ana Verónica Arévalo Ibarra y Héctor Corrales Duran, por siempre alentarme a superarme y no estancarme, por su amor y apoyo incondicional; a mi familia en general por apoyarme directa o indirectamente. Y también a mis amigos por apoyarme y entenderme cuando no podía reunirme con ellos, y por ser influencia positiva hacia mi persona.

¡GRACIAS A TODOS!

ÍNDICE DE CONTENIDO

CONSEJO PARTICULAR	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
DEDICATORIA.....	iv
ÍNDICE DE CONTENIDO.....	v
ÍNDICE DE CUADROS	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
LISTA DE ABREVIATURAS.....	xii
RESUMEN	xiii
ABSTRACT	xiv
I. INTRODUCCIÓN	15
1.1. Hipótesis	16
1.2. Objetivo.....	16
II. REVISIÓN DE LITERATURA	17
2.1 Fisiología reproductiva del macho	17
2.2 Espermatogénesis	20
2.3 Calidad seminal	22
2.4 Estación reproductiva	27
2.5 Relación nutrición-reproducción	30
2.6 Aspectos productivos y reproductivos de animales suplementados con levadura <i>saccharomyces cerevisiae</i>	33
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	37
3.1 Ubicación y bienestar animal	37
3.2 Unidades experimentales y diseño	37
3.3 Alimentación y alojamiento de animales	38
3.4 Colección de semen y variables reproductivas	38

3.5 Aislamiento de plasma sanguíneo	40
3.6 Análisis estadístico	40
IV. RESULTADOS.....	42
V. DISCUSIÓN.....	67
VI. CONCLUSIONES	75
VII. LITERATURA CITADA.....	76

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Variables de calidad seminal en machos caprinos suplementados con (LSC) o sin (Control) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	43
Cuadro 2. Variables de calidad seminal en machos caprinos suplementados con (LSC) o sin (Control) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> .(Después de 2 horas de la extracción).....	64
Cuadro 3. Concentración de glucosa y actividad antioxidante de machos caprinos suplementados con (LSC) o sin (Control) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> ..	70

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Circunferencia escrotal de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	44
Figura 2. Circunferencia escrotal de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	45
Figura 3. Olor de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.	46
Figura 4. Olor de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.	46
Figura 5. Peso vivo de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.	47
Figura 6. Peso vivo de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.	47
Figura 7. Volumen seminal de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.	48
Figura 8. Volumen seminal de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.	48
Figura 9. Motilidad masal de muestras seminales de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo 1.....	49
Figura 10. Motilidad masal de muestras seminales de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo 2.....	49

Figura 11. Concentración espermática de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	50
Figura 12. Concentración espermática de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	51
Figura 13. Concentración espermática total de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	52
Figura 14. Concentración espermática total de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	52
Figura 15. Motilidad espermática de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	53
Figura 16. Motilidad espermática de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	54
Figura 17. Motilidad espermática progresiva de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	55
Figura 18. Motilidad espermática progresiva de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	55
Figura 19. Espermatozoides con buena integridad de membrana de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	56

Figura 20. Espermatozoides con buena integridad de membrana de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	57
Figura 21. Espermatozoides normales de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	58
Figura 22. Espermatozoides normales de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	58
Figura 23. Espermatozoides vivos de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	59
Figura 24. Espermatozoides vivos de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	60
Figura 25. pH seminal de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	61
Figura 26. pH seminal de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	61
Figura 27. Consistencia de muestra seminal de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	62
Figura 28. Consistencia de muestra seminal de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	63

Figura 29. Concentración de glucosa de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	65
Figura 30. Concentración de glucosa de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	66
Figura 31. Actividad antioxidante de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 1.....	66
Figura 32. Actividad antioxidante de machos caprinos suplementados con (línea solida) o sin (línea punteada) levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i> durante el periodo experimental 2.....	67

LISTA DE ABREVIATURAS

SC	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	mL	Mililitro
LSC	Levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	µl	Microlitros
SE	Sistema endocrino	cm	Centímetros
GnRH	Hormona liberadora de gonadotropinas	g	Gramos
FSH	Hormona folículo estimulante	kg	Kilogramos
LH	Hormona luteinizante	mg	Miligramos
NPY	Neuropéptido Y	d	Días
AgRP	proteína relacionada con el agutí	h	Horas
POMC	Proopiomelanocortina	s	Segundos
ADN	Ácido desoxirribonucleico	MS	Materia seca
STRA8	Estimulador de ácido retinoico	PV	Peso vivo
SRC	Tirosina-kinasa		
ERK	Kinasa regulada-extracelular		
E _{2α}	Receptor de estrógenos Alpha		
REL	Retículo endoplasmático liso		
StAR	Proteína reguladora de la esteroidogenesis aguda		
KNDy	Neuronas de kisspeptina, neuroquinina y dinorfina		
CART	Péptido regulado por cocaína y anfetamina		
α-MSH	Hormona estimuladora de melanocitos		
UFC	Unidades formadoras de colonias		
EDTA	Ácido etilendiaminotetraacético		
EM	Energía metabolizable		
CEE	Concentración espermática eyaculada		
EYCE	Enzima coagulante de la yema de huevo		

RESUMEN

Existe evidencia de que la suplementación con *Saccharomyces cerevisiae* mejora la calidad espermática en animales de interés zootécnico. Sin embargo, la información relacionada con machos cabríos es limitada. Por tanto, el objetivo del presente trabajo de investigación fue medir el efecto de la suplementación de *Saccharomyces cerevisiae* en machos caprinos sobre la calidad de muestras seminales, y las concentraciones sanguíneas de glucosa y capacidad antioxidante total. Los machos caprinos Boer (n=10) fueron asignados a uno de dos tratamientos, control (n=5) y levadura (SC) (n=5). Los machos del grupo Control no recibieron levadura. Los machos del grupo SC fueron suplementados con 3 g animal⁻¹ d⁻¹ de levadura. El periodo de suplementación constó de dos fases, cada una de 8 semanas, el experimento se llevó a cabo bajo un diseño cruzado. Las variables de respuesta fueron el peso de los animales, circunferencia escrotal, calidad seminal (volumen, consistencia, concentración, concentración total, pH, espermatozoides motiles, normales, vivos, con motilidad progresiva y con buena integridad de membrana), y las concentraciones sanguíneas de glucosa y la actividad antioxidante total. La suplementación con levadura incrementó (P<0.05) la concentración espermática, el porcentaje de espermatozoides motiles y con motilidad progresiva, y disminuyó el número de espermatozoides con buena integridad de membrana. El resto de las variables evaluadas no fueron afectadas por la suplementación de levadura en machos caprinos (P≥0.05). En conclusión, la suplementación con *Saccharomyces cerevisiae* mejora la calidad seminal de machos cabríos, aumentando la concentración espermática, el porcentaje de espermatozoides motiles y con motilidad progresiva.

Palabras clave: Caprinos, semen, eyaculado, levadura, probiótico, suplemento.

ABSTRACT

There is evidence that the supplementation with *Saccharomyces cerevisiae* improves sperm quality in animals of zootechnical interest. However, information related to Billy Goats is limited. Therefore, the objective of the present research work was to measure the effect of *Saccharomyces cerevisiae* supplementation in male goats on the quality of seminal samples, and blood concentrations of glucose and total antioxidant capacity. Male Boer goats (n=10) were assigned to one of two treatments, control (n=5) and yeast (SC) (n=5). The males in the control group did not receive yeast. The males of the SC group were supplemented with 3 g animal⁻¹ d⁻¹ of yeast. The supplementation period consisted of two phases, each lasting 8 weeks, the experiment was carried out under a crossover design. The response variables were the weight of the animals, scrotal circumference, seminal quality (volume, consistency, concentration, total concentration, pH, motile, normal, live sperm, with progressive motility and good membrane integrity), and blood concentrations of glucose and total antioxidant activity. Yeast supplementation increased (P<0.05) sperm concentration, the percentage of motile sperm and those with progressive motility, and decreased the number of sperm with good membrane integrity. The rest of the variables evaluated were not affected by yeast supplementation in male goats (P≥0.05). In conclusion, the supplementation with *Saccharomyces cerevisiae* improved the seminal quality of male goats by increasing the sperm concentration, the percentage of motile sperm and those with progressive motility.

Keywords: Goats, semen, ejaculate, yeast, probiotic, supplement

I. INTRODUCCIÓN

Los sistemas de producción de caprinos proveen una gran cantidad de productos de alta calidad, para satisfacer algunas de las necesidades básicas de alimento del ser humano. El desarrollo de estos sistemas de producción se potencializó con el entendimiento de la fisiología y la aplicación de tecnologías reproductivas a hembras y machos caprinos (Luo et al., 2019). Estas tecnologías se han aplicado con mayor énfasis en las hembras que en los machos. Esto debido a que, en la mayoría de las unidades de producción, los machos caprinos se destinan a la venta. Sin embargo, su manejo reproductivo es esencial para asegurar la rentabilidad de los sistemas de producción (Meijer et al., 2021). Una de las principales tecnologías que se han aplicado en los machos caprinos es la colección y conservación de semen (Leboeuf et al., 2000), lo que permite valorar el potencial reproductivo del macho, y la aplicación de otras tecnologías reproductivas, tales como la inseminación artificial y la producción de embriones (Sharma & Sood, 2020). Sin embargo, se debe de evaluar con detenimiento la cantidad y calidad de semen producido por cada macho, para garantizar su fertilidad (Ngoma et al., 2016). La conservación de semen caprino es particularmente difícil debido a sus características únicas, que impiden que sea tratado como el de bovinos y ovinos (Gangwar et al., 2016). Específicamente, se caracteriza por ser altamente sensible al efecto tóxico de algunos de los componentes tradicionales de los diluyentes comerciales (Purdy, 2006).

Las muestras de semen colectadas son sometidas a pruebas de laboratorio, para poder predecir su fertilidad; ya que una baja fertilidad del macho reduce el desempeño reproductivo de la hembra, lo que impacta negativamente en la economía de los sistemas de producción (Mocé et al., 2022). La evaluación del semen se lleva a cabo mediante mediciones micro y macroscópicas, tales como motilidad, concentración, color, morfología, apariencia y volumen (Agossou & Koluman, 2018). Sin embargo, la preservación de células espermáticas, para alargar la vida media del espermatozoide y utilizarlo en el momento deseado, ocasiona daños estructurales, sobre todo en muestras de baja calidad, lo que puede demeritar a un más su fertilidad (Medrano et

al., 2010). Por tanto, la mejora en la calidad de las muestras colectadas y/o la metodología empleada en su preservación son esenciales para obtener dosis de semen de calidad.

Se han realizado diversos esfuerzos para mejorar la calidad de las muestras seminales de machos caprinos; sin embargo, los resultados han sido inconsistentes. Algunas de las principales aproximaciones incluyen la modificación de la temperatura a la cual se manipulan las muestras de semen (Hahn et al., 2019), la variación en la concentración de las dosis seminales (Sadeghi et al., 2020), la manipulación en la tasa de descongelado del semen (Bezerra et al., 2012), el uso de diluyentes gelificados (Salvador et al., 2006), y la suplementación de los diluyentes con plasma seminal (Alcay et al., 2020) o con sustancias amortiguadoras (Ngcauzele et al., 2021). Lo anterior se ha realizado directamente en las muestras seminales, mientras que se le ha prestado poca atención a mejorar la calidad de la muestra seminal a nivel testicular, mediante el manejo o suplementación estratégica del macho caprino. En otras especies animales, la suplementación de los sementales con levaduras (*Saccharomyces cerevisiae* (*S. cerevisiae*)) mejora la calidad de las muestras seminales (Besseboua & Ayad, 2021; Emmanuel et al., 2019). Sin embargo, son escasos los estudios que evalúen el efecto de la suplementación con levaduras sobre la calidad del semen producido por machos caprinos, por lo que es necesario llevar a cabo trabajos de investigación que permitan valorar su efecto, para considerar su incorporación, como estrategia de manejo reproductivo del macho caprino.

1.1. Hipótesis

La calidad espermática será significativamente superior en machos caprinos suplementados con levadura viva *Saccharomyces cerevisiae*, en comparación con machos no suplementados.

1.2. Objetivo

Evaluar el efecto de la suplementación de levadura viva (*Saccharomyces cerevisiae*) en machos cabríos sobre la calidad de muestras seminales.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Fisiología reproductiva del macho

En los machos se llevan a cabo una serie de transformaciones morfológicas durante el crecimiento y la maduración sexual, reguladas por el sistema endocrino (SE), tales como el aumento de la agresividad y el deseo sexual, así como el crecimiento de los testículos y la separación del pene del prepucio, para permitir su extensión (Bearden & Fuquay, 1984; Bongso et al., 1982). Tales eventos suelen indicar el inicio de la pubertad, y con ello el de la vida reproductiva del macho. Durante esta etapa, el SE estimula las glándulas accesorias (vesículas seminales, la próstata, y las glándulas bulbouretrales), para secretar tampones, y nutrientes que promuevan la motilidad y la fertilidad de los espermatozoides (Khalaf & Merhish, 2010).

El inicio de la pubertad en el macho estará regulado por algunos factores como la raza, la estación de nacimiento, la nutrición y la latitud a la que se encuentre el macho. El inicio de esta etapa está marcado por la primera aparición de espermatozoides motiles en el eyaculado, y el establecimiento del patrón de comportamiento sexual característico (Saito et al., 2012). Estos últimos eventos estarán a su vez controlados por la secreción de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), la cual se encargará de estimular la liberación de las gonadotropinas (Hormona Foliculoestimulante (FSH) y Hormona Luteinizante (LH)). Con la activación de pulsos de GnRH, se estimula la liberación de 0.6 a 3.5 pulsos de LH a intervalos de ocho horas en machos caprinos (Walkden-Brown et al., 1994), y en ovinos estos intervalos son de aproximadamente 1 pulso cada cinco horas (Lincoln et al., 1986; Rhim et al., 1993).

La LH y FSH regulan los procesos de formación de células sexuales y la producción de hormonas esteroidales (Пенков et al., 2020). Las gonadotropinas son liberadas para activar sus receptores presentes en las células de Leydig, las cuales son fuente de la testosterona, y de Sertoli, las cuales desempeñan un papel de soporte y

estructura durante la espermatogénesis (Kubkomawa et al., 2017; Leal et al., 2004; Wenjia et al., 2020), para asegurar la producción de espermatozoides maduros (Marques et al., 2022; Zhao et al., 2023).

En las células Leydig el retículo endoplasmático liso (REL) y mitocondrias son abundantes y desarrollados, respectivamente; estos organelos son indispensables en la esteroidogénesis (proceso de síntesis de hormonas esteroidales a partir de colesterol) (Deng et al., 2018; Elsayed et al., 2007). Esta da inicio con la transferencia del colesterol intracelular a la mitocondria, por efecto de la proteína reguladora esteroidogénica (StAR); después, el citocromo P450 se encarga de convertir el colesterol en pregnenolona, la cual es eyectada de la mitocondria hasta el REL, para convertirse en testosterona, con ayuda de diferentes enzimas, entre las cuales se encuentra la 17 β -hidroxiesteroide deshidrogenasa tipo III (17HSD3) (Conley' & Bird, 1997; Hales et al., 2005).

La testosterona sintetizada en las células de Leydig se une a la proteína fijadora de andrógenos, la cual es secretada por las células de Sertoli (Deng et al., 2018). La testosterona testicular será la encargada de regular varias funciones fisiológicas del testículo, una de ellas es la retroalimentación negativa, para suprimir la secreción de GnRH y las gonadotropinas (Giriboni et al., 2019; L. Á. Zarazaga et al., 2022). En las células de Sertoli, la FSH parece tener un papel preponderante en la regulación del número de células germinales disponibles para la espermatogénesis, y en la estimulación de la proliferación de las células de Sertoli, pero se ha demostrado que su ausencia no causa infertilidad (Ramaswamy & Weinbauer, 2014).

El control de la secreción de GnRH es de vital importancia para la actividad reproductiva, ya que la ausencia de esta hormona implica la inhibición de la actividad reproductiva, por ausencia del aporte de gonadotropinas a las células testiculares. El mecanismo a través del cual las hormonas esteroidales estimulan la secreción de GnRH ha sido bien definido en la hembra, pero no en el macho.

Existen dos centros neuronales que controlan la liberación de GnRH, el centro tónico, y el cíclico o preovulatorio. El primer centro está ubicado en el núcleo arcuato, y está encargado de regular la secreción pulsátil de GnRH, necesaria para mantener el desarrollo folicular y la espermatogénesis; el segundo centro se encuentra en el núcleo anteroventral-pareventricular, y está encargado de controlar el pico preovulatorio de GnRH en roedores (Uenoyama et al., 2021). Este último está ausente en el macho caprino, debido principalmente a que existe una ausencia de neuronas kisspeptina (hormona encargada de regular la liberación de GnRH) en el núcleo anteroventral-periventricular (Uenoyama et al., 2021). Además, este núcleo presenta dimorfismo sexual, ya que contiene más neuronas, y, por tanto, en mamíferos es de mayor tamaño en las hembras que en los machos (Wang & Moenter, 2020).

En el caso de los pequeños rumiantes, se han identificado dos poblaciones de neuronas productoras de kisspeptina, una en el núcleo arcuato y la otra en el área preóptica. Las neuronas del núcleo arcuato participan en el control de la secreción pulsátil y del pico preovulatorio de GnRH, mientras que las del área preóptica solo participan en la generación del pico preovulatorio de GnRH (Casey et al., 2023). En el macho cabrío, se cree que la secreción pulsátil de GnRH está regulada por las terminaciones nerviosas de las neuronas productoras de kisspeptinas en la eminencia media (Matsuyama et al., 2011).

La kisspeptina, en el núcleo arcuato, es coexpresada por neuronas que producen neuroquinina B y la dinorfina (Wójcik-Gładysz et al., 2019); a estas neuronas se les conoce con el nombre de neuronas KNDy, las cuales cumplen funciones distintas en la modulación de la liberación de GnRH (Cernea et al., 2016). Se ha demostrado que la aplicación de dinorfina exógena suprime los receptores de kisspeptina en el núcleo arcuato, reduciendo el pulso de secreción de GnRH y LH (Navarro et al., 2009). Por el contrario, la aplicación de kisspeptina exógena induce la ovulación en ovejas en anestro (Lehman et al., 2010). Las neuronas KNDy son cruciales para la acción de las hormonas esteroidales, actúan formando una red interconectada que posee

proyecciones directas hacia los cuerpos y terminales de las neuronas productoras de GnRH (Lehman et al., 2010).

El mecanismo a través del cual las neuronas KNDy se comunican para controlar la liberación de GnRH es como sigue, la neuroquinina inicia cada pulso de GnRH dentro de la red KNDy, para estimular la liberación de kisspeptina, y esta a su vez de GnRH, mientras que la dinorfina, también dentro de esta red, inhibe la actividad de las neuronas KNDy, para finalizar cada pulso. En general, la kisspeptina impulsa la liberación de GnRH, mientras que la neuroquinina y la dinorfina actúan como señales de inicio y parada, respectivamente (Goodman et al., 2013). Sin embargo, la información sobre el control neuronal de la secreción de GnRH, específicamente el relacionado con el efecto de testosterona sobre kisspeptina es muy limitado (Scott et al., 2019). Pero se sabe que la testosterona puede ejercer un efecto supresor sobre estas neuronas (Ohkura et al., 2009).

Por otra parte, la testosterona puede inhibir la secreción de GnRH de manera indirecta, a través de estradiol o dihidrotestosterona, en el núcleo arcuato o el hipotálamo ventromedial. Es probable que estos últimos estimulen la producción de neurotransmisores, tales como el ácido aminogamabutírico y la dopamina, los cuales se sabe son capaces de inhibir la liberación de GnRH, ya sea a nivel del área preóptica o en la eminencia media (Hileman & Jackson, 1999).

2.2 Espermatogénesis

La espermatogénesis es el proceso mediante el cual se generan los gametos masculinos en los túbulos seminíferos, convirtiendo espermatogonias en espermatozoides maduros (Shi et al., 2013). En caprinos, la espermatogénesis tarda aproximadamente 47.7 días (França et al., 1999; Oruene et al., 2024), y este proceso abarca varias etapas, incluyendo mitosis, cuando las espermatogonias se dividen; meiosis, cuando el material genético de los espermatocitos se recombina; y espermiogénesis, en donde las espermátidas redondas se transforman a través de

espermátidas alargadas, en espermatozoides (Oruene et al., 2024; Wenjia et al., 2020; Xun et al., 2015).

Las espermatogonias primarias, células progenitoras de los espermatozoides, son de una forma elíptica y se sitúan cerca de la lámina basal del túbulo seminífero. Estas evolucionan hasta transformarse en espermatoцитos primarios. Los espermatoцитos atraviesan la primera división meiótica para convertirse en espermatoцитos secundarios, y a través de una segunda división meiótica, los espermatoцитos secundarios se transforman en espermátidas en el compartimiento adluminal, y finalmente se convierten en espermatozoides mediante el proceso de espermiogénesis (Shaaeldin et al., 2023; Shi et al., 2013).

La espermatogénesis da inicio durante la pubertad, a diferencia de la ovogénesis que inicia desde la vida embrionaria. Esto se debe a la presencia de la enzima CYP26A1, la cual se encarga de degradar al ácido retinoico, responsable de desencadenar los cambios necesarios para que las células germinales entren a meiosis (Griswold, 2016). El ácido retinoico es la forma activa de la vitamina A, el cual permite que las espermatogonias ingresen a la fase de diferenciación (Livera et al., 2000, 2001), de hecho, los túbulos seminíferos de animales con deficiencia en ácido retinoico contienen solo espermatogonias indiferenciadas y células de Sertoli (Wang et al., 2019). Para la síntesis de este metabolito en los testículos, es necesario el retinol, el cual pasa por dos pasos de oxidación, que se llevan a cabo en las células de Sertoli y las células germinales (Boulogne et al., 1999; Gewiss et al., 2020).

La espermatogénesis es regulada tanto por factores hormonales como ambientales, en cuanto a los factores hormonales, se sabe que la LH ejerce control indirecto sobre la espermatogénesis mediante la estimulación de la producción de testosterona en las células de Leydig, la cual se une a su receptor (AR) en las células de Sertoli (Ramaswamy & Weinbauer, 2014). Además, este receptor es expresado en las células de Leydig y en las mioideas (Holdcraft & Braun, 2004). La testosterona es la hormona

encargada de regular la función testicular, y la esteroidogénesis en las células de Sertoli.

Las acciones de la testosterona pueden ser llevadas a cabo por la vía clásica, (testosterona difunde al citoplasma de la célula de Sertoli, y activa a AR, este se une, y se separa de proteínas de choque térmico, para difundir al núcleo de la célula donde se une a una sección de la cadena de ADN, llamada elementos de respuesta de andrógenos, lo cual estimula crecimiento, desarrollo, y la expresión del gen STRA8, el cual produce una proteína del mismo nombre, que se encarga de dar inicio a la meiosis (Chen & Liu, 2015)), o la vía no clásica (testosterona se une a AR en el citoplasma, para formar un complejo con la kinasa SRC la cual activa a la proteína kinasa regulada-extracelular (ERK), encarga de regular la integridad de la barrera hemato-testicular, y la adhesión de las células germinales a las células de Sertoli (Smith & Walker, 2014)). En general, la testosterona es la encargada de mantener la barrera hemato-testicular, finalizar la meiosis, coordinar la adherencia de las espermátidas a las células de Sertoli, y la liberación del espermatozoide maduro (Smith & Walker, 2014).

2.3 Calidad seminal

El semen está compuesto de dos constituyentes generales, los espermatozoides y el plasma seminal. Las características de estos son indicativos de calidad seminal, y están correlacionadas con la capacidad reproductiva del macho (Abdi-Benemar et al., 2018; Dhara et al., 2022). La cantidad y la calidad de semen producidos por el semental son factores limitantes que se deben tomar en cuenta para llevar a cabo una reproducción eficiente (Al-Ghalban et al., 2004), ya que la calidad del semen será determinante para el éxito de las prácticas reproductivas, principalmente la inseminación artificial (MK et al., 2020; Singh et al., 1995).

Para llevar a cabo la evaluación de la calidad seminal es necesario la recolección del eyaculado, para lo cual existen algunos métodos como la extracción con vagina artificial. Sin embargo, para este método es necesario que los machos estén

entrenados, de lo contrario se vuelve una práctica ineficiente, y una solución para ello es el uso de un electro eyaculador, o bien el masaje transrectal (Jiménez-Rabadán, Morrell, et al., 2012).

Las evaluaciones de las muestras seminales se pueden clasificar en macro y microscópicas. Las macroscópicas son evaluaciones que se hacen a simple vista (volumen, color, consistencia, etc.), mientras que las segundas (concentración espermática, motilidad masal, motilidad espermática, pH, integridad de membrana, etc.) requieren el uso de microscopio, o de sistemas computacionales (Krogenæs et al., 2008; Tirpan et al., 2020).

La concentración espermática puede llevarse a cabo con la cámara Neubauer, aunque existen métodos más sofisticados, tales como el uso de espectrofotómetro. La concentración espermática varía según la especie, la edad y estado nutricional del animal; en el caso de caprinos adultos se esperan concentraciones superiores a los 2 millones por mililitro (El-Sherbiny et al., 2022; Jimoh et al., 2021). Es común que la concentración se asocie con otras características del eyaculado, tales como el color; muestras claras suelen tener concentraciones espermáticas bajas, en comparación con eyaculados de coloración blanca (El-Sherbiny et al., 2022; Jimoh et al., 2021), o como la consistencia; en donde las muestras más acuosas muestran concentraciones con tendencias a ser azoospermicas, y las muestras más densas se relacionan con concentraciones espermáticas altas. Generalmente se utiliza una escala del 0 al 5, donde 0 refiere a la ausencia de espermatozoides, y 5 a una alta concentración espermática (Morillo et al., 2012).

La motilidad masal, se evalúa depositando una gota de semen puro en un portaobjetos precalentado y observado a través del objetivo 10x. Esta variable se evalúa de manera subjetiva, tomando en cuenta una escala de 0 a 5: el valor de 0 se asigna a muestras seminales que presentan espermatozoides que no se mueven; el valor de 5 se asigna a muestras seminales que contienen espermatozoides que se mueven de manera vigorosa (Ferreira et al., 2014).

El pH del semen en rumiantes también suele evaluarse como indicador de la calidad seminal; los valores de pH presentan un rango de 6.4 a 7, valores por encima o por debajo de este rango suelen ser indicativo de anomalías a nivel de las glándulas accesorias (vesículas seminales, próstata y/o glándulas de Cowper) (Hahn et al., 2019).

El número/porcentaje de espermatozoides normales y vivos son otras variables que se acostumbran medir durante el proceso de la evaluación espermática. La preparación de la muestra se lleva a cabo mediante el mezclado y barrido de la muestra de semen, con la tinción eosina-nigrosina. La muestra se evalúa con el objetivo de 100x, utilizando aceite de inmersión, las cabezas de los espermatozoides muertos aparecerán de color violeta, debido a que la tinción pudo penetrar la membrana espermática, mientras que los vivos se observan de color blanco, ya que la tinción no pudo penetrar la membrana espermática (Blom, 1950; Rahman et al., 2014). Además, el uso de la tinción permite visualizar las principales anomalías del espermatozoide (doble cola, doble cabeza, flagelos sin cabeza, cabezas sin acrosoma, etc.) (Tanga et al., 2021). En general, se espera que los valores de espermatozoides vivos y normales superen el 70% de los examinados (Blom, 1950; Rahman et al., 2014).

Una membrana plasmática intacta es esencial para el espermatozoide, ya que contiene proteínas estructurales específicas que funcionan como transportadores de agua, fuentes de energía y receptores de señales. La pérdida de la funcionalidad de la membrana afecta la función, reduce su supervivencia y puede inhibir su capacidad de fertilización del esperma (Johnston et al., 2014). Para determinar la calidad y la flexibilidad de la membrana de la cola, se suele utilizar una solución hiposmótica, la cual, al contacto con los espermatozoides de buena calidad, hace que estos tiendan a hinchar y enrollar su cola, lo cual demuestra que la entrada de agua a través de la membrana se produce de manera normal (Mng-Huei et al., 1998).

Los factores que pueden afectar la calidad seminal son variados. La forma y tamaño de los testículos suelen ser asociados a la calidad espermática, ya que testículos grandes y simétricos se correlacionan con eyaculados de calidad superior (Al-Ghalban et al., 2004; Gore et al., 2020) Además, el número y calidad de los espermatozoides tiende a disminuir cuando se observa una reducción del tamaño testicular (Abba & Igbokwe, 2016; Martin et al., 2012). Por otra parte, se ha probado que los machos cabríos que presentan bipartición escrotal, tienen un mayor número de glándulas sudoríparas en la piel escrotal, lo cual ayuda a mantener la termorregulación y por ende una mejor espermatogénesis en comparación con machos con testículos convencionales (Machado et al., 2011). No obstante, sigue siendo necesaria una evaluación microscópica de diferentes variables para un resultado más preciso sobre la calidad seminal de estos sementales (Chandler et al., 1988).

La edad también puede afectar la calidad del eyaculado producido por los sementales (Ohaneje et al., 2021). Los machos adultos (3-6 años de edad) produjeron eyaculados de mayor volumen (1.08 vs 0.89 mL), y con una mayor concentración (2.70 vs 1.85 espermatozoides $\times 10^9$ mL⁻¹), y con mejor motilidad masal (4.12 vs 3.60) en comparación con los jóvenes (1-2 años de edad) (Gore et al., 2020). En otro trabajo de investigación, se reportó que solamente el volumen del eyaculado (0.75 vs 1.34 mL, para los sementales de un año y los de 2-6 años de edad) y la circunferencia escrotal (24.8 vs 28.3 cm, para los sementales de un año y los de 2-6 años de edad) fueron afectados por la edad de los sementales (Kridli et al., 2015). Por último, los machos adultos (13 años de edad) produjeron semen de mejor calidad que los jóvenes (motilidad: 88 vs 91%, volumen: 0.98 mL vs 1.10 mL, y concentración 2.28 vs 3.36 espermatozoides $\times 10^9$, para los machos de 2 y 6 años de edad, respectivamente) (Ntemka et al., 2019).

En general los machos presentaran una tendencia a una menor fertilidad en los meses más secos del año, ya que durante estos meses suele verse afectada la liberación de gonadotropinas, así como la actividad de las glándulas accesorias del macho, lo cual suele llevar a la producción de muestras seminales de mala calidad, caracterizadas

por una baja motilidad (Gangwar et al., 2021; Rosa & Bryant, 2003; Thiéry et al., 2002). Además, el estrés crónico que puedan enfrentar los animales, también compromete la morfología y la integridad de membrana de los espermatozoides, debido al aumento del cortisol (Sánchez-Dávila et al., 2018). Al respecto, se sabe que los machos con estrés por calor tienden a tener testículos de menor tamaño (testículo derecho: 35.02 g, testículo izquierdo: 33.02 g) en comparación con los que se encuentran en condiciones termoneutrales (testículo derecho: 38.22 g, testículo izquierdo: 39.06 g) (El-Zeftawy et al., 2020). Además, la concentración espermática (3.35 vs 2.14 espermatozoides $\times 10^9$) y el porcentaje de espermatozoides vivos (69.75 vs 57.77%) fue mayor en machos que no se encontraban en condiciones calurosas en comparación que con los que sufría de estrés por calor (El-Zeftawy et al., 2020).

La nutrición es conocida por ejercer un efecto directo sobre la calidad seminal. Al respecto, los sementales mejor alimentados (dieta que aporta 2.18 vs 2.34 Mcal de EM kg^{-1} MS $^{-1}$) no solo tienen mejores ganancias de peso (163.0 vs 78.0 g d^{-1}), sino que también producen muestras seminales de mayor volumen (1.2 vs 0.99 mL) y concentración (1330 vs 894 espermatozoides $\times 10^6$ mL^{-1}) en comparación con aquellos que reciben la dieta con menor aporte energético (Ghorbankhani et al., 2015). Además, se sabe que la mejora del estado mineral del animal también tiene un efecto benéfico sobre la calidad seminal, ya que la suplementación de 0.3 y 4.0 mg kg^{-1} de peso vivo (PV) de selenio y zinc, mejora la concentración espermática (85.35 vs 119.18 espermatozoides $\times 10^7$ mL^{-1}) en comparación con los sementales no suplementados (Ghorbani et al., 2018).

Otro factor que puede afectar la calidad espermática es la raza del animal. Las diferencias entre razas se pueden observar incluso a nivel espermático, los carneros de la raza Katahdin tienen un menor porcentaje de espermatozoides con motilidad progresiva (45), en comparación con los sementales de las razas Suffolk y Dorset (50 - 65%) (Kasimanickam et al., 2007). En caprinos se ha demostrado que incluso la carga bacteriana es diferente entre razas, siendo mayor en los machos de la raza Jamunapari, en comparación con los machos caprinos de las razas Barbari y Jakhrana

(Gangwar et al., 2021). En otro estudio en caprinos, se encontró que los machos de la raza Alpina producían muestras seminales de mayor volumen (1.27 mL), pero de menor concentración ($3.61 \text{ espermatozoides} \times 10^9 \text{ mL}^{-1}$), en comparación con los machos de las razas Saanen (1.15 mL y $3.63 \text{ espermatozoides} \times 10^9 \text{ mL}^{-1}$) y Damasco (1.09 mL y $3.69 \text{ espermatozoides} \times 10^9 \text{ mL}^{-1}$) (Karagiannidis et al., 2000).

Un factor que pudiera afectar la calidad del semen después de su colecta, es el manejo de la muestra, específicamente el tipo de diluyente a utilizar; ya que se sabe que un ingrediente convencional en la dilución de las muestras seminales es la yema de huevo, ya que este contiene lecitinas, las cuales son degradadas por la fosfolipasa A, secretada por las glándulas bulbouretrales, para crear compuestos tóxicos que disminuyen la viabilidad de las células espermáticas (Ferreira et al., 2014).

Otros factores que suelen incidir de manera directa sobre la calidad del eyaculado colectado es el fotoperiodo, precipitación pluvial, humedad relativa (Jiménez-Rabadán, Ramón, et al., 2012; Pérez & Mateos, 1996), ganancia de peso (Abdi-Benemar et al., 2018), y la calidad de los forrajes (Narwade et al., 2017). Al respecto, se ha reportado que los sementales caprinos que consumen una mayor ($>3.8\%$) proporción de *Acacia greggii* en su dieta, producen muestras seminales de menor volumen (1.0 mL), y con un menor porcentaje de espermatozoides motiles (71%) y vivos (80%), en comparación con machos que consumen menos ($<3.8\%$) cantidad de esta planta en su dieta.

2.4 Estación reproductiva

En animales de interés zootécnico, como los caprinos y los ovinos, existe una interacción marcada entre la actividad sexual y el ambiente (fotoperiodo, precipitación, latitud y temperatura). En general, a mayor latitud ($>40^\circ \text{ N}$), mayor es el efecto del ambiente sobre la actividad reproductiva de los pequeños rumiantes, específicamente el del fotoperiodo (Ahmad Pampori et al., 2020; Dardente & Simonneaux, 2022) .

En animales que viven en climas templados, la estacionalidad es más marcada en comparación con animales adaptados a un clima tropical (He et al., 2023). Sin embargo, en ambos climas los puntos máximos de actividad sexual se presentan en los fotoperiodos cortos del otoño (Widell, 2020). Es decir que la actividad sexual es impulsada y coordinada por las variaciones de luz y de melatonina, las cuales regulan la actividad pulsátil del GnRH en el hipotálamo preóptico (Chemineau et al., 2010; He et al., 2023).

En los machos, la estacionalidad reproductiva se caracteriza por un incremento en la sensibilidad del hipotálamo a la acción negativa de testosterona. Es decir, la testosterona induce una disminución en la producción de GnRH (Tilbrook et al., 1991), aunque algunos mencionan que el efecto supresor de testosterona sobre GnRH no varía por efecto de la época del año (Tilbrook et al., 1999). Durante el anestro estacional se observan alteraciones en el patrón de secreción de LH, así como una disminución en la concentración de LH y FHS en respuesta a GnRH en machos tratados con testosterona (Xu et al., 1992). Además, la disminución de la actividad reproductiva en el macho durante la época de anestro estacional se debe no solo al factor esteroidal, si no a un efecto directo de la estación del año sobre el hipotálamo (Xu et al., 1992).

El mecanismo a través del cual el incremento en las horas luz disminuye la actividad reproductiva ha sido bien caracterizado en la oveja. Se sabe que estradiol, al unirse a su receptor ($E_{2\alpha}$), en el área preóptica ventro-medial y el núcleo retroquiasmático, estimulan, a través de glutamato, la producción de dopamina en los núcleos A15 y A14, la cual puede inhibir la liberación de GnRH a nivel de eminencia media, o mediante la inhibición de la liberación de Kisspetina en el núcleo arcuato, al unirse la dopamina a su receptor D2 en las neuronas (Goodman & Lehman, 2012). Existe especulación si lo mismo sucede en el macho, ya que se sabe que durante el anestro existe un aumento significativo en la actividad de los núcleos A15 y A14 (Lehman et al., 1996). Sin embargo, otros han reportado que la inhibición en la secreción de GnRH durante el anestro del macho no es mediante la acción de dopamina y su receptor D2

(Tilbrook & Clarke, 1992). Por otra parte, es probable que el mecanismo implique la inhibición de la secreción de Kisspeptina, ya que se ha reportado que la inyección con esta hormona aumenta la producción de testosterona durante la época del anestro (Hussin & Tala'a, 2021).

En cuanto a la melatonina, esta es secretada diariamente por la glándula pineal, la cual actúa como un mensajero neuroendocrino, alcanzando su punto máximo durante las noches (Lincoln & Richardson, 1998; Nakao et al., 2008). En pequeños rumiantes, una exposición prolongada a la melatonina, que es característica de los días cortos, activa el sistema de GnRH y provoca cambios en la secreción de LH, los cuales determinan la presencia o ausencia de la ovulación en hembras y la actividad sexual en machos (Delgadillo et al., 2004). Estudios más recientes sugieren que el sistema GnRH no es impulsado solo por la melatonina, si no que podría ser indirecto, mediante la liberación controlada de péptidos desde el núcleo arcuato hasta las terminaciones nerviosas de la eminencia media (Beltramo et al., 2014).

La melatonina se encargará entonces de modular la estacionalidad reproductiva de los pequeños rumiantes. La concentración de esta hormona en el plasma seminal será mayor durante la época reproductiva, y menor durante el anestro (Casao et al., 2010). La activación de la secreción de GnRH por la melatonina permitirá aumentar la secreción de gonadotropinas, lo cual a su vez permitirá incrementar la producción de testosterona testicular y la producción de semen (Zhao et al., 2023). Por tanto, la manipulación de la actividad reproductiva se basará en la inducción de la liberación de melatonina o de GnRH. De hecho, la inyección diaria de un análogo a GnRH produjo un aumento en las concentraciones sanguíneas de testosterona, así como la calidad espermática del eyaculado en macho cabríos, durante la temporada de anestro estacional (Giriboni et al., 2019). Mientras que la aplicación de implantes subcutáneos de melatonina permite incrementar la motilidad masal del eyaculado, la motilidad espermática y el número de espermatozoides vivos en el eyaculado de machos cabríos (Vince et al., 2017). Es probable que estos efectos se deban al aumento en la actividad esteroideogénica del testículo, al incrementar las concentraciones sanguíneas de

testosterona y estradiol tan rápido como a las dos horas posteriores a la aplicación de melatonina a machos cabríos (Samir et al., 2023).

La melatonina puede estar ejerciendo un efecto a nivel central o periférico, para regular la actividad reproductiva del macho. A nivel central, se ha reportado la presencia de receptores a melatonina en la pars tuberalis de la pituitaria (Pelletier et al., 1990). Además, se ha reportado la presencia de receptores a melatonina en el espermatozoide, y se especula que esta hormona pudiera estar afectado la producción y funcionalidad de los espermatozoides, mediante su papel como antioxidante (Gonzalez-Arto et al., 2016), o al manipular la cantidad de AMPc en el medio (Gimeno-Martos et al., 2019). Otros investigadores también han reportado la presencia de receptores en células del epitelio testicular, ducto deferente, y vesícula seminal (González-Arto et al., 2017). Además, se sabe que la melatonina estimula la producción de testosterona en las células de Leydig (Deng et al., 2018).

2.5 Relación nutrición-reproducción

En machos, la nutrición desempeña un papel crucial en la reproducción, y la respuesta puede ser a corto plazo, principalmente sobre el sistema neuroendocrino que controla la actividad testicular, o a largo plazo sobre el crecimiento testicular y la producción espermática (Blache et al., 2000). En consecuencia, los machos alimentados con dietas de baja calidad tienen bajos niveles de LH, en comparación con los que consumen una dieta de alta calidad (Zarazaga et al., 2011). Se cree que este mecanismo es mediado por señales endocrinas iniciadas por una hipoglucemia en el animal (Zieba et al., 2008). Además, el bajo aporte energético puede incrementar la sensibilidad del eje reproductivo a la retro-alimentación negativa de las hormonas esteroidales de las gónadas sobre el hipotálamo (Soedjiharti et al., 1996).

La cantidad de energía que aporta la dieta es determinante para la actividad reproductiva del macho, una dieta baja en energía puede provocar un retraso en la llegada de la pubertad, además de suprimir la libido, producción y calidad de semen

(Hafez, 2015). Sin embargo, también se sabe que el efecto negativo de una mala alimentación, sobre la actividad reproductiva del macho, es reversible, ya que la calidad y producción de semen pueden verse mejoradas en uno o dos meses mediante la mejora del aporte nutricional (Martin et al., 2010).

Muchos productos de la digestión ingresan a la circulación y actúan como señales rápidas, regulando así la secreción de pulsos de GnRH, o quizás actuando directamente sobre la gónada, para inducir la producción de gametos. Por ejemplo, los ácidos grasos volátiles, importantes en el aporte de energía en los rumiantes, estimulan la secreción de GnRH (Martin et al., 2010). Además, varias neuronas en núcleos hipotalámicos específicos, están implicadas en el control de la ingestión de alimentos y la reproducción, y se activan en respuesta al ayuno, o la reducción en el aporte de nutrientes en dietas de restricción. Esto ha permitido que se establezcan estrategias nutricionales, mediante la suplementación de nutrientes que se sabe son eficaces en inducir la actividad reproductiva, en el momento deseado (Ichimaru et al., 2001).

Las poblaciones de neuronas encargadas de controlar la relación nutrición-reproducción se encuentran en el núcleo arcuato, el mismo lugar donde se concentra una población importante de las neuronas productoras de Kisspeptinas, la encargada de regular la secreción de GnRH, y por tanto de la actividad reproductiva. Estas son las neuronas productoras del Neuropeptido Y (NPY)/Péptido relacionado a Agouti (AgRP) y las productoras de Propiomelanocortina/Péptido regulado por cocaína y anfetamina (POMC/CART), las primeras son utilizadas como señales orexígenas (estimulantes del apetito), y las segundas como anorexigénicas (señales de saciedad) (Sobrino et al., 2022). Estas poblaciones neuronales se comunican con las neuronas KNDy (Sakamoto et al., 2013), para tratar de equilibrar el estado metabólico del animal con la actividad reproductiva (Wójcik-Gładysz et al., 2019).

En animales subalimentados o con ayuno prolongado se observa un aumento en las concentraciones de la hormona ghrelina, la cual es producida en el estómago del

rumiante, y su función principal es estimular a las neuronas NPY (Ichimaru et al., 2001; Ohkura et al., 2009), para inducir el comportamiento de consumo de alimento (Lehman et al., 2010), (Sugino et al., 2004). Esto es congruente con resultados que muestran que el ayuno prolongado en machos aumenta los niveles de NPY (Adam et al., 2002). Se tiene establecido hasta el momento que niveles elevados de NPY inhiben la secreción de GnRH (Merkley et al., 2020), mediante la inhibición de las neuronas productoras de Kisspeptinas; es decir, NPY se une a sus receptores en las neuronas productoras de kisspeptina, para impedir su liberación (Sobrino et al., 2022). Además, se tiene evidencia de que la producción de AgRP también se incrementa durante los periodos de hambre (Merkley et al., 2020), y también inhibe la liberación de LH, posiblemente al inhibir la liberación de Kisspeptina (Merkley et al., 2021).

Por otra parte, cuando el animal presenta saciedad, por un consumo adecuado de alimento, se incrementan las concentraciones sanguíneas de glucosa, insulina y leptina. La alimentación de machos con dietas altas en energía produjo un aumento en la concentración sanguínea de leptina y de GnRH (Blache et al., 2000). En animales con condición corporal baja, pero consumiendo dietas con elevado valor nutricional, se observa un aumento en las concentraciones de insulina y en la secreción de LH, pero una disminución en la expresión de NPY en las neuronas del núcleo arcuato (Blache et al., 2000). De manera similar, en carneros alimentados con ingredientes de elevado valor nutricional se observa un aumento en las concentraciones sanguíneas de glucosa, insulina y gonadotropinas (Carpenter et al., 1997; Miller, 1996). Las neuronas POMC/CART contienen receptores a insulina y leptina; mientras que las productoras de Kisspeptina tienen receptores a la hormona estimuladora de melanocitos (α -MSH), producto de las neuronas POMC, la α -MSH se une a receptores MC4R (Meister et al., 2006), lo cual inhibe el consumo de alimento, y promueve el gasto de energía (Belgardt et al., 2009). Por tanto, se ha propuesto la ruta insulina/leptina-POMC- α -MSH-Kisspeptina-GnRH, como la reguladora de la relación entre el balance energético positivo y la reproducción (De Bond & Smith, 2014; Manfredi-Lozano et al., 2016).

En vista de que existe una relación directa entre la nutrición y la reproducción, una gran cantidad de trabajos de investigación se han enfocado en tratar de desarrollar estrategias nutricionales que puedan aumentar la eficiencia productiva y reproductiva del animal, algunas mediante el uso de levaduras (Abd El-Ghani, 2004; Knop, 2011; Zelefe et al., 1994).

2.6 Aspectos productivos y reproductivos de animales suplementados con levadura *saccharomyces cerevisiae*

Levadura es un término que se utiliza para agrupar diferentes tipos de organismos unicelulares los cuales no constituyen un grupo taxonómico propio, si no que clasifican dentro de tres grupos de hongos: ascomicetos, basidiomicetos y deuteromicetos (Lodolo et al., 2008), entre los cuales se pueden encontrar variedades con características patógenas, pero también variedades con gran utilidad para el humano (Caridad Suárez-Machín et al., 2016). Existen más de 700 especies descritas, sin embargo, esta solo es una pequeña fracción de la gran biodiversidad que abunda en la naturaleza, ya que se ha estimado que puede haber más de 600 000 especies (Graeme M. Walker, 1998).

Las levaduras se pueden observar comúnmente en forma de una fina capa blanca que recubre tanto frutos como hojas, uno de los frutos más comunes para encontrarlas son las uvas (Petrenko Olena, 2005; Dashko et al., 2014). Como cualquier otro microorganismo, las levaduras presentan características diferentes, dependiendo la temperatura a la que estas sean cultivadas (Mejía-Barajas et al., 2016), aunque principalmente las encontremos con una forma ovalada, también se conocen con formas esféricas, cilíndricas y elípticas; presentando tamaños un poco por encima de las bacterias, con diámetros máximos de 5 μm (Caridad Suárez-Machín et al., 2016). Estas cuentan con una estructura compuesta por una pared celular y una membrana celular que envuelven y encapsulan el citoplasma, citoesqueleto y organelos; desempeñando un papel crucial en la regulación de la permeabilidad y el control osmótico de la misma (Otero et al., 2011).

La reproducción de las levaduras suele ser asexual, mediante gemación multicelular o gemación polar, en la cual una porción del protoplasma sobresale de la pared celular, formando una protuberancia en la parte exterior, la cual va aumentando de tamaño hasta desprenderse y formar otra célula de levadura (Petrenko Olena, 2005). Algunos de los usos más comunes de las levaduras son en las industrias alimentarias, farmacéuticas, medicas, genómicas, ambientales y agropecuaria (Johnson, 2013) (Graeme M. Walker, 1998).

Una de las especies más estudiadas es la levadura *S. cerevisiae*, o comúnmente conocida como levadura de cerveza, su nombre proviene del vocablo *Saccharo* (azúcar), *myces* (hongo) y *cerevisiae* (cerveza) (Querol et al., 2003). Además, su principal y más antiguo uso es en la producción de bebidas alcohólicas desde el año 7000 A.C (McGovern et al., 2004). La *S. cerevisiae* se trata de una levadura heterótrofa que obtiene su energía a través de la glucosa y presenta una gran capacidad fermentativa, y dado a esto sigue teniendo un ingente uso en el ámbito de la panificación, así como en las industrias dedicadas a la elaboración de cerveza, vinos y alcohol (Leimer & Finguerut , 2005).

En los últimos años ha surgido un interés en la aplicación de *S. cerevisiae* en la industria ganadera, como suplemento alimenticio, ya que es reconocido su alto valor proteico, el cual se encuentra en un rango de 40-45%, (Suárez M Caridad & Guevara R Carmen, 2017). Además, esta contiene nutrientes de alto valor biológico como del complejo B, oligoelementos esenciales y diversos nutrientes complementarios, añadiendo que también se han reconocido numerosos beneficios adicionales, como la capacidad para aumentar la disponibilidad de fósforo (Paryad & Mahmoudi, 2008). Además, tiene una alta tolerancia a cambios de pH, que oscila entre 3 y 10, aunque prefiere un entorno ligeramente ácido con un pH entre rangos de 4.5 y 6.5.

La *S. cerevisiae* sin duda representa una opción significativa cuando se busca alimentar a los animales de manera eficiente, mejorando tanto los indicadores

productivos como reproductivos (Suárez M Caridad & Guevara R Carmen, 2017). Afirmándose que es una fuente para la producción probióticos, pudiéndose utilizar solo las paredes celulares para elaboración de subproductos, o bien utilizar la cepa viva completa (Biricik & İsmet Türkmen, 2001). A su vez, la implementación de estos probióticos en la industria alimentaria moderna ha contribuido a optimizar la producción animal, ya que estos microorganismos favorecen la salud, el metabolismo y el rendimiento de los animales (Poloni et al., 2017).

La *S. cerevisiae* tiene la capacidad de competir con la bacteria *Streptococcus bovis*, que es el principal generador de ácido láctico en el rumen (Chaucheyras et al., 1997), así mismo disminuye la presencia de oxígeno, promoviendo la anaerobiosis y facilitando el desarrollo de bacterias celulolíticas, lo cual contribuye a mejorar el rendimiento productivo del animal (Suárez M Caridad & Guevara R Carmen, 2017). Esto debido a un proceso en el tracto digestivo de los animales conocido como exclusión competitiva, donde determinadas bacterias patógenas se adhieren a la superficie de las levaduras resultando en la eliminación de dichos microorganismos (Valinote Amaury, 2011).

El beneficio de la suplementación de *S. cerevisiae* a dietas altas en concentrado o en forrajes es controversial. Algunos estudios han demostrado que la adición de levadura tiene un efecto más pronunciado en raciones concentradas, con un alto contenido de almidón y carbohidratos solubles (Carro et al., 1992; Fiems et al., 1992). Sin embargo, otros estudios señalan que la suplementación con levadura tuvo resultados favorables con dietas a base de forrajes (Zelef~' et al., 1994). La exclusión competitiva microbiana de *S. cerevisiae* en animales alimentados con dietas a base de pastos y ensilajes, las cuales son abundantes en fibras, experimentan una mayor degradación, lo que conduce a una mayor eficiencia en la utilización de los alimentos. Por otra parte, la suplementación de *S. cerevisiae* a dietas con una proporción elevada de granos, como las que se destinan a la engorda de ganado en corral y a la producción lechera intensiva, reduce el riesgo de acidosis, manteniendo la salud ruminal y mejorando la asimilación de los nutrientes (Valinote Amaury, 2011).

Con la adición de *S. cerevisiae* se han observado aumentos en los niveles de ácidos grasos volátiles, lo que indica una mejora en la fermentación ruminal, debido a una mejor digestión de la fibra y a un mayor consumo de materia seca, lo cual se ve reflejado en un incremento en la producción láctea de hasta 5 kg d⁻¹ en comparación con los animales no suplementados. (Rivas et al., 2008; Zaworski et al., 2014). Además, se ha observado un incremento de 0.23% y 0.18% en el contenido de proteína y grasa en leche de vacas suplementadas con *S. cerevisiae* (Narváez Herrera et al., 2021).

Respecto al ganado engorda, se reporta un aumento en las ganancias de peso (400 g d⁻¹) en animales suplementados, en comparación con los no suplementados con *S. cerevisiae* (Maamouri & Ben Salem, 2022), lo que se debe a una mayor producción de proteína microbiana, gracias al aumento de la proporción de propionato, y a la reducción de patógenos (Phesatcha et al., 2022). En ovinos se han presentado incrementos de hasta 4.3% en ganancias diarias de peso (Gloria-Trujillo et al., 2022), así como incrementos en la intensidad de color de la carne por efecto de la suplementación de *S. cerevisiae* (Mariezcurrena-Berasain et al., 2019). La suplementación de *S. cerevisiae* a dietas de caprinos también mejoró la ganancia diaria de peso en 20% (Zhang et al., 2023), así como los índices hemato-bioquímicos y la fermentación ruminal (Ogbuewu & Mbajiorgu, 2023).

Con relación a los efectos de *S. cerevisiae* en aspectos reproductivos, la información es muy limitada, además se suele utilizar adicionada con otros minerales, como el zinc o el selenio, lo cual dificulta diferenciar los efectos de la suplementación de levadura en particular. En cabras el suplemento de *S. cerevisiae* ha demostrado tener efecto significativo aumentando la tasa de preñez un 13.5%, la tasa de prolificidad en 27% y las concentraciones séricas de progesterona hasta en un 82% (Shareef et al., 2021). Esta última variable también tuvo un aumento significativo de 41% en vacas lecheras, junto con un aumento de 7% de estradiol sérico y folículos ovulatorios con diámetros más grandes (6%) (Nasiri et al., 2018).

En gallos suplementados con o sin un derivado de *S. cerevisiae*, se evaluaron variables de calidad espermática. Sin embargo, ninguna variable fue significativamente diferente en comparación con los no suplementados (dos Santos et al., 2018). En machos cabríos suplementados con dietas que contenían *S. cerevisiae*, se mejoraron la motilidad masal en casi un 7%, el volumen en un 22%, la concentración en 35%, y la mortalidad espermática se redujo un 9% (Udoh & Inyang, 2017). Similar al aumento que hubo en la concentración y motilidad progresiva de conejos suplementados con *S. cerevisiae* (Emmanuel et al., 2019).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación y bienestar animal

El estudio se llevó a cabo en una unidad experimental caprina ubicada en el Ejido Nuevo León, Mexicali, B.C., México. El Comité de Ética y Evaluación de la Investigación y Posgrado del Instituto de Ciencias Agrícolas de la Universidad Autónoma de Baja California, aprobó los procedimientos experimentales y el manejo de los animales.

3.2 Unidades experimentales y diseño

Las unidades experimentales (10 machos cabríos, 1.6 ± 0.11 años de edad, raza Bóer, 27.68 ± 1.69 cm de circunferencia escrotal y 61.80 ± 3.7 kg de peso corporal) fueron asignadas a uno de dos tratamientos: control y levadura *S. cerevisiae* (LSC). Los animales en el grupo control ($n=5$, 1.66 ± 0.10 años, 61.0 ± 5.0 kg de peso corporal y 27.9 ± 2.34 cm de circunferencia escrotal) no recibieron suplementos con *S. cerevisiae*, pero recibieron 30 g de trigo molido. La misma persona lo ofreció individualmente, en una taza, a cada macho por las tardes durante todo el experimento. Los animales en LSC ($n=5$, 1.56 ± 0.10 años, 62.0 ± 1.94 kg de peso corporal y 27.46 ± 0.93 cm de

circunferencia escrotal) fueron suplementados con $3 (2.0 \times 10^{10} \text{ UFC g}^{-1}) \text{ g}^{-1} \text{ d}^{-1} \text{ animal}^{-1}$ de *S. cerevisiae* viva (ByWays®, Biotecap, México). La *S. cerevisiae* se mezcló con 27 g de trigo molido y se alimentó a los machos cabríos de la misma manera que el trigo en el grupo de control. El periodo de suplementación tuvo una duración de 60 días (Periodo 1). Las unidades experimentales permanecieron en corraletas individuales durante todo el período experimental. Posterior a los 60 días, se realizó una recolección de semen semanal en todas las unidades experimentales, para detectar una caída en la concentración de esperma en los animales que fueron incluidos en LSC. Cuando los machos de los grupos control y LSC produjeron muestras de semen con una concentración de esperma similar, las unidades experimentales que estaban en el grupo control se cambiaron al grupo LSC, y viceversa, para iniciar otro periodo experimental de 60 días (Periodo 2).

3.3 Alimentación y alojamiento de animales

Los machos fueron alimentados con heno de alfalfa ($1.60 \text{ kg}^{-1} \text{ macho}^{-1} \text{ d}^{-1}$; base tal como se ofrece) con una asignación de alimento de 50%:50% a las 0800 y 1700 h, respectivamente. Las unidades experimentales permanecieron en corraletas individuales durante todo el período experimental, donde tuvieron acceso a sombra y agua de bebida en todo momento.

3.4 Colección de semen y variables reproductivas

Semanalmente se midió el peso corporal, circunferencia escrotal, olor del semental y la calidad del semen. Los mismos técnicos midieron las variables de respuesta asignadas para tal efecto durante todo el experimento con la finalidad de reducir el sesgo. La circunferencia escrotal se midió colocando una cinta métrica en la parte más ancha del escroto después de tirar ambos testículos contra el suelo escrotal. El olor del macho se determinó subjetivamente oliendo el dorso del cuello, para asignar una puntuación de 0 (no diferente al de las hembras) a 3 (olor fuerte a macho) en incrementos de 0.5 (Walkden-Brown et al., 1997).

Las muestras de semen fueron recolectadas mediante vagina artificial, y una cabra inmovilizada que no se encontraba en celo. Cada muestra de semen fue sometida a análisis, para determinar volumen, pH, motilidad masal, motilidad individual, concentración, motilidad progresiva, espermatozoides vivos/muertos e integridad de membrana.

El volumen de eyaculación se determinó pesando la muestra (Mocé et al., 2022). Inmediatamente después de la recolección de semen, se colocó una muestra de 5 μ l de cada eyaculado en un portaobjetos tibio y se observó con un aumento de 10 \times (microscopio Velab-B4), para asignar una puntuación de motilidad masal de 0 (sin movimiento) a 5 (ondas rápidas) (El-Zeftawy et al., 2020). La muestra de semen se colocó en un baño maría (28 °C). Una muestra de 5 μ l de eyaculado se diluyó 1:400 con agua, para medir la concentración espermática con una cámara de Neubauer (Gore et al., 2020). Una muestra de 5 μ l de semen se diluyó 1:200 con diluyente de semen (Triladyl®: 60% agua, 20% yema de huevo y 20% triladyl).

La muestra diluida de semen se colocó en un baño maría, para la determinación de espermatozoides vivos/muertos, motiles, normales, con motilidad progresiva e integridad de membrana (González-Maldonado et al., 2023), para cada determinación se contaron 100 espermatozoides en cada muestra.

La medición de la motilidad masal, el pH, la integridad de la membrana, la motilidad progresiva, los espermatozoides vivos/muertos y el número de espermatozoides móviles se repitió 2 h después de la recolección de semen.

El pH del eyaculado se midió con un medidor de pH (HI98103, Hanna). La consistencia de la eyaculación se calificó de 0 (acuosa) a 5 (cremosa espesa) (Gore et al., 2020). Para contar el número de espermatozoides móviles, se colocó una muestra de 10 μ l de semen diluido en un portaobjetos de vidrio precalentado, se visualizaron 100 espermatozoides a 40 \times . Se registró cualquier tipo de motilidad. Para contar el número

de espermatozoides normales, se contaron 100 células espermáticas en la misma muestra para determinar los espermatozoides vivos/muertos.

Las variables concentración de espermatozoides, integridad de la membrana, motilidad progresiva, vivos/muertos y el número de espermatozoides motiles se midieron por duplicado. Para evitar sesgos, los mismos técnicos midieron las variables de respuesta durante todo el experimento.

3.5 Aislamiento de plasma sanguíneo

Las muestras de sangre se colectaron en tubos vacutainer con EDTA (BD Vacutainer® K2 EDTA 7.2 mg; 4 mL) mediante punción de la vena yugular cada quince días. Las muestras de sangre se colectaron por la mañana durante el periodo preprandial. La sangre se centrifugó a 2500 rpm durante 10 minutos y el plasma aislado se almacenó a -20 °C hasta su análisis. El porcentaje de inhibición de radicales libres se determinó mediante espectrofotómetro, utilizando el ensayo de 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH) (Janaszewska & Bartosz, 2002). La glucosa en sangre se midió utilizando un glucómetro (AlphaTRAK-2, Abbott Laboratories, Chicago, IL). Los valores de glucosa obtenidos se corrigieron mediante la fórmula, glucosa = 0.82 × valor obtenido por glucómetro - 2.12) (Quandt et al., 2018).

3.6 Análisis estadístico

Con el objetivo de comparar con justeza los dos tratamientos y para aprovechar al máximo el tamaño de muestra, las variables de respuesta fueron analizadas con modelos generalizados mixtos en un diseño “cross-over” con medidas repetidas en el tiempo. Para las variables continuas se utilizó PROC MIXED, y para las variables categóricas y ordinales se utilizó PROC GLIMMIX, con la función logit y clogit. Los valores registrados durante la semana cero en todas las variables, fueron consideradas como covariable.

El paquete estadístico utilizado fue SAS 9.4.

Modelo para las variables categóricas analizadas:

$$\ln\left(\frac{p}{1-p}\right) = \beta_o + S_i + G_j + SG_{ij} + E_k + O_l$$

Es un modelo lineal generalizado mixto, donde:

p Es la probabilidad de que ocurra la variable respuesta.

β_o Es el intercepto

S_i Es el efecto de la semana i

G_j Es el efecto del tratamiento j

SG_{ij} Es el efecto de la interacción de la semana i con el tratamiento j

E_k Es el efecto del experimento k

O_l Es el efecto aleatorio del animal l

Modelo para las variables continuas analizadas:

$$y_{ijk} = \mu + S_i + G_j + SG_{ij} + E_k + \varepsilon_{ijk}$$

Es un modelo lineal para mediciones repetidas, donde:

y_{ijk} Es el valor de la variable respuesta en la semana i con el tratamiento j en el experimento K

μ Es la media general

S_i Es el efecto de la semana i

G_j Es el efecto del tratamiento j

SG_{ij} Es el efecto de la interacción de la semana i con el tratamiento j

E_k Es el efecto del experimento k

ε_{ijk} Es el error aleatorio cometido en la semana i con el tratamiento j en el experimento K

IV. RESULTADOS

El efecto de grupo (Control y LSC) y de periodo (1 y 2) sobre las variables diámetro testicular, peso vivo, olor, y calidad seminal en sementales caprinos suplementados o no con *S. cerevisiae* se muestra el Cuadro 1. El efecto de grupo fue significativo ($P < 0.05$) en las variables de concentración espermática, el porcentaje de espermatozoides motiles, con motilidad progresiva, y con buena integridad de membrana; los valores más elevados para las primeras tres se observaron en el grupo de animales suplementados con levaduras. El grupo Control fue superior al LSC en el porcentaje de espermatozoides con buena integridad de membrana. El efecto de grupo tendió ($P = 0.058$) a ser significativo en la variable concentración espermática total, los machos suplementados con levadura produjeron muestras de semen con mayor concentración espermática en el eyaculado. Los valores más altos ($P < 0.05$) para las variables diámetro testicular, volumen, concentración y pH se registraron durante el periodo 1, en comparación con el periodo 2. Durante el periodo 2 se registraron los valores más altos ($P < 0.05$) para las variables peso vivo, concentración, porcentaje de espermatozoides motiles, con motilidad progresiva, normales, vivos, y en la consistencia seminal, en comparación con el periodo 1.

Cuadro 1. Variables de calidad seminal en machos caprinos suplementados con (LSC) o sin (Control) levadura *Saccharomyces cerevisiae*

Variable	Grupo		Valor de P	Periodo		Valor de P
	Control	LSC		1	2	
Circunferencia escrotal (cm)	27.65±0.56	27.55±0.56	0.3827	27.95±0.56	27.25±0.56	<0.0001
Olor (escala 0-3)	1.61±0.10	1.66±0.10	0.5883	1.57±0.11	1.70±0.11	0.6997
Peso (kg)	64.78±1.16	65.35±1.16	0.1204	63.38±1.16	66.76±1.16	0.0098
Volumen (mL)	0.75±0.05	0.76±0.05	0.9158	0.94±0.05	0.57±0.05	0.0013
Motilidad masal (escala 0-5)	4.15±0.10	4.22±0.10	0.5209	4.11±0.10	4.26±0.10	0.2061
Concentración (×10⁹)	2.84±0.22	3.14±0.22	0.0262	2.62±0.22	3.36±0.22	0.0096
Concentración total (×10⁹)	1.95±0.19	2.31±0.19	0.0576	2.36±0.19	1.90±0.19	0.0243
Espermatozoides motiles (%)	73.10±0.40	78.90±0.50	<0.0001	73.80±0.50	78.20±0.60	<0.0001
Espermatozoides con motilidad progresiva (%)	86.60±0.50	90.80±0.40	<0.0001	88.10±0.50	89.30±0.50	0.0020
Espermatozoides con buena integridad de membrana (%)	13.60±0.70	12.60±0.60	0.0053	13.90±0.70	11.80±0.50	0.3187
Espermatozoides normales (%)	81.10±0.40	80.70±0.50	0.1017	79.01±0.40	82.80±0.40	<0.0001
Espermatozoides vivos (%)	80.90±0.60	80.10±0.60	0.1970	75.40±0.40	85.50±0.30	<0.0001
pH	6.92±0.03	6.96±0.03	0.2076	7.04±0.04	6.84±0.04	0.0112
Consistencia (escala 0-5)	3.36±0.09	3.38±0.09	0.8390	3.01±0.09	3.73±0.10	<0.0001

El efecto de tratamientos sobre la circunferencia escrotal de sementales caprinos a lo largo de las ocho semanas del periodo experimental 1 y 2 se muestra en las Figuras 1 y 2. En el periodo 1, la circunferencia escrotal (CE) en los machos caprinos suplementados con levadura fue menor que el grupo Control, pero las diferencias fueron solo numéricas. Además, en el periodo 2 tampoco se observó un efecto de grupo x semana, aunque los machos caprinos suplementados con levadura tuvieron CE numéricamente mayores, en comparación con los de grupo control, de la semana 1-6. El efecto de la covariable fue significativo ($P < 0.05$).

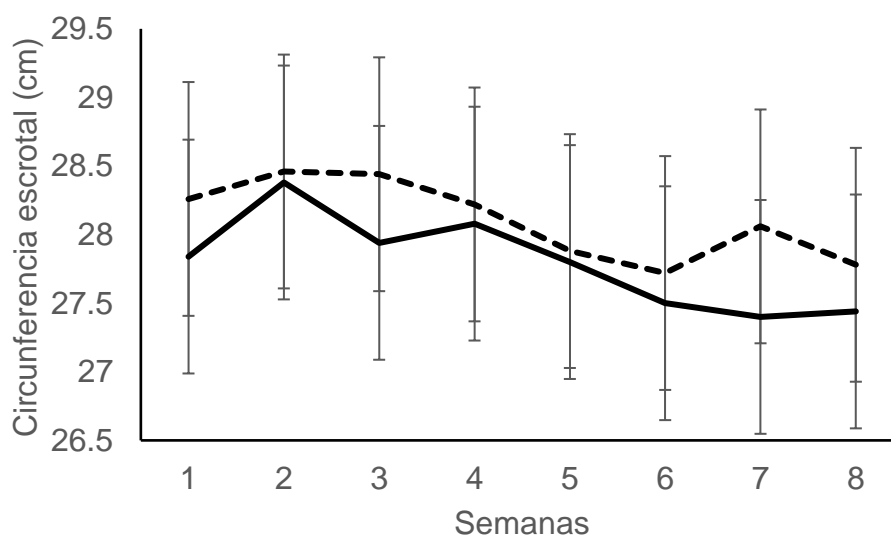


Figura 1. Circunferencia escrotal de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

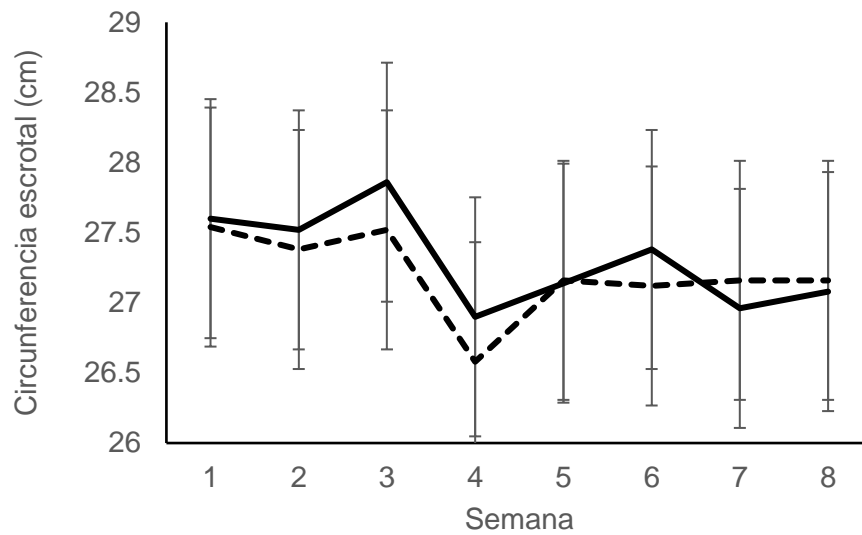


Figura 2. Circunferencia escrotal de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El comportamiento de la interacción grupo \times semana de la variable intensidad de olor, en los periodos 1 y 2, se muestran en las Figuras 3 y 4. Durante el periodo 1 no hubo diferencias significativas ($P > 0.05$), aunque se observaron diferencias numéricas; generalmente el grupo Control se mantuvo por encima del grupo LSC. En el periodo 2, a partir de la cuarta semana hubo una tendencia a favor del grupo LSC, siendo la semana 5 significativamente diferente ($P = 0.046$) entre grupos.

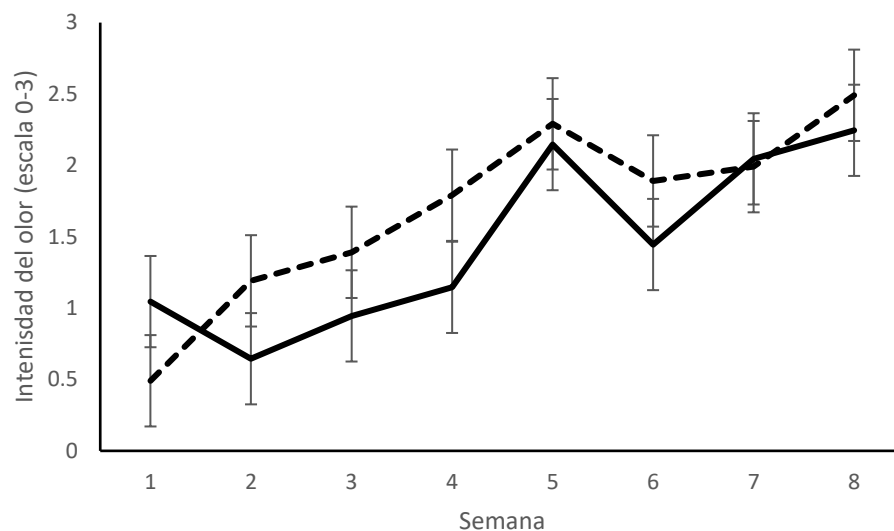


Figura 3. Olor de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

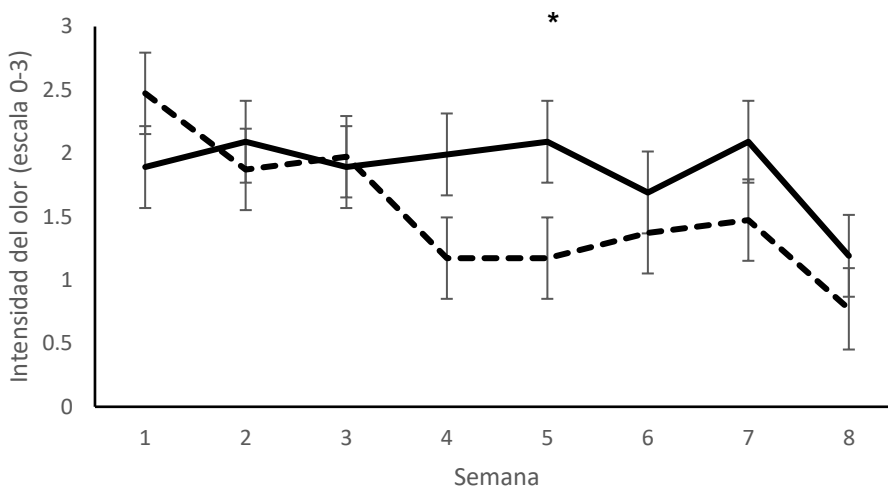


Figura 4. Olor de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El peso vivo de los sementales caprinos suplementados con levadura y los del grupo Control se presentan en las Figuras 5 y 6. El efecto de grupo x semana no fue significativo ($P \geq 0.05$). Las diferencias numéricas entre grupos experimentales fueron más evidentes durante el periodo 1.

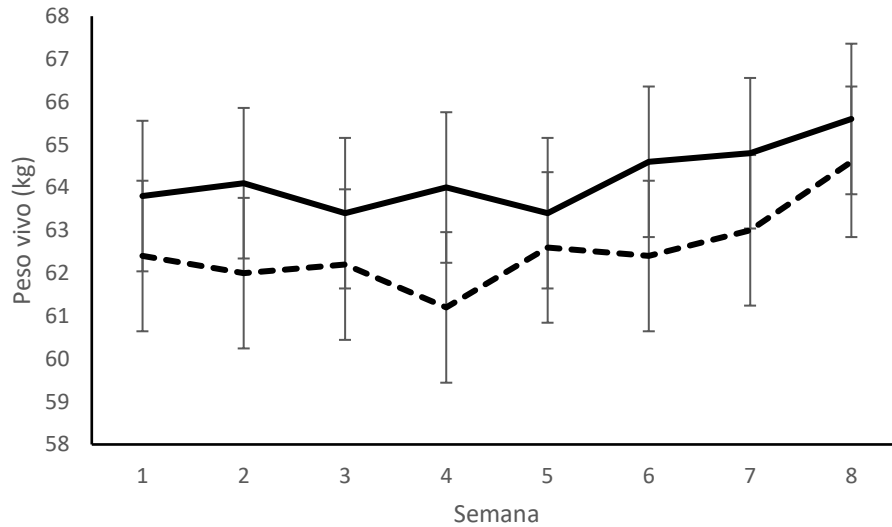


Figura 5. Peso vivo de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

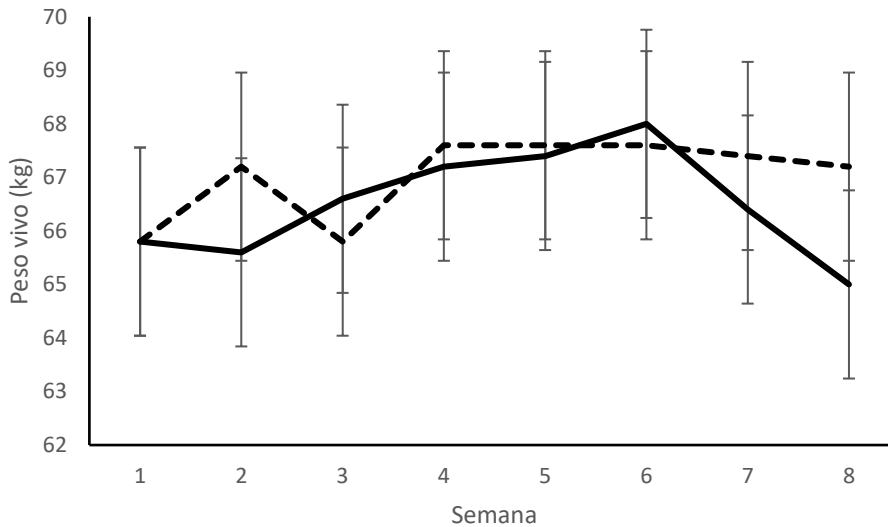


Figura 6. Peso vivo de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El volumen seminal en machos caprinos suplementados con y sin levadura se muestra en las Figuras 7 y 8. En general, el volumen seminal tuvo un comportamiento errático en el periodo 1. El efecto de grupo x semana no fue significativo, tampoco el de la covariable ($P \geq 0.05$).

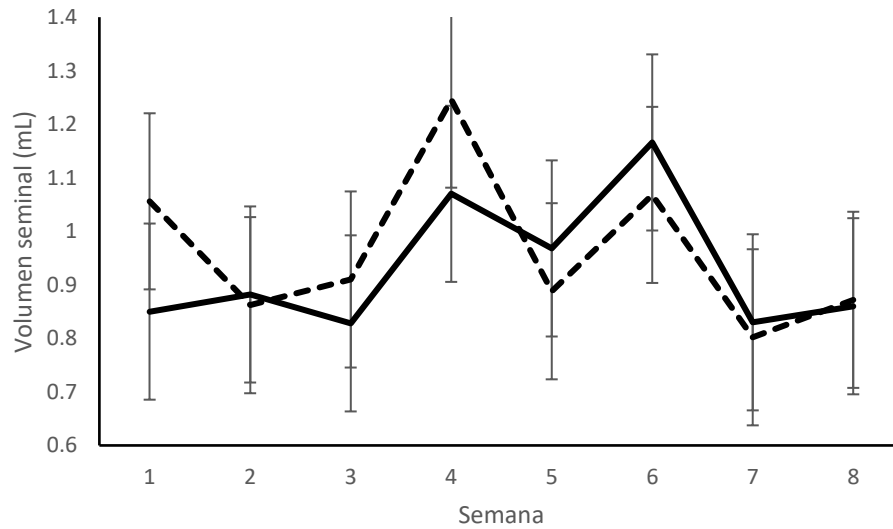


Figura 7. Volumen seminal de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

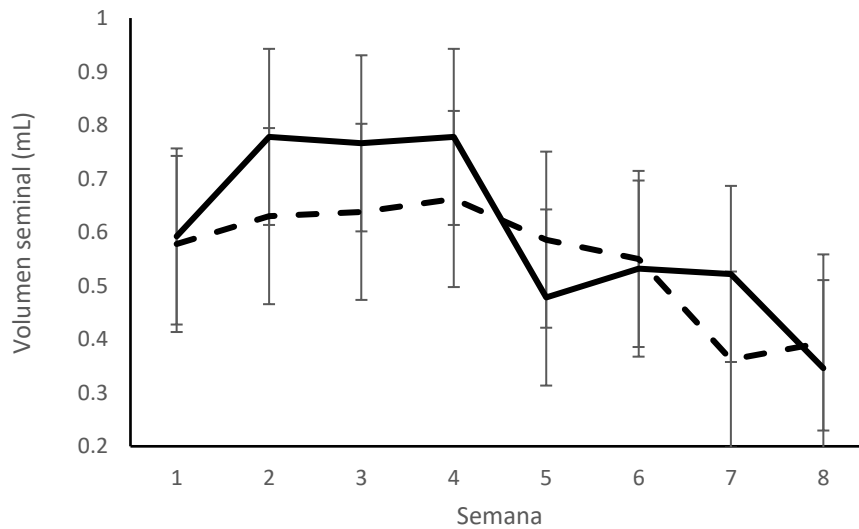


Figura 8. Volumen seminal de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El comportamiento de la motilidad masal, fue muy similar entre ambos tratamientos, y en ambos periodos ($P \geq 0.05$). (Figuras 9 y 10).

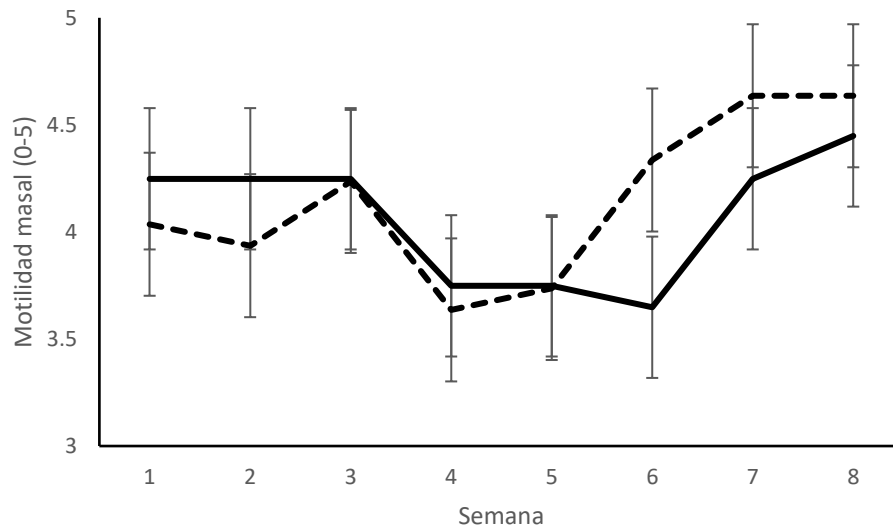


Figura 9. Motilidad masal de muestras seminales de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo 1.

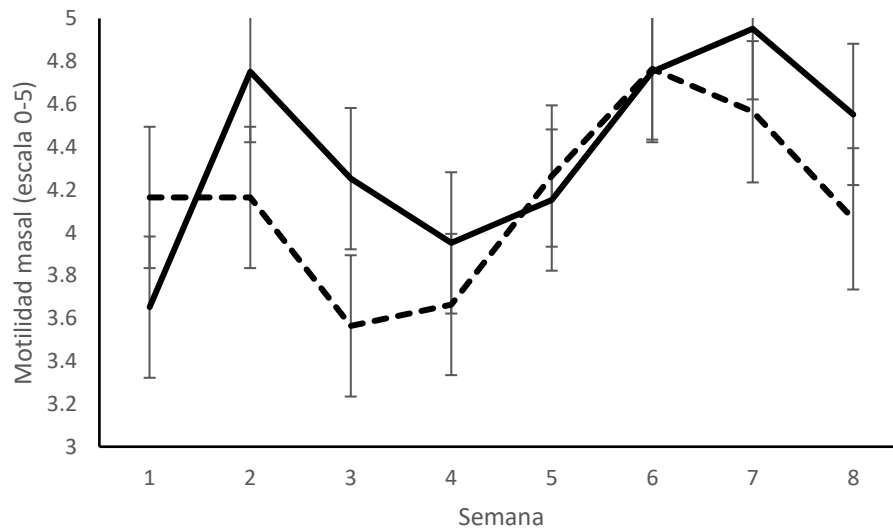


Figura 10. Motilidad masal de muestras seminales de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo 2.

El efecto de tratamientos sobre la concentración espermática de machos caprinos se presenta en las Figuras 11 y 12. No hubo interacción grupo x semana ($P>0.05$) aunque los machos caprinos suplementados con levadura mantuvieron valores numéricamente mayores durante el periodo experimental 1, y desde la semana dos a la ocho del periodo experimental 2, comparado con el grupo testigo. El efecto de la covariable fue significativo ($P<0.05$).

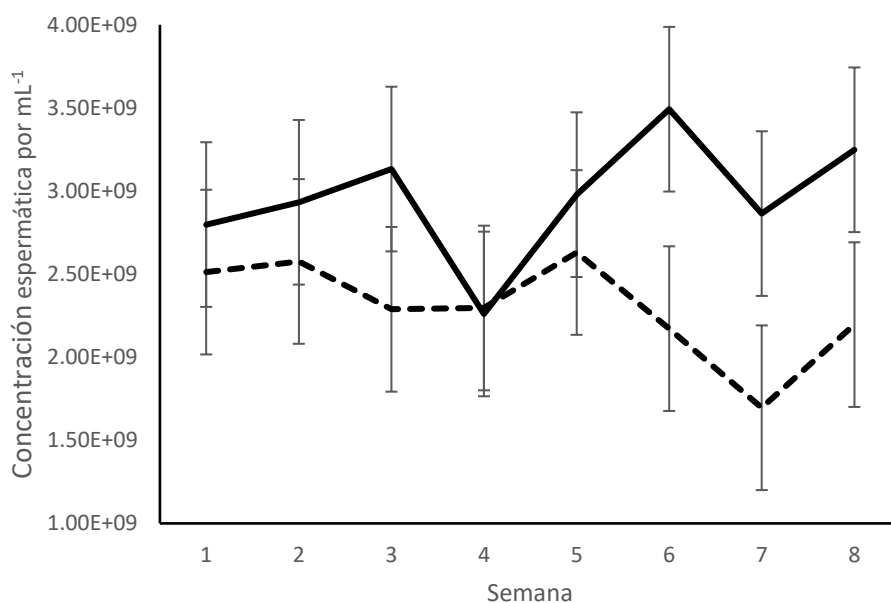


Figura 11. Concentración espermática de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

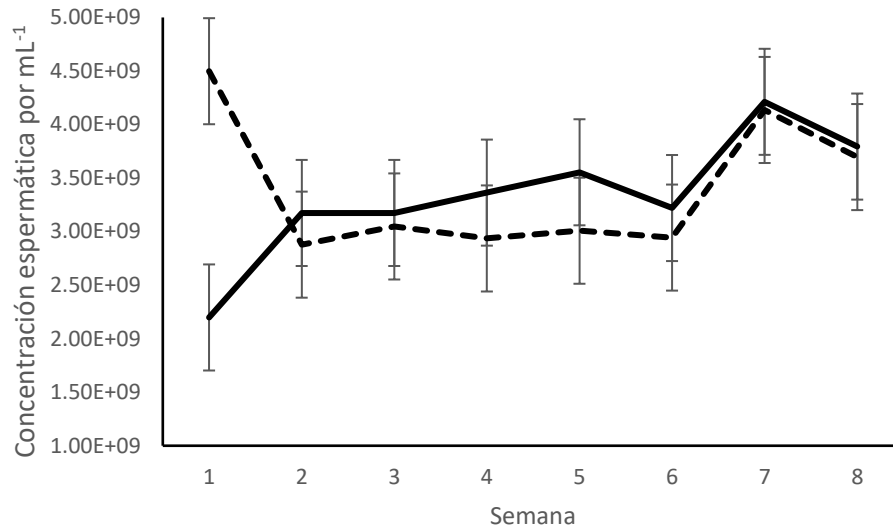


Figura 12. Concentración espermática de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El efecto de grupo x semana en los periodos experimentales 1 y 2, para la variable concentración espermática total, se observa en las Figuras 13 y 14. Durante el periodo experimental 1, los machos suplementados con levadura produjeron muestras seminales de mayor concentración, en comparación con los machos no suplementados, aunque las diferencias no fueron significativas ($P \geq 0.05$); mientras que esta variable no siguió ningún patrón definido durante el periodo 2. El efecto de la covariable no fue significativo ($P \geq 0.05$)

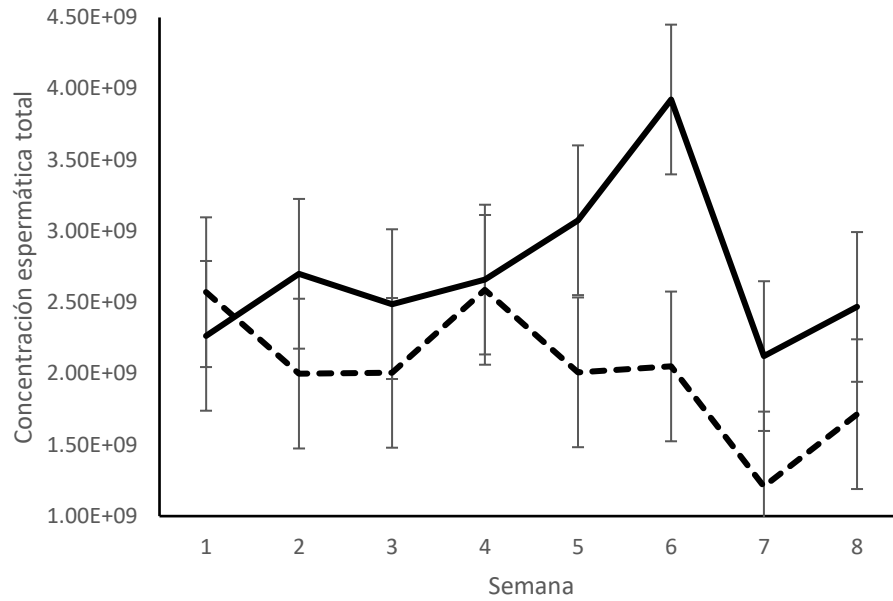


Figura 13. Concentración espermática total de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

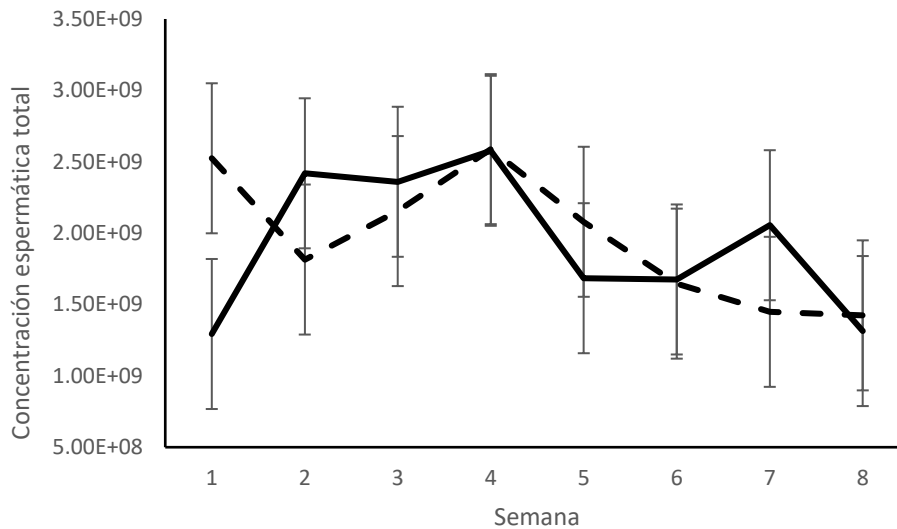


Figura 14. Concentración espermática total de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

La distribución de valores, para la variable motilidad espermática, a lo largo de los periodos experimentales 1 y 2, se pueden observar en las Figuras 15 y 16. En general, a excepción de la semana cinco del periodo experimental uno, los machos suplementados con levadura mantuvieron valores superiores para esta variable durante ambos periodos experimentales (1 y 2), el efecto de grupo x semana fue significativo ($P < 0.05$).

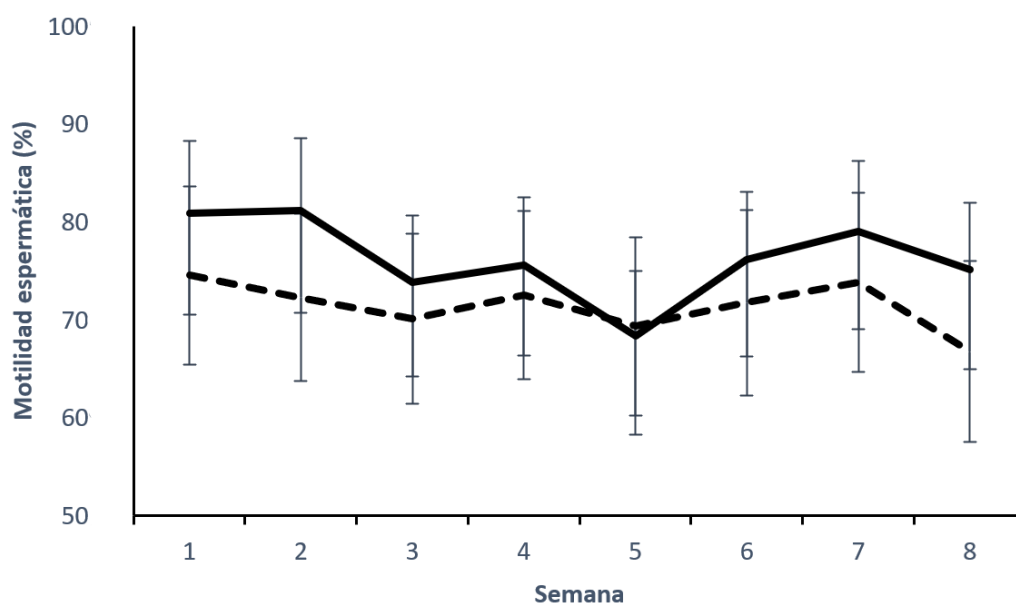


Figura 15. Motilidad espermática de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

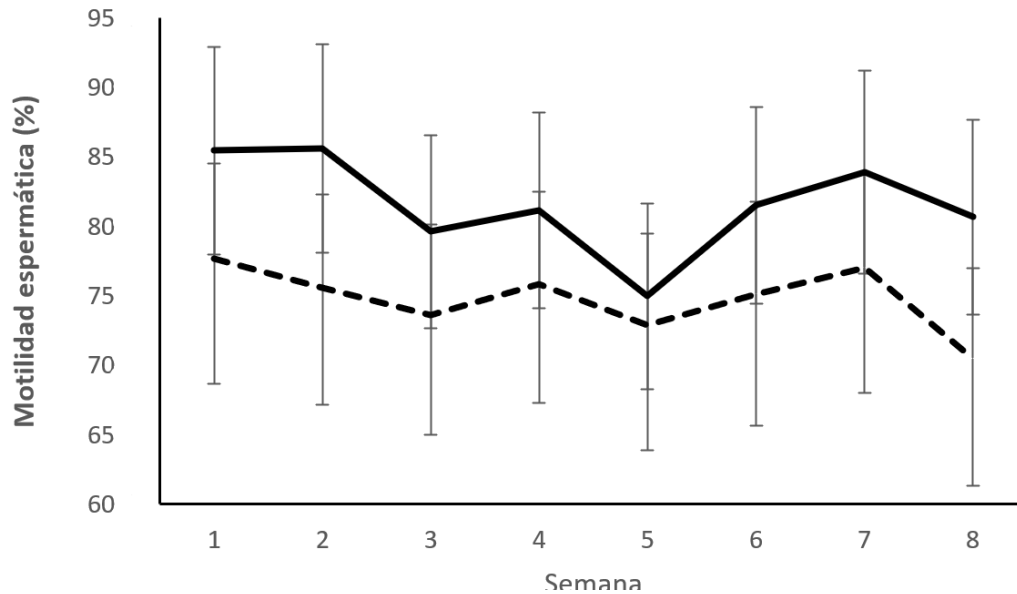


Figura 16. Motilidad espermática de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El comportamiento de la variable motilidad progresiva en los periodos experimentales 1 y 2 se observa en las Figuras 17 y 18. En ambos periodos experimentales se puede observar que los machos suplementados con levadura tienen un mejor desempeño, en comparación con los no suplementados, a excepción de la semana seis del periodo experimental uno, en el cual se obtuvieron valores similares para esta variable en ambos grupos experimentales.

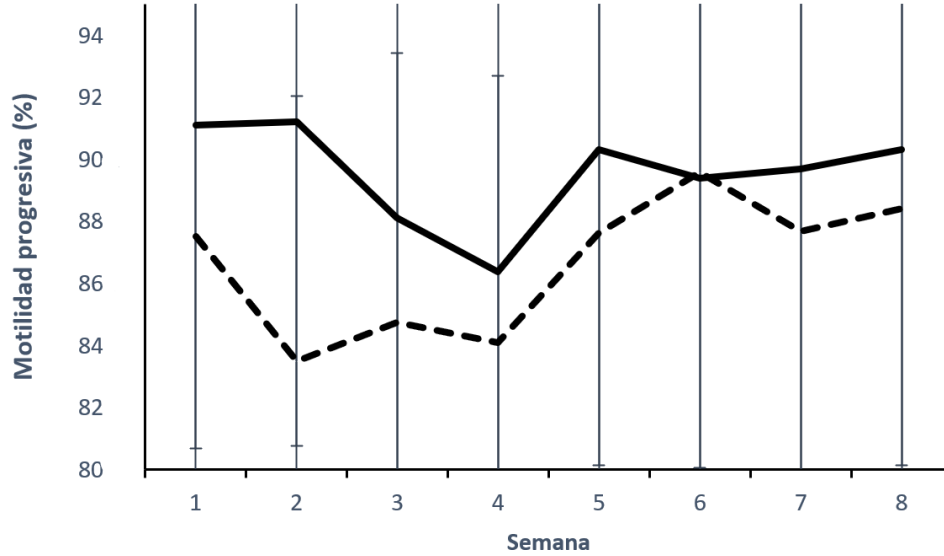


Figura 17. Motilidad espermática progresiva de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

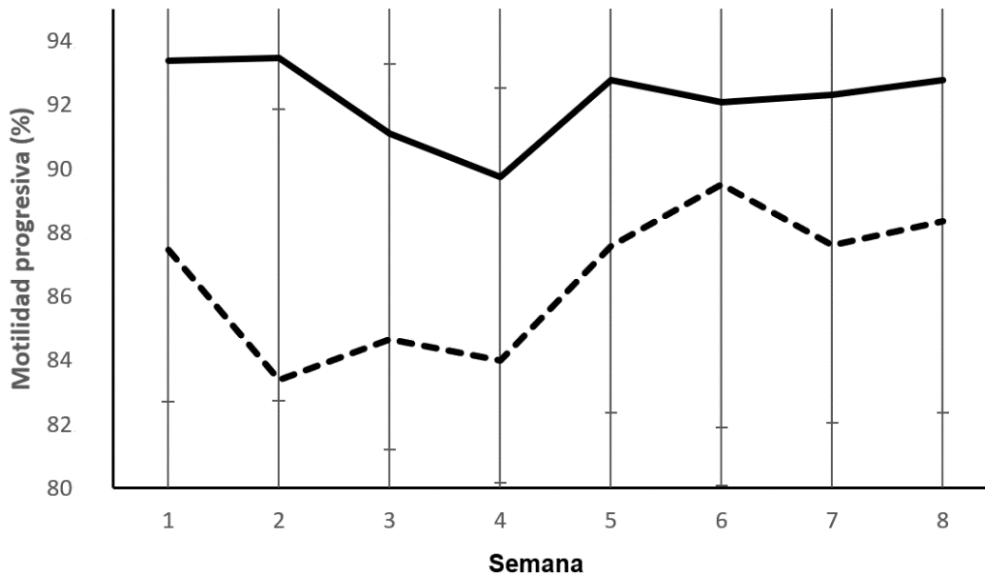


Figura 18. Motilidad espermática progresiva de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El efecto de grupo (con y sin suplementación de levadura) sobre la integridad de la membrana es más evidente en el periodo experimental 1, donde se puede observar la superioridad de los sementales no suplementados en comparación con los que recibieron levadura (Figuras 19 y 20).

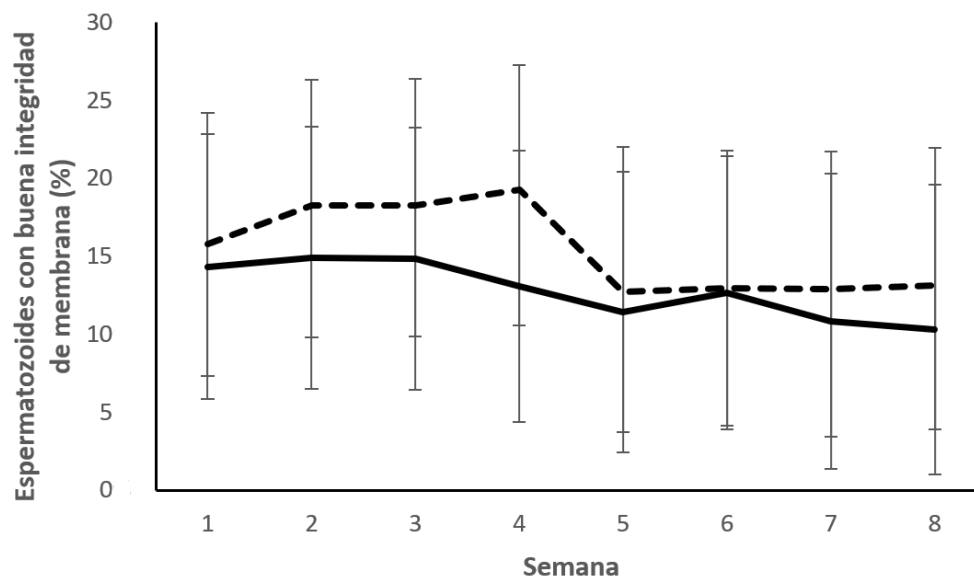


Figura 19. Espermatocitos con buena integridad de membrana de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

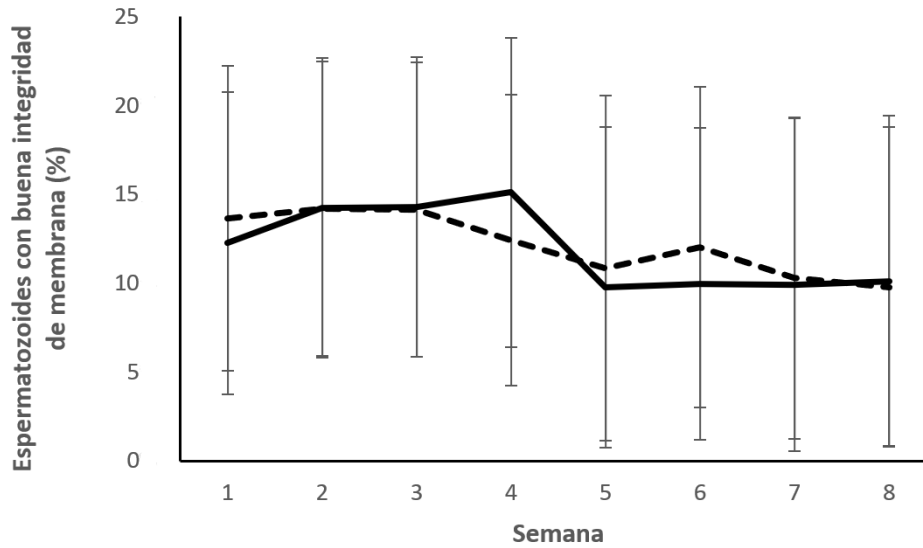


Figura 20. Espermatozoides con buena integridad de membrana de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

No se observaron diferencias en el porcentaje de espermatozoides normales entre los machos con y sin suplementación de levadura. Durante el periodo experimental 1, esta variable mostró un comportamiento similar en ambos grupos experimentales. En el periodo dos, se pueden observar diferencias numéricas entre la primera y sexta semana (Figuras 21 y 22).

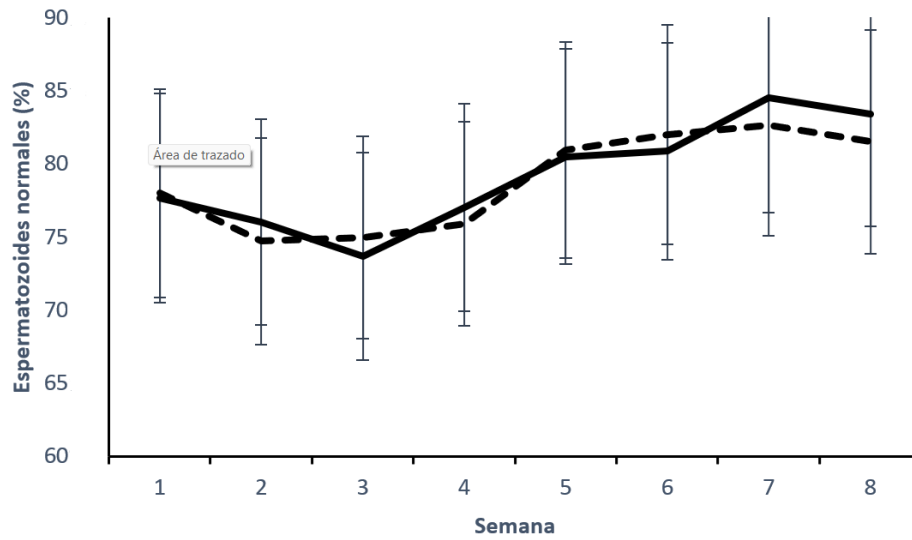


Figura 21. Espermatozoides normales de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

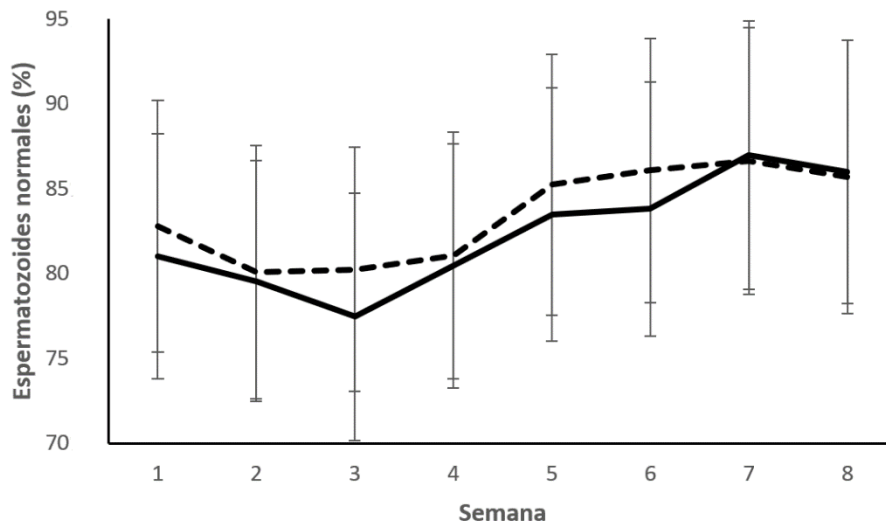


Figura 22. Espermatozoides normales de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

La distribución de valores, para la variable de espermatozoides vivos, a lo largo de los periodos experimental 1 y 2 se puede observar en la Figuras 23 y 24. El efecto de grupo \times semana no fue significativo ($P>0.05$). El efecto de la covariable resultó significativo ($P<0.05$). En general, esta variable no siguió un patrón de comportamiento bien determinado a lo largo de los periodos experimental.

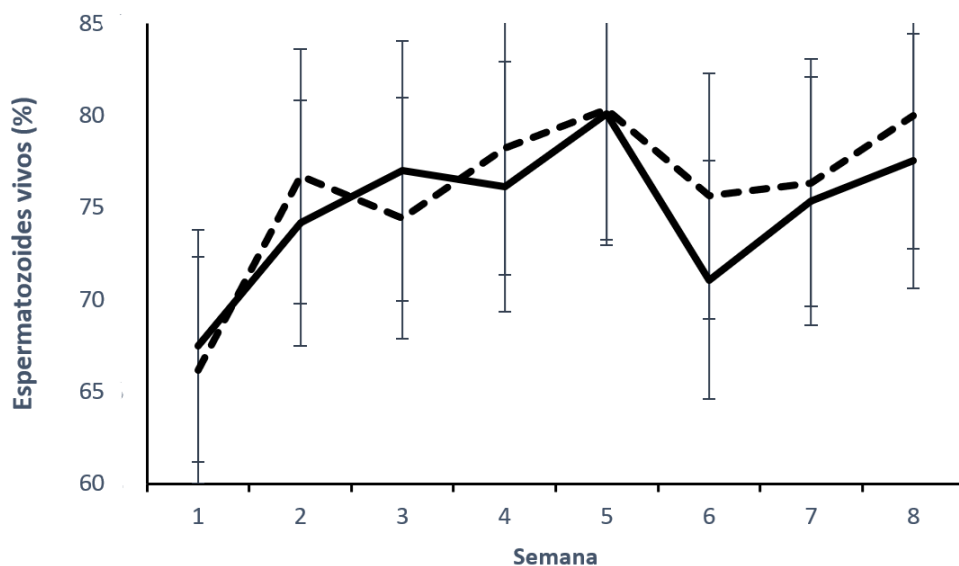


Figura 23. Espermatozoides vivos de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

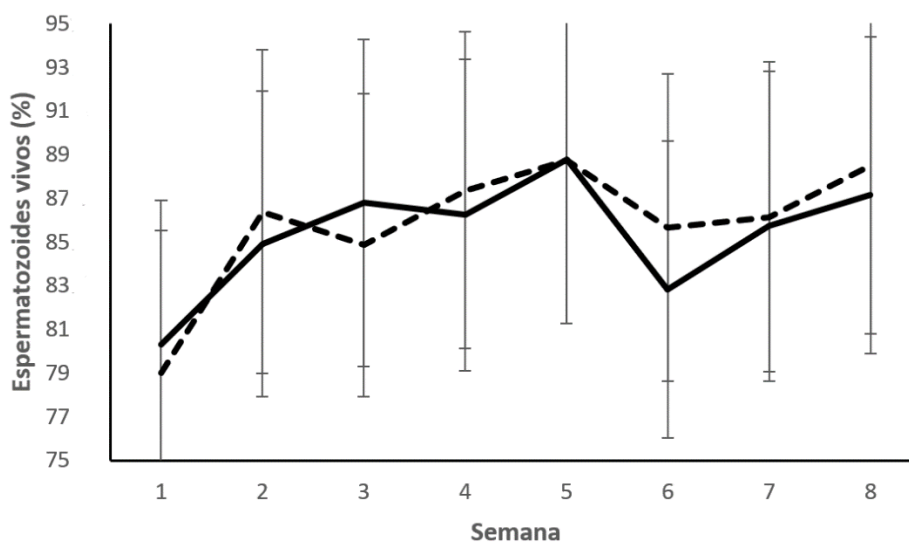


Figura 24. Espermatozoides vivos de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El comportamiento de los valores de pH seminal en los periodos 1 y 2 se muestra en las Figuras 25 y 26. En el periodo 1, los machos cabríos del grupo Control dieron muestras seminales con un pH más ácido, comparado con los del grupo LSC, excepto en la semana 6. Sin embargo, las diferencias fueron solo numéricas, igual que en el periodo 2, de la semana cinco a la ocho.

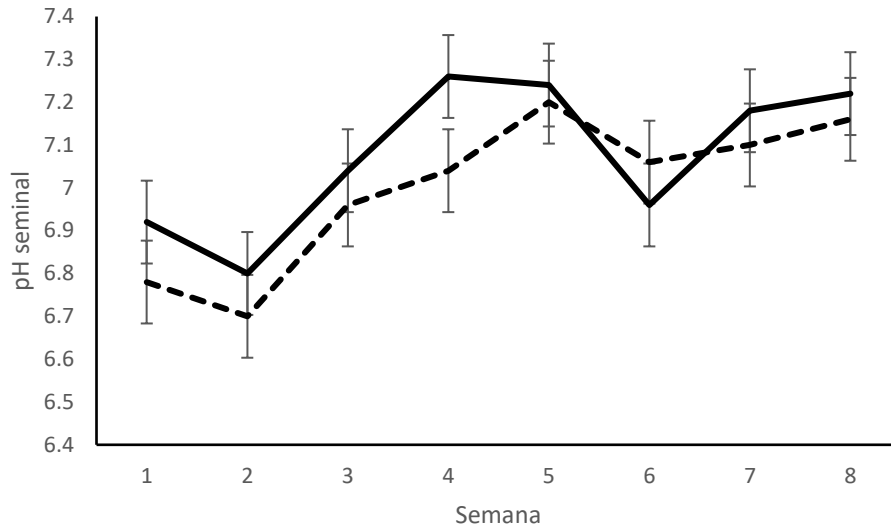


Figura 25. pH seminal de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

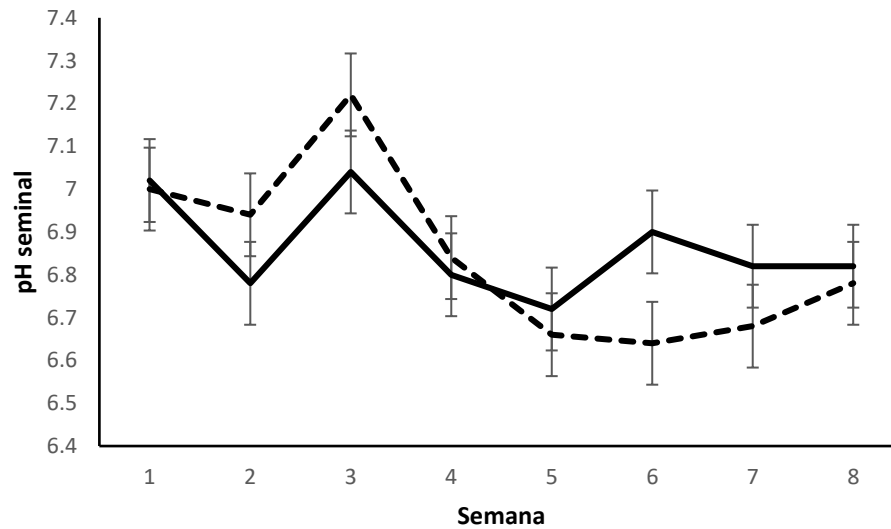


Figura 26. pH seminal de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El comportamiento de la consistencia seminal, a través de las semanas de los periodos 1 y 2, se pueden ver en las Figuras 27 y 28. La variable no siguió un patrón específico en ninguno de los dos periodos, especialmente las del grupo Control en el periodo 1, y las del grupo LSC en el periodo 2.

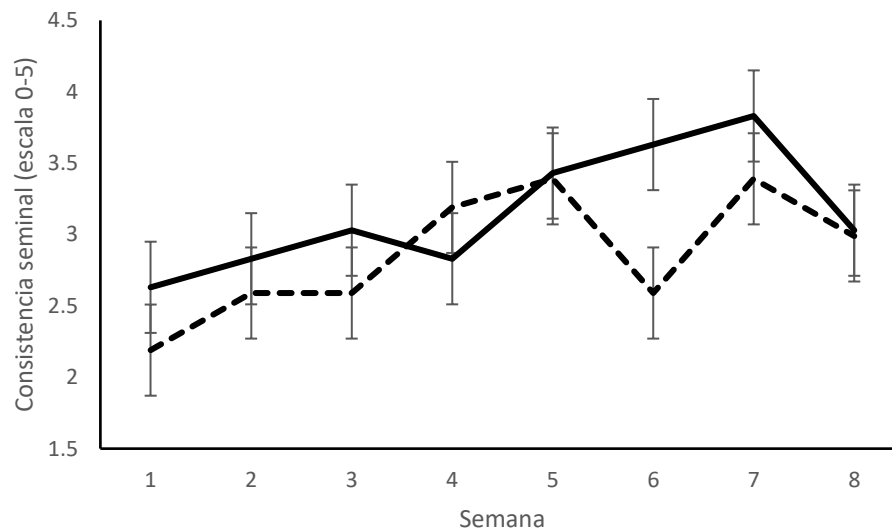


Figura 27. Consistencia de muestra seminal de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

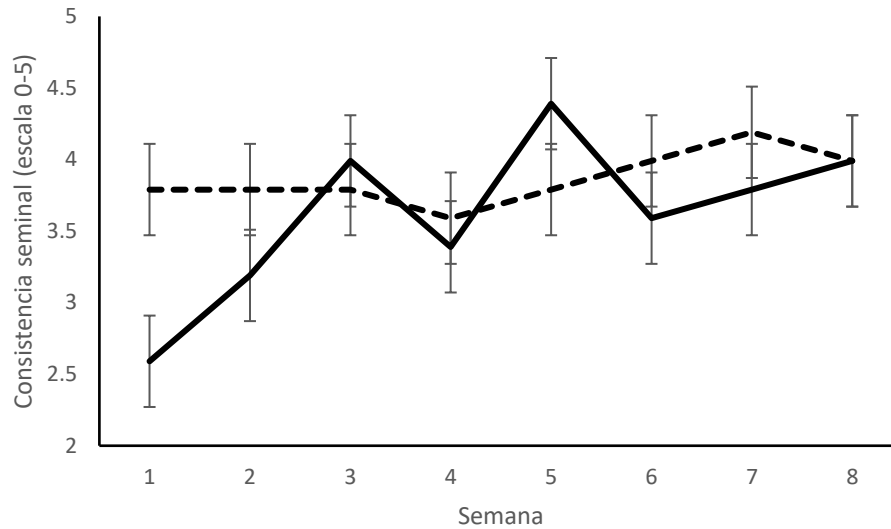


Figura 28. Consistencia de muestra seminal de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

El efecto de grupo (Control y LSC) y del periodo experimental (1 y 2) sobre la calidad seminal de muestras incubadas a 28 °C por 2 h, posteriores a su extracción de sementales caprinos suplementados o no con levadura *Saccharomyces cerevisiae*, se muestra el Cuadro 2. El efecto de grupo fue significativo ($P < 0.05$) en las variables de motilidad espermática, motilidad espermática progresiva, buena integridad de membrana, y normalidad espermática; los valores más elevados para las primeras tres se observaron en el grupo de animales suplementados con levaduras, y el grupo Control tuvo los mayores conteos de espermatozoides normales ($P < 0.05$). El efecto de grupo no fue significativo ($P > 0.05$) en las variables de motilidad masal, y pH seminal. Todas las variables, excepto el pH seminal, tuvieron un efecto significativo entre periodos, siendo en el periodo 2 en donde se obtuvieron valores más altos, excluyendo la variable de buena integridad de membrana, en donde se obtuvo un mayor porcentaje en el periodo 1.

Cuadro 2. Variables de calidad seminal en machos caprinos suplementados con (LSC) o sin (Control) levadura *Saccharomyces cerevisiae* (después de 2 horas de la extracción).

Variable	Grupo		Valor de P	Periodo		Valor de P
	Control	LSC		1	2	
Motilidad masal (escala 0-5)	1.67±.16	1.46±.16	0.8198	1.01±.16	2.12±.16	<0.0001
Espermatozoides motiles (%)	62.56±.94	68.76±.79	<0.0001	59.78±.78	71.54±.53	<0.0001
Espermatozoides con motilidad progresiva (%)	82.34±.79	85.01±.65	<0.0001	80.86±.76	86.49±.57	<0.0001
Espermatozoides con buena integridad de membrana (%)	8.86±.23	9.95±.22	0.0013	10.28±.23	8.53±.20	<0.0001
Espermatozoides normales (%)	80.94±.50	79.73±.48	0.0067	77.61±.42	83.03±.36	<0.0001
Espermatozoides vivos (%)	78.32±.78	77.94±.82	0.9904	73.17±.66	83.05±.48	<0.0001
pH	5.97±.06	5.90±.06	0.3117	5.93±.06	5.95±.06	0.8056

El efecto de grupo (Control y Levadura) y de periodo (1 y 2), sobre la concentración de glucosa y actividad antioxidante de sementales caprinos suplementados con o sin levadura *Saccharomyces cerevisiae*, se muestra el Cuadro 3. El efecto de grupo no fue significativo ($P>0.05$) para estas variables (Figuras 29-32). El efecto de periodo solo fue significativo ($P<0.05$) en la actividad antioxidante.

Cuadro 3. Concentración de glucosa y actividad antioxidante de machos caprinos suplementados con (LSC) o sin (Control) levadura *Saccharomyces cerevisiae*

Variable	Grupo		Valor de P	Periodo		Valor de P
	Control	LSC		1	2	
Glucosa (mg dL ⁻¹)	72.03±.81	71.28±.80	0.5066	71.47±.827	71.84±.79	0.7454
Actividad antioxidante (%)	87.91±1.22	87.84±1.22	0.9726	92.02±1.27	83.73±1.27	0.0031

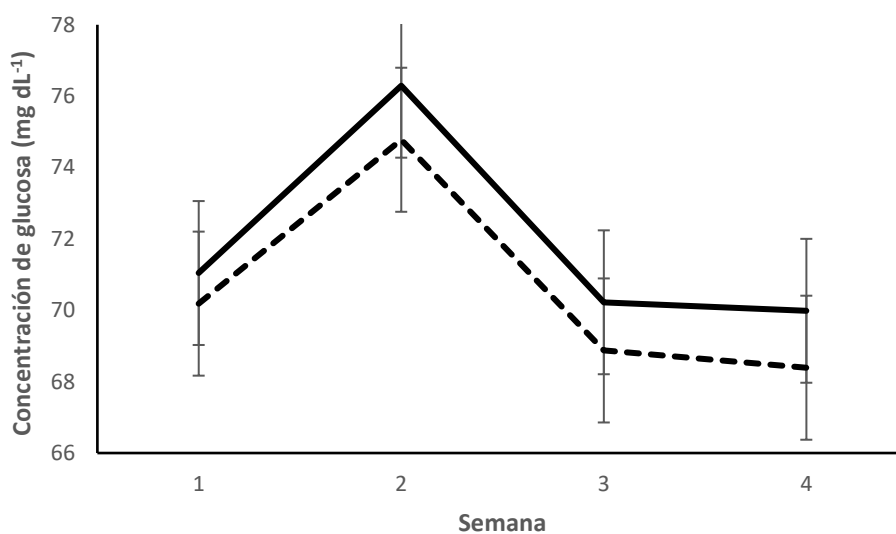


Figura 29. Concentración de glucosa de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

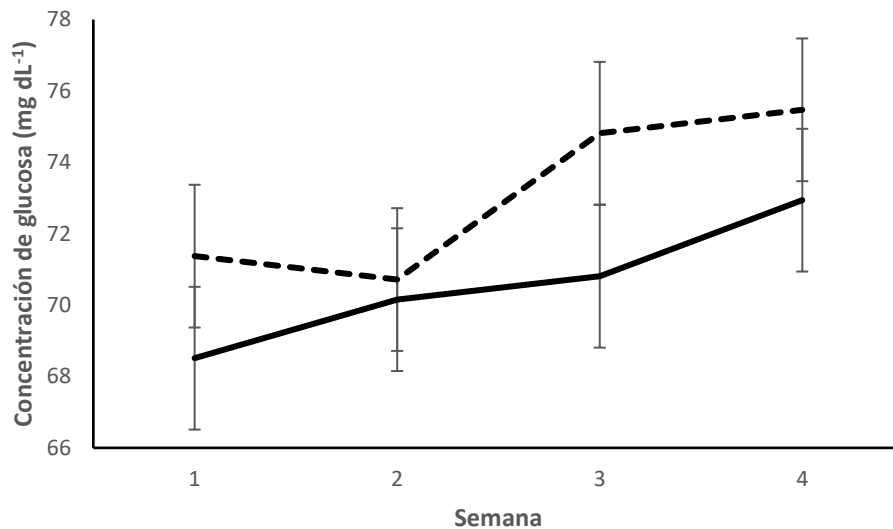


Figura 30. Concentración de glucosa de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

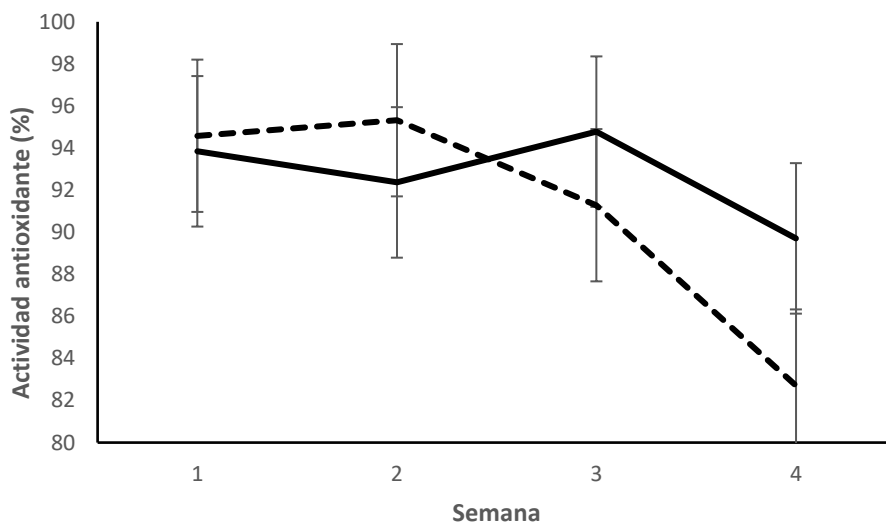


Figura 31. Actividad antioxidante de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 1.

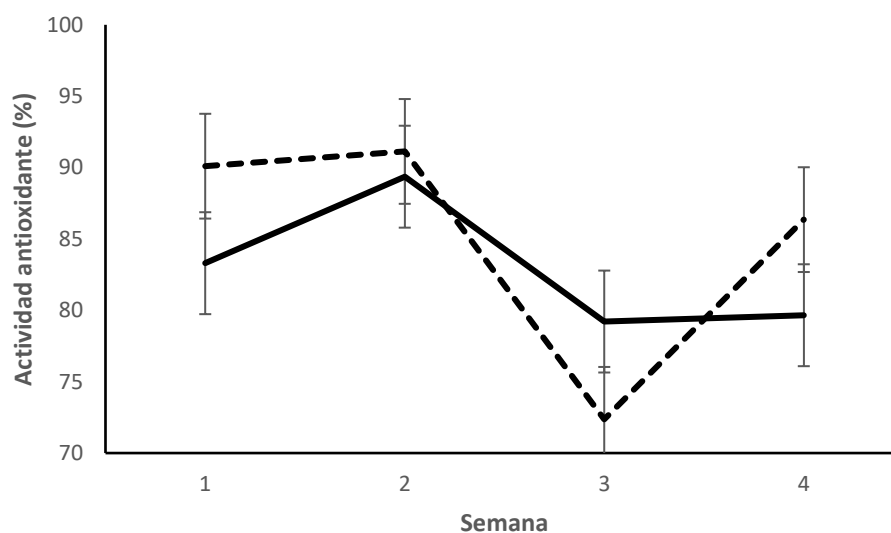


Figura 32. Actividad antioxidante de machos caprinos suplementados con (línea sólida) o sin (línea punteada) levadura *Saccharomyces cerevisiae* durante el periodo experimental 2.

V. DISCUSIÓN

El presente estudio evaluó los efectos de la suplementación de levadura *S. cerevisiae* sobre la calidad seminal, las concentraciones sanguíneas de glucosa y la actividad antioxidante en machos caprinos. La incorporación de la levadura a la dieta de los sementales caprinos mostró ser efectiva en incrementar la concentración espermática del eyaculado (CEE), lo que representó una mejora del 10% en comparación a los animales no suplementados. El efecto de la suplementación de la levadura sobre esta variable ha sido previamente reportado. En conejos, la suplementación con levadura ($0.12 \text{ g kg}^{-1} \text{ PV}$) incrementó en 23% la CEE (Emmanuel et al., 2019), en cambio, en ovinos se observó una tendencia ($P=0.056$) al incremento en CEE (2.29×10^9 vs 2.03×10^9) entre machos con ($10 \text{ g animal}^{-1} \text{ d}^{-1}$) y sin suplementación de levadura (Ben Saïd et al., 2022).

Por el contrario, otros han reportado la ausencia de efecto de la suplementación de levadura sobre la CEE, o inclusive un efecto negativo sobre esta variable; por ejemplo, en gallos la adición del 1% de levadura a la dieta no tuvo efecto sobre la CEE (2.6×10^9

vs 2.5×10^9 al comparar el grupo control y suplementado con levadura) (dos Santos et al., 2018). Esto es similar a lo que reportaron Udoh y Inyang en machos caprinos enanos, donde se registró que la concentración espermática del grupo control fue de 2.16×10^9 , y la del grupo suplementado con levadura de 2.15×10^9 (Udoh & Inyang, 2017). Sin embargo, en conejos suplementados con 3 y 6 g de *S. cerevisiae* d^{-1} , se observó una disminución en la concentración espermática en comparación con los conejos del grupo no suplementado (269.3 vs 52.9 vs 206.3×10^6 , para los grupos control, y los suplementados con 3 y 6 g de levadura d^{-1} , respectivamente).

La CEE en machos caprinos puede variar de 0.772 a 3.69×10^9 espermatozoides mL^{-1} de eyaculado (Ghorbankhani et al., 2015; Gore et al., 2020; Karagiannidis et al., 2000), por lo que los valores obtenidos en el presente trabajo son congruentes con los reportados en la literatura. Las diferencias en el valor de esta variable de respuesta en los estudios en los cuales se evaluó el efecto de la suplementación de levadura, pueden deberse a varios factores, tales como la dosis de levadura, a la duración del periodo de suplementación, la especie animal, y la forma de suplementación.

En el estudio de Udoh y Inyang, los machos caprinos fueron suplementados con $2.5 g$ $animal^{-1} d^{-1}$, por un periodo de 109 días, y la levadura fue esparcida sobre el concentrado, justo antes de proporcionárselo al animal (Udoh & Inyang, 2017). En este estudio, como se mencionó, no se observaron diferencias en la concentración espermática. Mientras que, en el presente trabajo de investigación, si se observó un aumento en la concentración espermática, por efecto de la suplementación, pero se utilizó una dosis mayor ($3 g$ $animal^{-1} d^{-1}$), y la levadura era proporcionada de manera individual sin mezclarse en la dieta, lo que aseguraba un consumo total de la dosis ofrecida. En el estudio de Ben Saïd y colaboradores, se utilizó una dosis mayor de levadura ($10 g$ $animal^{-1} d^{-1}$), y esta fue ofrecida a los sementales ovinos junto con los demás ingredientes de la ración (Ben Saïd et al., 2022), en este estudio también se observó un efecto benéfico sobre la concentración espermática. La inconsistencia en los resultados para esta variable de estudios puede deberse a varios factores, tales

como dosis, duración y forma de suplementación de la levadura, así como la especie animal evaluada.

Por tanto, se puede suponer que, en pequeños rumiantes, el efecto de la levadura sobre la concentración espermática dependerá de que el animal consuma al menos 3 g de levadura al día, ya que en el estudio de Udoh y Inyang no se puede asegurar que los animales consumieron 2.5 g de levadura al día, ya que esta estaba mezclada con la diera, y puede haber perdida. Esta misma situación aplica al estudio de Ben Saïd y colaboradores, pero en este caso es más probable que los animales consumieran al menos 3 g de levadura al día, ya que la cantidad ofrecida era mayor a la proporcionada por Udoh y Inyang.

Por otra parte, se puede especular que el efecto de la suplementación de levadura sobre la concentración espermática depende de la cantidad ofrecida por kilogramo de PV del animal. En el presente trabajo de investigación, y en el de Ben Saïd y colaboradores, la levadura fue ofrecida a razón de .049 y 0.18 g kg⁻¹ PV, mientras que en el estudio de Udoh y Inyang, se especula una dosis mayor, ya que los autores no declararon el peso de los animales, pero considerando la raza (West African Dwarf) y la edad del animal (6-9 meses) se puede estimar una dosis de 0.34 g kg⁻¹ PV. Se especula que el efecto negativo de la suplementación de levadura sobre la concentración espermática aumenta cuando se ofrecen dosis altas al animal. Esto es respaldado por resultados obtenidos en conejos, en los cuales se observó un efecto positivo sobre la concentración espermática cuando la levadura era proporcionada al animal en dosis de 0.12 g kg⁻¹ de dieta (Emmanuel et al., 2019), pero el valor de esta variable disminuyó cuando los conejos recibían de 3 a 6 g animal⁻¹ d⁻¹ (Besseboua & Ayad, 2021).

Se desconoce el mecanismo a través del cual la suplementación con levadura pudiera estar aumentando la concentración espermática del eyaculado en machos caprinos. Se sabe que el peso vivo del animal y el diámetro escrotal pueden afectar la concentración espermática. Al respecto, los machos de mayor peso corporal tienen

mayor circunferencia escrotal, concentración de testosterona y concentración espermática que los de peso corporal bajo (Delgadillo et al., 2020; Sultan, 2023; S. Walkden-Brown et al., 1994). Sin embargo, no podemos atribuir los cambios en la concentración espermática, en los machos suplementados con levadura, a cambios en el peso corporal o la circunferencia escrotal, ya que no se registraron diferencias significativas en estas variables con respecto al grupo de machos no suplementados.

Se puede especular que el aumento en la concentración espermática en los machos suplementados se debió a cambios en las concentraciones sanguíneas de testosterona. Esta hormona es reguladora de la espermatogénesis (Mariani et al., 2022), y la suplementación con levadura ha mostrado ser efectiva en incrementar la concentración sanguínea de esta en ratones (Mannaa et al., 2005). En caprinos, la suplementación con testosterona produjo un aumento en la concentración espermática del eyaculado (Ángel-García et al., 2015), y disminuyó el tiempo de respuesta (257 vs 96 s para los machos del grupo control y los inyectados con testosterona), similar al resultado obtenido en esta variable por efecto de la suplementación de levadura en el presente trabajo de investigación. Por tanto, se especula que el aumento en la concentración espermática de machos suplementados con levadura se haya debido a un aumento en las concentraciones de testosterona. Sin embargo, no se puede decir que esto ocurrió, ya que las concentraciones de esta hormona no fueron medidas en el presente trabajo.

La motilidad espermática y la motilidad espermática progresiva aumentaron 8 y 4.8% en los machos suplementados con levadura con respecto a los no suplementados. Estas mismas variables tuvieron un incremento del 9.9 y 3.6% en las muestras seminales de los machos caprinos suplementados con levadura e incubadas por 2 h a 28 °C. El efecto de la suplementación de la levadura sobre el valor de estas variables también ha sido reportado en conejos (70 vs 80% de espermatozoides con motilidad progresiva en conejos del grupo Control y los suplementados con levadura) (Emmanuel et al., 2019). En carneros también se ha reportado que la motilidad espermática se mejoró por efecto de la suplementación de levadura (1.94 vs 3.70 para

los carneros del grupo Control y los suplementados con levadura) (Ben Saïd et al., 2022).

El mecanismo a través del cual la suplementación con levadura pudiera estar mejorando la motilidad espermática no está bien definido, aunque se especula que la acción antioxidante de la levadura pudiera estar implicada. Se sabe que la levadura tiene una capacidad antioxidante similar al ácido ascórbico (95 vs 91% de inactivación de radicales libres para el ácido ascórbico y la levadura) (Makky et al., 2021). En lechones, la suplementación de los animales con levadura mejoró su actividad antioxidante mediante un aumento en las concentraciones sanguíneas de la enzima superóxido dismutasa (antioxidante), y una reducción en las de malonaldehído (marcador de estrés oxidativo en lípidos) (ZHU et al., 2017).

Se desconoce la existencia de estudios que evalúen el efecto de la suplementación de levadura sobre la actividad antioxidante y la calidad seminal. Sin embargo, se sabe que la suplementación de antioxidantes (melatonina) en muestras seminales de machos caprinos mejora la motilidad progresiva (55 vs 63% para las muestras seminales sin y con suplementación de antioxidantes) (Ghanem et al., 2023). De manera similar, la adición de vitamina E a muestras seminales de machos caprinos incrementó la motilidad progresiva después de 72 h de almacenamiento (55 vs 63%), y las concentraciones de superóxido dismutasa, y disminuyó las concentraciones de malonaldehído (Sarangi et al., 2017). Resultados similares a los anteriores también han sido reportados cuando se adiciona ácido ascórbico a las muestras seminales de machos caprinos (Gangwar et al., 2015).

Se sugiere que el aumento en la mejora de la motilidad espermática por efecto de la suplementación de levadura se debe a una disminución en la oxidación de lípidos en el eyaculado (Emmanuel et al., 2019), ya que las muestras seminales de caprinos con mayor motilidad espermática se caracterizan por tener más contenido de lípidos, en comparación con muestras de baja motilidad (Quan et al., 2023). Lo anterior también ha sido reportado en cerdos, en los cuales los espermatozoides con mayor motilidad

tienen un 7% más concentración de lípidos en comparación con espermatozoides de baja motilidad (Am-in et al., 2011). Además, Kurkowska y colaboradores indican que las muestras seminales con baja motilidad tienen un 12% más productos de la oxidación lipídica en comparación con muestras seminales con motilidad elevada (Kurkowska et al., 2020). El efecto antioxidante de la levadura también pudiera estar explicando la mejora en la motilidad espermática observada después de 2 h de incubación de las muestras, ya que se sabe que el almacenamiento de muestras seminales produce una disminución en la motilidad progresiva del espermatozoide, y un aumento en la peroxidación de lípidos (Sarangi et al., 2017).

Sin embargo, el efecto antioxidante de la levadura no se manifestó en un aumento de la actividad antioxidante en los animales suplementados. Es probable que la dosis de levadura no haya sido la suficiente como para alterar la actividad antioxidante periférica, pero si la de a nivel testicular.

La concentración de glucosa en sangre no fue diferente ($P>0.05$) en machos cabríos suplementados con *S. cerevisiae*, en comparación con los machos no suplementados, siendo estos resultados inesperados, ya que existen reportes en donde la suplementación con 0.5 g de levadura $\text{animal}^{-1} \text{d}^{-1}$ en vacas, incrementaron la glucosa sanguínea 7.2% (Bakr et al., 2015). De manera similar a los resultados del estudio anterior, la suplementación con 3 g $\text{animal}^{-1} \text{d}^{-1}$ de *S. cerevisiae* en cabras aumentó las concentraciones de glucosa sanguínea, en comparación con las no suplementadas, (Zhang et al., 2023) lo cual es respaldado por el metaanálisis de Ogbuewu y Mbajjorgu donde se reporta que la suplementación con *S. cerevisiae* en cabras en crecimiento aumenta las concentraciones de glucosa sanguínea (Ogbuewu & Mbajjorgu, 2023). Sin embargo, esto no ocurre en todos los estudios.

En ovejas suplementadas con 0.4 g $\text{animal}^{-1} \text{d}^{-1}$ de levadura no hubo diferencias significativas en las concentraciones de glucosa en comparación con las ovejas no suplementadas (Obeidat, 2023). Lo cual concuerda con el estudio de Saleh y colaboradores, donde la suplementación de 1, 3 y 5 g $\text{animal}^{-1} \text{d}^{-1}$ de levadura por

animal, no tuvo un efecto significativo en las concentraciones de glucosa sanguínea de ovejas con dietas altas en concentrado (Saleh et al., 2020). Issakowicz y colaboradores, también reportaron que en borregos alimentados con dietas a base de grano (60 y 80%), la suplementación con *S. cerevisiae* (5 g animal⁻¹ d⁻¹) no alteró (P>0.05) las concentraciones de glucosa sanguínea (Issakowicz et al., 2013). De manera similar en cabras suplementadas con 0.2 g animal⁻¹ d⁻¹ las concentraciones de glucosa no tuvieron diferencias significativas en comparación con las cabras no suplementadas (Stella et al., 2007).

Los resultados obtenidos en el presente estudio para la variable de concentración de glucosa en sangre fueron inesperados, sin embargo podemos formular la hipótesis de que la ausencia de efecto en esta variable puede deberse a la dosis por kg de peso vivo del animal, ya que en los resultados de Zhang y colaboradores y los de Kholif y colaboradores, donde se muestran los aumentos en las concentraciones de glucosa sanguínea, las dosis de suplementación fueron de 0.11 y 0.15 g kg⁻¹ PV (Kholif et al., 2017; Zhang et al., 2023) . Sin embargo, en el estudio de Stella y colaboradores donde no se encontraron efectos por la suplementación de *S. cerevisiae*, la dosis fue de 0.0032 g kg⁻¹ PV (Stella et al., 2007), siendo esta dosis la más parecida a la ofrecida en el presente estudio (0.048 g kg⁻¹ PV).

La respuesta de la actividad antioxidante en sangre no fue diferente entre los animales no suplementados y suplementados con 3 g de *S. cerevisiae* cabeza⁻¹ día⁻¹, siendo estos resultados igual de inesperados que en la variable descrita anteriormente; ya que se tienen registros de estudios que aseguran un aumento en la capacidad antioxidante con la suplementación de *S. cerevisiae*. Sehati y colaboradores, verbigracia, reportaron que la suplementación con 4 g animal⁻¹ d⁻¹ en vacas Holstein aumentó la capacidad antioxidante total en un 26%, con respecto a las vacas no suplementadas (Sehati et al., 2010). De manera similar, El-Nagar y colaboradores demostraron que la suplementación con 20 g de SC animal⁻¹ d⁻¹ incrementa la capacidad antioxidante total en sangre de búfalas egipcias (El-Nagar et al., 2020). Sin embargo, también existen estudios donde los resultados son contradictorios.

En ovejas se ha demostrado que la suplementación con 2 g de levadura animal⁻¹ d⁻¹ no tuvo ningún efecto sobre la capacidad antioxidante total (Mavrommatis et al., 2020). De acuerdo a los resultados de Attia y colaboradores, la suplementación con 0.04% de levadura en la dieta de pollos de engorde redujo en un 4.8% la capacidad antioxidante total en sangre (Attia et al., 2022). Estos resultados nos hacen suponer que al igual que la variable de glucosa, la ausencia de efecto pudiera deberse a la dosis de *S. cerevisiae* por kilogramo de peso vivo. Sin embargo, algunos de los estudios con los que se pudieran comparar las dosis de *S. cerevisiae* utilizadas, no cuentan con la información necesaria para saber la dosis de levadura por kilogramo de peso vivo.

Entre el periodo uno y el periodo dos, se observaron diferencias significativas entre algunas de las variables evaluadas. Se desconocen las razones exactas por las cuales ocurrió lo anterior, ya que las condiciones de manejo, alimentación y temperaturas fueron similares en ambos periodos experimentales (en los meses del primer periodo (noviembre-diciembre) se reportaron temperaturas medias de 16.2°C y 13.8°C, mientras que en los meses del segundo periodo (febrero-marzo) se tuvieron temperaturas medias de 13.8°C y 17.4°C (CONAGUA 2023)). Sin embargo, se puede establecer la hipótesis de que la disminución en el valor de algunas variables de calidad seminal, en el periodo dos, se debe al acercamiento que tenía este periodo con la época de anestro, ya que se sabe que durante esta época los machos disminuyen su calidad seminal (Al-Ghalban et al., 2004; Ngoma et al., 2016). Por otro lado, también podemos observar que durante el periodo dos algunas variables de calidad seminal se vieron aumentadas con respecto al periodo uno, las razones por las cuales ocurrió esto se desconocen.

VI. CONCLUSIONES

La suplementación con levadura *Saccharomyces cerevisiae* incrementa la concentración espermática, porcentaje de espermatozoides motiles y la motilidad progresiva en el eyaculado en machos caprinos.

VII. LITERATURA CITADA

- Abba, Y., & Igbokwe, I. O. (2016). Postmortem diagnosis of aspermatogenesis and hypospermatogenesis in the Nigerian Sahel goat by testicular and epididymal sperm cytometry. *Small Ruminant Research*, *144*, 35–40. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2016.07.024>
- Abdi-Benemar, H., Khalili, B., Zamiri, M. J., & Ezazi, H. (2018). Seasonal variation in seminal characteristics, testicular measurements and plasma testosterone concentration in Iranian Khalkhali bucks. *Journal of Livestock Science and Technologies*, *6*(2), 33–39. <https://doi.org/10.22103/jlst.2018.11270.1215>
- Adam, C. L., Archer, Z. A., Findlay, P. A., Thomas, L., & Marie, M. (2002). Hypothalamic gene expression in sheep for cocaine- and amphetamine-regulated transcript, pro-opiomelanocortin, neuropeptide Y, agouti-related peptide and leptin receptor and responses to negative energy balance. *Neuroendocrinology*, *75*(4), 250–256. <https://doi.org/10.1159/000054716>
- Agossou, D., & Koluman, N. (2018). An objective analysis of factors affecting buck semen quality attributes during cryopreservation: a mini review. *Annual Research & Review in Biology*, *27*(3), 1–7. <https://doi.org/10.9734/ARRB/2018/42087>
- Ahmad Pampori, Z., Ahmad Sheikh, A., Aarif, O., Hasin, D., & Ahmad Bhat, I. (2020). Physiology of reproductive seasonality in sheep—an update. *Biological Rhythm Research*, *51*(4), 586–598. <https://doi.org/10.1080/09291016.2018.1548112>
- Alcay, S., Ustuner, B., Aktar, A., Mulkpınar, E., Duman, M., Akkasoglu, M., & Cetinkaya, M. (2020). Goat semen cryopreservation with rainbow trout seminal plasma supplemented lecithin-based extenders. *Andrologia*, *52*(4). <https://doi.org/10.1111/and.13555>
- Al-Ghalban, A. M., Tabbaa, M. J., & Kridli, R. T. (2004). Factors affecting semen characteristics and scrotal circumference in Damascus bucks. *Small Ruminant Research*, *53*(1–2), 141–149. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2003.10.003>
- Am-in, N., Kirkwood, R. N., Techakumphu, M., & Tantasuparuk, W. (2011). Lipid profiles of sperm and seminal plasma from boars having normal or low sperm motility. *Theriogenology*, *75*(5), 897–903. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2010.10.032>

- Ángel-García, O., Meza-Herrera, C. A., Guillen-Muñoz, J. M., Carrillo-Castellanos, E., Luna-Orozco, J. R., Mellado, M., & Véliz-Deras, F. G. (2015). Seminal characteristics, libido and serum testosterone concentrations in mixed-breed goat bucks receiving testosterone during the non-breeding period. *Journal of Applied Animal Research*, 43(4), 457–461. <https://doi.org/10.1080/09712119.2014.980420>
- Attia, Y. A., Al-Khalaifah, H., Abd El-Hamid, H. S., Al-Harhi, M. A., Alyileili, S. R., & El-Shafey, A. A. (2022). Antioxidant status, blood constituents and immune response of broiler chickens fed two types of diets with or without different concentrations of active yeast. *Animals*, 12(4). <https://doi.org/10.3390/ani12040453>
- Bakr, H. A., Hassan, M. S., Giadinis, N. D., Panousis, N., Ostojic-Andric, D., El-Tawab, A., & Bojkovski, J. (2015). Effect of *Saccharomyces cerevisiae* supplementation on health and performance of dairy cows during transition and early lactation period. *Biotechnology in Animal Husbandry*, 31(3), 349–364. <https://doi.org/10.2298/bah1503349b>
- Bearden, H., & Fuquay, J. (1984). *Applied Animal Reproduction* (2nd ed.). Reston Publishing Company.
- Belgardt, B. F., Okamura, T., & Brüning, J. C. (2009). Hormone and glucose signalling in POMC and AgRP neurons. *Journal of Physiology*, 587(22), 5305–5314. <https://doi.org/10.1113/jphysiol.2009.179192>
- Beltramo, M., Dardente, H., Cayla, X., & Caraty, A. (2014). Cellular mechanisms and integrative timing of neuroendocrine control of GnRH secretion by kisspeptin. In *Molecular and Cellular Endocrinology* (Vol. 382, Issue 1, pp. 387–399). <https://doi.org/10.1016/j.mce.2013.10.015>
- Besseboua, O., & Ayad, A. (2021). Effect of *saccharomyces cerevisiae* feed supplementation on haematology and reproductive parameters for Algerian rabbits. *Journal of Applied Life Sciences and Environment*, 186(2), 111–122. <https://doi.org/10.46909/journalalse-2021-011>
- Bezerra, F. S. B., Castelo, T. de S., Santos, É. A. A. dos, Dantas, T. da C., Simão, B. R., & Silva, A. R. (2012). Assessment of the interaction between straw size and thawing rate and its impact on in vitro quality of post-thaw goat semen. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 41(3), 592–597. <https://doi.org/10.1590/S1516-35982012000300016>

- Biricik, H., & İsmet Türkmen, İ. (2001). The effect of *saccharomyces cerevisiae* on in vitro rumen digestibilities of dry matter, organic matter and neutral detergent fibre of different forage: concentrate ratios in diets. In *J Fac Vet Med* (Vol. 20).
- Blache, D., Chagas, L. M., Blackberry, M., Vercoe, P., & Graeme, B. M. (2000). Metabolic factors affecting the reproductive axis in male sheep. *Journal of Reproduction and Fertility*.
- Blache, D., Tellam, R. L., Chagas, L. M., Blackberry, M. A., Vercoe, P. E., & Martin, G. B. (2000). Level of nutrition affects leptin concentrations in plasma and cerebrospinal fluid in sheep. *Journal of Endocrinology*, 165(3), 625–637. <https://doi.org/10.1677/joe.0.1650625>
- Blom, E. (1950). A one-minute live-dead sperm stain by means of eosin-nigrosin. *Fertility and Sterility*, 1(2), 176–177. [https://doi.org/10.1016/s0015-0282\(16\)30125-x](https://doi.org/10.1016/s0015-0282(16)30125-x)
- Bongso, T., Jainudeen, M., Siti Zahrah, A., & Pertanian Malaysia Serdang (1982). Relationship of scrotal circumference to age, body weight and onset of spermatogenesis in goats. *Theriogenology*.
- Boulogne, B., Levacher, C., Durand, P., & Habert, R. (1999). retinoic acid receptors and retinoid x receptors in the rat testis during fetal and postnatal development: immunolocalization and implication in the control of the number of gonocytes 1. In *Biology of Reproduction* (Vol. 61). <https://academic.oup.com/biolreprod/article/61/6/1548/2734718>
- Caridad Suárez-Machín, Jorge Antonio Garrido-Carralero, & Carmen Amarilys Guevara-Rodríguez. (2016). Levadura *Saccharomyces cerevisiae* y la producción de alcohol. Revisión bibliográfica. *ICIDCA. Sobre Los Derivados de La Caña de Azúcar*. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=223148420004>
- Carpenter, D. B., Hallford, D. M., Hung, L., & Hawkins, D. E. (1997). Semen traits and metabolic and gonadotropic hormone profiles in ram lambs treated with glucose. *Theriogenology*, 48(4), 625–639. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(97\)00279-3](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(97)00279-3)
- Carro, M. D., Lebzien, P., Rohr, K., & Ftir Trerererniihnrng, I. (1992). Influence of yeast culture on the in vitro fermentation (Rusitec) of diets containing variable portions of concentrates. In *Animal FeedScienceond Technology* (Vol. 37).

- Casao, A., Mendoza, N., Pérez-Pé, R., Grasa, P., Abecia, J., Forcada, F., Cebrián-Pérez, J. A., & Muino-Blanco, T. (2010). Melatonin prevents capacitation and apoptotic-like changes of ram spermatozoa and increases fertility rate. *Journal of Pineal Research*, *48*(1), 39–46. <https://doi.org/10.1111/j.1600-079X.2009.00722.x>
- Casey, N. C., Merkley, C. M., Lehman, M. N., Hileman, S. M., & Goodman, R. L. (2023). KNDy neurons as the GnRH pulse generator: Recent studies in ruminants. *Peptides*, *164*, 171005. <https://doi.org/10.1016/j.peptides.2023.171005>.
- Cernea, M., Phillips, R., Padmanabhan, V., Coolen, L. M., & Lehman, M. N. (2016). Prenatal testosterone exposure decreases colocalization of insulin receptors in kisspeptin/neurokinin B/dynorphin and agouti-related peptide neurons of the adult ewe. *European Journal of Neuroscience*, *44*(8), 2557–2568. <https://doi.org/10.1111/ejn.13373>
- Chandler, J. E., Painter, C. L., Adkison, R. W., Memon, M. A., & Hoyt, P. G. (1988). Semen quality characteristics of dairy goats. *Journal of Dairy Science*, *71*(6), 1638–1646. [https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302\(88\)79728-3](https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302(88)79728-3)
- Chaucheyras, F., Millet, L., Michalet-Doreau, B., Fonty, G., & Bertin, G. (1997). Effect of the addition of Levucell® SC* on the rumen microflora of sheep during adaptation to high starch diets. *Reproduction Nutrition Development*, *37*, 82–83.
- Chemineau, P., Bodin, L., Migaud, M., Thiéry, J. C., & Malpoux, B. (2010). Neuroendocrine and genetic control of seasonal reproduction in sheep and goats. *Reproduction in Domestic Animals*, *45*(SUPPL. 3), 42–49. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2010.01661.x>
- Chen, S.-R., & Liu, Y.-X. (2015). Regulation of spermatogonial stem cell self-renewal and spermatocyte meiosis by Sertoli cell signaling. *Reproduction (Cambridge, England)*, *149*(4), R159-67. <https://doi.org/10.1530/REP-14-0481>
- Conley', A. J., & Bird, I. M. (1997). Minireview The role of cytochrome p450 17 α -hydroxylase and 3 β -hydroxysteroid dehydrogenase in the integration of gonadal and adrenal steroidogenesis via the a5 and a4 pathways of steroidogenesis in mammals. In *Biology of Reproduction* (Vol. 56).
- Dardente, H., & Simonneaux, V. (2022). GnRH and the photoperiodic control of seasonal reproduction: Delegating the task to kisspeptin and RFRP-3. In *Journal of*

Neuroendocrinology (Vol. 34, Issue 5). John Wiley and Sons Inc.
<https://doi.org/10.1111/jne.13124>

- Dashko, S., Zhou, N., Compagno, C., & Piškur, J. (2014). Why, when, and how did yeast evolve alcoholic fermentation? In *FEMS Yeast Research* (Vol. 14, Issue 6, pp. 826–832). Blackwell Publishing Ltd. <https://doi.org/10.1111/1567-1364.12161>
- De Bond, J. A. P., & Smith, J. T. (2014). Kisspeptin and energy balance in reproduction. *Reproduction*, *147*(3). <https://doi.org/10.1530/REP-13-0509>
- Delgadillo, J. A., Fitz-Rodríguez, G., Duarte, G., Véliz, F. G., Carrillo, E., Flores, J. A., Vielma, J., Hernandez, H., & Malpaux, B. (2004). Management of photoperiod to control caprine reproduction in the subtropics. *Reproduction, Fertility and Development*, *16*(4), 471–478. <https://doi.org/10.1071/RD04030>
- Delgadillo, J. A., Lemièrre, A., Flores, J. A., Bedos, M., Hernández, H., Vielma, J., Guerrero-Cervantes, M., Zarazaga, L. A., Keller, M., & Chemineau, P. (2020). Undernutrition reduces the body weight and testicular size of bucks exposed to long days but not their ability to stimulate reproduction of seasonally anestrous goats. *Animal*, *14*(12), 2562–2569. <https://doi.org/10.1017/S1751731120001329>
- Deng, S. L., Wang, Z. P., Jin, C., Kang, X. L., Batool, A., Zhang, Y., Li, X. Y., Wang, X. X., Chen, S. R., Chang, C. S., Cheng, C. Y., Lian, Z. X., & Liu, Y. X. (2018). Melatonin promotes sheep Leydig cell testosterone secretion in a co-culture with Sertoli cells. *Theriogenology*, *106*, 170–177. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2017.10.025>
- Dhara, S., Thakur, S., Anwar, S. M. S., Sharma, M., Houzha, R., Sharma, R. K., & Gupta, H. P. (2022). correlation of certain biochemical constituents of seminal plasma with semen characteristics in Pantja buck. *Indian Journal of Animal Research, Of*. <https://doi.org/10.18805/ijar.b-4946>
- dos Santos, M. N., Ramachandran, R., Kiess, A. S., Wamsley, K. G. S., & McDaniel, C. D. (2018). The impact of dietary yeast fermentation product derived from *saccharomyces cerevisiae* on semen quality and semen microbiota of aged white Leghorn roosters. *Journal of Applied Poultry Research*, *27*(4), 488–498. <https://doi.org/10.3382/japr/pfy050>
- El-Nagar, H. A., El-Hais, A. M., & Farag, M. S. (2020). Impact of buffalo dams treatment with probiotics on growth performance, immune responses and blood components of

- their new born calves. In *Animal Production* (Vol. 57, Issue 3).
<https://ejap.journals.ekb.eg>
- Elsayed, E. H., Barkawi, A. H., Shafie, M. M., Ashour, G., & Shehata, E. (2007). Seasonal variation in the activity of the Leydig cells in Egyptian Nubian goat (Zaraibi) bucks. *Small Ruminant Research*, 70(2–3), 280–285.
<https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2006.04.014>
- El-Sherbiny, H. R., Abdelnaby, E. A., El-Shahat, K. H., Salem, N. Y., Ramadan, E. S., Yehia, S. G., & Fathi, M. (2022). Coenzyme Q10 Supplementation enhances testicular volume and hemodynamics, reproductive hormones, sperm quality, and seminal antioxidant capacity in goat bucks under summer hot humid conditions. *Veterinary Research Communications*, 46(4), 1245–1257. <https://doi.org/10.1007/s11259-022-09991-8>
- El-Zeftawy, M., Mahmoud, G. B., & Hassan, M. (2020). Impact of thermal stress exposure on seminal quality, antioxidant defence system, TNF- α and TIMP-3 in Ossimi ram. *Reproduction in Domestic Animals*, 55(7), 870–881. <https://doi.org/10.1111/rda.13697>
- El-Zeftawy, M., Mahmoud, G. B., & Hassan, M. (2020). Impact of thermal stress exposure on seminal quality, antioxidant defence system, TNF- α and TIMP-3 in *Ossimi* ram. *Reproduction in Domestic Animals*, 55(7), 870–881. <https://doi.org/10.1111/rda.13697>
- Emmanuel, D. C., Amaka, A. E., Okezie, E. S., Sunday, U. P., & Ethelbert, O. C. (2019). Epididymal sperm characteristics, testicular morphometric traits and growth parameters of rabbit bucks fed dietary *saccharomyces cerevisiae* and/or zinc oxide. *Revista Brasileira de Ciencia Avicola / Brazilian Journal of Poultry Science*, 21(1). <https://doi.org/10.1590/1806-9061-2018-0803>
- Ferreira, V. da S., de Mello, M. R. B., da Fonseca, C. E. M., Dias, állan C. F., Cardoso, J. M., Silva, R. B., & Júnior, W. P. M. (2014). Effect of seminal plasma and egg yolk concentration on freezability of goat semen. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 43(10), 513–518. <https://doi.org/10.1590/S1516-35982014001000001>
- Fiems, L. O., Cottyn, B. G., Dussert, L., & Vanacker, J. M. (1992). Effect of a viable yeast culture on digestibility and rumen fermentation in sheep fed different types of diets. *Reproduction Nutrition and Development*, 33(1): 43-49. doi: 10.1051/rnd:19930104.
- França, L. R., Becker-Silva, S. C., & Chiarini-Garcia, H. (1999). The length of the cycle of seminiferous epithelium in goats (*Capra hircus*). In *Tissue & Cell* (Vol. 31, Issue 3).

- Gangwar, C., Kharche, S. D., Kumar, S., & Jindal, S. K. (2016). Cryopreservation of goat semen: status and prospects. *Indian Journal of Small Ruminants*, 22(1), 1. <https://doi.org/10.5958/0973-9718.2016.00005.2>
- Gangwar, C., Kharche, S. D., Ranjan, R., Kumar, S., Goel, A. K., Jindal, S. K., & Agarwal, S. K. (2015). Effect of vitamin C supplementation on freezability of Barbari buck semen. *Small Ruminant Research*, 129, 104–107. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2015.06.002>
- Gangwar, C., Mishra, A. K., Gururaj, K., Kumar, A., Kharche, S. D., Saraswat, S., Kumar, R., & Ramachandran, N. (2021). Semen quality and total microbial load: An association study in important Indian Goat breeds during different seasons. *Andrologia*, 53(4). <https://doi.org/10.1111/and.13995>
- Gewiss, R., Topping, T., & Griswold, M. D. (2020). Cycles, waves, and pulses: Retinoic acid and the organization of spermatogenesis. In *Andrology* (Vol. 8, Issue 4, pp. 892–897). Blackwell Publishing Ltd. <https://doi.org/10.1111/andr.12722>
- Ghanem, N., Nasr, N. H., Abu Elnaga, N. A., Abou-Hashim, F., Kamel, S., Warda, M., Dessouki, S. M., AbdRabou, M. A., & Mehaisen, G. M. K. (2023). Molecular and physiochemical evaluation of buck semen cryopreserved with antioxidants. *Reproduction in Domestic Animals*, 58(6), 813–822. <https://doi.org/10.1111/rda.14354>
- Ghorbani, A., Moeini, M. M., Souri, M., & Hajarian, H. (2018). Influences of dietary selenium, zinc and their combination on semen characteristics and testosterone concentration in mature rams during breeding season. *Journal of Applied Animal Research*, 46(1), 813–819. <https://doi.org/10.1080/09712119.2017.1406858>
- Ghorbankhani, F., Souri, M., Moeini, M. M., & Mirmahmoudi, R. (2015). Effect of nutritional state on semen characteristics, testicular size and serum testosterone concentration in Sanjabi ram lambs during the natural breeding season. *Animal Reproduction Science*, 153, 22–28. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2014.12.006>
- Gimeno-Martos, S., Casao, A., Yeste, M., Cebrián-Pérez, J. A., Muiño-Blanco, T., & Pérez-Pé, R. (2019). Melatonin reduces cAMP-stimulated capacitation of ram spermatozoa. *Reproduction, Fertility, and Development*, 31(2), 420–431. <https://doi.org/10.1071/RD18087>

- Giriboni, J., Gökdal, Ö., Eren, V., Yaralı, E., Santiago-Moreno, J., & Ungerfeld, R. (2019). Daily administration of a GnRH analogue enhances sperm quality in bucks during the non-breeding season. *Animal Reproduction Science*, 200, 43–50. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2018.11.009>
- Gloria-Trujillo, A., Hernández-Sánchez, D., Crosby-Galván, M. M., Hernández-Mendo, O., Mata-Espinosa, M. Á., Pinto-Ruiz, R., Ayala-Monter, M. A., & Osorio-Teran, A. I. (2022). Performance and carcass characteristics of lambs fed diets supplemented with different levels of *Saccharomyces cerevisiae*. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 51. <https://doi.org/10.37496/RBZ5120200281>
- González-Arto, M., Aguilar, D., Gaspar-Torrubia, E., Gallego, M., Carvajal-Serna, M., Herrera-Marcos, L. V., Serrano-Blesa, E., Hamilton, T. R. D. S., Pérez-Pé, R., Muiño-Blanco, T., Cebrián-Pérez, J. A., & Casao, A. (2017). Melatonin MT₁ and MT₂ Receptors in the Ram Reproductive Tract. *International Journal of Molecular Sciences*, 18(3). <https://doi.org/10.3390/ijms18030662>
- Gonzalez-Arto, M., Hamilton, T. R. dos S., Gallego, M., Gaspar-Torrubia, E., Aguilar, D., Serrano-Blesa, E., Abecia, J. A., Pérez-Pé, R., Muiño-Blanco, T., Cebrián-Pérez, J. A., & Casao, A. (2016). Evidence of melatonin synthesis in the ram reproductive tract. *Andrology*, 4(1), 163–171. <https://doi.org/10.1111/andr.12117>
- González-Maldonado, J., Ramírez-Valverde, G., Rangel-Santos, R., Lorenzo Torres, A., Muñoz-García, C., & Maldonado-Jáquez, J. A. (2023). Ram semen quality after supplementation with gelatin, agar or alginate prior to cooling storage. *Reproduction in Domestic Animals*, 58(10), 1487–1493. <https://doi.org/10.1111/rda.14463>
- Goodman, R. L., Hileman, S. M., Nestor, C. C., Porter, K. L., Connors, J. M., Hardy, S. L., Millar, R. P., Cernea, M., Coolen, L. M., & Lehman, M. N. (2013). Kisspeptin, neurokinin B, and dynorphin act in the arcuate nucleus to control activity of the GnRH pulse generator in ewes. *Endocrinology*, 154(11), 4259–4269. <https://doi.org/10.1210/en.2013-1331>
- Goodman, R. L., & Lehman, M. N. (2012). Kisspeptin neurons from mice to men: similarities and differences. *Endocrinology*, 153(11), 5105–5118. <https://doi.org/10.1210/en.2012-1550>

- Gore, D. L. M., Muasya, T. K., Okeno, T. O., & Mburu, J. N. (2020). Comparative reproductive performance of Saanen and Toggenburg bucks raised under tropical environment. *Tropical Animal Health and Production*, 52(5), 2653–2658. <https://doi.org/10.1007/s11250-020-02297-4>
- Graeme M. Walker. (1998). *Yeast Physiology and Biotechnology*.
- Hafez, Y. (2015). Semen quality and relevant blood plasma parameters of Rahmani rams fed different dietary energy levels. *Archiva Zootechnica*, 12: 654-72. <https://www.researchgate.net/publication/286744370>
- Hahn, K., Failing, K., & Wehrend, A. (2019). Effect of temperature and time after collection on buck sperm quality. *BMC Veterinary Research*, 15(1), 355. <https://doi.org/10.1186/s12917-019-2135-y>
- Hales, D. B., Allen, J. A., Shankara, T., Janus, P., Buck, S., Diemer, T., & Hales, K. H. (2005). Mitochondrial function in Leydig cell steroidogenesis. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1061, 120–134. <https://doi.org/10.1196/annals.1336.014>
- He, X., Wang, W., Sun, W., & Chu, M. (2023). Photoperiod induces DNA methylation changes in the melatonin receptor 1a gene in ewes. *Animals*, 13(12). <https://doi.org/10.3390/ani13121917>
- Hileman, S. M., & Jackson, G. L. (1999). Regulation of gonadotrophin-releasing hormone secretion by testosterone in male sheep. *Journal of Reproduction and Fertility. Supplement*, 54, 231–242.
- Hussin, A. M., & Tala'a, A. A. (2021). The adverse effect of long term intake of Monosodium Glutamate on kidney performance. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 880(1), 012056. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/880/1/012056>
- Ichimaru, T., Mori, Y., & Okamura, H. (2001). A possible role of neuropeptide y as a mediator of undernutrition to the hypothalamic gonadotropin-releasing hormone pulse generator in goats*. *Endocrinology*. <https://academic.oup.com/endo/article/142/6/2489/2989475>
- Issakowicz, J., Bueno, M. S., Sampaio, A. C. K., & Duarte, K. M. R. (2013). Effect of concentrate level and live yeast (*Saccharomyces cerevisiae*) supplementation on Texel lamb performance and carcass characteristics. *Livestock Science*, 155(1), 44–52. <https://doi.org/10.1016/j.livsci.2013.04.001>

- Janaszewska, A., & Bartosz, G. (2002). Assay of total antioxidant capacity: comparison of four methods as applied to human blood plasma. *Scandinavian Journal of Clinical and Laboratory Investigation*, 62(3), 231–236. <https://doi.org/10.1080/003655102317475498>
- Jiménez-Rabadán, P., Morrell, J. M., Johannisson, A., Ramón, M., García-álvarez, O., Maroto-Morales, A., Álvaro-García, P. J., Pérez-Guzmán, M. D., Fernández-Santos, M. R., Garde, J. J., & Soler, A. J. (2012). Single layer centrifugation (SLC) improves sperm quality of cryopreserved Blanca-Celtibérica buck semen. *Animal Reproduction Science*, 136(1–2), 47–54. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2012.09.012>
- Jiménez-Rabadán, P., Ramón, M., García-álvarez, O., Maroto-Morales, A., del Olmo, E., Pérez-Guzmán, M. D., Bisbal, A., Fernández-Santos, M. R., Garde, J. J., & Soler, A. J. (2012). Effect of semen collection method (artificial vagina vs. electroejaculation), extender and centrifugation on post-thaw sperm quality of Blanca-Celtibérica buck ejaculates. *Animal Reproduction Science*, 132(1–2), 88–95. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2012.04.005>
- Jimoh, O. A., Oyeyemi, W. A., Okin-Aminu, H. O., & Oyeyemi, B. F. (2021). Reproductive characteristics, semen quality, seminal oxidative status, steroid hormones, sperm production efficiency of rabbits fed herbal supplements. *Theriogenology*, 168, 41–49. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2021.03.020>
- Johnson, E. A. (2013). Biotechnology of non-Saccharomyces yeasts-the basidiomycetes. In *Applied Microbiology and Biotechnology* (Vol. 97, Issue 17, pp. 7563–7577). Springer Verlag. <https://doi.org/10.1007/s00253-013-5046-z>
- Johnston, S. D., Lever, J., McLeod, R., Oishi, M., Qualischefski, E., Omanga, C., Leitner, M., Price, R., Barker, L., Kamau, K., Gaughan, J., & D'Occhio, M. (2014). Semen collection and seminal characteristics of the Australian saltwater crocodile (*Crocodylus porosus*). *Aquaculture*, 422–423, 25–35. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.11.002>
- Karagiannidis, A., Varsakeli, S., & Karatzas, G. (2000). Characteristics and seasonal variations in the semen of Alpine, Saanen and Damascus goat bucks born and raised in Greece. *Theriogenology*, 53(6), 1285–1293. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(00\)00272-7](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(00)00272-7)

- Kasimanickam, R., Kasimanickam, V., Pelzer, K. D., & Dascanio, J. J. (2007). Effect of breed and sperm concentration on the changes in structural, functional and motility parameters of ram-lamb spermatozoa during storage at 4 °C. *Animal Reproduction Science*, 101(1–2), 60–73. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2006.09.001>
- Khalaf, A. S., & Merhish, S. M. (2010). anatomical study of the accessory genital glands in males sheep (*Ovis aris*) and goats (*Caprus hircus*). In *Vet. Med* (Vol. 34, Issue 2).
- Kholif, A. E., Abdo, M. M., Anele, U. Y., El-Sayed, M. M., & Morsy, T. A. (2017). *Saccharomyces cerevisiae* does not work synergistically with exogenous enzymes to enhance feed utilization, ruminal fermentation and lactational performance of Nubian goats. *Livestock Science*, 206, 17–23. <https://doi.org/10.1016/j.livsci.2017.10.002>
- Kridli, R. T., Tabbaa, M. J., Sawalha, R. M., & Amashe, M. G. (2015). Comparative study of scrotal circumference and semen characteristics of mountain black goat and its crossbred with Damascus goat as affected by different factors. *Jordan Journal of Agricultural Sciences*, 1(1), 2005–2023.
- Krogenæs, A. K., Taubøll, E., Stien, A., Oskam, I. C., Lyche, J. L., Dahl, E., Thomassen, R. F., Sweeney, T., & Ropstad, E. (2008). Valproate affects reproductive endocrine function, testis diameter and some semen variables in non-epileptic adolescent goat bucks. *Theriogenology*, 70(1), 15–26. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2008.01.029>
- Kubkomawa, I. H., Ahmadu, A., Tizhe, M. A., & Abubakar, N. S. (2017). Influence of genes, morphology, physiology and the environment on reproductive characteristics of indigenous goats in nigeria:-a review. In *ASJ: International Journal of Agricultural Research, Sustainability, and Food Sufficiency (IJARSFS)* (Vol. 4, Issue 1). www.academiascholarlyjournal.org/ijarsfs/index_ijarsfs.htm<http://www.drji.org>Also Available@;https://archive.org/details/Kubkomawa_et_al.
- Kurkowska, W., Bogacz, A., Janiszewska, M., Gabryś, E., Tiszler, M., Bellanti, F., Kasperczyk, S., Machoń-Grecka, A., Dobrakowski, M., & Kasperczyk, A. (2020). Oxidative stress is associated with reduced sperm motility in normal semen. *American Journal of Men's Health*, 14(5), 155798832093973. <https://doi.org/10.1177/1557988320939731>

- Leal, M. C., Becker-Silva, S. C., Chiarini-Garcia, H., & França, L. R. (2004). Sertoli cell efficiency and daily sperm production in goats (*Capra hircus*). *Anim. Reprod.* v.1, , 1, 122–128.
- Leboeuf, B., Restall, B., & Salamon, S. (2000). Production and storage of goat semen for artificial insemination. *Animal Reproduction Science*, 62(1–3), 113–141. [https://doi.org/10.1016/S0378-4320\(00\)00156-1](https://doi.org/10.1016/S0378-4320(00)00156-1)
- Lehman, M. N., Coolen, L. M., & Goodman, R. L. (2010). Minireview: Kisspeptin/neurokinin B/dynorphin (KNDy) cells of the arcuate nucleus: A central node in the control of gonadotropin-releasing hormone secretion. In *Endocrinology* (Vol. 151, Issue 8, pp. 3479–3489). <https://doi.org/10.1210/en.2010-0022>
- Lehman, M. N., Durham, D. M., Jansen, H. T., Adrian, B., & Goodman, R. L. (1996). Dopaminergic A14/A15 neurons are activated during estradiol negative feedback in anestrus, but not breeding season, ewes. *Endocrinology*, 137(10), 4443–4450. <https://doi.org/10.1210/endo.137.10.8828506>
- Leimer K, & Finguerut J. (2005). Alternatives for the use of dried yeast and its products. *ISSCT*, 25. <https://www.researchgate.net/publication/280948438>
- Lincoln, G. A., Fraser, H. M., & Abbott, M. P. (1986). Blockade of pulsatile LH, FSH and testosterone secretion in rams by constant infusion of an LHRH agonist. *Journal of Reproduction and Fertility*, 77: 587-97. doi: 10.1530/jrf.0.0770587
- Lincoln, G. A., & Richardson, M. (1998). Photo-neuroendocrine control of seasonal cycles in body weight, pelage growth and reproduction: lessons from the HPD sheep model. In *Comparative Biochemistry and Physiology Part C* (Vol. 119).
- Livera, G., Rouiller-Fabre, V., Durand, P., & Habert, R. (2000). Multiple effects of retinoids on the development of sertoli, germ, and leydig cells of fetal and neonatal rat testis in culture 1. In *Biology Of Reproduction* (Vol. 62). <http://www.bioreprod.org>
- Livera, G., Rouiller-Fabre, V., & Habert, R. (2001). Retinoid receptors involved in the effects of retinoic acid on rat testis development 1. In *biology of reproduction* (Vol. 64). <http://www.bioreprod.org>
- Lodolo, E. J., Kock, J. L. F., Axcell, B. C., & Brooks, M. (2008). The yeast *Saccharomyces cerevisiae* - The main character in beer brewing. *FEMS Yeast Research*, 8(7), 1018–1036. <https://doi.org/10.1111/j.1567-1364.2008.00433.x>

- Luo, J., Wang, W., & Sun, S. (2019). Research advances in reproduction for dairy goats. *Asian-Australasian Journal of Animal Sciences*, 32(8), 1284–1295. <https://doi.org/10.5713/ajas.19.0486>
- Maamouri, O., & Ben Salem, M. (2022). The effect of live yeast *Saccharomyces cerevisiae* as probiotic supply on growth performance, feed intake, ruminal pH and fermentation in fattening calves. *Veterinary Medicine and Science*, 8(1), 398–404. <https://doi.org/10.1002/vms3.631>
- Machado, A. A. N., Assis Neto, A. C., Sousa, A., Menezes, D. J. A., Alves, F. R., Sousa, A. L., & Carvalho, M. A. M. (2011). Daily sperm production and testicular morphometry in goats according to external scrotal conformation. *Animal Reproduction Science*, 127(1–2), 73–77. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2011.06.008>
- Makky, E. A., AlMatar, M., Mahmood, M. H., Ting, O. W., & Qi, W. Z. (2021). Evaluation of the Antioxidant and Antimicrobial Activities of Ethyl Acetate Extract of *Saccharomyces cerevisiae*. *Food Technology and Biotechnology*, 59(2), 127–136. <https://doi.org/10.17113/ftb.59.02.21.6658>
- Manfredi-Lozano, M., Roa, J., Ruiz-Pino, F., Piet, R., Garcia-Galiano, D., Pineda, R., Zamora, A., Leon, S., Sanchez-Garrido, M. A., Romero-Ruiz, A., Dieguez, C., Vazquez, M. J., Herbison, A. E., Pinilla, L., & Tena-Sempere, M. (2016). Defining a novel leptin–melanocortin–kisspeptin pathway involved in the metabolic control of puberty. *Molecular Metabolism*, 5(10), 844–857. <https://doi.org/10.1016/j.molmet.2016.08.003>
- Mannaa, F., Ahmed, H. H., Estefan, S. F., Sharaf, H. A., & Eskander, E. F. (2005). *Saccharomyces cerevisiae* intervention for relieving flutamide-induced hepatotoxicity in male rats. *Die Pharmazie*, 60(9), 689–695.
- Mariani, N. S., Zahari, M. W., Marini, A. M., Rahman, A. Abd., Shanmugavelu, S., & Yaakub, H. (2022). The Libido, Scrotal Circumference, Sperm Quality, and Testosterone Levels of Matured Boer Bucks Supplemented with Selenium. *Tropical Animal Science Journal*, 45(2), 154–163. <https://doi.org/10.5398/tasj.2022.45.2.154>
- Mariezcurrana-Berasain, M. A., Velázquez-Garduño, G., Pulido-Rodríguez, M. Á., Mariezcurrana-Berasain, M. D., López, B. O., Bórquez-Gastelum, J. L., & Mohamed Salem, A. F. Z. (2019). Effect of yeast and cell wall of *Saccharomyces cerevisiae* supplement on body weight gain, feed conversion and carcass traits in Rambouillet

- lambs. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 30(2), 605–611. <https://doi.org/10.15381/rivep.v30i2.16075>
- Marques, P., Skorupskaite, K., & Rozario, K. (2022). Physiology of GnRH and Gonadotropin Secretion. *Endotext [Internet]. South Dartmouth (MA)*.
- Martin, G. B., Blache, D., Miller, D. W., & Vercoe, P. E. (2010). Interactions between nutrition and reproduction in the management of the mature male ruminant. *Animal*, 4(7), 1214–1226. <https://doi.org/10.1017/S1751731109991674>
- Martin, G. B., De St. Jorre, T. J., Al Mohsen, F. A., & Malecki, I. A. (2012). Modification of spermatozoa quality in mature small ruminants. In *Reproduction, Fertility and Development* (Vol. 24, Issue 1, pp. 13–18). <https://doi.org/10.1071/RD11902>
- Matsuyama, S., Ohkura, S., Mogi, K., Wakabayashi, Y., Mori, Y., Tsukamura, H., Maeda, K.-I., Ichikawa, M., & Okamura, H. (2011). morphological evidence for direct interaction between kisspeptin and gonadotropin-releasing hormone neurons at the median eminence of the male goat: an immunoelectron microscopic study. *Neuroendocrinology*, 94(4), 323–332. <https://doi.org/10.1159/000331576>
- Mavrommatis, A., Mitsiopoulou, C., Christodoulou, C., Karabinas, D., Nenov, V., Zervas, G., & Tsiplakou, E. (2020). Dietary supplementation of a live yeast product on dairy sheep milk performance, oxidative and immune status in peripartum period. *Journal of Fungi*, 6(4), 1–18. <https://doi.org/10.3390/jof6040334>
- McGovern, P. E., Zhang, J., Tang, J., Zhang, Z., Hall, G. R., Moreau, R. A., Nuñez, A., Butrym, E. D., Richards, M. P., Wang, C., Cheng, G., Zhao, Z., & Wang, C. (2004). Fermented beverages of pre-and proto-historic China. *PNAS*. www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.0407921102
- Medrano, A., Terrazas, A., & Soto, R. (2010). Principles and perspectives for the conservation of goat buck spermatozoa. *Small Ruminant Research*, 89(2–3), 140–143. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2009.12.036>
- Meijer, E., Goerlich, V. C., Brom, R. van den, Giersberg, M. F., Arndt, S. S., & Rodenburg, T. B. (2021). Perspectives for buck kids in dairy goat farming. *Frontiers in Veterinary Science*, 8. <https://doi.org/10.3389/fvets.2021.662102>
- Meister, B., Gömüç, B., Suarez, E., Ishii, Y., Dürr, K., & Gillberg, L. (2006). Hypothalamic proopiomelanocortin (POMC) neurons have a cholinergic phenotype. *European*

Journal of Neuroscience, 24(10), 2731–2740. <https://doi.org/10.1111/j.1460-9568.2006.05157.x>

- Mejía-Barajas, J. A., Montoya-Pérez, R., Cortés-Rojo, C., & Saavedra-Molina, A. (2016). Levaduras termotolerantes: aplicaciones industriales, estrés oxidativo y respuesta antioxidante. In *Informacion Tecnologica* (Vol. 27, Issue 4, pp. 3–16). Centro de Informacion Tecnologica. <https://doi.org/10.4067/S0718-07642016000400002>
- Merkley, C. M., Shuping, S. L., & Nestor, C. C. (2020). Neuronal networks that regulate gonadotropin-releasing hormone/luteinizing hormone secretion during undernutrition: evidence from sheep. *Domestic Animal Endocrinology*, 73, 106469. <https://doi.org/10.1016/j.domaniend.2020.106469>
- Merkley, C. M., Shuping, S. L., Sommer, J. R., & Nestor, C. C. (2021). Evidence that agouti-related peptide may directly regulate kisspeptin neurons in male sheep. *Metabolites*, 11(3), 1–10. <https://doi.org/10.3390/metabo11030138>
- Miller, D. W. (1996). Relationship between nutritional stimulation of gonadotrophin secretion and the peripheral and cerebrospinal fluid (CSF) concentrations of glucose and insulin in rams. *Animal Reproduction Science*, 41(3–4), 201–214. [https://doi.org/10.1016/0378-4320\(95\)01462-4](https://doi.org/10.1016/0378-4320(95)01462-4)
- MK, G., S, S., BC, D., RK, B., & A, D. (2020). A comparative study on seminal attributes of Sirohi and Beetal bucks. *The Pharma Innovation*, 9(6), 262–266. <https://doi.org/10.22271/tpi.2020.v9.i6d.4779>
- Mng-Huei, L., Morshedi, M., Srisombut, C., Nassar, A., & Oehninger, S. (1998). Plasma membrane integrity of cryopreserved human sperm: an investigation of the results of the hypoosmotic swelling test, the water test, and eosin-Y staining. *Fertility And Sterility*, 70(6):1148-55. doi: 10.1016/s0015-0282(98)00351-3
- Mocé, M. L., Esteve, I. C., Pérez-Fuentes, S., Gómez, E. A., & Mocé, E. (2022). Microbiota in goat buck ejaculates differs between breeding and non-breeding seasons. *Frontiers in Veterinary Science*, 9, 867671. <https://doi.org/10.3389/fvets.2022.867671>
- Morillo, M., Salazar, S., & Castillo, E. (2012). Evaluación del potencial reproductivo del macho bovino. *INIA. Publicaciones divulgativas, Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias*. 60p.

- Nakao, N., Ono, H., & Yoshimura, T. (2008). Thyroid hormones and seasonal reproductive neuroendocrine interactions. In *Reproduction* (Vol. 136, Issue 1, pp. 1–8). <https://doi.org/10.1530/REP-08-0041>
- Narváez Herrera, J. P., Riascos Vallejos, A. R., & Cisneros Montenegro, J. M. (2021). Effect of supplementation with *Saccharomyces cerevisiae* on milk production and quality in cattle from Valle de Sibundoy, Putumayo, Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 32(6). <https://doi.org/10.15381/RIVEP.V32I6.19977>
- Narwade, B. M., Mohanty, K., Bhakat, M., & Rahim, A. (2017). Seasonal and individual variation of semen quality parameters in crossbred (Alpine x Beetal) buck. *Indian J Dairy Sci*, 71(3), 284–287.
- Nasiri, A. H., Towhidi, A., Shakeri, M., Zhandi, M., Dehghan-Banadaky, M., & Colazo, M. G. (2018). Effects of live yeast dietary supplementation on hormonal profile, ovarian follicular dynamics, and reproductive performance in dairy cows exposed to high ambient temperature. *Theriogenology*, 122, 41–46. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2018.08.013>
- Navarro, V. M., Gottsch, M. L., Chavkin, C., Okamura, H., Clifton, D. K., & Steiner, R. A. (2009). Regulation of gonadotropin-releasing hormone secretion by kisspeptin/dynorphin/neurokinin B neurons in the arcuate nucleus of the mouse. *Journal of Neuroscience*, 29(38), 11859–11866. <https://doi.org/10.1523/jneurosci.1569-09.2009>
- Ngcauzele, N., Van der Horst, G., Kotze, A., Jonker, T., & Maree, L. (2021). Quantitative sperm characteristics of Tankwa goats with special reference to hyperactivated motility. *South African Journal of Animal Science*, 50(5). <https://doi.org/10.4314/sajas.v50i5.6>
- Ngoma, L., Kambulu, L., & Mwanza, M. (2016). factors influencing goat's semen fertility and storage: a literature review. *Journal of Human Ecology*, 56(1–2), 114–125. <https://doi.org/10.1080/09709274.2016.11907045>
- Ntemka, A., Kiossis, E., Boscós, C., Theodoridis, A., Kourousekos, G., & Tsakmakidis, I. (2019). Impact of old age and season on Chios ram semen quality. *Small Ruminant Research*, 178(January), 15–17. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2019.07.004>

- Obeidat, B. S. (2023). Effect of *Saccharomyces cerevisiae* supplementation during the suckling period on performance of Awassi ewes. *Tropical Animal Health and Production*, 55(3). <https://doi.org/10.1007/s11250-023-03555-x>
- Ogbuewu, I. P., & Mbajjorgu, C. A. (2023). Meta-analysis of *Saccharomyces cerevisiae* on enhancement of growth performance, rumen fermentation and haemato-biochemical characteristics of growing goats. *Heliyon*, 9(3). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e14178>
- Ohaneje, U. L., Osuagwuh, U. I., Alvarez-rodríguez, M., Yáñez-ortiz, I., Tabarez, A., & Palomo, M. J. (2021). The re-addition of seminal plasma after thawing does not improve buck sperm quality parameters. *Animals*, 11(12). <https://doi.org/10.3390/ani11123452>
- Ohkura, S., Takase, K., Matsuyama, S., Mogi, K., Ichimaru, T., Wakabayashi, Y., Uenoyama, Y., Mori, Y., Steiner, R. A., Tsukamura, H., Maeda, K. I., & Okamura, H. (2009). Gonadotrophin-releasing hormone pulse generator activity in the hypothalamus of the goat. *Journal of Neuroendocrinology*, 21(10), 813–821. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2826.2009.01909.x>
- Oruene, I. S., Mutembei, H. M., Kipyegon, A. N., & Rekwot, P. I. (2024). effects of exogenous gnRH stimulation on testicular spermatogenesis and characteristics of the West African Dwarf buck. *Nigerian Veterinary Journal*, 44(3), 9–21. <https://doi.org/10.4314/nvj.v44i3.2>
- Otero, M. A., Guerrero, I., Wagner, J. R., Cabello, A. J., Sceni, P., García, R., Soriano, J., Tomasini, A., Saura, G., & Almazán, O. (2011). Yeast and its derivatives as ingredients in the food industry. *Biotechnologia Aplicada*. <https://www.researchgate.net/publication/262757545>
- Paryad, A., & Mahmoudi, M. (2008). Effect of different levels of supplemental yeast (*Saccharomyces cerevisiae*) on performance, blood constituents and carcass characteristics of broiler chicks. In *African Journal of Agricultural Research* (Vol. 3, Issue 12). <http://www.academicjournals.org/AJAR>
- Pelletier, J., Castro, B., Roblot, G., Wylde, R., & de Reviers, M.-M. (1990). Characterization of melatonin receptors in the ram pars tuberalis: influence of light. *Acta Endocrinologica*, 123(5), 557–562. <https://doi.org/10.1530/acta.0.1230557>

- Pérez, B., & Mateos, E. (1996). Effect of photoperiod on semen production and quality in bucks of Verata and Malaguefia breeds. *Small Ruminant Research*, 22: 163-168. [https://doi.org/10.1016/S0921-4488\(96\)00887-5](https://doi.org/10.1016/S0921-4488(96)00887-5) .
- Petrenko Olena. (2005). Características de las cepas de levaduras y de su rendimiento celular utilizando un medio de cultivo a base de suero lácteo. *Universidad de Belgrano. Tesis. Facultad de Ciencias Naturales y Exactas.*
- Phesatcha, K., Phesatcha, B., Wanapat, M., & Cherdthong, A. (2022). The effect of yeast and roughage concentrate ratio on ruminal ph and protozoal population in thai native beef cattle. *Animals*, 12(1). <https://doi.org/10.3390/ani12010053>
- Poloni, V., Salvato, L., Pereyra, C., Oliveira, A., Rosa, C., Cavaglieri, L., & Keller, K. M. (2017). Bakery by-products based feeds borne- *Saccharomyces cerevisiae* strains with probiotic and antimycotoxin effects plus antibiotic resistance properties for use in animal production. *Food and Chemical Toxicology*, 107, 630–636. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2017.02.040>
- Purdy, P. H. (2006). A review on goat sperm cryopreservation. *Small Ruminant Research*, 63(3), 215–225. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2005.02.015>
- Quandt, J. E., Barletta, M., Cornell, K. K., Giguère, S., & Hofmeister, E. H. (2018). Evaluation of a point-of-care blood glucose monitor in healthy goats. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 28(1), 45–53. <https://doi.org/10.1111/vec.12686>
- Quan, G., Liang, J., Yang, H., Ni, X., Raza, S. H. A., Shah, M. A., Wu, G., & Lv, C. (2023). The proteomic modification of buck ejaculated sperm induced by the cryopreservation process. *Biopreservation and Biobanking*, 21(3), 255–266. <https://doi.org/10.1089/bio.2022.0024>
- Querol, A., Belloch, C., Fernández-Espinar, M. T., & Barrio, E. (2003). Molecular evolution in yeast of biotechnological interest. In *International Microbiology* (Vol. 6, Issue 3, pp. 201–205). Springer-Verlag GmbH Co. KG. <https://doi.org/10.1007/s10123-003-0134-z>
- Rahman, H. U., Qureshi, M. S., & Khan, R. U. (2014). Influence of dietary zinc on semen traits and seminal plasma antioxidant enzymes and trace minerals of beetal bucks. *Reproduction in Domestic Animals = Zuchthygiene*, 49(6), 1004–1007. <https://doi.org/10.1111/rda.12422>

- Ramaswamy, S., & Weinbauer, G. F. (2014). Endocrine control of spermatogenesis: role of FSH and LH/ testosterone. *Spermatogenesis*, 4(2), e996025. <https://doi.org/10.1080/21565562.2014.996025>
- Rhim, T.-J., Kuehl, D., & Jackson, G. L. (1993). Seasonal changes in the relationships between secretion of gonadotropin-releasing hormone, luteinizing hormone, and testosterone in the ram'. *Biology of Reproduction*, 48, 197–204. <https://academic.oup.com/biolreprod/article/48/1/197/2762243>
- Rivas, J., Díaz, T., Hahn, M., & Bastidas, P. (2008). Efecto de la suplementación con *Saccharomyces cerevisiae* sobre la producción de leche al inicio de la lactancia en vacas lecheras Effect of supplementation with *Saccharomyces cerevisiae* on milk production from onset of lactation in dairy cows. In *Zootecnia Trop* (Vol. 26, Issue 4).
- Rosa, H. J. D., & Bryant, M. J. (2003). Seasonality of reproduction in sheep. In *Small Ruminant Research* (Vol. 48, Issue 3, pp. 155–171) [https://doi.org/10.1016/S0921-4488\(03\)00038-5](https://doi.org/10.1016/S0921-4488(03)00038-5)
- Sadeghi, S., Del Gallego, R., García-Colomer, B., Gómez, E. A., Yániz, J. L., Gosálvez, J., López-Fernández, C., & Silvestre, M. A. (2020). Effect of sperm concentration and storage temperature on goat spermatozoa during liquid storage. *Biology*, 9(9). <https://doi.org/10.3390/biology9090300>
- Saito, H., Sawada, T., Yaegashi, T., Goto, Y., Jin, J., Sawai, K., & Hashizume, T. (2012). Kisspeptin-10 stimulates the release of luteinizing hormone and testosterone in pre- and post-pubertal male goats. *Animal Science Journal*, 83(6), 487–492. <https://doi.org/10.1111/j.1740-0929.2011.00978.x>
- Sakamoto, K., Wakabayashi, Y., Yamamura, T., Tanaka, T., Takeuchi, Y., Mori, Y., & Okamura, H. (2013). A population of kisspeptin/neurokinin B neurons in the arcuate nucleus may be the central target of the male effect phenomenon in goats. *PLoS ONE*, 8(11). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0081017>
- Saleh, M., Idris Alsalami, M., & Sakran Abass, K. (2020). The effect of different *Saccharomyces cerevisiae* levels on some blood biochemical parameters of Awassi ewes. *Agricultural Economics*, 15: 50-57. <https://www.researchgate.net/publication/339274445>

- Salvador, I., Yániz, J., Viudes-de-Castro, M. P., Gómez, E. A., & Silvestre, M. A. (2006). Effect of solid storage on caprine semen conservation at 5°C. *Theriogenology*, *66*(4), 974–981. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2006.02.042>
- Samir, H., Mandour, A. S., Radwan, F., Ahmed, A. E., Momenah, M. A., Aldawood, N. A., Yoshida, T., Watanabe, G., & El-Sherbiny, H. R. (2023). Effect of Acute Melatonin Injection on Metabolomic and Testicular Artery Hemodynamic Changes and Circulating Hormones in Shiba Goats under Sub-Tropical Environmental Conditions. *Animals: An Open Access Journal from MDPI*, *13*(11). <https://doi.org/10.3390/ani13111794>
- Sánchez-Dávila, F., Barragán, H. B., del Bosque-González, A. S., & Ungerfeld, R. (2018). Social dominance affects the development of sexual behaviour but not semen output in yearling bucks. *Theriogenology*, *110*, 168–174. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2018.01.004>
- Sarangi, A., Singh, P., Virmani, M., Yadav, A. S., Sahu, S., Ajithakumar, H. M., Kumari, A., & Rath, A. P. (2017). Effect of antioxidants supplementation on the quality of Beetal buck semen stored at 4°C. *Veterinary World*, *10*(10), 1184–1188. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2017.1184-1188>
- Scott, C. J., Rose, J. L., Gunn, A. J., & McGrath, B. M. (2019). Kisspeptin and the regulation of the reproductive axis in domestic animals. *Journal of Endocrinology*, *240*(1), R1–R16. <https://doi.org/10.1530/JOE-18-0485>
- Sehati, F., Towhidi, A., Zhandi, M., Ganjkhanelou, M., Nasiri, A., & Parnian, F. (2010). Effects of dietary supplementation of *saccharomyces cerevisiae* on milk production, oxidative stress, and blood metabolites of holstein dairy cows during summer season. *Iranian Journal of Applied Animal Science*, *12*: 497-507.
- Shaaeldin, S. A., Tingari, M. D., Kumar, P. M., Makawi, S. E. A., & Yahya, I. I. (2023). The morphological postnatal development of the testis of the Nubian bucks. *Journal of Veterinary Medicine Series C: Anatomia Histologia Embryologia*, *52*(2), 148–157. <https://doi.org/10.1111/ahe.12863>
- Shareef, M. A., Mohammed, T. R., & Alrawi, H. M. (2021). Impact of *Saccharomyces cerevisiae* enriched with Selenium or Zinc on reproductive performance, estrogen and progesterone hormone in local Iraqi female goats. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, *761*(1). <https://doi.org/10.1088/1755-1315/761/1/012095>

- Sharma, A., & Sood, P. (2020). Caprine Semen Cryopreservation and the Factors Affecting it: An Overview. *Veterinary Sciences: Research and Reviews*, 6(1). <https://doi.org/10.17582/journal.vsrr/2020/6.1.46.57>
- Shi, L., Xun, W., Zhou, H., Hou, G., Yue, W., Zhang, C., Ren, Y., & Yang, R. (2013). Ultrastructure of germ cells, Sertoli cells and mitochondria during spermatogenesis in mature testis of the Chinese Taihang black goats (*Capra hircus*). *Micron*, 50, 14–19. <https://doi.org/10.1016/j.micron.2013.03.008>
- Singh, M. P., Sinha, A. K., & Singh, B. K. (1995). Effect of cryoprotectants on certain seminal attributes and on the fertility of buck spermatozoa. *Theriogenology*, 43(6):1047-53. doi: 10.1016/0093-691x(95)00068-j.
- Smith, L. B., & Walker, W. H. (2014). The regulation of spermatogenesis by androgens. *Seminars in Cell & Developmental Biology*, 30, 2–13. <https://doi.org/10.1016/j.semcd.2014.02.012>
- Sobrino, V., Avendaño, M. S., Perdices-López, C., Jimenez-Puyer, M., & Tena-Sempere, M. (2022). Kisspeptins and the neuroendocrine control of reproduction: Recent progress and new frontiers in kisspeptin research. *Frontiers in Neuroendocrinology*, 65. <https://doi.org/10.1016/j.yfrne.2021.100977>
- Soedjiharti, T., Graeme, M., Stephen, S., & Rachid, B. (1996). Interactions control between nutrition, testosterone and inhibin in the of gonadotrophin secretion in mature rams. In *Reproduction Fertility and Development*, 8: 855-62. doi: 10.1071/rd9960855.
- Stella, A. V., Paratte, R., Valnegri, L., Cigalino, G., Soncini, G., Chevaux, E., Dell’Orto, V., & Savoini, G. (2007). Effect of administration of live *Saccharomyces cerevisiae* on milk production, milk composition, blood metabolites, and faecal flora in early lactating dairy goats. *Small Ruminant Research*, 67(1), 7–13. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2005.08.024>
- Suárez M Caridad, & Guevara R Carmen. (2017). Levadura *Saccharomyces cerevisiae* en la alimentación de rumiantes. Revisión bibliográfica. *ICIDCA*, 51. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=223154251004>
- Sugino, T., Hasegawa, Y., Kurose, Y., Kojima, M., Kangawa, K., & Terashima, Y. (2004). Effects of ghrelin on food intake and neuroendocrine function in sheep. *Animal*

Reproduction Science, 82–83, 183–194.
<https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2004.05.001>

- Sultan, K. H. (2023). Impact of *Curcuma longa* L. on Semen and Blood Parameters in Awassi Lambs. *International Journal of Veterinary Science*, 2, 2023, 206–211. <https://doi.org/10.47278/journal.ijvs/2022.182>
- Tanga, B. M., Qamar, A. Y., Raza, S., Bang, S., Fang, X., Yoon, K., & Cho, J. (2021). Semen evaluation: Methodological advancements in sperm quality-specific fertility assessment - A review. *Animal Bioscience*, 34(8), 1253–1270. <https://doi.org/10.5713/ab.21.0072>
- Thiéry, J. C., Chemineau, P., Hernandez, X., Migaud, M., & Malpoux, B. (2002). Neuroendocrine interactions and seasonality. *Domestic Animal Endocrinology*, 23(1-2): 87-100. [10.1016/s0739-7240\(02\)00148-0](https://doi.org/10.1016/s0739-7240(02)00148-0).
- Tilbrook, A. J., & Clarke, I. J. (1992). Evidence that Dopaminergic Neurons are not Involved in the Negative Feedback Effect of Testosterone on Luteinizing Hormone in Rams in the Non-Breeding Season. *Journal of Neuroendocrinology*, 4(3), 365–374. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2826.1992.tb00181.x>
- Tilbrook, A. J., de Kretser, D. M., & Clarke, I. J. (1999). Seasonal changes in the negative feedback regulation of the secretion of the gonadotrophins by testosterone and inhibin in rams. *The Journal of Endocrinology*, 160(1), 155–167. <https://doi.org/10.1677/joe.0.1600155>
- Tirpan, M. B., Şahin, D., & Korkmaz, F. (2020). the main aspects of andrological evaluation of bucks. *Livestock Studies*, 60: 74-80 <http://doi.org/10.46897/livestockstudies.846420>
- Udoh, H., & Inyang, U. H. (2017). Effects of probiotics therapy on semen quality traits of west african dwarf bucks. *Journal of Agriculture Production and Thecnology*, 6, 19–26.
- Uenoyama, Y., Inoue, N., Nakamura, S., & Tsukamura, H. (2021). Kisspeptin neurons and estrogen–estrogen receptor α signaling: Unraveling the mystery of steroid feedback system regulating mammalian reproduction. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(17). <https://doi.org/10.3390/ijms22179229>
- Valinote Amaury. (2011). Uso de cultivos de levadura en la nutrición de rumiantes. *Calidad y Productividad Animal*. www.produccion-animal.com.ar
- Vince, S., Valpotić, H., Berta, V., Milinković-Tur, S., Samardžija, M., Grizelj, J., Špoljarić, B., Đuričić, D., Nazansky, I., & Žura Žaja, I. (2017). Monitoring of libido and semen quality

- parameters in melatonin-treated French alpine bucks during the non-breeding season. *Reproduction in Domestic Animals*, 52(6), 953–961. <https://doi.org/10.1111/rda.13003>
- Walkden-Brown, S., Restall, B., Norton, B., Scaramuzzi, R., & Martin, G. (1994). Effect of nutrition on seasonal patterns of LH, FSH and testosterone concentration, testicular mass, sebaceous gland, volume and odour in Australian Cashmere goats. *J Reprod Fertil*, 351–360.
- Walkden-Brown, S. W., Restall, B. J., Scaramuzzi, R. J., Martin, G. B., & Blackberry, M. A. (1997). Seasonality in male Australian cashmere goats: Long term effects of castration and testosterone or oestradiol treatment on changes in LH, FSH and prolactin concentrations, and body growth. *Small Ruminant Research*, 26(3), 239–252. [https://doi.org/10.1016/S0921-4488\(97\)00017-5](https://doi.org/10.1016/S0921-4488(97)00017-5)
- Wang, L., & Moenter, S. M. (2020). Differential Roles of Hypothalamic AVPV and Arcuate Kisspeptin Neurons in Estradiol Feedback Regulation of Female Reproduction. *Neuroendocrinology*, 110(3–4), 172–184. <https://doi.org/10.1159/000503006>
- Wang, Y. J., Jia, G. X., Yan, R. G., Guo, S. C., Tian, F., Ma, J. Bin, Zhang, R. N., Li, C., Zhang, L. Z., Du, Y. R., & Yang, Q. E. (2019). Testosterone-retinoic acid signaling directs spermatogonial differentiation and seasonal spermatogenesis in the Plateau pika (*Ochotona curzoniae*). *Theriogenology*, 123, 74–82. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2018.09.033>
- Wenjia, Q., Tarique, I., Deng, B., Zhang, Y., Haseeb, A., Chen, Q., & Yang, P. (2020). Cellular evidence of autophagy in Sertoli cells during spermatogenesis in goats. *Theriogenology*, 154, 237–245. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2020.05.024>
- Widell, M. (2020). Destined for slaughter: Identifying seasonal breeding patterns in sheep and goats in early Babylonia. *Journal of Near Eastern Studies*, 79(2), 209–223. <https://doi.org/10.1086/710168>
- Wójcik-Gładysz, A., Szlis, M., Przybył, B. J., & Polkowska, J. (2019). Obestatin may affect the GnRH/KNDy gene network in sheep hypothalamus. *Research in Veterinary Science*, 123, 51–58. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2018.12.010>
- Xun, W., Shi, L., Cao, T., Zhao, C., Yu, P., Wang, D., Hou, G., & Zhou, H. (2015). Dual functions in response to heat stress and spermatogenesis: Characterization of

- expression profile of small heat shock proteins 9 and 10 in goat testis. *BioMed Research International*, 2015. <https://doi.org/10.1155/2015/686239>
- Xu, Z. Z., McDonald, M. F., McCutcheon, S. N., & Blair, H. T. (1992). Effects of season and testosterone treatment on gonadotrophin secretion and pituitary responsiveness to gonadotrophin-releasing hormone in castrated Romney and Poll Dorset rams. *Reproduction*, 95(1), 183–190. <https://doi.org/10.1530/jrf.0.0950183>
- Zarazaga, L. A., Celi, I., Guzmán, J. L., & Malpaux, B. (2011). The role of nutrition in the regulation of luteinizing hormone secretion by the opioidergic, dopaminergic, and serotonergic systems in female mediterranean goats. *Biology of Reproduction*, 84(3), 447–454. <https://doi.org/10.1095/biolreprod.110.086520>
- Zarazaga, L. Á., Gatica, M. C., De La Rosa, I., Delgado-Pertíñez, M., & Guzmán, J. L. (2022). The high testosterone concentrations of the bucks used in the “male effect” is not a prerequisite for obtaining high ovarian activity in goats from mediterranean latitudes. *Animals*, 12(8). <https://doi.org/10.3390/ani12080954>
- Zaworski, E. M., Shriver-Munsch, C. M., Fadden, N. A., Sanchez, W. K., Yoon, I., & Bobe, G. (2014). Effects of feeding various dosages of *Saccharomyces cerevisiae* fermentation product in transition dairy cows. *Journal of Dairy Science*, 97(5), 3081–3098. <https://doi.org/10.3168/jds.2013-7692>
- Zelef~, I., Jal~, D., Kmet~, V., & Siroka, P. (1994). Influence of diet and yeast supplement on in vitro ruminal characteristics. *Animal Feed Science and Technology*, 49:211-221. [https://doi.org/10.1016/0377-8401\(94\)90047-7](https://doi.org/10.1016/0377-8401(94)90047-7)
- Zhang, J., Yang, Y., Lei, X., Wang, Y., Li, Y., Yang, Z., & Yao, J. (2023). Active dry yeast supplementation benefits ruminal fermentation, bacterial community, blood immunoglobulins, and growth performance in young dairy goats, but not for intermittent supplementation. *Animal Nutrition*, 13, 289–301. <https://doi.org/10.1016/j.aninu.2023.02.001>
- Zhao, W., Adjei, M., Zhang, Z., Yuan, Z., Cisang, Z., & Song, T. (2023). The role of GnRH in Tibetan male sheep and goat reproduction. *Reproduction in Domestic Animals*, 58: 1179–1187). <https://doi.org/10.1111/rda.14432>
- Zhu, C., Wang, L., Wei, S., Chen, Z., Ma, X., Zheng, C., & Jiang, Z. (2017). Effect of yeast *Saccharomyces cerevisiae* supplementation on serum antioxidant capacity, mucosal

sIgA secretions and gut microbial populations in weaned piglets. *Journal of Integrative Agriculture*, 16(9), 2029–2037. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(16\)61581-2](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(16)61581-2)

Zieba, D. A., Szczesna, M., Klocek-Gorka, B., & Williams, G. L. (2008). Leptin as a nutritional signal regulating appetite and reproductive processes in seasonally-breeding ruminants. *Journal of physiology and pharmacology*, 59: 7-18.

Пенков, Д., Вучков, А., Penkov, D., & Vuchkov, A. (2020). Net utilization of energy and protein by traditional reared Bulgarian Screw-Horned Longhaired suckling kids through the system “clarc of energy distribution/clarc of protein transformation.” *Journal of Mountain Agriculture on the Balkans*, 23: 1-10.